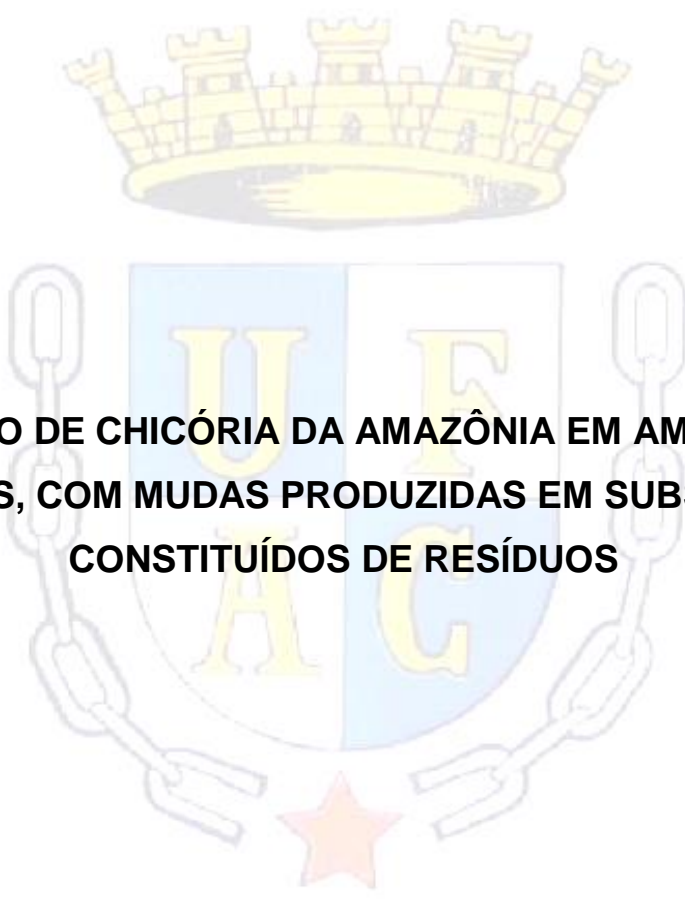


LUÍS GUSTAVO DE SOUZA E SOUZA



**RENDIMENTO DE CHICÓRIA DA AMAZÔNIA EM AMBIENTES DE
CULTIVOS, COM MUDAS PRODUZIDAS EM SUBSTRATOS
CONSTITUÍDOS DE RESÍDUOS**

RIO BRANCO - AC

2018

LUÍS GUSTAVO DE SOUZA E SOUZA

**RENDIMENTO DE CHICÓRIA DA AMAZÔNIA EM AMBIENTES DE
CULTIVOS, COM MUDAS PRODUZIDAS EM SUBSTRATOS
CONSTITUÍDOS DE RESÍDUOS**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Produção Vegetal, da Universidade Federal do Acre, como parte das exigências para obtenção do título de mestre em Produção Vegetal.

Orientadora: Dra. Regina L. F. Ferreira
Co-orientador: Dr. Sebastião E. Araújo Neto

RIO BRANCO - AC

2018

Ficha catalográfica elaborada pela Biblioteca Central da UFAC

S729r Souza, Luís Gustavo de Souza e, 1994-
Rendimento de chicória da Amazônia em ambientes de cultivos, com mudas produzida em substratos constituídos em resíduos / Luís Gustavo de Souza e Souza. – 2018.
49 f. : il. ; 30 cm.

Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal do Acre, Programa de Pós-graduação em Produção Vegetal. Rio Branco, 2018.
Inclui referências bibliográficas e apêndice.
Orientadora: Profª. Drª. Regina L. F. Ferreira.
Coorientador: Dr. Sebastião E. Araújo Neto.

1. Produção vegetal – Dissertação. 2. Chicória – Mudas. 3. Chicória – Cultivo. I. Título.

CDD: 338.1

Bibliotecária: Alanna Santos Figueiredo CRB-11º/1003

LUÍS GUSTAVO DE SOUZA E SOUZA

**RENDIMENTO DE CHICÓRIA DA AMAZÔNIA EM AMBIENTES DE CULTIVOS,
COM MUDAS PRODUZIDAS EM SUBSTRATOS CONSTITUÍDOS DE RESÍDUOS**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Produção Vegetal, da Universidade Federal do Acre, como parte das exigências para a obtenção do título de Mestre em Produção Vegetal.

APROVADA em 28 de março de 2018

BANCA EXAMINADORA



Dra. Regina Lúcia Félix Ferreira (Orientadora)
Universidade Federal do Acre



Dra. Almecina Balbino Ferreira (Membro)
Universidade Federal do Acre



Dra. Marilene Santos de Lima (Membro)
Universidade Federal do Acre

Dedico a todos os que acreditam em mim e contribuem para a realização dos
meus sonhos...

AGRADECIMENTOS

A Deus toda minha sincera gratidão, pela força e disposição no transcorrer de mais essa etapa.

Nestes dois anos tive a oportunidade de conviver com muitas pessoas (antigos ou novos conhecidos), por isso agradeço especialmente a meus orientadores Profa. Regina Lúcia e Prof. Sebastião Elviro, que não medem esforços no auxílio à pesquisa e ensino, bem como seus filhos Ana e André.

À minha família, meus pais, Maria Moreira e Rivaldo Souza, irmãos Ariel Souza e Randson Souza, e tios Clecy e Dim, além de meus avós e tios, que contribuíram dando todo o apoio necessário.

Às minhas amigas Cintia, Elíuda, Eliane e Nilciléia, com quem sei que posso contar sempre. E aos que a pós-graduação me deu a oportunidade de conhecer, Thays, Waldiane, Denis e Wagner, que se tornaram pessoas especiais.

Agradeço especialmente à Nilciléia, Thays, Waldiane e Shyrlene, pela ajuda na condução e avaliação do experimento. E a Maura Jane, amiga que auxiliou na escrita e correção ortográfica.

À Universidade Federal do Acre, ao Curso de Pós-graduação em Produção Vegetal, à Capes e a todos os professores que contribuíram para a minha formação.

“Mantenha o FOCO no objetivo, centralize a FORÇA para lutar
e utilize a FÉ para vencer”

Desconhecido

RESUMO

O conhecimento técnico de cultivo e o uso em escala comercial são necessários para a valorização de plantas não convencionais, como a chicória (*Eryngium foetidum* L.). Assim, o objetivo deste trabalho foi avaliar a qualidade de mudas de chicória da Amazônia produzidas em substratos à base de resíduos orgânicos e o seu rendimento em ambientes de cultivo. Para isso, utilizaram-se quatro substratos constituídos de diferentes resíduos como condicionadores, sendo: T1 - Fibra de coco seco + mistura (terra, composto orgânico, carvão vegetal); T2 - Casca de arroz carbonizada + mistura; T3 - Caule triturado de ouricuri (*Attalea phalerata*) + mistura; T4 - Caule decomposto de sumaúma (*Ceiba pentandra*) + mistura e T5 - Substrato comercial como controle, totalizando cinco tratamentos em quatro blocos, no delineamento em blocos casualizados (DBC). Na fase de mudas, foram avaliados: número de folhas, altura da planta, diâmetro do colo, massa seca da parte aérea, de raiz e total, e índice de qualidade de muda. Posteriormente, as mudas (mesmos tratamentos) foram transplantadas para canteiros em dois ambientes de cultivo: pleno sol e ambiente protegido; instalados também com quatro blocos em DBC, sendo avaliadas nesta etapa: massas fresca e seca, produtividade, além da classificação do comprimento das folhas em três classes (classe 1, 2 e 3). Os dados foram submetidos à avaliação dos pressupostos e análise de variância, com posterior comparação de médias pelo teste de Tukey. Nas variáveis de campo analisou-se a interação entre substratos e ambientes. Os substratos comercial e à base de ouricuri não apresentaram diferença entre si na fase de mudas, com superioridade para todas as variáveis em relação aos demais. Na fase de campo houve interação significativa para massas fresca e seca e produtividade. Com os substratos comercial, ouricuri e sumaúma obtêm-se maiores produções de massas fresca e seca e produtividade. No ambiente protegido não há diferença entre os substratos avaliados. Folhas grandes (classe 3) estão presentes em maior porcentagem em plantas produzidas com substrato ouricuri e sumaúma e no ambiente protegido.

Palavras-chave: *Eryngium foetidum* L. Substratos alternativos. Cultivo protegido.

ABSTRACT

Technical knowledge of cultivation and use on a commercial scale are necessary for the valuation of non conventional plants, such as chicory (*Eryngium foetidum* L). The objective of this work was to evaluate the quality seedlings of Amazonian chicory produced in substrates based on organic residues and their yield in growing environments. Four substrates composed of different residues were used as conditioners, being: T1 - Dry coconut fiber + mixture (soil, organic compound, charcoal); T2 - Carbonized rice husk + mixture; T3 - Crushed Stem of ouricuri (*Attalea phalerata*) + mixture; T4 – Decomposed kapok (*Ceiba pentandra*) stalk + mixture and T5 - Commercial substrate as control, totaling five treatments in four blocks, in a randomized complete block design (DBC). In the seedling phase, the number of leaves, plant height, diameter of the colon, dry mass of shoot, root and total, and seedling quality index were evaluated. Subsequently, the seedlings (same treatments) were transplants for flower beds in two growing environments: full sun and protected environment; installed also with four blocks in DBC, being evaluated in this stage: fresh and dry masses, productivity, besides the classification of leaves length in three classes (class 1, 2 and 3). The data were submitted to the evaluation of the assumptions and analysis of variance, with a comparison of means by the Tukey test. In the field variables the interaction between substrates and environments was analyzed. The commercial and ouricuri substrates did not show any difference in the seedling stage, with superiority for all variables in relation to the others. In the field phase there was significant interaction for fresh and dry mass and productivity. With the commercial substrates, ouricuri and kapok produces higher yields of fresh and dry pasta and productivity. In the protected environment there is no difference between the evaluated substrates. Large leaves (class 3) are present in higher percentage in plants produced with ouricuri and kapok substrate and in protected environment.

Key-words: *Eryngium foetidum* L. Alternative substrates. Protected cultivation.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Substratos, fibra de coco + mistura (terra, composto orgânico e carvão) (a), casca de arroz carbonizada + mistura (b), ouricuri + mistura (c) e sumaúma + mistura (d).....	23
Figura 2 – Mudanças de chicória avaliadas 52 dias após a semeadura.....	24
Figura 3 – Colheita (a) e pesagem (b) de chicória 42 dias após o transplante.....	27
Figura 4 – Mensuração de folhas de chicória para posterior classificação.....	28
Figura 5 – Mudanças de chicória desenvolvidas em substratos à base de resíduos.....	30

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1 – Análise química de substratos constituídos de resíduos. ICASA, 2017.. 23
- Tabela 2 – Análise física de substratos constituídos de resíduos. ICASA, 2017..... 24
- Tabela 3 – Número de folhas (NF), altura da planta (AP), diâmetro do colo (DC), massa seca da parte aérea (MSPA), massa seca de raiz (MSR), massa seca total (MST) e índice de qualidade de muda (IQM) de chicória da Amazônia, produzidas com substratos à base de resíduos. Rio Branco, AC, 2017..... 29
- Tabela 4 – Massa fresca total (MFT), massa seca total (MST) e produtividade chicória da Amazônia, produzidas em ambientes de cultivo com mudas oriundas de substratos à base de resíduos. Rio Branco, AC, 2017..... 31
- Tabela 5 – Classificação por comprimento (cm) de folhas de chicória da Amazônia, produzidas em ambientes de cultivo. Rio Branco, AC, 2017. 34
- Tabela 6 – Classificação por comprimento (cm) de folhas de chicória da Amazônia, produzidas com mudas oriundas de substratos a base de resíduos. Rio Branco, AC, 2017..... 34

LISTA DE APÊNDICES

- APÊNDICE A – Resumo da análise de variância para as variáveis número de folhas, altura da planta e diâmetro do colo de mudas de chicória da Amazônia. Rio Branco, AC, 2017..... 48
- APÊNDICE B – Resumo da análise de variância para as variáveis massa seca da parte aérea (MSPA), de raiz (MSR) e total (MST) e índice de qualidade de mudas (IQM) de chicória da Amazônia. Rio Branco, AC, 2017..... 48
- APÊNDICE C – Resumo da análise de variância para as variáveis massa fresca total (MST), massa seca total (MST) e produtividade de chicória da Amazônia. Rio Branco, AC, 2017..... 49
- APÊNDICE D – Resumo da análise de variância para as variáveis classe 1, classe 2 e classe 3. Rio Branco, AC, 2017..... 49

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	12
2 REVISÃO DE LITERATURA	14
2.1 DESCRIÇÃO DA CHICÓRIA DA AMAZÔNIA (<i>Eryngium foetidum</i> L.).....	14
2.2 PRODUÇÃO DE MUDAS E AVALIAÇÃO DA QUALIDADE.....	15
2.3 SUBSTRATOS PARA PRODUÇÃO DE MUDAS.....	16
2.4 AMBIENTES DE CULTIVO.....	18
2.4.1 Cultivo em Pleno Sol.....	19
2.4.2 Cultivo em Ambiente Protegido.....	19
3 MATERIAL E MÉTODOS	22
3.1 PRIMEIRA FASE - PRODUÇÃO DE MUDAS DE CHICÓRIA.....	22
3.1.1 Delineamento experimental e tratamentos.....	22
3.1.2 Misturas dos substratos.....	22
3.1.3 Produção de mudas.....	24
3.1.4 Variáveis analisadas.....	25
3.2 SEGUNDA FASE - CULTIVO A CAMPO DE CHICÓRIA.....	25
3.2.1 Delineamento experimental e tratamentos.....	25
3.2.2 Implantação e condução do experimento.....	26
3.2.3 Ambientes de cultivo.....	26
3.2.4 Colheita e coleta de dados.....	27
3.2.5 Variáveis analisadas.....	27
3.3 ANÁLISE ESTATÍSTICA.....	28
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	29
5 CONCLUSÕES	36
REFERÊNCIAS	37
APÊNDICES	47

1 INTRODUÇÃO

Existem no Brasil entre 4 mil e 5 mil espécies vegetais potenciais para consumo na alimentação humana, que são nativas ou exóticas, cultivadas ou espontâneas, chamadas de plantas alimentícias não convencionais (PANC's) por possuírem partes comestíveis (KELEN et al., 2015). Essas plantas são consumidas in natura ou processadas na forma de sucos, saladas, refogados, entre outros (RANIERI et al., 2017).

Dentro desse grupo de plantas estão as hortaliças não convencionais, presentes em locais onde são tradicionalmente cultivadas por agricultores familiares e fazem parte da culinária regional. Não apresentam cadeia produtiva definida e, por isso, são irrelevantes às empresas produtoras de insumos (SILVEIRA et al., 2010).

O interesse pelo cultivo e pesquisa dessas espécies é crescente, por diversificarem a alimentação e, principalmente, por sua composição nutricional ricas em proteínas, fibras, compostos bioativos e minerais, especialmente cálcio, magnésio, fósforo, ferro e baixos teores de sódio (ALMEIDA et al., 2014; KINUPP; BARROS, 2007).

A chicória da Amazônia (*Eryngium foetidum* L.) é uma dessas espécies. Muito tradicional na Região Amazônica, com sabor e aroma característicos, ela compõe, juntamente com a cebolinha e o coentro, o tradicional cheiro verde, sendo amplamente utilizada na culinária local (MELO; JAIME, 2015), além de ser estudada para fins medicinais por sua composição e presença de flavonoides, taninos e eryngial, um composto bioativo com grande potencial na composição de medicamentos (FORBES et al., 2013; PAUL et al., 2011).

O cultivo de hortaliças, como a chicória, em sistema orgânico representa alternativa para a diversificação da produção e da renda, pois apresentam baixo custo de produção, rusticidade e facilidade no manejo, por serem adaptadas às regiões de plantio (SOUZA et al., 2017), com produção de um alimento livre de agrotóxicos e fertilizantes de alta concentração e solubilidade, por serem cultivadas organicamente (BRASIL, 2003).

O baixo nível tecnológico praticado por olericultores acrianos reflete na baixa produtividade, no elevado valor comercial e na indisponibilidade do produto em determinadas épocas do ano. No cultivo de chicória a falta de recomendações técnicas disponíveis na literatura leva a práticas de manejo de forma empírica, que acarretam uma baixa eficiência produtiva.

Os elevados custos ou a indisponibilidade de insumos para produção de hortaliças, como os substratos, que são produzidos em locais distantes, comprometem a produção, elevam o preço do produto final, tornando-as indisponíveis no mercado.

Outro desafio para produtores de regiões tropicais é o controle dos fatores climáticos, que ocasionam perdas de biomassa, antecipação da fase reprodutiva, alterando o sabor e a qualidade das hortaliças.

A produção de mudas em substratos à base de resíduos locais, com o cultivo em ambientes protegido, eleva a produtividade e prolonga o ciclo vegetativo da planta, como observado para alface (SIMÕES et al., 2015).

O conhecimento técnico de cultivo e o uso em escala comercial são necessários para a valorização das plantas não convencionais (SOUZA et al., 2009), adequando-se práticas de cultivo já consolidadas para hortaliças convencionais, como produção de mudas, manejo e ambientes de cultivo.

Como não há um substrato com todas as características requeridas ao desenvolvimento das plantas, são necessárias pesquisas com substratos produzidos à base de resíduos (CERQUEIRA et al., 2015), buscando alternativas de materiais que se adequem às necessidades físicas e químicas da cultura e também do produtor (KLEIN, 2015), pois nem sempre um substrato é adequado para todas as culturas, mesmo estas sendo olerícolas, como observado para bertalha (FERRAZ et al., 2014), rúcula (FERREIRA et al., 2017) e mostarda (SOUZA et al., 2017).

O cultivo de hortaliças em ambiente protegido reduz o ataque de pragas e doenças e adversidades climáticas que acometem a cultura a pleno sol, amenizando as variações sazonais, pois controla as condições no interior do ambiente, principalmente pela redução de radiação e proteção contra o excesso de chuvas, aumentando a produtividade, a qualidade dos produtos (REIS et al., 2012), prolongando o ciclo vegetativo e viabilizando o produto em épocas de entressafra.

Com o intuito de contribuir para a elaboração de técnicas de cultivo, o objetivo deste trabalho foi avaliar a qualidade de mudas de chicória da Amazônia produzidas em substratos à base de resíduos orgânicos e o seu rendimento em ambientes de cultivo.

2 REVISÃO DE LITERATURA

Grande parte das plantas vasculares são originárias de regiões tropicais como a Amazônia, espécies que, ainda silvestres, representam potencial genético e econômico. A valorização, o cultivo, o uso e a pesquisa dessas espécies nativas ainda são incipientes, muitas fazem parte da alimentação regional e têm importância cultural, econômica, social e nutricional. Nesta realidade inserem-se as hortaliças não convencionais, como a chicória, vendida e cultivada na Região Norte (EPAMIG, 2012; KINUPP, 2009).

2.1 DESCRIÇÃO DA CHICÓRIA DA AMAZÔNIA (*Eryngium foetidum* L.)

A chicória pertencente à família Apiaceae (mesma da cenoura, salsa, coentro, etc.), é uma espécie herbácea, perene, rasteira, cuja folhas são dispostas em forma de roseta, sendo estas glabras, lanceoladas-espatuladas, com comprimento variando de 5 cm a 18 cm e a largura de 1,5 cm a 5 cm. Na reprodução emite uma haste floral, que possui flores hermafroditas, com inflorescência disposta em capítulos, que darão origem a sementes férteis. É originária de regiões tropicais da América Central (Panamá, México e Ilhas do Caribe) e da América do Sul (Brasil, Venezuela, Peru, Guianas e Colômbia), cultivada e comercializada em países como: Porto Rico, República Dominicana, Cuba, México, Costa Rica e Brasil, além de Tailândia e Vietnã (CARDOSO; SILVA FILHO, 1997; MORALES-PAYÁN et al., 2013).

Pode ser cultivada durante todo o ano em regiões com altas temperaturas e boa disponibilidade de água, adaptada a solos com baixa acidez, férteis, leves, bem drenados e com bom teor de matéria orgânica (SILVEIRA et al., 2010). Para maior produtividade, recomenda-se o plantio no espaçamento 15 cm x 15 cm (GOMES et al., 2013).

A produção na Região Norte está concentrada em quintais e pequenas hortas, sendo a semeadura realizada a lanço, com sementes oriundas de cultivos anteriores ou de outras áreas produtoras. Os tratamentos culturais baseiam-se em irrigações diárias e capinas manuais. O corte do pendão floral também é uma prática adotada, pois favorece a produção de folhas (GUSMÃO et al., 2003; MADEIRA et al., 2013; SILVA et al., 2016b; SIVIERO et al., 2011).

A colheita inicia-se entre 60 e 90 dias após a emergência, pois nesse período há maiores concentrações de flavonoides, compostos fenólicos, clorofilas e

carotenoides nas folhas, sendo elas reduzidas com o avanço do ciclo (CAMPOS, 2014). Nas folhas também estão presentes macronutrientes: N>Ca>K>P>Mg, e micronutrientes: Fe>Zn>Cu>Mn (GOMES et al., 2012).

A hortaliça é consumida como condimento, muito difundida na Região Norte em pratos típicos, principalmente de pescados (MADEIRA et al., 2013). Mas seu uso não está voltado somente para a culinária, pesquisas mostram a presença de compostos alifáticos e aromáticos, apresentando potencial anti-inflamatório, analgésico e antioxidante, promissora na indústria alimentícia e farmacêutica (DAWILAI et al., 2013; SINGH et al., 2013; THOMAS et al., 2017).

2.2 PRODUÇÃO DE MUDAS E AVALIAÇÃO DA QUALIDADE

A produção e transplante de mudas é uma prática utilizada para a maioria das hortaliças, especialmente as que possuem sementes diminutas. Baseia-se na utilização de recipiente, comumente bandejas de poliestireno expandido, que variam na quantidade de células e no volume (FILGUEIRA, 2013; MEDEIROS et al., 2007), que são preenchidas com substratos e garantem as condições para a germinação da semente, além de suporte durante o desenvolvimento da muda (SILVA et al., 2017a).

Na fase de produção, as mudas são mantidas em viveiros cobertos com filme plástico e fechados lateralmente com telas, protegendo do excesso de chuva e do ataque de pragas e doenças, o que garante mudas uniformes e em menor tempo (SOUZA; RESENDE, 2014).

A produção da muda é a etapa de maior importância no processo produtivo, pois sua qualidade tem influência direta no desempenho final da cultura e na qualidade do produto, de modo que a formação inadequada compromete o desenvolvimento da planta, reduzindo seu potencial produtivo e aumentando o ciclo (CERQUEIRA et al., 2015; ECHER et al., 2007).

Segundo Zaccheo et al. (2013) e Camargo et al. (2011), 60% do sucesso da cultura é dependente da formação de mudas de qualidade, o que, além de garantir a sobrevivência da planta, aumenta sua produtividade.

Nas avaliações de qualidade são mensuradas comumente variáveis como altura, diâmetro do colo, número de folhas, massas secas de raiz e parte aérea utilizadas como padrão, mais que nem sempre expressam a realidade sobre a muda (ARAÚJO et al., 2013; MAGGIONI et al., 2014; MEDEIROS et al., 2016).

O índice de qualidade de Dickson inicialmente proposto para espécies florestais (DICKSON et al., 1960), tem sido utilizado também em espécies olerícolas (FERREIRA et al., 2017; SANTOS et al., 2015; SIMÕES et al., 2015) e é considerado um excelente indicador de qualidade porque, além relacionar os parâmetros de crescimento, indica a distribuição equilibrada da biomassa do vegetal, de modo que, quanto maior o índice, melhor é a qualidade da muda (COSTA et al., 2011b; MARANA et al., 2008).

Apesar de a avaliação da qualidade da muda ser importante, o acompanhamento até o final do ciclo é imprescindível, pois nem sempre a muda com as melhores características vegetais obtém melhores produções (MAGRO et al., 2011). Do mesmo modo, as mudas com piores índices de qualidade podem se recuperar e acompanhar o desenvolvimento das com melhores índices (SILVA et al., 2016a).

2.3 SUBSTRATOS PARA PRODUÇÃO DE MUDAS

O substrato é um produto utilizado como meio de crescimento de plantas (BRASIL, 2014), pode ser de origem mineral ou orgânica, utilizado na produção de mudas e/ou em substituição ao solo em cultivos (OLIVEIRA et al., 2016). Sua principal função é dar suporte à planta, garantindo eficiência no fornecimento de água e nutrientes balanceados, influenciando na aeração, drenagem e arquitetura da raiz (MAGGIONI et al., 2014).

Constitui-se como o insumo mais importante no processo produtivo, em especial na fase de muda, quando a planta é sensível ao ataque de microrganismos e intolerante ao estresse hídrico, podendo, em desequilíbrio, ocasionar baixa germinação, mudas mal formadas e sintomas de deficiências, que refletem na quantidade e qualidade do produto e no tempo de produção (CAMARGO et al., 2011; MEDEIROS et al., 2008).

Não há um resíduo ou material que contenha todas as características químicas e físicas necessárias ao desenvolvimento da planta, por isso é indicada a formulação de substratos, unindo materiais de diversas origens que forneçam tais atributos e contribuam para o desenvolvimento satisfatório da muda (COSTA et al., 2017; GALVÃO et al., 2007; SANTOS et al., 2010b; SOARES et al., 2014).

Há disponíveis no mercado diversos substratos elaborados à base de materiais vegetais, vermiculita e turfa, mas que, na maioria das vezes, não atendem às necessidades de pequenos produtores ou não estão disponíveis em locais distantes

das empresas produtoras. Assim, a produção de substratos alternativos aos comerciais é crescente no Brasil, principalmente por agricultores orgânicos (FERREIRA et al., 2017; OLIVEIRA et al., 2008; SILVA et al., 2016a).

Em regiões onde os insumos para produção de mudas têm custos elevados, como no Acre, é necessário encontrar alternativas para a composição de substratos, como a diversificação de condicionadores. Para isso, utilizam-se materiais como: casca de arroz carbonizada, fibra de coco, caules de palmeira (ouricuri, pupunha ou açai) e resíduos de madeira (SIMÕES et al., 2015).

Os materiais usados devem ter alta disponibilidade, fácil manejo, baixo custo e longa durabilidade. Podem ser oriundos das propriedades rurais, sendo uma fonte alternativa e economicamente viável, pois aproveita resíduos orgânicos que seriam descartados e uma forma de reduzir os impactos ambientais (ARAÚJO NETO et al., 2009a; KRAUSE et al., 2017).

Dentre os constituintes do substrato, o condicionador apresenta maior importância, pois promove a melhoria das propriedades físicas, físico-químicas ou atividade biológica (BRASIL, 2004), além da retenção de água e aeração (SOUZA et al., 2017). Este componente está estritamente ligado à granulometria do substrato, quantidade e tamanho das partículas, exercendo influência no desenvolvimento do sistema radicular, que é garantido pela boa aeração, baixa resistência à penetração e manutenção da umidade adequada à planta (BRITO et al., 2017).

A uniformidade na granulometria e no arranjo das partículas conferida pelos condicionadores, eleva a capacidade de retenção de água, porém o armazenamento de água é dificultado pela alta porosidade, que também causa lixiviação de nutrientes e menor vigor das raízes. Já a baixa porosidade e alta retenção de água podem reduzir o oxigênio nas raízes e retardar o desenvolvimento da planta (MENEZES JÚNIOR et al., 2000; ZORZETO et al., 2014).

As características físicas são bastante variáveis nos substratos alternativos utilizados na produção de mudas (FARIAS et al., 2012). A fibra de coco, embora apresente elevada porosidade, também retém maior quantidade de água. Já a casca de arroz natural, por possuir partículas maiores, tem elevada porosidade e aeração, que prejudicam a retenção de água (ZORZETO et al., 2014; ZORZETO et al., 2016). Com a carbonização, a casca de arroz eleva a retenção de água em 27% à natural, superior também à casca de coco, além de melhorar a germinação e emergência (CARON et al., 2004; COSTA et al., 2007; KRATZ et al., 2013; STEFFEN et al., 2010; GALVÃO et al., 2007).

Embora a casca de arroz carbonizada melhore as características de retenção de umidade, isso só é possível quando sua proporção no substrato é de até 50%, pois seu aumento contribui para a produção de mudas com qualidade inferior (FREITAS et al., 2013).

Além dos substratos citados anteriormente, outros à base de resíduos, como estipe de ouricuri e caule decomposto de sumaúma, produzem mudas de qualidade, com boa produção a campo para a cultura da rúcula (FERREIRA et al., 2017), da couve (SILVA et al., 2016a), da alface (SIMÕES et al., 2015) e da mostarda-folhas (SOUZA et al., 2017).

Outros resíduos também são utilizados na produção de substratos como a palha de feijão e o esterco bovino, para alface, que elevam o acúmulo de biomassa e número de folhas, e o composto orgânico para tomateiro-cereja, pepino e cupuaçuzeiro (ARAÚJO NETO et al., 2015; CABRAL et al., 2011; COSTA et al., 2009; LIMA et al., 2009).

As características químicas do substrato são tão importantes quanto as físicas, uma vez que são ligadas diretamente com o crescimento e desenvolvimento da planta. A disponibilidade de nutrientes é dependente do valor de pH, que deve situar-se entre 6,0 e 7,0, para a adequada absorção pelas plantas e da condutividade elétrica com nível adequado entre 1,0 a 2,0 dS m⁻¹. Valores acima indicam elevada concentração de sais solúveis (KÄMPF, 2000) que podem ocasionar estresse à planta, redução do potencial osmótico, acarretando baixa germinação e redução do desenvolvimento radicular (HARTER et al., 2014; LOPES; MACEDO, 2008). Um substrato com adequados teores de nutrientes deve apresentar valores mínimos entre: 80-139 mg L⁻¹ de N, 8-13 mg L⁻¹ de P, 110-179 mg L⁻¹ de K, 140-219 mg L⁻¹ de Ca e 60-99 mg L⁻¹ de Mg (PLANK, 1989).

A produção de mudas na olericultura é um dos fatores mais relevantes, por isso a busca de alternativas de substratos é um desafio na tentativa de aumentar o rendimento das culturas, produzindo-se com qualidade, evitando desperdícios de materiais, reduzindo custos e propondo novas perspectivas sustentáveis aos agricultores (CUNHA et al., 2014; FARIA et al., 2014).

2.4 AMBIENTES DE CULTIVO

A interação do genótipo da planta com fatores climáticos, como temperatura e luminosidade, influencia no seu desenvolvimento, causando mudanças morfológicas e fisiológicas, alterando o crescimento, a floração, a frutificação e a senescência (ARAÚJO et al., 2010; SANTOS et al., 2010a).

2.4.1 Cultivo em Pleno Sol

A luminosidade é o fator mais importante no desenvolvimento do vegetal, pois é através dela que ocorre a fotossíntese. A elevação da atividade fotossintética, influenciada pelo aumento da radiação, resulta em maior acúmulo de matéria seca nas plantas (FILGUEIRA et al., 2013). Como observado por Santana et al. (2009) em cultivo de alface roxa a pleno sol, em que se elevou o número de folhas, diâmetro da cabeça e massa seca.

A radiação solar é responsável não somente por iniciar o processo fotossintético, mas também por controlar vários processos de desenvolvimento do vegetal entre eles: germinação, crescimento direcionado e morfologia da planta (LARCHER, 2000). Além disso pode ocasionar estresse e induzir as plantas a modificarem-se para a fase reprodutiva precocemente e intensamente (CORRÊA et al., 2012).

Há modificações também na morfologia e anatomia das folhas cultivadas em ambientes com alterações de luminosidade. Em taro (*Colocasia esculenta*), as folhas tendem a ser menores e mais espessas, quando mantidas em alta luminosidade. Já com o aumento do sombreamento, há mudanças anatômicas que podem afetar as rotas metabólicas e diminuir o transporte de açúcares, reduzindo a produtividade da cultura (GONDIM et al., 2008).

A produção em ambientes de elevada intensidade de luz também é benéfica no controle de doenças. No cultivo de cebolinha a pleno sol há elevação da produção da biomassa foliar, enquanto em ambiente protegido a massa de folhas doentes é maior, constatando-se que este compromete o desenvolvimento das plantas devido ao ataque de patógenos (SILVA et al., 2017b).

Em regiões tropicais a colheita da alface, cultivada a pleno sol, é realizada antes de a planta atingir máximo desenvolvimento vegetativo ou já na fase reprodutiva, causando perdas de massa quando colhida precocemente e/ou alterando o sabor quando pendocada, devido às adversidades climáticas como elevada temperatura e precipitação, ocasionando depreciação do produto e prejuízos financeiros (AQUINO et al., 2014; FERREIRA et al., 2009).

2.4.2 Cultivo em Ambiente Protegido

O controle dos fatores climáticos é o maior desafio para produtores de hortaliças, principalmente de folhosas, pois a ocorrência de chuvas durante o cultivo

reduz a qualidade do produto devido aos danos causados às folhas, além de prolongar o ciclo e atrasar a colheita (SÁ; REGHIN, 2008).

Para controle dessas condições e também edáficas como: temperatura, umidade relativa, radiação, solo e composição atmosférica, é necessário o cultivo protegido, que, além de proporcionar ambiente adequado ao desenvolvimento das plantas, eleva a eficiência produtiva, reduz a sazonalidade e viabiliza cultivos durante todo o ano (PURQUERIO; TIVELLI, 2014; SILVA et al., 2014a).

O cultivo em ambientes protegidos, também chamado de plasticultura, só foi possível com o advento do plástico, produto polimerizado extraído do petróleo, em 1930. Dentre as diversas aplicações do plástico na agricultura, destacam-se os filmes de coberturas para túneis de cultivo e casas de vegetação, esses ambientes são adequados de acordo com cada local (FILGUEIRA, 2013).

Embora os custos de implantação e manutenção das casas de vegetação sejam elevados, a produtividade e a rentabilidade são 23,3% e 29,4% maiores, respectivamente, obtidas com a produção de hortaliças e compensam os gastos com a instalação e manutenção (ARAÚJO NETO et al. 2009b).

No interior do ambiente há modificações meteorológicas que refletem no desenvolvimento da planta, por meio da fotossíntese, evapotranspiração, fototropismo, morfogenia e formação de pigmentos. Como exemplo podem ser citadas a radiação solar difusa e a refletida, que são superiores internamente. Além da transmissividade média do plástico, que varia de 65% a 90%, de acordo com o tempo de uso (FRISINA; ESCOBEDO, 1999).

Tanto em ambiente protegido quanto a pleno sol, há influência no desenvolvimento das plantas. O cultivo protegido eleva o número de folhas e a produção de matéria fresca, obtendo-se plantas mais hidratadas e tenras. Além disso a produtividade também é superior em 55% à produtividade a pleno sol (FERREIRA et al., 2009). Esses ganhos são atribuídos às condições energéticas no interior do ambiente, principalmente pela elevação da umidade relativa e redução da luminosidade (VIANA et al., 2013).

No cultivo protegido de rúcula, verifica-se aumento na altura, número de folhas e produtividade, mesmo a cultura sendo de regiões de clima ameno. Pois as mudas, quando produzidas em ambientes de temperatura elevada, tendem a adaptar-se (COSTA et al., 2011a; NOHAMA et al., 2011; PINTO, 2014).

Em cultivo de agrião (*Rorippa nasturtium-aquaticum*), Hirata e Hirata (2015) observaram que em ambiente sombreado há acúmulo de massa fresca da parte

aérea, o que se traduz em aumento da produtividade em 59% em relação ao cultivo a pleno sol. Esse acúmulo é oriundo de um maior teor de água nas folhas e talos, o que os torna mais tenros.

Além de alterações em características produtivas da cultura, o sombreamento tem efeito na morfologia da planta devido à sua capacidade de adaptação, como por exemplo, o investimento em fotoassimilados para ampliação da área foliar, visando ao aumento da capacidade fotossintética (COLOMBO et al., 2015). Esses ambientes também prolongam o ciclo vegetativo de hortaliças como a alface, uma vez que a temperatura e a radiação elevada aceleram o pendoamento da cultura (DIAMANTE et al., 2013).

3 MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi realizado no Sítio Ecológico Seridó, situado no ramal José Ruy Lino, km 1,7, à margem esquerda da estrada de Porto Acre, km 5 em Rio Branco - AC, na latitude de 9°53' S e longitude 67°49' W, entre março e junho de 2017.

O clima da região é quente e úmido, do tipo Am, segundo a classificação de Köppen (1918), com médias de temperatura de 25,4°C e umidade relativa de 88,4% e precipitação de 752 mm (INMET, 2017) no período de avaliação do experimento.

O experimento foi realizado em duas fases: produção de mudas e avaliação da produção a campo.

3.1 PRIMEIRA FASE – PRODUÇÃO DE MUDAS DE CHICÓRIA

Nesta primeira etapa do experimento, foi avaliada a qualidade das mudas produzidas com diferentes substratos.

3.1.1 Delineamento experimental e tratamentos

O experimento foi instalado em delineamento em blocos casualizados (DBC), com cinco tratamentos, quatro repetições e dez amostras por unidade experimental. Os tratamentos avaliados foram substratos constituídos de diferentes resíduos como condicionadores, sendo: T1 - Fibra de coco seco + mistura (terra, composto orgânico, carvão vegetal triturado); T2 - Casca de arroz carbonizada + mistura; T3 - Caule triturado de ouricuri (*Attalea phalerata*) + mistura; T4 - Caule decomposto de sumaúma (*Ceiba pentandra*) + mistura e T5 - Substrato comercial Vivatto Slim Plus®, como controle.

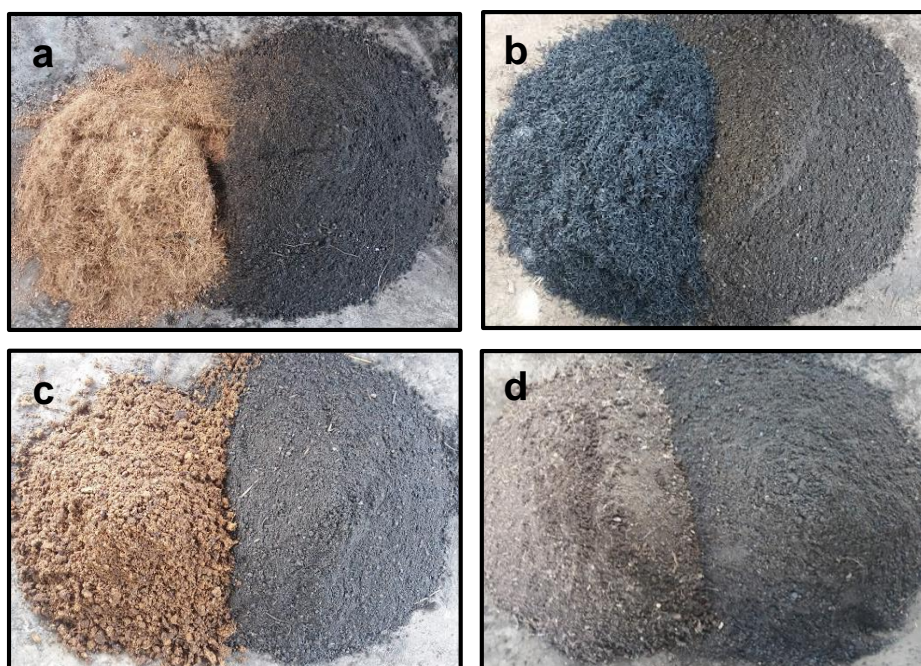
3.1.2 Misturas dos substratos

Todos os substratos usados para produção das mudas, exceto o comercial, que foi utilizado puro, foram compostos de: 30% de terra; 30% de composto orgânico; 30% de condicionador, que são os tratamentos; 10% de carvão vegetal triturado; 1,0 kg m⁻³ de calcário dolomítico; 1,5 kg m⁻³ de termofosfato natural e 1,0 kg m⁻³ de sulfato de potássio.

A terra utilizada foi retirada da camada superficial do solo (0-5 cm). O composto orgânico foi produzido em pilha de compostagem à base de capim *Brachiaria decumbens*.

Os condicionadores, caule de ouricuri e de sumaúma decomposta, foram coletados na floresta, no sítio ecológico Seridó. O ouricuri e a fibra de coco foram triturados em triturador automático e peneirados. A casca de arroz foi aquecida em chapa de aço até total carbonização do material. Em seguida esses materiais foram misturados com terra, composto orgânico e carvão vegetal (Figura 1).

Figura 1 – Substratos, fibra de coco + mistura (terra, composto orgânico e carvão) (a), casca de arroz carbonizada + mistura (b), ouricuri + mistura (c) e sumaúma + mistura (d)



Fonte: Souza, 2017.

Foram realizadas análises químicas (Tabela 1) e físicas (Tabela 2) da mistura dos substratos produzidos com diferentes resíduos.

Tabela 1 – Análise química de substratos constituídos de resíduos. ICASA, 2017

Substrato	pH	-----mg L ⁻¹ -----									
		P	K	Ca	Mg	S	B	Cu	Fe	Mn	Na
Fibra de coco ¹	7,4	4,08	274,0	33,9	19,4	108,0	0,15	0,04	2,46	0,61	31,0
Casca de arroz ²	7,5	6,56	194,0	38,9	25,3	119,0	0,23	0,04	1,44	0,58	24,0
Ouricuri ³	6,5	6,66	176,0	45,1	34,2	129,0	0,29	0,04	2,00	0,94	24,0
Sumaúma ⁴	8,1	2,65	148,0	78,6	26,8	92,20	0,07	0,03	0,91	0,27	19,0
Comercial ⁵	5,6	2,09	112,0	122,0	44,8	134,0	0,08	0,00	0,40	0,60	37,0

¹Fibra de coco + mistura (30% de composto orgânico, 30% de terra, 10% de carvão vegetal, 1,0 kg m⁻³ de calcário dolomítico, 1,0 kg m⁻³ de sulfato de potássio e 1,5 kg m⁻³ de termofosfato natural); ²Casca de arroz carbonizada + mistura; ³Ouricuri + mistura; ⁴Sumaúma + mistura; ⁵Substrato comercial.

Tabela 2 – Análise física de substratos constituídos de resíduos. ICASA, 2017

Substrato	Da ¹ kg m ⁻³	C.R.A. ² %	C.E. ³ Mili Scm ⁻¹
Fibra de coco	589,9	85,70	0,614
Casca de arroz	720,6	86,82	0,604
Ouricuri	779,3	84,42	0,457
Sumaúma	742,0	96,94	0,453
Comercial	269,0	249,36	0,639

¹Da= densidade aparente (base seca); ²C.R.A.= capacidade de retenção de água; ³C.E.= condutividade elétrica.

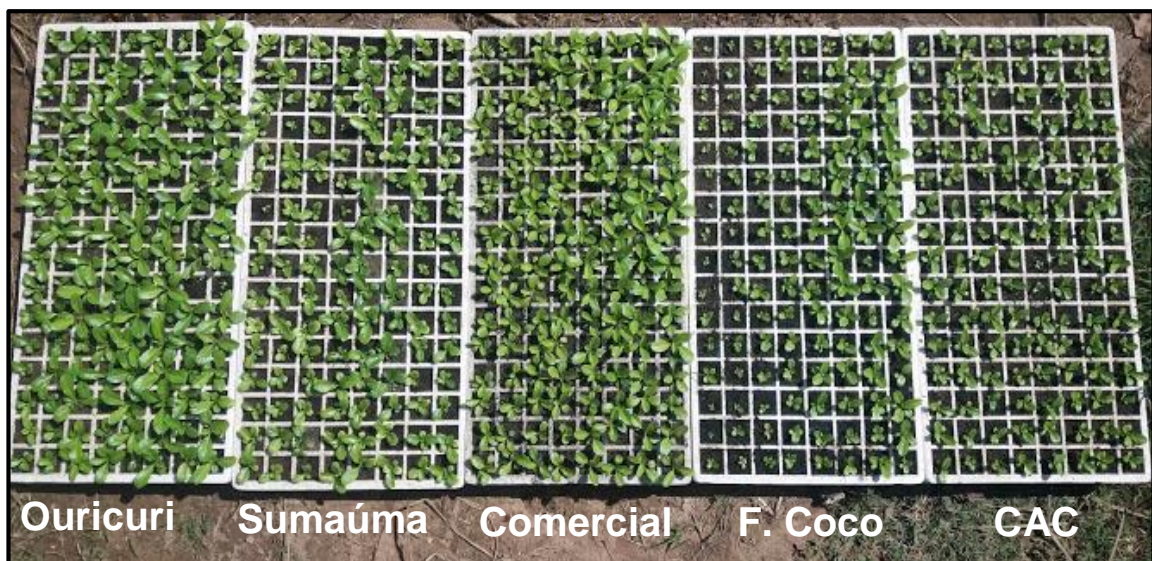
3.1.3 Produção de mudas

As sementes de chicória foram obtidas de cultivos anteriores da propriedade Seridó, colhidas e secas três dias antes da semeadura.

As mudas foram produzidas em bandejas de poliestireno expandido com 128 células, depositando-se quatro sementes em cada célula. Após emergência, realizaram-se o desbaste e a repicagem das plantas, deixando-se apenas uma por célula.

Essas plantas permaneceram em casa de vegetação, coberta com filme transparente de 100 micras e com as laterais fechadas com tela de sombreamento, recebendo irrigação duas vezes ao dia. Quando apresentavam entre 3 e 4 folhas (Figura 2), 52 dias após a semeadura, efetuaram-se as avaliações.

Figura 2 – Mudas de chicória avaliadas 52 dias após a semeadura



Fonte: Souza, 2017.

Produziram-se mudas suficientes para as avaliações de qualidade e para a composição da segunda fase do experimento.

3.1.4 Variáveis analisadas

Nesta etapa avaliaram-se: número de folhas, por contagem; altura da planta (cm), obtida por medição com régua graduada; diâmetro do colo (mm), medido com paquímetro digital; massa seca da parte aérea (g) e de raiz (g), aferida em balança digital com precisão de 0,05 mg, após secagem em estufa a 65 °C até massa constante.

Para a obtenção da massa seca de raiz, foi realizada a limpeza dela em água, separando-se a parte aérea do sistema radicular.

Obtidas as variáveis, foi determinado o índice de qualidade da muda (IQM) proposto por Dickson et al. (1960), por meio da seguinte equação matemática:

$$IQM = \frac{MST}{\left(\frac{H}{DC}\right) + \left(\frac{MSPA}{MSR}\right)}$$

Sendo:

IDM = Índice de qualidade da muda;

MST = Massa seca total (g);

H = Altura da planta (cm);

DC = Diâmetro do colo (mm);

MSPA = Massa seca da parte aérea (g);

MSR = Massa seca de raiz (g).

3.2 SEGUNDA FASE – CULTIVO A CAMPO DE CHICÓRIA

O solo onde foi realizado o experimento é classificado como ARGISSOLO AMARELO Alítico plintossólico (SANTOS et al., 2013), tendo como atributos químicos na camada de 0-20 cm de profundidade: pH= 6,4; M.O.= 30,0 g dm⁻³; P= 15 mg dm⁻³; K= 1,5 mmol_c dm⁻³; Ca= 62,0 mmol_c dm⁻³; Mg= 19 mmol_c dm⁻³; Al= 1,0 mmol_c dm⁻³; H+Al= 20,0 mmol_c dm⁻³; SB= 82,5 mmol_c dm⁻³; CTC= 102,5 mmol_c dm⁻³; V= 80,4%.

3.2.1 Delineamento experimental e tratamentos

Nesta etapa o experimento foi realizado em delineamento em blocos casualizados (DBC) em dois ambientes de cultivos, pleno sol e estufa coberta com

filme transparente e laterais abertas, com avaliação dos mesmos substratos da fase de mudas. Em quatro blocos e cinco tratamentos por ambientes, as parcelas experimentais tinham as dimensões de 75 cm x 60 cm, composta por 20 plantas.

3.2.2 Implantação e condução do experimento

As mudas foram transplantadas simultaneamente para os dois ambientes, sendo dispostas em espaçamento 15 cm x 15 cm.

Os canteiros tinham as dimensões de 1,2 m de largura, 30 m de comprimento e 0,15 m de altura, e foram adubados com 6,25 L m⁻² de composto orgânico, além da aplicação de 4,16 L m⁻² de biofertilizante (SOUZA; RESENDE, 2014), sendo 2,08 L puro e 2,08 L diluindo em água (50% biofertilizante + 50% água).

O composto orgânico foi produzido em pilha de compostagem à base de capim *Brachiaria decumbens*. E o biofertilizante foi produzido também com capim Braquiária + água.

Durante o cultivo, as plantas foram irrigadas diariamente por microaspersão com lâmina de 6 mm de água.

Para o controle preventivo de doenças, utilizou-se o biofertilizante com o intuito de prevenir o ataque de nematoides. Não foi necessário o controle de pragas. As plantas invasoras foram controladas semanalmente com capinas manuais. Procedeu-se, ainda, ao corte do pendão floral como recomendado pela literatura (MADEIRA et al., 2013).

3.2.3 Ambientes de cultivo

O cultivo a pleno sol tinha as mesmas características do cultivo protegido, apenas não havia nenhuma proteção.

O ambiente protegido foi estufa do tipo capela com laterais abertas, pois este é recomendado para o local de cultivo, por se adequar melhor às condições ambientais, tendo pé direito de 2,0 m, largura de 6,9 m e comprimento de 30 m, cobertos com filme aditivado transparente de 100 µm.

Aferiu-se a luminosidade dos ambientes com auxílio de luxímetro portátil durante dez dias, verificando-se média de 1110 x 10² lux a pleno sol e 568 x 10² lux na estufa, sendo retida 48,5% de luz no ambiente protegido.

3.2.4 Colheita e coleta de dados

A colheita foi realizada aos 42 dias após o transplântio, utilizando-se do auxílio de tesoura para a separação de parte aérea e raízes e posterior pesagem em balança digital (Figura 3). Na avaliação consideraram-se nove plantas de cada unidade experimental.

Figura 3 – Colheita (a) e pesagem (b) de chicória 42 dias após o transplântio



Fonte: Souza, 2017.

3.2.5 Variáveis analisadas

Após a colheita foram avaliadas massa fresca total da parte aérea (g) aferida em balança digital com precisão de 0,01 g; massa seca total (g) obtida pela pesagem em balança digital, após secagem em estufa a 65 °C até massa constante; e produtividade total (kg m^{-2}) obtida pela razão entre densidade de plantas ($44,44 \text{ plantas m}^{-2}$) e massa fresca.

Verificou-se também o tamanho das folhas, aferido por medição com régua graduada (Figura 4) das folhas de três plantas por parcela. E, posteriormente, foram classificadas por distribuição de frequência em: classe 1 (2,50-9,62 cm), classe 2 (9,63-16,76 cm) e classe 3 (16,77-23,90 cm), com a obtenção da porcentagem de folhas por classe.

Figura 4 – Mensuração de folhas de chicória para posterior classificação



3.3 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Após a obtenção dos dados, foi verificada a presença de dados discrepantes (GRUBBS, 1969), normalidade dos erros (SHAPIRO; WILK, 1965) e homogeneidade das variâncias populacionais (BARTLETT, 1937), procedendo-se à análise de variância pelo teste F (SNEDECOR; COCHRAN, 1948) com dados originais e transformados para as variáveis número de folhas ($\log x$), massa seca de raiz, total e IQM (\sqrt{x}), massa fresca e seca total ($\log x$) e produtividade (\sqrt{x}). Nas variáveis de produção e tamanho de folhas realizou-se análise conjunta entre substratos e ambientes. Posteriormente foi realizada a comparação de médias pelo teste de Tukey (1949) ao nível de 5% de significância.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Houve diferença significativa para número de folhas, altura da planta, diâmetro do colo, massa seca da parte aérea, de raiz e total, e índice de qualidade de muda (APÊNDICES A e B), avaliados em diferentes substratos.

Mudas produzidas nos substratos comercial e ouricuri não diferiram entre si e foram superiores para todas as variáveis em relação às provenientes de fibra de coco, sumaúma e casca de arroz carbonizada (Tabela 3).

Tabela 3 – Número de folhas (NF), altura da planta (AP), diâmetro do colo (DC), massa seca da parte aérea (MSPA), massa seca de raiz (MSR), massa seca total (MST) e índice de qualidade de muda (IQM) de chicória da Amazônia, produzidas com substratos à base de resíduos. Rio Branco, AC, 2017

Substrato	NF	AP (cm)	DC (mm)	MSPA ----- (g)	MSR -----	MST -----	IQM
Comercial	5,53 a ¹	4,57 ab	2,20 a	0,052 a	0,044 a	0,096 a	0,029 a
Ouricuri	5,38 ab	5,02 a	2,10 ab	0,043 ab	0,032 ab	0,075 ab	0,020 ab
F. Coco	4,85 b	3,85 bc	1,89 b	0,029 bc	0,025 bc	0,054 bc	0,017 bc
Sumaúma	5,25 ab	4,08 b	1,90 b	0,029 bc	0,016 c	0,045 bc	0,011 c
CAC	5,00 ab	3,25 c	1,86 b	0,020 c	0,016 c	0,036 c	0,013 c
CV (%)	3,20	8,52	6,18	23,81	11,82	11,09	10,18

¹Médias seguidas de mesma letra não diferem ($p > 0,05$) entre si pelo teste de Tukey.

O acúmulo de massa seca total observado nos substratos comercial e ouricuri (Tabela 3) é resultado de adequado balanceamento, absorção e distribuição de nutrientes pela planta, que os converteu em matéria seca (SILVA; QUEIROZ, 2014b).

O adequado fornecimento de nutrientes na produção de hortaliças, desde a fase de mudas até a colheita, possibilita o desenvolvimento pleno e a expressão do máximo potencial da planta (ARAÚJO et al., 2012), como apresentaram os substratos ouricuri e comercial, em que se observou distribuição equilibrada dos nutrientes, bem como adequado valor de pH. Mesmo esses substratos não apresentando os valores de nutrientes nas faixas recomendadas por Plank (1989), as mudas oriundas deles apresentaram superioridade para todas as variáveis analisadas, produzindo-se mudas com alto índice de qualidade (Tabela 3).

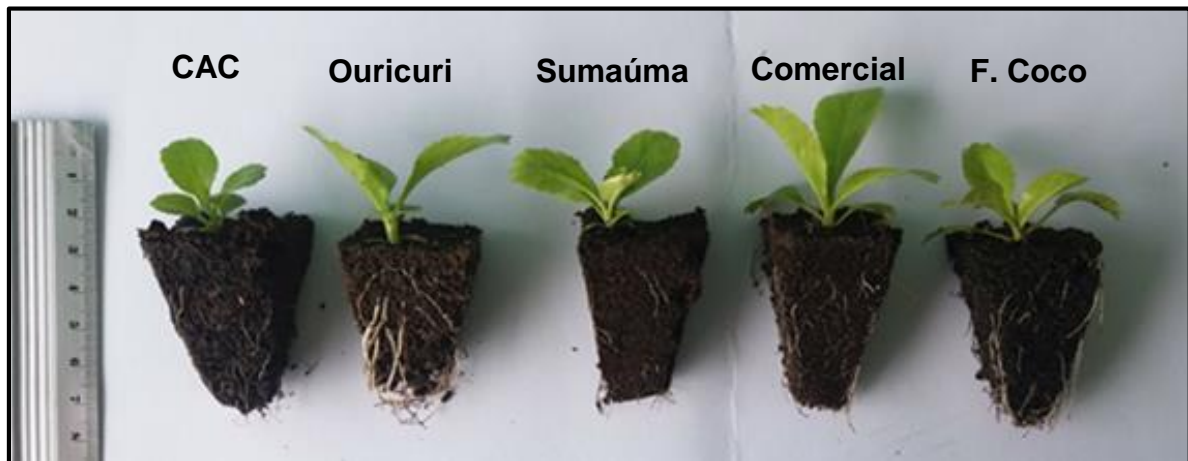
As mudas produzidas em substratos à base de resíduos: fibra de coco, sumaúma e casca de arroz carbonizada, foram inferiores para todas as variáveis

mensuradas na fase de mudas, exceto para número de folhas, em que os dois últimos substratos não apresentaram diferença significativa dos demais (Tabela 3).

O número de folhas, embora esteja relacionado ao desenvolvimento da parte aérea e à taxa de fotossíntese da planta, não contribuiu para que os substratos sumaúma e casca de arroz produzissem mudas com elevados índices de qualidade (Figura 5). Esses substratos, juntamente com o produzido com fibra de coco, apresentaram valores inferiores ao ouricuri e ao comercial devido à baixa disponibilidade de nutrientes atribuída aos elevados valores de pH (Tabela 1), acima dos recomendados por Kämpf (2000), que devem estar entre 6,0 e 7,0.

Com o pH superior a 7,0, há redução na disponibilidade principalmente de fósforo (SOUSA et al., 2007), que tem importância no desenvolvimento do sistema radicular e formação de matéria seca nas plantas, e, quando em deficiência, há redução no crescimento de plantas jovens (TAIZ; ZEIGER, 2013), como observado nos substratos fibra de coco, casca de arroz e sumaúma (Figura 5), que obtiveram valores de pH acima do recomendado.

Figura 5 – Mudanças de chicória desenvolvidas em substratos à base de resíduos



Fonte: Souza, 2017.

O elevado teor de potássio presente nos substratos fibra de coco e casca de arroz (Tabela 1) pode ter inibido a absorção de Ca e Mg e influenciado para que estes tratamentos apresentassem IQM inferiores, uma vez que a alta concentração deste nutriente favorece sua absorção e reduz a de Ca e Mg (ARAÚJO et al., 2012; KANO et al., 2010; ZANFIROV et al., 2012).

A deficiência de Ca na planta ocasiona redução do crescimento radicular e, conseqüentemente, da absorção de água e nutrientes, além disso ele é responsável pelo crescimento meristemático, desenvolvimento vegetal e regulação metabólica. E

o Mg tem papel no movimento de carboidratos e principalmente na fotossíntese, por ser estruturante na molécula de clorofila (DECHEN; NACHTIGALL, 2007).

Mesmo com o alto teor de K nos substratos citados, que pode estar associado à elevação da salinidade e ser fator causador de estresse para a planta (HARTER et al., 2014), isso não aumentou os valores de C.E. (Tabela 2), não sendo limitante ao desenvolvimento das mudas.

As características físicas (Tabela 2) apresentaram semelhança entre os substratos alternativos para todas as análises, embora estes tenham origem de materiais distintos. Mas a granulometria e o arranjo uniforme das partículas influenciaram na adequada retenção de água, boa aeração e baixa resistência à penetração (BRITO et al., 2017; ZORZETO et al., 2014). Embora o substrato comercial tenha apresentado elevada C.R.A., sua densidade foi menor, garantindo maior porosidade, melhor drenagem e menor restrição física ao crescimento e desenvolvimento da planta (MAGGIONI et al., 2014).

No cultivo a campo as variáveis massa fresca total, massa seca total e produtividade apresentaram interações significativas para substratos e ambientes de cultivo (APÊNDICE C).

Os substratos comercial, ouricuri e sumaúma foram superiores aos demais para massa fresca total e produtividade em ambos os ambientes, comprovando o benefício da qualidade da muda obtida pelos dois primeiros. Já o constituído com fibra de coco e casca de arroz foram melhores apenas no ambiente protegido, em que não houve diferença em relação aos demais tratamentos (Tabela 4).

Tabela 4 – Massa fresca total (MFT), massa seca total (MST) e produtividade de chicória da Amazônia, produzida em ambientes de cultivo com mudas oriundas de substratos à base de resíduos. Rio Branco, AC, 2017.

Substrato	MFT (g)		MST (g)		Produtividade (kg m ⁻²)	
	Protegido	Pleno sol	Protegido	Pleno sol	Protegido	Pleno sol
Comercial	19,63 Aa ¹	16,75 Aab	3,20 Aa	2,75 Aab	0,87 Aa	0,75 Aab
Ouricuri	21,38 Aa	24,13 Aa	3,14 Aa	3,59 Aa	0,95 Aa	1,07 Aa
F. Coco	18,13 Aa	9,38 Bc	2,76 Aa	1,48 Bc	0,81 Aa	0,42 Bc
CAC	21,13 Aa	14,13 Bbc	2,98 Aa	2,53 Ab	0,94 Aa	0,63 Bbc
Sumaúma	19,63 Aa	16,63 Aab	2,78 Aa	2,51 Ab	0,87 Aa	0,74 Aab
CV (%)	7,56		12,28		10,88	

¹Médias seguidas de mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem ($p > 0,05$) entre si pelo teste de Tukey.

Como observado na fase mudas, os condicionadores fibra de coco, sumaúma e casca de arroz produziram mudas de qualidade inferior (Tabela 3). Mas, mesmo assim, as mudas provenientes destes substratos, quando cultivadas em ambiente protegido, não apresentaram diferença dos demais para massa fresca e produtividade. Isso por que, além da capacidade da planta em se recuperar durante seu desenvolvimento, o solo para onde foram transplantadas é manejado organicamente há oito anos, estando em equilíbrio nas propriedades físicas, químicas e biológicas e, dessa forma, suprimindo o déficit inicial de nutrientes (LARCHER, 2000; OLIVEIRA et al., 2010).

O cultivo em ambiente protegido exerceu maior influência no aumento de valores de massas frescas e produtividade, devido ao ambiente apresentar redução na luminosidade em 48,5%, constatando que a chicória desenvolve-se melhor em ambiente com menor luminosidade. Moniruzzaman et al. (2009) observaram que as plantas de chicória (*Eryngium foetidum*) cultivadas à sombra de até 50% otimizaram seu rendimento.

As condições energéticas deste ambiente proporcionam local adequado para o desenvolvimento das plantas pela elevação da umidade e redução da luminosidade, proporcionando eficiência produtiva e redução da sazonalidade (SILVA et al., 2014a; VIANA et al., 2013).

As condições internas da estufa elevam o número de folhas, a produção de matéria fresca da parte aérea e produzem plantas mais hidratadas e tenras. No cultivo de folhosas como a alface e o agrião (*Rorippa nasturtium-aquaticum*), a produtividade aumenta 55% e 59%, respectivamente, em relação ao cultivo a pleno sol (FERREIRA et al., 2009; HIRATA; HIRATA, 2015).

A massa fresca e a produtividade são variáveis importantes para hortaliças folhosas como a chicória, por ser a parte de interesse comercial. Em ambiente protegido, a produtividade da chicória foi superior em 18,69% à produtividade quando cultivada a pleno sol. Porém a produtividade foi inferior ($p < 0,05$) à obtida por Gomes et al. (2013) também em estufa nas condições de Belém-PA com valores médios de 1,49 kg m⁻².

No cultivo em ambos os ambientes não houve diferença para massa seca total, utilizando mudas de qualquer um dos substratos, exceto fibra de coco, que apresentou superioridade apenas no cultivo protegido. Na estufa a massa seca não diferiu entre os substratos, porém, a pleno sol, apenas o substrato comercial e o ouricuri obtiveram valores superiores (Tabela 4).

As mudas que previamente já apresentavam ótima qualidade (comercial e ouricuri), ao contrário das outras, refletiram sua superioridade na produção de matéria seca mesmo em ambiente sem cobertura. Porém, não tendo qualidade igual às demais, as mudas formadas em substrato fibra de coco, casca de arroz e sumaúma alcançaram as outras quando cultivadas com proteção.

Isso ocorre porque a redução na quantidade de luz influencia nas características morfológicas da planta, que, por sua capacidade de adaptação, melhora seu investimento em fotoassimilados para elevação da área foliar e, assim, aumentar sua capacidade fotossintética (COLOMBO et al., 2015).

O ganho de matéria seca tem relação com número de folhas, uma vez que isso é resultado da atividade fotossintética, ou seja, o maior número de folhas aumenta a capacidade fotossintética da planta e garante a elevação da massa seca (WAGNER JÚNIOR et al., 2006).

O aumento de massa seca total em plantas cultivadas com proteção também é observado em folhosas como chicória (*Cichorium endivia*), que elevou sua produção em média 25%, se comparada ao sem proteção, devido às condições térmicas do ambiente, que proporcionou local adequado ao acúmulo de matéria seca (FELTRIM et al., 2006).

O cultivo protegido promoveu maior desenvolvimento para as plantas provenientes de qualquer substrato, demonstrando seu benefício no controle das condições favoráveis às plantas. Os incrementos em massa seca e produtividade são resultado das condições internas: redução da temperatura e luminosidade e elevação da umidade relativa, que cria um microclima favorável à atividade fotossintética por aumentar o influxo de CO₂ e reduzir a transpiração das plantas, permitida pelo maior tempo e abertura estomática (GUERRA et al., 2017).

A classificação das folhas de chicória apresentou efeito isolado para ambientes e substratos (APÊNDICE D).

O ambiente protegido apresentou maior porcentagem de folhas da classe 3, não diferindo do a pleno sol para classe 2 (Tabela 5). Folhas da classe 3 encontram-se no ponto de colheita, por apresentarem maior tamanho, muito embora as da classe 2 também já possam ser comercializadas.

As plantas cultivadas a pleno sol apresentaram crescimento mais lento que as do cultivo protegido, por isso a maior quantidade de folhas pequenas, que ainda não tinham atingido tamanho suficiente para a classe 3.

Tabela 5 – Classificação por comprimento (cm) de folhas de chicória da Amazônia, produzidas em ambientes de cultivo. Rio Branco, AC, 2017

Ambiente	Classes		
	1 (2,5-9,62)	2 (9,63-16,76)	3 (16,77-23,90)
	-----%-----		
Protegido	34,43 b ¹	51,55 a	14,02 a
Pleno sol	42,09 a	47,99 a	9,97 b
CV (%)	24,37	15,31	33,39

¹Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem ($p>0,05$) entre si pelo teste de Tukey.

No ambiente protegido, como já relatado nas variáveis da tabela 4, devido às condições favoráveis do ambiente, as folhas atingiram tamanho comercial mais precocemente e a diferença na porcentagem de folhas em relação ao sem proteção foi de 28,9%. O microclima criado pela proteção do plástico favorece o desenvolvimento e a precocidade de hortaliças folhosas, como observado por Araújo et al. (2010) para alface, o que antecipou a colheita em oito dias.

O efeito benéfico do ambiente protegido sob o aumento do tamanho da folha também foi constatado por Moniruzzaman et al. (2009), que obtiveram folhas de chicória da Amazônia com comprimento médio de 20,75 cm, quando cultivada com restrição luminosa de 50%.

As plantas oriundas de mudas dos substratos ouricuri e sumaúma produziram maior quantidade de folhas da classe 3 (Tabela 6). As folhas dessas plantas chegaram mais rapidamente ao tamanho desejável para a comercialização.

Tabela 6 – Classificação por comprimento (cm) de folhas de chicória da Amazônia, produzidas com mudas oriundas de substratos à base de resíduos. Rio Branco, AC, 2017

Substrato	Classes		
	1 (2,5-9,62)	2 (9,63-16,76)	3 (16,77-23,90)
	-----%-----		
Comercial	40,74 a ¹	52,87 ab	6,52 c
Ouricuri	32,25 a	50,58 ab	17,17 a
F. Coco	34,58 a	55,04 a	10,39 bc
CAC	41,06 a	48,72 ab	10,23 bc
Sumaúma	42,67 a	41,67 b	15,66 ab
CV (%)	24,37	15,31	33,39

¹Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem ($p>0,05$) entre si pelo teste de Tukey.

Os substratos: comercial, fibra de coco e casca de arroz produziram maiores porcentagem de folhas da classe 2 (Tabela 6), por terem seu desenvolvimento lento, sendo os dois últimos influenciados pela baixa qualidade de suas mudas.

O substrato comercial, ainda que tenha apresentado superioridade nas variáveis de produção (Tabela 4), teve a maioria de suas folhas pertencentes às classes 1 e 2, provavelmente por este ter apresentado maior número de folhas em detrimento do tamanho destas.

5 CONCLUSÕES

Os substratos comercial e à base de estipe de ouricuri produzem mudas de chicória da Amazônia com índice de qualidade superior.

Estes e o sumaúma aumentam a produtividade tanto em ambiente protegido quanto em ambiente a pleno sol.

O ambiente protegido eleva a produtividade de mudas provenientes de qualquer substrato avaliado.

Os substratos à base de ouricuri e sumaúma e o ambiente protegido apresentam maiores porcentagens de folhas grandes.

REFERÊNCIAS

- ALMEIDA, M. E. F.; JUNQUEIRA, A. M. B.; SIMÃO, A. A.; CORRÊA, A. D. Caracterização química das hortaliças não-convencionais conhecidas como ora-pro-nobis. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 1, supl. 1, p. 431-439, jun. 2014.
- AQUINO, C. R.; SEABRA JÚNIOR, S.; CAMILI, E. C.; DIAMANTE, M. S.; PINTO, E. S. C. Produção e tolerância ao pendoamento de alface-romana em diferentes ambientes. **Revista Ceres**, Viçosa, MG, v. 61, n. 4, p. 558-566, jul./ago. 2014.
- ARAÚJO NETO, S. E. de; 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, RS, v. 39, n. 5, p. 1408-1413, ago. 2009a.
- ARAÚJO NETO, S. E. de; FERREIRA, R. L. F.; PONTES, F. S. T. Rentabilidade da produção orgânica de cultivares de alface com diferentes preparos do solo e ambiente de cultivo. **Ciência Rural**, Santa Maria, RS, v. 39, n. 5, p. 1362-1368, ago. 2009b.
- ARAÚJO NETO, S. E. de; FREDNBERG, N. T. N.; MINOSSO, S. C. C.; NOVELLI, D. S.; ANDRADE NETO, R. C. Condicionadores de substrato para produção orgânica de mudas de cupuaçu. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 37, n. 4, p.1083-1088, dez. 2015.
- ARAÚJO, A. C.; ARAÚJO, A. C.; DANTAS, M. K. L.; PEREIRA, W. E.; ALOUFA, M. A. I. Utilização de substratos orgânicos na produção de mudas de mamoeiro formosa. **Revista Brasileira de Agroecologia**, Cruz Alta, v. 8, n. 1, p. 210-216, abr. 2013.
- ARAÚJO, H. P.; QUADROS, B. R.; CARDOSO, A. I. I.; CORRÊA, C. V. Doses de potássio em cobertura na cultura da abóbora. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 42, n. 4, p. 469-475, out./dez. 2012.
- ARAÚJO, S. T.; FIDELES FILHO, J.; KUMAR, K. K.; RAO, T. V. R. Crescimento da alface americana em função dos ambientes, épocas e graus-dias. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, Recife, v. 5, n. 4, p. 441-449, out./dez. 2010.
- BARTLETT, M. S. Properties of sufficiency and statistical test. **Proceedings of the Royal Society of London**, London, v. 160, n. 901, p. 268-282, May 1937.
- BRASIL. Decreto nº 8.384, de 29 de dezembro de 2014. **Coleção de leis da República Federativa do Brasil**, Brasília, DF, 2014. Disponível em: <http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/_Ato2011-2014/2014/Decreto/D8384.htm#art1>. Acesso em: 20 dez. 2017.
- BRASIL. Lei nº 10.831, de 23 de dezembro de 2003. **Coleção de leis da República Federativa do Brasil**, Brasília, DF, 2003. Disponível em: <www.planalto.gov.br/ccivil_03/Leis/2003/L10.831.htm>. Acesso em: 24 mar. 2017.
- BRASIL. Lei nº 4.954, de 14 de janeiro de 2004. **Coleção de leis da República Federativa do Brasil**, Brasília, DF, 2004. Disponível em: <http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/_ato2004-2006/2004/decreto/d4954.htm>. Acesso em: 14 dez. 2017.
- BRITO, P. S. L.; CAVALCANTE, M. Z. B.; AMARAL, G. C.; SILVA, A. A.; AVELINO, R. C. Reutilização de resíduos regionais como substratos na produção de mudas de cultivares de alface a partir de sementes com e sem peletização. **Revista de la Facultad de Agronomía**, La Plata, v. 116, n. 1, p. 51-61, Jul. 2017.

CABRAL, M. B. G.; SANTOS, G. A.; SANCHEZ, S. B.; LIMA, W. L.; RODRIGUES, W. N. Avaliação de substratos alternativos para produção de mudas de alface utilizados no Sul do Estado do Espírito Santo. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, Mossoró, v. 5, n. 1, p. 43-48, jan./mar. 2011.

CAMARGO, R.; PIRES, S. C.; MALDONADO, A. C.; CARVALHO, H. P.; COSTA, T. R. Avaliação de substratos para a produção de mudas de pinhão-mansinho em sacolas plásticas. **Revista Trópica: Ciências Agrárias e Biológicas**, Chapadinha, v. 5, n. 1, p. 31-38, abr. 2011.

CAMPOS, R. A. S. **Produtividade compostos bioativos e atividade antioxidante em *Eryngium foetidum* L.** 2014. 67 f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2014.

CARDOSO, M. O.; SILVA FILHO, D. F. Chicória (*Eryngium foetidum* L.). In: CARDOSO, M. O. (Org.). **Hortaliças não-convencionais da Amazônia**. Brasília, DF: Embrapa-SPI, 1997. p. 121-126.

CARON, B. O.; POMMER, S. F.; SCHMIDT, D.; MANFRON, P. A.; MEDEIROS, S. L. P. Crescimento da alface em diferentes substratos. **Revista de Ciências Agroveterinárias**, Lages, v. 3, n. 2, p. 97-104, maio 2004.

CERQUEIRA, F. B.; FREITAS, G. A.; MACIEL, C. J.; CARNEIRO, J. S. S.; LEITE, R. C. Produção de mudas de tomate cv. Santa cruz em diferentes substratos. **Journal of Bioenergy and Food Science**, Macapá, v. 2, n. 2, p. 39-45, abr./jun. 2015.

COLOMBO, J. N.; PUIATTI, M.; ALTOÉ, L. M.; HADDADE, I. R.; SANT'ANA, R. C. Efeito de diferentes materiais de sombreamento sobre a área foliar de plantas de taioba. **Cadernos de Agroecologia**, Recife, v. 10, n. 3, out. 2015. (CD-ROM).

CORRÊA, R. M.; PINTO, J. E. B.; REIS, E. S.; MOREIRA, C. M. Crescimento de plantas teor de óleo essencial de folhas de orégano sob malhas coloridas. **Global Science and Technology**, Rio Verde, v. 5, n. 1, p. 11-22, jan./mar. 2012.

COSTA, C. M. F.; SEABRA JÚNIOR, S.; ARRUDA, G. R.; SOUZA, S. B. S. Desempenho de cultivares de rúcula sob telas de sombreamento e campo aberto. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 32, n. 1, p. 93-101, jan./mar. 2011a.

COSTA, E.; DURANTE, L. G. Y.; NAGEL, P. L.; FERREIRA, C. R. F.; SANTOS, A. Qualidade de mudas de berinjela submetida a diferentes métodos de produção. **Revista Ciência Agrônômica**, Fortaleza, v. 42, n. 4, p. 1017-1025, out./dez. 2011b.

COSTA, E.; SANTO, T. L. E.; BATISTA, T. B.; CURI, T. M. R. C. Diferentes tipos de ambiente protegido e substratos na produção de pimenteiras. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v. 35, n. 3, p. 458-466, jul./set. 2017.

COSTA, L. A. M.; COSTA, M. S. S. M.; MOURA, R.; GIODA, M.; MACIEL, P. H.; PEREIRA, D. C. Avaliação de substratos alternativos para produção de mudas de alface, beterraba e brócolis. **Revista Brasileira de Agroecologia**, Cruz Alta, v. 2, n. 2, p. 1694-1697, out. 2007.

COSTA, L. M.; ANDRADE, J. W. S.; ROCHA, A. C.; SOUZA, L. P.; FLÁVIO NETO, J. Avaliação de diferentes substratos para o cultivo de pepino (*Cucumis sativus* L.). **Global Science and Technology**, Rio Verde, v. 2, n. 2, p. 21-26, maio/ago. 2009.

- CUNHA, C.; GALLO, A. S.; GUIMARÃES, N. F.; SILVA, R. F. Substratos alternativos para produção de mudas de alface e couve em sistema orgânico. **Scientia Plena**, Aracaju, v. 10, n. 11, nov. 2014. Disponível em: < <https://www.scienciaplenu.org.br/sp/article/view/2040>>. Acesso em: 28 ago. 2017.
- DAWILAI, S.; MUANGNOI, C.; PRAENGAMTHANACHOTI, P.; TUNTIPOPIPAT, S. Anti-Inflammatory Activity of Bioaccessible Fraction from *Eryngium foetidum* Leaves. **Biomed Research International**, New York, v. 13, Sept. 2013. Disponível em:<www.hindawi.com/journals/bmri/2013/958567>. Acesso em: 03 jan. 2018.
- DECHEN, A. R.; NACHTIGALL. Elementos requeridos a nutrição de plantas. In: NOVAIS, R. F.; ALVAREZ, V. H.; BARROS, N. F.; FONTES, R. L. F.; CANTARUTTI, R. B.; NEVES, J. C. L. (Ed.). **Fertilidade do solo**. Viçosa, MG: SBCS, 2007.
- DIAMANTE, M. S.; SEABRA JÚNIOR, S.; INAGAKI, A. M.; SILVA, M. B.; DALLACORT, R. Produção e resistência ao pendoamento de alfaces tipo lisa cultivadas sob diferentes ambientes. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v. 44, n.1, p. 133-140, jan./mar. 2013.
- DICKSON, A.; LEAF, A. L.; HOSNER, J. F. Quality appraisal of white spruce and white pine seedling stock in nurseries. **Forestry Chronicle**, Ontário, v. 36, n. 8, p. 10-13, Mar. 1960.
- ECHER, M. M.; GUIMARÃES, V. F.; ARANDA, A. N.; BORTOLAZZO, E. D.; BRAGA, J. S. Avaliação de mudas de beterraba em função do substrato e do tipo de bandeja. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 28, n. 1, p. 45-50, jan./mar. 2007.
- EPAMIG. **Hortaliças não convencionais**. Sete Lagoas: EPAMIG, 2012. 24 p. Disponível em: <http://www.epamig.br/index.php?option=com_docman&task=doc_download&gid>. Acesso em 17 ago. 2016.
- FARIA, A. J. G.; SANTOS, A. C. M. dos; FREITAS, G. A.; RODRIGUES, L. U.; SILVA, R. R. Substratos alternativos na produção de muda de pimentão. In: ENCONTRO DE CIÊNCIA DO SOLO DA AMAZÔNIA ORIENTAL, 1., 2014, Gurupi. **Anais...** Viçosa, MG: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2014. p. 209-217.
- FARIAS, W. C.; OLIVEIRA, L. L. P.; OLIVEIRA, T. A.; DANTAS, L. L. G. R.; SILVA, T. A. G. Caracterização física de substratos alternativos para produção de mudas. **Agropecuária Científica no Semiárido**, Patos, v. 8, n 3, p. 1-6, abr./jun. 2012.
- FELTRIM, A. L.; CECÍLIO FILHO, A. B.; REZENDE, B. L. A. BARBOSA, J. C. Produção de chicória em função do período de cobertura com tecido de polipropileno. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v. 23, n. 2, p. 249-254, abr./jun. 2006.
- FERRAZ, P. A.; MENDES, R.; ARAÚJO NETO, S. E.; FERREIRA, R. L. F. Produção de mudas orgânicas de bortalha em diferentes substratos. **Enciclopédia Biosfera**, Goiânia, v. 10, n. 18, p. 24-49, jun. 2014.
- FERREIRA, R. L. F.; ARAÚJO NETO, S. E. de; SILVA, S. S.; ABUD, E. A.; REZENDE, M. I. F. L.; KUSDRA, J. F. Combinações entre cultivares, ambientes, preparo e cobertura do solo nas características agronômicas de alface. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v. 27, n. 3, p. 383-388, jul./set. 2009.

FERREIRA, R. L. F.; ARAÚJO NETO, S. E.; ALVES, G. K. E. B.; SIMÕES, A. C.; BOLDT, R. H. Qualidade de mudas e produtividade de rúcula em função de condicionadores de substratos. **Agropecuária Científica no Semiárido**, Patos, v. 13, n. 3, p. 179-186, jul./set. 2017.

FILGUEIRA, F. A. R. **Novo manual de olericultura: agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças**. 3. ed. Viçosa, MG: Ed. UFV, 2013. 421 p.

FORBES, W. M.; GALLIMORE, W. A.; MANSINGH, A.; REESE, P. B. ROBINSON, R. D. Eryngial (trans-2-dodecenal), a bioactive compound from *Eryngium foetidum*: its identification, chemical isolation, characterization and comparison with ivermectin in vitro. **Parasitology**, New York, v. 141, n. 2, Oct. 2013. Disponível em: <www.cambridge.org/core/journals/parasitology/article/eryngial-trans2dodecenal-a-bioactive-compound-from-eryngium-foetidum-its-identification-chemical-isolation-characterization-and-comparison-with-ivermectin-in-vitro/8F483CD9C13DFB32A93D4D06F234080C4>. Acesso em: 03 jan. 2018.

FREITAS, G. A.; SILVA, R. R.; BARROS, H. B.; VAZ-DE-MELO, A.; ABRAHÃO, W. A. P. Produção de mudas de alface em função de diferentes combinações de substratos. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v. 44, n.1, p. 159-166, jan./mar. 2013.

FRISINA, V. A.; ESCOBEDO, J. F. Balanço de radiação e energia da cultura de alface em estufa de polietileno. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 34, n. 10, p. 1775-1786, out. 1999.

GALVÃO, R. O.; ARAÚJO NETO, S. E. de; SANTOS, F. C. B. dos; SILVA, S. S. Desempenho de mudas de mamoeiro cv. Sunrise solo sob diferentes substratos orgânicos. **Revista Caatinga**, Mossoró, v. 20, n. 3, p. 144-151, jul./set. 2007.

GOMES, R. F.; SILVA, J. P.; GUSMÃO, S. A. L.; SOUZA, G. T. Produção de chicória da Amazônia cultivada sob densidades de cultivo e poda do pendão floral. **Revista Caatinga**, Mossoró, v. 26, n. 3, p. 9-14, jul./set. 2013.

GOMES, R. F.; SILVA, J. P.; SILVA, V. F. A.; GUSMÃO, S. A. L.; SOUZA, G. T. Diferentes fontes de adubações foliares em chicória da Amazônia. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, Mossoró, v. 7, n. 3, p. 73-78, jul./set. 2012.

GONDIM, A. R. C.; PUIATTI, M.; VENTRELLA, M. C.; CECON, P. R. Plasticidade anatômica da folha de taro cultivada sob diferentes condições de sombreamento. **Bragantia**, Campinas, v. 67, n. 4, p. 1037-1045, out./dez. 2008.

GRUBBS, F. E. Procedures for detecting outlying observations in samples. **American Society for Quality**, Alexandria, v. 11, n. 1, p. 1-21, Feb. 1969.

GUERRA, A. M. N. M.; COSTA, A. C. M.; TAVARES, P. R. F. Atividade fotossintética e produtividade de alface cultivada sob sombreamento. **Revista Agropecuária Técnica**, Areia, v. 38, n. 3, p. 125-132, jul./set. 2017.

GUSMÃO, S. A. L.; GUSMÃO, M. T. A.; SILVESTRE, W. V. D.; LOPES, P. R. A. Caracterização do cultivo de chicória do Pará nas áreas produtoras que abastecem a grande Belém. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v. 21, n. 2, abr./jun. 2003. (CD-ROM).

HARTER, L. S. H.; HARTER, F. S.; DEUNER, C.; MENEGHELLO, G. E.; VILLELA, F.A. Salinidade e desempenho fisiológico de sementes e plântulas de mogango. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v. 32, n. 1, p. 80-85, jan./mar. 2014.

HIRATA, A. C. S.; HIRATA, E. K. Desempenho produtivo de agrião d'água cultivado em solo sob telas de sombreamento. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 50, n. 10, p. 895-901, out. 2015.

INMET. Instituto Nacional de Meteorologia. **Banco de dados meteorológicos para ensino e pesquisa**. 2017. Disponível em: <www.inmet.gov.br/portal/index.php?r=bdmep/bdmep>. Acesso em: 29 jan. 2018.

KÄMPF, A. N. Seleção de materiais para uso como substrato. In: KÄMPF, A.N.; FERMINO, M. H. (Ed.). **Substrato para plantas: a base da produção vegetal em recipientes**. Porto Alegre: Gênese, 2000. p.139-145.

KANO, C.; CARDOSO, A. I. I.; VILLAS BÔAS, R. L. Influência de doses de potássio nos teores de macronutrientes em plantas e sementes de alface. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v. 28, n. 3, p. 287-291, jul./set. 2010.

KELEN, M. E. B.; NOUHUYS, I. S. V.; KEHL, L. C.; BRACK, P.; SILVA, D. B. **Plantas alimentícias não convencionais (PANCs): hortaliças espontâneas e nativas**. Porto Alegre: UFRGS, 2015. 44 p.

KINUPP, V. F. Plantas alimentícias não-convencionais (PANCs): uma riqueza negligenciada. In: REUNIÃO ANUAL DA SOCIEDADE BRASILEIRA PARA O PROGRESSO DA CIÊNCIA, 61., 2009, Manaus. **Anais...** São Paulo: Sociedade Brasileira para o Progresso da Ciência, 2009. (CD-ROM).

KINUPP, V. F.; BARROS, I. B. I. Riqueza de plantas alimentícias não-convencionais na região metropolitana de Porto Alegre, Rio Grande do Sul. **Revista Brasileira de Biociências**, Porto Alegre, v. 5, supl. 1, p.63-65, jul. 2007.

KLEIN, C. Utilização de substratos alternativos para produção de mudas. **Revista Brasileira de Energias Renováveis**, Palotina, v. 4, n. 3, p. 43-63, abr./jun. 2015.

KÖPPEN, W. Klassifikation der klimate nach temperatur, niederschlag und jahreslauf. **Petermanns Geographische Mitteilungen**, Gotha, v. 64, n. 5, p. 193-203, Sept./Okt. 1918.

KRATZ, D.; WENDLING, I.; NOGUEIRA, A. C.; SOUZA, P. V. Propriedades físicas e químicas de substratos renováveis. **Revista Árvore**, Viçosa, MG, v. 37, n. 6, p. 1103-1113, nov./dez. 2013.

KRAUSE, M. R.; MONACO, P. A. V. L.; HADDADE, I. R.; MENEGHELLI, L. A. M.; SOUZA, T. D. Aproveitamento de resíduos agrícolas na composição de substratos para produção de mudas de tomateiro. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v. 35, n. 2, p. 305-310, abr./jun. 2017.

LARCHER, W. **Ecofisiologia vegetal**. São Carlos: RiMa, 2000.

LIMA, C. J. G. S.; OLIVEIRA, F. A.; MEDEIROS, J. F.; OLIVEIRA, M. K. T.; GALVÃO, D. C. Avaliação de diferentes bandejas e substratos orgânicos na produção de mudas de tomate cereja. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v. 40, n. 1, p. 123-128, jan./mar. 2009.

LOPES, J. C.; MACEDO, M. P. Germinação de sementes de couve chinesa sob influência do teor de água, substrato e estresse salino. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v. 30, n. 3, p. 79-85, set./dez. 2008.

MADEIRA, R. N.; SILVA, P. C.; BOTREL, N.; MENDONÇA, J. L.; SILVEIRA, G. S. R.; PEDROSA, M. W. **Manual de produção de hortaliças tradicionais**. Brasília, DF: Embrapa, 2013.

MAGGIONI, M. S.; ROSA, C. B. C. J.; ROSA JUNIOR, E. J.; SILVA, E. F.; ROSA, Y. B. C. J.; SCALON, S. P. Q.; VASCONCELOS, A. A. Desenvolvimento de mudas de manjerição (*Ocimum basilicum* L.) em função do recipiente e do tipo e densidade de substratos. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, Campinas, v.16, n. 1, p.10-17, 2014.

MAGRO, F. O.; SALATA, A. C.; BERTOLINI, E. V.; CARDOSO, A. I. I. Produção de repolho em função da idade das mudas. **Revista Agro@ambiente**, Boa Vista, v. 5, n. 2, p.119-123, maio/ago. 2011.

MARANA, J. P.; MIGLIORANZA, E.; FONSECA, E. P.; KAINUMA, R. H. Índices de qualidade e crescimento de mudas de café produzidas em tubetes. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 38, n. 1, p. 39-45, jan./fev. 2008.

MEDEIROS, C. H.; CUSTÓDIO, T.; RIBEIRO, L. V.; SEDREZ, F.; GAMBOA, A. M. Substratos alternativos para a produção de mudas de alface. **Revista Científica Rural**, Bagé, v. 18, n. 1, p. 100-107, jan./dez. 2016.

MEDEIROS, D. C.; FREITAS, K. C. S.; VERAS, F. S.; ANJOS, R. S. B.; BORGES, R. D.; CAVALCANTE NETO, J. G.; NUNES, G. H. S.; FERREIRA, H. A. Qualidade de mudas de alface em função de substratos com e sem biofertilizante. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v. 26, n. 2, p. 186-189, abr./jun. 2008.

MEDEIROS, D. C.; LIMA, B. A. B.; BARBOSA, M. R.; ANJOS, R. S. B.; BORGES, R. D.; CAVALCANTE NETO, J. G.; MARQUES, L. F. Produção de mudas de alface com biofertilizantes e substratos. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v. 25, n. 3, p. 433-436, jul./set. 2007.

MELO, E. A.; JAIME, P. C. **Alimentos regionais brasileiros**. 2. ed. Brasília, DF: Ministério da Saúde, 2015. 486 p.

MENEZES JÚNIOR, F. O. G.; FERNANDES, H. S.; MAUCH, C. R.; SILVA, J. B. Caracterização de diferentes substratos e seu desempenho na formação de mudas de alface em ambiente protegido. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v. 18, n. 3, p. 164-170, nov. 2000.

MONIRUZZAMAN, M.; ISLAM, M. S.; HOSSAIN, M. M. HOSSAIN, T.; MIAH, M. G. Effects of shade and nitrogen levels on quality bngladhonia production. **Bangladesh Journal of Agricultural Research**, Bangladesh, v. 34, n. 2, p. 205-213, Jun. 2009.

- MORALES-PAYÁN, J. P.; BRUNNER, B.; FLORES, L.; MARTÍNEZ, S. **Culantro Orgánico**. Mayaguez: Univerdad de Puerto Rico, 2013. 11 p. (Hoja informativa).
- NOHAMA, M. T. R.; RODRIGUES, L. F. O. S.; SEABRA JÚNIOR, S.; SILVA, M. B.; OLIVEIRA, R. G.; NUNES, M. C. M. Desempenho de salsa sob telas de sombreamento. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v. 29, n. 2, jul. 2011. (CD-ROM).
- OLIVEIRA, A. B.; HERNANDEZ, F. F. F.; ASSIS JÚNIOR, R. N. Pó de coco verde, uma alternativa de substrato na produção de mudas de berinjela. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v. 39, n. 1, p. 39-44, jan./mar. 2008.
- OLIVEIRA, E. Q.; SOUZA, R. J.; CRUZ, M. C. M.; MARQUES, V. B.; FRANÇA, A. C. Produtividade de alface e rúcula, em sistema consorciado, sob adubação orgânica e mineral. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v. 28, n. 1, p. 36-40, jan./mar. 2010.
- OLIVEIRA, M. C.; OGATA, R. S.; ANDRADE, G. A.; SANTOS, D. S.; SOUZA, R. M.; GUIMARÃES, T. G.; SILVA JÚNIOR, M. C.; PEREIRA, D. J. S.; RIBEIRO, J. F. **Manual de viveiro e produção de mudas: espécies arbóreas nativas do Cerrado**. Brasília, DF: Editora Rede de Sementes do Cerrado, 2016.
- PAUL, J. H. A.; SEAFORTH, C. E.; TIKASINGH, T. *Eryngium foetidum* L.: a review. **Fitoterapia**, Amsterdam, v. 82, n. 3, p. 302-308, Apr. 2011.
- PINTO, G. P. **Cultivo orgânico de rúcula em diferentes ambientes, volumes e concentrações de composto nos substratos**. 2014. 48 f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) – Centro de Ciências Biológicas e da Natureza, Universidade Federal do Acre, Rio Branco, AC, 2014.
- PLANK, C. O. **Soil test handbook for Georgia**. Athens, university of Georgia, 1989. 316 p.
- PURQUERIO, L. F. V.; TIVELLI, S. W. Cultivo protegido: porque utilizar, manejo do ambiente e cuidados com a fertilização. In: ZAMBROSI, F. C. B.; FIGUEIREDO, G. B.; PURQUERIO, L. F. V.; BLANCO, M. C. S. G.; SOUZA, M. M. S.; KONRAD, M.; MAIA, N. B.; BOVI, O.; TRANI, P. E.; FURLANI, P. R.; TIVELLI, S. W.; FACTOR, T. L.; MODOLO, V. A. **Projeto hortaliçmentos e o cultivo em ambiente protegido**. Campinas: IAC, 2014. p. 11-31.
- RANIERI, G. R.; BORGES, F.; NASCIMENTO, V. GONÇALVES, J. R. **Guia prático de PANCS: plantas alimentícias não convencionais**. São Paulo: Instituto Kairós, 2017. 44 p.
- REIS, L. S.; SOUZA, J. L.; AZEVEDO, C. A. V.; LYRA, G. B.; FERREIRA JÚNIOR, R. A.; LIMA, V. L. A. Componentes da radiação solar em cultivo de tomate sob condições de ambiente protegido. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v.16, n. 7, p. 739-744, jul. 2012.
- SÁ, G. D. de; REGHIN, M. Y. Desempenho de duas cultivares de chicória em três ambientes de cultivo. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 32, n. 2, p. 378-384, mar./abr. 2008.

- SANTANA, C. V. S.; ALMEIDA, A. C.; TURCO, S. H. N. Produção de alface roxa em ambientes sombreados na região do submédio São Francisco-BA. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, Mossoró, v. 4, n. 3, p. 01-06, jul./set. 2009.
- SANTOS, D. C.; FERREIRA, R. L. F.; ARAÚJO NETO, S. E.; QUEIROZ, E. F.; MEDEIROS, R. S. Produção de mudas de tomateiro em substratos alternativos. **Enciclopédia Biosfera**, Goiânia, v. 11, n. 21, p. 1530-1541, jun. 2015.
- SANTOS, H. G.; JACOMINE, P. K. T.; ANJOS, L. H. C.; OLIVEIRA, V. A.; LUMBRERAS, J. F.; COELHO, M. R.; ALMEIDA, J. A.; CUNHA, T. J. F.; OLIVEIRA, J. B. **Sistema brasileiro de classificação de solos**. 3. ed. Brasília, DF: Embrapa, 2013. 354 p.
- SANTOS, L. L.; SEABRA JÚNIOR, S.; NUNES, M. C. M. Luminosidade, temperatura do ar e do solo em ambientes de cultivo protegido. **Revista de Ciências Agro-Ambientais**, Alta Floresta, v. 8, n. 1, p. 83-93, jan. 2010a.
- SANTOS, M. R.; SEDIYAMA, M. A. N.; SALGADO, L. T.; VIDIGAL, S. M.; REIGADO, F. R. Produção de mudas de pimentão em substratos à base de vermicomposto. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 26, n. 4, p. 572-578, Jul./Ago. 2010b.
- SHAPIRO, S. S.; WILK, M. B. An analysis of variance test for normality (complete samples). **Biometrika**, Oxford, v. 52, n. 3/4, p. 591-611, Dec. 1965.
- SILVA, A. C.; SILVA, V. S. G.; MANTOVANELLI, B. C.; SANTOS, G. M. Formação de mudas de alface em diferentes bandejas e substratos. **Revista da Universidade Vale do Rio Verde**, Três Corações, v. 15, n. 1, p. 465-471, jan./jul. 2017a.
- SILVA, B. A.; SILVA, A. R.; PAGIUCA, L. G. **Cultivo protegido**: em busca de eficiência produtiva. Hortifruti Brasil, mar. 2014a. Disponível em: <http://cepea.esalq.usp.br/hfbrasil/edições/132/mat_capa.pdf>. Acesso em: 16 ago. 2017.
- SILVA, D. F.; ARAÚJO NETO, S. E.; FERREIRA, R. L. F.; RIBEIRO, S. A. L.; SILVA, R. S.; SILVA, N. M. Controle alternativo da antracnose em cebolinha orgânica cultivada em ambiente protegido e campo. **Agropecuária Científica no Semiárido**, Patos, v. 13, n. 3, p. 223-223, jul./set. 2017b.
- SILVA, E. C.; QUEIROZ, R. L. Formação de mudas de alface em bandejas preenchidas com diferentes substratos. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 30, n. 3, p. 725-729, maio/jun. 2014b.
- SILVA, N. M.; SIMÕES, A. C.; ALVES, G. K. E. B.; FERREIRA, R. L. F.; ARAÚJO NETO, S. E. Condicionadores alternativos de substrato na qualidade da muda e produtividade de couve manteiga. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, Pombal, v. 11, n. 5, p.149-154, Ed. esp. 2016a.
- SILVA, V. A. da; SILVA, A. N. da; SEABRA JÚNIOR, S.; BORGES, L. S.; SOUZA, A. M. de. Levantamento do cultivo do coentrão (*Eryngium foetidum* L.) nas áreas produtoras de Cáceres - MT. **Revista Cultivando o Saber**, Cascavel, PR, v. 9, n. 1, p. 70-83, jan./mar. 2016b.

SILVEIRA, G. S. R.; MADEIRA, N. R.; MASCARENHAS, M. H. T.; OLIVEIRA, F. M.; FIGUEIREDO, L. O.; CARVALHO, E. R.; GONZAGA, T.; ROCHA, M. G.; ALBERNAZ, W. M.; MATRANGOLO, W. J. R.; CARVALHO, S. P. **Manual de hortaliças não-convencionais**. Brasília, DF: MAPA, 2010. 92 p.

SIMÕES, A. C.; ALVES, G. K. E. B.; FERREIRA, R. L. F.; ARAÚJO NETO, S. E. de. Qualidade da muda e produtividade de alface orgânica com condicionadores de substrato. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v. 33, n. 4, p. 521-526, out./dez. 2015.

SINGH, S.; SINGH, D. R.; BANU, S.; SALIM, K. M. Determination of bioactives and antioxidant activity in *Eryngium foetidum* L.: a traditional culinary and medicinal herb. **Proceedings of the National Academy of Sciences, India Section B: Biological Sciences**, Índia, v. 83, n. 3, p. 453-460, Sept. 2013.

SIVIERO, A.; DELUNARDO, T. A.; HAVERROTH, M.; OLIVEIRA, L. C.; MENDONÇA, A. M. S. Cultivo de espécies alimentares em quintais urbanos de Rio Branco, Acre, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, Belo Horizonte, v. 25, n. 3, p. 546-553, jul./set. 2011.

SNEDECOR, G. W.; COCHRAN, W. G. **Statistical methods**. Ames: Iowa State University Press, 1948. 503 p.

SOARES, I. D.; PAIVA, A. V.; MIRANDA, R. O. V.; MARANHO, A. S. Propriedades físico-químicas de resíduos agrofloretais amazônicos para uso como substrato. **Nativa**, Sinop, v. 2, n. 3, p. 155-161, jul./set. 2014.

SOUSA, D. M. G.; MIRANDA, L. N.; OLIVEIRA, S. A. Acidez do solo e sua correção. In: NOVAIS, R. F.; ALVAREZ, V. H.; BARROS, N. F.; FONTES, R. L. F.; CANTARUTTI, R. B.; NEVES, J. C. L. (Ed.). **Fertilidade do solo**. Viçosa, MG: SBCS, 2007.

SOUZA, J. L.; RESENDE, P. **Manual de horticultura orgânica**. Viçosa, MG: Aprenda Fácil, 2014.

SOUZA, L. G. S.; SILVA, N. M.; UCHÔA, T. L.; ALMEIDA, W. A.; FERREIRA, R. L. F.; ARAÚJO NETO, S. E. Aumento da produtividade de mostarda-folhas utilizando mudas de alta qualidade produzidas com substratos alternativos. **Agropecuária Científica no Semiárido**, Patos, v. 13, n. 4, p. 291-296, out./dez. 2017.

SOUZA, M. R. M.; CORREA, E. J. A.; GUIMARÃES, G.; PEREIRA, P. R. G. O potencial do ora-pro-nobis na diversificação da produção agrícola familiar. **Revista Brasileira de Agroecologia**, Cruz Alta, v. 4, n. 2, p. 3550-3554, nov. 2009.

STEFFEN, G. P. K.; ANTONIOLLI, A. I.; STEFFEN, R. B.; MACHADO, R. G. Casca de arroz e esterco bovino como substrato para a multiplicação de minhocas e produção de mudas de tomate e alface. **Acta Zoológica Mexicana**, Xalapa, México, v. 26, n. 2, p. 333-343, enero 2010.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 5. ed. Porto Alegre: Artmed, 2013.

THOMAS, P. S.; ESSIEN, E. E.; NTUK, S.; CHOUDHARY, M. I. *Eryngium foetidum* L. essential oils: chemical composition and antioxidant capacity. **Medicines**, Basel, v. 4, n. 2, Jun. 2017. Disponível em: <www.mdpi.com/2305-6320/4/2/24>. Acesso em: 02 jan. 2018.

TUKEY, J. W. Comparing individual means in the analysis of variance. **International Biometric Society**, Washington, v. 5, n. 2, p. 99-114, June 1949.

VIANA, E. P. T.; DANTAS, R. T.; SILVA, R. T. S.; COSTA, J. H. S.; SOARES L. A. A. Cultivo de alface sob diferentes condições ambientais. **Agropecuária Científica no Semiárido**, Campina Grande, v. 9, n. 2, p. 21-26, abr./jun. 2013.

WAGNER JÚNIOR, A.; NERES, C. R. L. NEGREIROS, J. R. S.; ALEXANDRE, R. S.; DINIZ, E. R.; PIMENTEL, L. D.; BRUCKNER, C. H. Substratos na formação de mudas de pinheira (*Annona squamosa* L.). **Revista Ceres**, v. 53, n. 308, p. 439-445, jul./ago. 2006.

ZACCHEO, P. V. C.; AGUIAR, R. S.; STENZEL, N. M. C.; NEVES, C. S. V. J. Tamanho de Recipientes e Tempo de Formação de Mudas no Desenvolvimento e Produção de Maracujazeiro-Amarelo. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 35, n. 2, p. 603-607, jun. 2013.

ZANFIROV, C. A.; CARPANETTI, M. G.; CORREA, F. F.; CARDOSO, A. I. I.; Produção de cenoura em função de doses de potássio em cobertura. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v. 30, n. 4, p. 747-750, out./dez. 2012.

ZORZETO, T. Q.; DECHEN, S. C. F.; ABREU, M. F.; FERNANDES JÚNIOR, F. Caracterização física de substratos para plantas. **Bragantia**, Campinas, v. 73, n. 3, p. 300-311, jul./set. 2014.

ZORZETO, T. Q.; FERNANDES JÚNIOR, F.; DECHEN, S. C. F. Substratos de fibra de coco granulada e casca de arroz para a produção de morangueiro 'Oso Grande'. **Bragantia**, Campinas, v. 75, n. 2, p. 222-229, fev. 2016.

APÊNDICES

APÊNDICE A – Resumo da análise de variância para as variáveis número de folhas, altura da planta e diâmetro do colo de mudas de chicória da Amazônia. Rio Branco, AC, 2017

Fonte de Variação	GL	Nº de Folhas	Altura	Diâmetro
Bloco	3	0,0002 ^{ns}	0,2517 ^{ns}	0,0268 ^{ns}
Substrato	4	0,0021*	1,8442**	0,0886**
Resíduo	12	0,0005	0,1252	0,0151
CV (%)		3,20	8,52	6,18

^{ns} não significativo ($p > 0,05$); * significativo ao nível de 5% de probabilidade ($p < 0,05$); ** significativo ao nível de 1% de probabilidade ($p < 0,01$).

APÊNDICE B – Resumo da análise de variância para as variáveis massa seca da parte aérea (MSPA), de raiz (MSR) e total (MST) e índice de qualidade de mudas (IQM) de chicória da Amazônia. Rio Branco, AC, 2017

Fonte de Variação	GL	MSPA	MSR	MST	IQM
Bloco	3	0,00007 ^{ns}	0,0006 ^{ns}	0,0010 ^{ns}	0,0003 ^{ns}
Substrato	4	0,0007**	0,0047**	0,0090**	0,0026**
Resíduo	12	0,00007	0,0004	0,0007	0,0002
CV (%)		23,81	11,82	11,09	10,18

^{ns} não significativo ($p > 0,05$); * significativo ao nível de 5% de probabilidade ($p < 0,05$); ** significativo ao nível de 1% de probabilidade ($p < 0,01$).

APÊNDICE C – Resumo da análise de variância para as variáveis massa fresca total (MFT), massa seca total (MST) e produtividade de chicória da Amazônia. Rio Branco, AC, 2017

Fonte de Variação	GL	MFT	MST	Produtividade
Ambiente	1	0,1104**	0,0634**	0,1000**
Bloco (Ambiente)	6	0,0124 ^{ns}	0,0070 ^{ns}	0,0135 ^{ns}
Substrato	4	0,0547**	0,0516**	0,0526**
Ambiente x Substrato	4	0,0331*	0,0377**	0,0281*
Resíduo	24	0,0087	0,0024	0,0093
CV (%)		7,56	12,57	10,88

^{ns} não significativo ($p>0,05$); * significativo ao nível de 5% de probabilidade ($p<0,05$); ** significativo ao nível de 1% de probabilidade ($p<0,01$).

APÊNDICE D – Resumo da análise de variância para as variáveis classe 1, classe 2 e classe 3. Rio Branco, AC, 2017

Fonte de Variação	GL	Classe 1	Classe 2	Classe 3
Ambiente	1	587,0624*	126,5581 ^{ns}	164,4303**
Bloco (Ambiente)	6	66,6095 ^{ns}	11,5083 ^{ns}	81,7860**
Substrato	4	166,3063 ^{ns}	209,4729*	151,8071**
Ambiente x Substrato	4	100,3159 ^{ns}	154,5278 ^{ns}	28,0809 ^{ns}
Resíduo	24	86,9135	58,1021	16,0366
CV (%)		24,37	15,31	33,39

^{ns} não significativo ($p>0,05$); * significativo ao nível de 5% de probabilidade ($p<0,05$); ** significativo ao nível de 1% de probabilidade ($p<0,01$).