

Universidade Federal de Pelotas
Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel - FAEM
Programa de Pós-Graduação em Sistemas de Produção Agrícola Familiar



Tese

**Interações entre húmus líquido e plantas de cobertura
aplicados aos sistemas de produção agrícola de base ecológica**

Camila Heidrich Medeiros

Pelotas, 2021

Camila Heidrich Medeiros

**Interações entre húmus líquido e plantas de cobertura
aplicados aos sistemas de produção agrícola de base ecológica**

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Sistemas de Produção Agrícola Familiar da Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel da Universidade Federal de Pelotas, como requisito parcial à obtenção do título de Doutora em Agronomia.

Orientador: Dr. Gustavo Schiedeck

Coorientador: Dra. Tânia Beatriz Gamboa Araújo Morselli

Pelotas, 2021

Universidade Federal de Pelotas / Sistema de Bibliotecas
Catalogação na Publicação

M488i Medeiros, Camila Heidrich

Interações entre húmus líquido e plantas de cobertura aplicados aos sistemas de produção agrícola de base ecológica / Camila Heidrich Medeiros ; Gustavo Schiedeck, orientador ; Tânia Beatriz Gamboa Araújo Morselli, coorientadora. — Pelotas, 2021.

116 f.

Tese (Doutorado) — Programa de Pós-Graduação em Sistemas de Produção Agrícola Familiar, Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, 2021.

1. Adubação verde. 2. Húmus de minhoca. 3. Adubação orgânica. 4. Manejo do solo. I. Schiedeck, Gustavo, orient. II. Morselli, Tânia Beatriz Gamboa Araújo, coorient. III. Título.

CDD : 630.2745

Camila Heidrich Medeiros

Interações entre húmus líquido e plantas de cobertura
aplicados aos sistemas de produção agrícola de base ecológica

Tese aprovada como requisito parcial, para obtenção do grau de Doutora em Agronomia, Programa de Pós-Graduação em Sistemas de Produção Agrícola Familiar, Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas.

Data da Defesa: 26/02/2021

Banca examinadora:

Prof. Dr. Gustavo Schiedeck (Orientador)

Doutor em Ciências pela Universidade Federal de Pelotas

Prof. Dr. Carlos Rogério Mauch

Doutor em Agronomia pela Universidade Politécnica de Valencia, Espanha.

Prof. Dra. Giani Mariza Bärwald Böhm

Doutora em Biotecnologia pela Universidade Federal de Pelotas

Prof. Dr. Márcio Medeiros Gonçalves

Doutor em Ciências pela Universidade Federal de Pelotas

Dedico este trabalho aos meus pais Rosani e
Jorge (*In memoriam*).

Agradecimentos

A Deus

A minha família em especial a minha mãe, Rosani, pelo amor, dedicação e apoio durante toda a minha jornada acadêmica.

Aos professores do programa de Pós-Graduação em Sistemas de Produção Agrícola Familiar da Faculdade de Agronomia “Eliseu Maciel” da Universidade Federal de Pelotas – FAEM/UFPel, que desde a graduação foram importantes para a minha formação pessoal e profissional.

À CAPES pela concessão de bolsa de estudos.

Ao orientador Pesquisador Dr. Gustavo Schiedeck pela confiança em me orientar desde o mestrado, pelos ensinamentos, pela presteza, apoio e paciência.

À Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária– Embrapa Clima Temperado, Estação Experimental Cascata, pela oportunidade concedida e disponibilidade de infraestrutura e mão-de obra. Em especial ao “pessoal do campo” já que sem eles sem dúvidas não haveria como colocar em prática os experimentos.

Ao meu namorado Marcos pela ajuda e incentivo.

Aos amigos Edgar, Carol e Vic pelas horas de descontração e apoio durante esses anos.

Aos colegas da Pós-Graduação, que durante esta caminhada se tornaram grandes amigos, Louise, Amanda, Willian, Chai, Cris e Dani obrigada pelo apoio, pela ajuda nos trabalhos de campo e acima de tudo pela amizade construída ao longo desses anos.

A todos amigos que não foram citados nominalmente mas fizeram parte desta caminhada.

À banca

Enfim, meu muito obrigada!

*A natureza em seus caprichos e mistérios condensa em
pequenas coisas, o poder de dirigir as grandes; nas sutis, a
potência de dominar as mais grosseiras; nas coisas simples, a
capacidade de reger as complexas.*

Ana Maria Primavesi

Resumo

MEDEIROS, Camila Heidrich, **Interações entre húmus líquido e plantas de cobertura aplicados aos sistemas de produção agrícola de base ecológica**. Orientador: Gustavo Schiedeck. 2021. 117 f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Programa de Pós-Graduação em Sistemas de Produção Agrícola Familiar, Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2021.

A busca por alimentos mais saudáveis e sem o uso de agrotóxicos é cada vez maior além disso a preocupação com a degradação meio ambiente se torna mais evidente com o passar dos anos. Sendo assim um dos grandes desafios para a agricultura é conciliar a produtividade com o mínimo impacto ambiental, desta forma o uso de conceitos e práticas ecológicas na agricultura é crescente principalmente nas unidades de produção familiar, havendo a transição dos sistemas convencionais para os agroecológicos. Por meio dos sistemas de produção de base ecológica é possível produzir alimentos sustentáveis além de aumentar a abundância e diversidade dos agroecossistemas. Esses sistemas de produção visam minimizar o uso de insumos externo na propriedade, desta forma os usos de práticas de adubação orgânica se tornam de grande importância para que seja possível a produção de alimentos. Dentre esses adubos se destaca o húmus de minhoca, pois é facilmente produzido na propriedade rural com o uso de esterco animal e minhocas da espécie *Eisenia andrei*. Outra prática que pode ser associada ao uso desse adubo são as plantas de cobertura, prática milenar amplamente utilizada e que desempenha um papel fundamental na manutenção da saúde do solo, além de reciclar nutrientes e ser benéfica para as culturas subsequentes. Desta forma o objetivo do presente trabalho foi avaliar o efeito do uso de diferentes espécies de plantas de cobertura, associado ao uso de húmus líquido na produção de alface (*Lactuca sativa* L.) e avaliar a influência da associação destas práticas nos atributos do solo. Os tratamentos utilizados foram três plantas de cobertura de verão: crotalária juncea, mucuna preta e milho além de pousio. Foi realizada a aplicação de húmus líquido 10% e água no tratamento controle. Os melhores resultados na produtividade de alface foram observados nas áreas com cultivo de milho e pousio, ambos com aplicação de húmus líquido. Esse tratamento também levou a um aumento da matéria orgânica do solo. Após o cultivo da alface foram semeadas as seguintes espécies de plantas de cobertura de inverno: nabo forrageiro, ervilhaca e aveia preta. Também foi aplicado húmus líquido 10% e nos tratamentos controle foi adicionado água. A sucessão de plantas de cobertura, foi benéfica para o solo pois houve acúmulo de nitrogênio inorgânico, amônio, nitrato e matéria orgânica principalmente nas parcelas onde havia nabo forrageiro em sucessão da crotalária com o uso de húmus líquido.

Palavras-chave: adubação verde; húmus de minhoca; adubação orgânica; manejo do solo

Abstract

MEDEIROS, Camila Heidrich. **Interactions between liquid humus and cover crops applied to ecologically based agricultural production systems.** Advisor: Gustavo Schiedeck. 2021. 117 f. Thesis (Doctor in Agronomy). - Post Graduate Program in Family Agricultural Production Systems, Faculty of Agronomy Eliseu Maciel, Federal University of Pelotas, Pelotas, 2021.

The search for healthier foods and without the use of pesticides is increasing. In addition, the concern with environmental degradation has become more evident over the years. Thus, one of the great challenges for agriculture is to reconcile productivity with minimal environmental impact, thus the use of ecological concepts and practices in agriculture is increasing mainly in family production units, with the transition from conventional to agroecological systems. Through ecologically based production systems it is possible to produce sustainable food in addition to increasing the abundance and diversity of agro-ecosystems. These production systems aim to minimize the use of external inputs on the property, in this way the uses of organic fertilization practices become of great importance to make food production possible. Among these fertilizers, earthworm humus stands out, as it is easily produced on the rural property using animal manure and *Eisenia andrei* earthworms. Another practice that can be associated with the use of this fertilizer is cover crops, an ancient practice widely used and that plays a fundamental role in maintaining soil health, in addition to recycling nutrients and being beneficial for subsequent crops. Thus, the objective of the present work was to evaluate the effect of using different species of green manure associated with the use of liquid humus in the production of lettuce (*Lactuca sativa* L.) and to evaluate the influence of the association of these practices on soil attributes. The treatments used were three summer green fertilizers: crotalaria juncea, black mucuna and millet in addition to fallow. 10% liquid humus and water were applied in the control treatment. The best results in lettuce productivity were observed in the areas with the cultivation of corn and fallow, both with application of liquid humus. This treatment also led to an increase in the soil's organic matter. After lettuce cultivation, the following winter green manure species were sown: turnip, vetch and black oats. 10% liquid humus was also applied and in the control treatments water was added. The succession of green manure was beneficial for the soil because there was an accumulation of inorganic nitrogen, ammonium, nitrate and organic matter mainly in the plots where there was forage turnip in succession from the crotalaria with the use of liquid humus.

Keywords: green manure; earthworm húmus; organic agriculture; soil management

Lista de figuras

Figura 1	Demonstrativo da distribuição das plantas de alface na parcela, espaçamento e coletas.....	37
Figura 2	Representação esquemática da condução do experimento ao longo do tempo. *Nas aplicações de húmus líquido foram utilizados 60 litros, aproximadamente, por parcela.....	38
Figura 3	Caixa d'água utilizada para a produção de húmus líquido. Embrapa Clima Temperado, Pelotas, RS Foto: autor.....	39
Figura 4	Processo de aeração do húmus líquido. Embrapa Clima Temperado, Pelotas, RS Foto: Willian Jandrey.....	39
Figura 5	Demonstração da microplaca de 96 poços utilizada na metodologia de determinação de $N-NH_4^+$ com a demarcação dos locais em que foi adicionado água destilada (A1-C1); soluções padrão (D1-E3) e extratos (F3-H12).....	43
Figura 6	Demonstração da microplaca de 96 poços utilizada na metodologia de determinação de $N-NO_3^-$ com a demarcação dos locais em que foi adicionado água destilada (A1-C1); soluções padrão de $N-NH_4^+$ (D1-E3); soluções padrão de $N-NO_3^-$ (F3-G5) e extratos (H5-H12).....	46
Figura 7	Massa fresca média de plantas de alface (g) cultivadas com o uso de diferentes adubações verdes e utilização de húmus líquido. Embrapa Clima Temperado – Estação experimental Cascata/2018.....	48
Figura 8	Massa seca média de plantas de alface (g) cultivadas com o uso de diferentes adubações verdes e utilização de húmus líquido. Embrapa Clima Temperado – Estação experimental Cascata/2018.....	49
Figura 9	Área foliar média de plantas de alface (cm^2) cultivadas com o uso de diferentes adubações verdes e utilização de húmus líquido. Embrapa Clima Temperado – Estação experimental Cascata/2018.....	50

Figura 10	Percentual médio de cinzas de plantas de alface cultivadas com o uso de diferentes adubações verdes e utilização de húmus líquido. Médias seguidas por uma mesma letra maiúscula entre os níveis de fertilização ou minúscula entre as plantas de cobertura não diferem estatisticamente entre si a 5% de probabilidade. Embrapa Clima Temperado 2018.....	52
Figura 11	Variáveis do solo na colheita pH, condutividade elétrica, matéria orgânica e nitrogênio inorgânico ($N-NO_3^-$ e $N-NH_4^+$), com o uso de diferentes fontes de plantas de cobertura e aplicação de húmus líquido. Embrapa Clima Temperado 2018	54
Figura 12	Análise componentes principais (PCA) dos dados de produção de alface cultivada em áreas com diferentes manejos do solo. Massa seca (MS); massa fresca (MF); área foliar (AF); cinzas (CZ); condutividade elétrica (CE); Matéria Orgânica (MO), húmus líquido [HL]; controle [C].....	58
Figura 13	Relação entre o valor final e inicial de variáveis do solo; pH, condutividade elétrica, matéria orgânica, nitrogênio inorgânico extraível, amônio e nitrato. Valores maiores que um indicam acúmulo e menores que um houve a diminuição dos parâmetros.....	61
Figura 14	Análise componentes principais (PCA) da relação final: inicial de variáveis do solo em áreas com diferentes manejos. Nabo forrageiro após crotalária (NF:CRT); aveia após milho (AV:MLH); ervilhaca após mucuna (ER:MCN); pousio pós pousio (PSO:PSO); húmus líquido [HL]; controle[C]; condutividade elétrica (CE); matéria orgânica (MO); nitrogênio extraível inorgânico (NEI); nitrogênio amoniacal ($N-NH_4^+$); nitrogênio nítrico ($N-NO_3^-$).....	64
Figura 15	Índice de desenvolvimento médio de cor (AWCD) para os diferentes tratamentos ao longo do período de incubação. Controle (C) e Húmus líquido (HL).....	67

Figura 16	Índice de desenvolvimento médio de cor (AWCD) de grupos de fontes de carbono nos diferentes tratamentos. Controle (C) e Húmus líquido (HL).....	70
Figura 17	Uso das fontes de carbono no início (24h) e no final (120h) do período de incubação para os diferentes tipos de plantas de cobertura e sem uso [C] e com uso de húmus líquido (HL).....	72

Lista de tabelas

Tabela 1	Representação dos tratamentos utilizados anteriormente ao cultivo de alface. Embrapa Clima Temperado – Estação experimental Cascata/2017.....	35
Tabela 2	Espécies de adubação de verão e suas respectivas sucessoras. Embrapa Clima Temperado – Estação experimental Cascata 2017/2018.....	37
Tabela 3	Tratamentos utilizados no experimento de plantas de cobertura de inverno Embrapa Clima Temperado – Estação experimental Cascata 2018/2019.....	38
Tabela 4	Propriedades físicas e químicas do húmus sólido utilizado no experimento 2018/2019. Embrapa Clima Temperado, Estação experimental Cascata.....	39
Tabela 5	Substratos utilizados no sistema Biolog Ecoplate® e os grupos químicos aos quais eles pertencem.....	43
Tabela 6	Índices de diversidade metabólica funcional nos diferentes tratamentos ao longo da dos períodos de incubação.....	67

Sumário

1 Introdução.....	15
2 Revisão de literatura	18
2.1 Contexto geral da agricultura de base ecológica.....	18
2.1.1 Importância do solo nos sistemas de produção de base ecológica.....	20
2.2 Uso de espécies de plantas de cobertura	21
2.2.1 Espécies de plantas de cobertura de primavera/verão.....	23
2.2.2 Espécies de plantas de cobertura de outono/inverno	26
2.3 Húmus de minhoca	28
2.4 Influência dos microrganismos na decomposição da massa vegetal	31
3 Material e métodos.....	34
3.1 Influência de plantas de cobertura e húmus líquido no cultivo de alface.....	34
3.1.1 Histórico da área	34
3.2 Uso de diferentes espécies de plantas de cobertura e húmus líquido nos atributos do solo	36
3.2.1 Condução do experimento	36
3.3 Produção de húmus líquido.....	38
3.4 Variáveis avaliadas	40
3.4.1 Potencial hidrogeniônico (pH) e Condutividade elétrica (CE).....	40
3.4.2 Massa vegetal de alface.....	40
3.4.3 Área foliar	40
3.4.4 Matéria orgânica.....	41
3.4.5 Nitrogênio (N)	41
3.4.6 Perfil metabólico de comunidades bacterianas do solo.....	43
3.5 Procedimento estatístico	46

4 Resultados e discussão.....	47
4.1 Alface como cultura subsequente	47
4.1.1 Produção de massa vegetal e área foliar de alface.....	47
4.1.2 Percentual médio de cinzas em plantas de alface	51
4.1.3 Efeitos dos tratamentos sobre os atributos do solo	52
4.1.4 Análise multivariada	57
4.2 Efeito do uso de diferentes espécies de plantas de cobertura de inverno e húmus líquido nos atributos do solo.....	59
4.2.1 Relação entre coleta inicial e final do solo nos tratamentos utilizados	59
4.2.2 Análise multivariada	63
4.2.3 Avaliação do perfil metabólico de comunidades bacterianas do solo.....	65
5 Considerações finais	73
Referências	74
Apêndices	93
Anexos	113

1 Introdução

A prática agrícola normalmente é dependente do uso extensivo de fertilizantes químicos, o que pode levar a uma longa lista de problemas ambientais e de saúde (ONGLEY; XIAOLAN; TAO, 2010). Além disso o modelo atual de produção de alimentos é citado como estando em crise pois falha diversas vezes em fornecer produtos seguros, nutritivos e acessíveis para a população mais vulnerável do mundo (GOODCHILD, 2013).

A preocupação com meio ambiente e saúde é cada vez maior, logo um dos grandes desafios para a agricultura é conciliar a produtividade com o mínimo impacto ambiental, à vista disso, o uso de conceitos e práticas ecológicas na agricultura é crescente principalmente nas unidades de produção familiar, sendo assim a busca da transição dos sistemas convencionais para os agroecológicos é cada vez mais crescente.

Diversas complementariedades e sinergias ocorrem entre as culturas, árvores e animais. A estratégia principal da agroecologia é justamente explorar estes processos e assim aumentar a abundância e diversidade do solo (ALTIERI; NICHOLLS, 2003), em busca de um paradigma agrícola com o estímulo da produção local de alimentos (ALTIERI; FUNES-MONZOTE; PETERSEN, 2012). A agroecologia representa uma abordagem agrícola que incorpora cuidados relativos ao ambiente e problemas sociais não tendo o enfoque apenas na produção, mas também a sustentabilidade ecológica do sistema de produção (ALTIERI, 2012). Além disso evidências recentes sugerem que a agroecologia e sistemas agrícolas diversificados garantem interações benéficas entre espécies levando a uma supressão de plantas daninhas e a quebra do ciclo de vida de pragas (CONG et al., 2015).

Segundo Hatt et al., (2016) o uso de insumos externos deve ser minimizado e práticas ecológicas devem ser utilizadas em substituição para que haja o aumento da

sustentabilidade ambiental na agricultura. Entretanto, a agroecologia busca não apenas a redução no uso de insumos químicos externos na produção agrícola, mas também preconiza a soberania e segurança alimentar e o direito humano a uma alimentação adequada e saudável (GLIESSMAN, 2006).

Diante do exposto o uso de práticas de adubação orgânica se torna de grande importância nestes agroecossistemas, todavia maiores estudos são necessários para que se possa entender a dinâmica do uso destes adubos e proporcionar maior eficiência dentro do sistema, logo a pesquisa científica é essencial para o desenvolvimento de técnicas que proporcionem uma maior sustentabilidade.

Dentre os diversos adubos orgânicos pode-se destacar o húmus de minhoca, produzido pelo processo de vermicompostagem. Esse é amplamente utilizado por ser um produto de baixo custo e possuir microrganismos benéficos, além de possuir nutrientes essenciais para as plantas e hormônios de crescimento (ZHANG, et al. 2014). A vermicompostagem consiste em uma técnica para transformar resíduos orgânicos em biodegradáveis e subprodutos estabilizados através de ações sinérgicas de minhocas e comunidades microbianas (GÓMEZ-BRANDÓN, DOMÍNGUEZ 2013; DOMÍNGUEZ et al., 2019).

Outra prática que pode ser associada à adubação orgânica são as plantas de cobertura, que são amplamente utilizada e desempenha um papel fundamental na manutenção da saúde do solo, na melhoria dos serviços do agroecossistema (ROMDHANE et al., 2019), na redução do risco de lixiviação e erosão (SCHOLBERG et al., 2010). As plantas de cobertura levam a um incremento da biologia do solo (BIRKHOFER et al., 2008) e aumenta a matéria orgânica (ROMDHANE et al., 2019). Resumidamente, esta prática se baseia no uso de espécies de plantas que por meio da sua decomposição há o impulso de ciclos vitais, nitrogênio (N) e carbono (BARRADAS, 2010).

Ainda que diversos estudos demonstrem o potencial das plantas de cobertura em fornecer nutrientes (ROMDHANE et al., 2019; CHU et al., 2017; JIAN; DU; STEWART, 2020; MUHAMMAD et al., 2021), quando comparado com fertilização mineral as quantidades de nutrientes fornecidos apenas pelas culturas geralmente não são suficientes para atingir os rendimentos esperados das culturas subsequentes (DARNAUDERY; FOURNIER; LÉCHAUDEL, 2018). Sendo assim a associação de mais de uma prática adubação (orgânica e vegetal) se torna benéfica pois ocorre

complementariedade entre os dois manejos, beneficiando não apenas o rendimento filotécnico da cultura de interesse, mas também benefícios quanto a melhoria do solo, microbiota e ecossistema, além de propiciar ao agricultor um maior leque de opções para a difusão da agroecologia.

Segundo Wezel et al. (2014) as práticas agroecológicas possuem um grande potencial para serem implementadas na próxima década, entretanto ainda há um conhecimento científico limitado sobre o uso destas práticas. Além disso Wezel et al., (2014) citam as plantas de cobertura e adubação orgânica como práticas agroecológicas promissoras, todavia questionam sobre a necessidade de expandir o conhecimento sobre o uso destas práticas, bem como sua aplicabilidade nos agroecossistemas.

Dentre as diversas hortaliças cultivadas por agricultores familiares se destaca a alface (*Lactuca sativa* L.) por ser uma cultura que não demanda de áreas muito grandes para o seu cultivo e por apresentar grande retorno econômico, pois é a folhosa mais consumida no mundo (SALA; DA COSTA, 2012; ZIECH et al., 2014), porém é uma cultura exigente quanto a aspectos nutricionais, hídricos e físicos do solo, sendo assim o uso de plantas de cobertura e húmus líquido poderiam beneficiar o seu cultivo, já que estes manejos proporcionam aporte nutricional além de serem promotores de melhorias nas características físicas do solo e ocasionam uma maior retenção de água no mesmo (RESENDE et al., 2007).

Diante do exposto, o objetivo deste estudo foi avaliar o efeito do uso de diferentes espécies de plantas de cobertura associadas ao uso de húmus líquido na produção de alface (*Lactuca sativa* L.), bem como inferir sobre a influência destas práticas nos atributos do solo.

2 Revisão de literatura

2.1 Contexto geral da agricultura de base ecológica

A agricultura é um segmento produtivo de grande relevância. No Brasil, sua contribuição é muito significativa para composição da balança comercial e para o Produto Interno Bruto (PIB). No ano de 2019 o agronegócio foi responsável por mais de 21% do PIB nacional (CEPEA, 2020). Além de ser importante para geração de renda, a agricultura está ligada com o aumento da população global pois antes da sua existência o número de habitantes não ultrapassava de 6 milhões no mundo (LIVI BACCI, 2014).

Por outro lado, o aumento da produtividade, por unidade de área, fez com que ocorresse a intensificação da produção agrícola levando a uma pressão sem precedentes sobre os solos, porém como este é um recurso finito a intensificação do seu uso resulta em sua degradação e diminui a sua capacidade de a longo prazo fornecer serviços, incluindo a produção de alimentos. Portanto é necessário que a sociedade global não se concentre apenas nos benefícios quase imediatos dos solos mas sim nos danos futuros que a sua degradação irá causar para as próximas gerações (KOPITTKKE et al., 2019). É necessário o uso de práticas não convencionais de agricultura com o intuito de atenuar a degradação do solo para que este ainda possa exercer seus serviços a longo prazo.

Diante da preocupação com a degradação dos solos e com o intuito da produção de alimentos mais saudáveis além de mitigar os impactos negativos ao meio ambiente os sistemas de produção de base ecológica surgem como uma alternativa, essa possui diversas correntes (agricultura orgânica, natural, biodinâmica, biológica, organo-mineral entre outras) mas todas possuem o enfoque no desenvolvimento rural sustentável (LOPES; LOPES, 2011).

O objetivo em comum é criar um ambiente ecologicamente equilibrado por meio da aplicação de diversos princípios o que leva a uma alta complexidade destes sistemas (VELIMIROV et al., 2010).

Neste contexto surge a agroecologia que propõe uma revolução de paradigmas, na forma de pensar, na relação com a terra, nos métodos de conhecimento, nas práticas agrícolas, científicas, abrangendo questões sociais, políticas, ambientais e que tem como um dos seus objetivos a busca pela segurança e soberania alimentar (ALTIERI et al., 1999; BORSATO, 2015). A agroecologia tem como enfoque a ecologia dos agroecossistemas sendo considerado os saberes tradicionais fundamentados numa complexa inter-relação entre as crenças, os conhecimentos e as práticas (GLIESSMAN, 2006). Apesar de ser muito mais abrangente que um sistema de produção é por meio das práticas agrícolas sustentáveis que há o amparo para os processos produtivos no contexto agroecológico (OLLIVIER; BELLON; PENVERN, 2011; GLIESSMAN, 2006).

Os sistemas de produção de base ecológica têm se mostrado extremamente benéfico para o agroecossistema, a agricultura orgânica¹ por exemplo, proporciona o aumento da matéria orgânica, da disponibilidade de água, incremento de carbono, acréscimo da biodiversidade e redução da erosão do solo (SEUFERT; RAMANKUTTY, 2017; MEKONNEN; HOEKSTRA, 2011). Entretanto, apesar dos diversos benefícios citados ainda é necessário a realização de estudos para que haja uma maior eficiência de produção nos sistemas orgânicos (BENDER; WAGG; VAN DER HEIJDEN, 2016).

A agroecologia em seu contexto social, ambiental e econômico está diretamente relacionada com a agricultura familiar, já que é por meio desses que será possível encontrar uma solução viável para o desenvolvimento rural sustentável (TOADER; ROMAN, 2015), pois a produção por meio de sistemas de base ecológica por estes agricultores possui diversas vantagens dentre elas: a viabilidade de produção em pequena escala, diversificação da produção, geração de trabalho e

¹É considerado sistema de produção orgânico todo aquele em que se adotam técnicas que visem a otimização do uso dos recursos naturais e socioeconômicos respeitando a integridade cultural das comunidades rurais. O objetivo do sistema de produção é a sustentabilidade econômica e ecológica, a maximização dos benefícios sociais e a diminuição da dependência de energia não-renovável, neste sistema são utilizados métodos culturais, biológicos e mecânicos, diminuição do uso de materiais sintéticos, a eliminação do uso de organismos geneticamente modificados e radiações ionizantes (BRASIL, 2007).

renda, baixa dependência de insumos externos, maior biodiversidade nos solos e venda dos produtos com um valor maior em relação ao convencional (CAMPANHOLA; VALARINI, 2001) promovendo a autonomia aos agricultores familiares.

2.1.1 Importância do solo nos sistemas de produção de base ecológica

O solo possui grande importância nos sistemas de produção já que é responsáveis por 98,8% da produção dos alimentos para a humanidade, além de outros serviços (KOPITKE et al., 2019) como: filtragem de nutrientes e contaminantes, armazenamento de carbono, regulação de gases de efeito estufa, desintoxicação e reciclagem de resíduos, regulação de pragas e de doenças e serviços culturais (DOMINATI et al., 2014).

Dentre as diversas funções do solo citadas acima, a principal é manter a qualidade do ecossistema seja em nível local ou regional (LOUZADA; ZANETTI, 2013) já que é por meio deste que há regularização dos processos biológicos, químicos e físicos. Dentre estes processos pode-se citar: (i) biológicos: controle de patógenos, massa e respiração microbiana; (ii) químicos: decomposição da matéria orgânica, ciclagem de nutrientes, produção de húmus, ácidos orgânicos, controle do pH e capacidade de troca catiônica; e (iii) físicos: formação de agregados, textura, porosidade, densidade, profundidade e infiltração da água no perfil do solo (MOREIRA; MALAVOLTA, 2004).

Entretanto, a substituição da vegetação nativa de ecossistemas faz com que ocorram alterações significativas nas características iniciais dos solos (KOPITKE et al., 2019) levando a erosão, perda de sua estrutura, de nutrientes e matéria orgânica (ZUBER; VILLAMIL, 2016). Cerca de 33% dos solos estão moderados a altamente degradados devido à erosão, salinização, acidificação, contaminação ou compactação (FAO - ITPS, 2015). O dano ao solo é uma realidade e medidas devem ser tomadas para que seja possível o seu uso em futuras gerações.

Há somente duas alternativas: ou tratamos nossos solos com amor e carinho, recuperando-os e produzindo alimentos saudáveis, ou tentamos explorá-los ainda mais e pereceremos por causa da desertificação, da falta de água e dos tóxicos em alimentos, ar e água (PRIMAVESI, 2016, p. 13).

Desta forma a utilização de práticas e sistemas de uso sustentável do solo é necessária devido a degradação generalizada deste recurso (MOTAVALL et al., 2013). Os sistemas de produção de base ecológica servem como um recurso para melhorar a saúde do solo já que as suas práticas levam à uma conservação dos recursos naturais devido a uma menor intervenção ambiental (LOPES; LOPES, 2011). A conversão de sistemas tradicionais em sistemas alternativos leva a uma redução de intensidade no uso do solo levando a sustentabilidade na produção agrícola (WITTEWER et al., 2017).

O solo é imprescindível na produção de base ecológica, uma vez que o mesmo é o compartimento mediador dos processos ecológicos (ANGHINONI et al., 2013) e para que haja o equilíbrio de um agroecossistema, esperado pelas práticas agroecológicas, o manejo do solo é de grande valia pois este contribui diretamente na conservação e no equilíbrio do sistema de produção (VEZZANI; MIELNICZUK, 2009).

2.2 Uso de espécies de plantas de cobertura

A prática da adubação verde é milenar (ALCÂNTARA et al., 2000) e é realizada pela incorporação ou não de resíduos de plantas ao solo (CHU et al., 2017). A partir dos anos 80, passou também a ser denominada como plantas de cobertura do solo (WUTKE; CALEGARI; WILDNER, 2014).

Normalmente as plantas cultivadas nesta prática tem um ciclo de dois a três meses e a adição da massa vegetal (produzida ou não no local) ao solo tem por finalidade diminuir a erosão e recuperar características físicas, químicas e biológicas deste (NASCIMENTO et al., 2005; CHU et al., 2017), também aumentar a matéria orgânica do solo, diminuir perdas de nutrientes por lixiviação, (BIRKHOFER et al., 2008; STEENWERTH; BELINA, 2008; ROMDHANE et al., 2019; VUKICEVICH et al., 2016), aumentar enzimas do solo (CHAVARRÍA et al., 2016) suprimir plantas espontâneas, que competem por luz, água e nutrientes e algumas espécies possuem efeito alelopático (BRUST; CLAUPEIN; GERHARDS, 2014; CORDEAU et al., 2015).

O uso de plantas de cobertura em sistemas de produção de base ecológica é extremamente benéfico, já que as culturas cultivadas subsequentemente tem um

acréscimo de produtividade de até 24% em contrapartida em sistema convencional o aumento é de apenas 2%, demonstrando que a diminuição da intensidade no preparo do solo favorece esta prática (WITTEWER et al., 2017). A intensificação agrícola reduz a microbiota do solo dificultando a decomposição dos resíduos das plantas de cobertura, o oposto é observado quando há práticas sustentáveis de produção, no qual há mais microrganismos no solo facilitando a decomposição da massa vegetal (BANERJEE et al., 2019; HUANG et al., 2013).

A decomposição dos resíduos vegetais é imprescindível para que haja entrada de carbono e nitrogênio no solo (SCHMIDT; MITCHELL; SCOW, 2019), devido a esta reciclagem de nutrientes ocorre um aumento da fertilidade além de maior diversidade biológica (CALEGARI, 2012) havendo um mutualismo entre microrganismos presentes no solo e a degradação da palhada já que a biota é beneficiada positivamente devido a massa vegetal e está tem sua decomposição mais rápida quando há maior diversidade biológica no solo (HUANG et al., 2013).

Diversas espécies podem ser utilizadas como plantas de cobertura, entretanto é necessário definir a finalidade do seu uso, quando o objetivo é a cobertura do solo plantas com maior relação carbono/nitrogênio devem ser escolhidas, já que a decomposição é mais lenta, entretanto se a finalidade é o fornecimento de nutrientes, deve-se optar por espécies com menor relação carbono/nitrogênio (CARVALHO et al., 2007). As leguminosas possuem grande potencial na reciclagem rápida de nutrientes devido à baixa relação carbono/nitrogênio e capacidade de realizar fixação biológica, estas espécies conseguem acumular grande quantidade de nitrogênio na sua parte aérea refletindo em um aumento do teor de nutrientes no solo, porém, devido à baixa relação carbono/nitrogênio e elevada taxa de decomposição da massa vegetal ocorre um menor tempo de cobertura de solo em comparação com as gramíneas (TEIXEIRA et al., 2009; ALTMANN, 2010). As gramíneas, por sua vez, apresentam grau de rusticidade elevado e grande capacidade de acumular matéria verde, devido a relação carbono/nitrogênio ser mais elevada nestas espécies estas atuam como reguladoras da temperatura e umidade do solo e diminuem os riscos de erosão, já que possuem uma menor velocidade de decomposição da massa vegetal, permanecendo por mais tempo cobrindo o solo (BARRADAS, 2010; BRANCALIÃO; MORAES, 2008; ALVARENGA et al., 2001).

Apesar de dos diversos benefícios acerca do uso das plantas de cobertura, ainda existem controvérsias quanto ao seu uso necessitando maiores investigações sobre as interações entre culturas de cobertura, fatores ambientais, disponibilidade de nutrientes e a influência desta prática sobre os microrganismos do solo (CALDERÓN et al., 2016; JIAN; DU; STEWART, 2020; MUHAMMAD et al., 2021).

Dentre a grande variedade de espécies que podem ser utilizadas como plantas de cobertura no presente estudo foram escolhidas espécies de ciclo de verão e inverno, duas gramíneas, três leguminosas e uma brássica. As espécies utilizadas foram: crotalária juncea (*Crotalaria juncea* L.), milheto (*Pennisetum glaucum*), mucuna-preta (*Stizolobium aterrimum* ou *Mucuna aterrima*), aveia preta (*Avena strigosa*), nabo forrageiro (*Raphanus sativus* L.) e a ervilhaca (*Vicia sativa* L.) e serão descritas a seguir. Essas espécies foram escolhidas devido ao seu potencial e também por serem espécies utilizadas na região.

2.2.1 Espécies de plantas de cobertura de primavera/verão

2.2.1.1 Crotalária

No sul do Brasil são difundidas e utilizadas por técnicos, extensionistas e agricultores basicamente duas espécies de crotalárias, a juncea (*Crotalaria juncea* L.) e a espectabilis (*Crotalaria spectabilis*) (REDIN, 2016). A *Crotalaria juncea* L é originária da Índia e possui facilidade de adaptação em regiões tropicais é uma leguminosa de ciclo anual e crescimento rápido até 40 dias pós semeadura, posteriormente há uma redução no crescimento até os 60 dias, voltando a acelerar após esse período (TEODORO et al., 2011). O seu ciclo completo possui entorno de 210 a 240 dias (VENZON; PAULA JÚNIOR, 2007). É uma espécie de estação quente, subarbastiva, podendo chegar até 3 metros de altura, seu caule é ereto e semilenhoso, as folhas são unifolioladas, simples, pecíolo quase nulo, sésseis, elípticas, lanceoladas, apresenta flores de 2 a 3cm de comprimento, vagens de tamanho médio e raiz pivotante com capacidade de penetrar em camadas compactadas (REDIN, 2016; CALEGARI; ALCÂNTARA; MUYASAKA; AMADO, 1993).

É uma espécie com grande resistência a compactação do solo em que não influencia na produção de massa seca da parte aérea que possui grande aporte de macronutrientes (FOLONI; LIMA; BÜLL, 2006; LEAL et al., 2013) também possui outros benefícios como supressão de plantas espontâneas e nematoides (CHO et al., 2015; MORRIS et al., 2015; BRAZ et al., 2016) incremento da fertilidade, proteção e descompactação do solo (REDIN, 2016) sendo uma espécie com grande potencial para ser utilizada na agricultura de base ecológica.

Seu uso pode ser como planta de cobertura ou alimentação animal como forragem, silagem ou pastagem suplementar. Quando utilizada com a finalidade de adubo verde é recomendado o cultivo isolado, intercalada com espécies perenes ou em rotação com culturas comerciais (REDIN et al., 2016) para que haja adição de matéria orgânica ao solo (WANG et al., 2006).

2.2.1.2 Milheto

O milheto (*Pennisetum glaucum*) é uma gramínea amplamente utilizada como planta de cobertura e pastejo de animais. Sua origem é na África/Ásia sendo vulgarmente conhecida por capim-charuto, pasto italiano e penicilária. É uma planta anual de verão que possui hábito de crescimento ereto, podendo atingir até 5m de altura. Possui uma alta tolerância à seca, capacidade em adaptar-se a diferentes solos, grande capacidade produção de massa, além de fácil instalação, condução e produção de sementes (BURLE, 2006; ALTMANN, 2010).

É uma espécie que possui crescimento rápido, no entanto na fase inicial é sensível à competição com plantas espontâneas (ALTMANN, 2010), sua floração ocorre entre 60 e 90 dias após a semeadura e seu ciclo é de 130 a 140 dias, a produção média de sementes é de 500 a 1.500kg ha⁻¹ em relação a massa fresca a produção é de 23 a 50Mg ha⁻¹ e de 8 a 21Mg ha⁻¹ de massa seca.

Devido a sua grande capacidade de reciclar nutrientes no solo, em especial potássio (de 200 a 400kg ha⁻¹) (CALEGARI, 2018), possui potencial para ser utilizada como planta de cobertura. Outro benefício é a sua raiz fasciculada e profunda que

contribui para a melhoria da estrutura do solo pois leva a descompactação do mesmo (GUIMARÃES et al., 2013).

O seu cultivo pode em solteiro ou em associado com outras espécies como: crotalária, nabo forrageiro, feijão guandu, trigo mourisco e mucuna anã (WUTKE; CALEGARI; WILDNER, 2014). Entretanto, o seu cultivo é amplamente utilizado no sistema de integração lavoura pecuária já que possui alta palatibilidade, capacidade de rebrota e valor nutricional satisfatório (CALEGARI, 2018).

2.2.1.3 Mucuna-preta

A mucuna-preta (*Stizolobium aterrimum* ou *Mucuna aterrima*) é uma leguminosa originária da África, é uma planta anual, herbácea, rasteira, com ramos trepadores vigorosos e bem desenvolvidos podendo atingir de 6 a 8m de comprimento (FERRAZ; LOPES, 2003; ALTMANN, 2010). Não tem seu crescimento prejudicado em solos arenosos, argilosos, intermediários e ácidos, tolera o sombreamento, temperaturas elevadas e encharcamento por períodos curtos (CALEGARI et al., 1993).

É uma espécie de clima tropical e subtropical que para o seu crescimento necessita de clima quente e de inverno suave, sem ocorrência de geadas, é bastante resistente à deficiência hídrica e por possuir alta rusticidade é indicada para recuperação de solos degradados (BARNI, 2003; REDIN et al., 2016) também possui efeito alopático e fitorremediador e é utilizada para o controle de nematoides do solo e na supressão de plantas espontâneas (SANTOS et al., 2004; ALTMANN, 2010).

Possui um crescimento inicial extremamente rápido em que 100% do solo já é coberto em aproximadamente 60 dias (FAVERO et al., 2001; TEODORO et al., 2011), havendo controle de plantas de crescimento espontâneo devido ao sombreamento. Entretanto o seu ciclo é longo, de 210 a 260 dias, o período de florescimento ocorre em aproximadamente 156 dias após a semeadura (REDIN et al., 2016; VENZON; PAULA, 2007).

São plantas fixadoras de nitrogênio atmosférico podendo fixar até 250kg ha⁻¹ na parte aérea, sua produção em massa verde pode atingir de 40 a 50Mg ha⁻¹ e 6 a

9Mg ha⁻¹ de massa seca (FORMENTINI et al., 2008; REDIN et al., 2016). Devido a ao alto poder de fixação é cultivada principalmente como planta de cobertura, mas pode ser utilizada na alimentação animal como forrageira em pastejo direto, silagem ou feno, ou ainda utilizando seus grãos triturados como suplemento proteico (CALEGARI, 1995). Pode ser consorciada com outras espécies, sendo as mais utilizadas: milho, sorgo e milheto (QUEIROZ et al., 2010).

2.2.2 Espécies de plantas de cobertura de outono/inverno

2.2.2.1 Aveia Preta

A aveia preta (*Avena strigosa*) é uma gramínea anual amplamente utilizada no mundo todo, tem seu cultivo abundantemente difundido no sul do Brasil em que é a principal cultura de cobertura do solo de outono/inverno (DA SILVA et al., 2006; REDIN et al., 2016).

É uma espécie de desenvolvimento rápido com ciclo de aproximadamente 125 a 155 dias, sua altura máxima chega a 150cm e a profundidade de suas raízes chega a 200cm, o que faz com que seja extremamente resistente à seca, a produção média de matéria seca da parte aérea é de 5Mg ha⁻¹ (SARTORI, 2011; TIECHER, 2015).

Além da elevada produção de fitomassa outras características que destacam a aveia preta como planta para ser utilizada como adubo verde são: rusticidade, resistência a pragas e doenças, capacidade de perfilhamento, rápido crescimento, eficiência na reciclagem de nutrientes e baixa taxa de decomposição dos resíduos, pois a sua relação C/N é maior do que trinta (CRUSCIOL et al., 2008; WUTKE; CALEGARI; WILDNER, 2014).

Devido ao seu efeito alelopático pode inibir a germinação de sementes e o crescimento das plântulas, podendo ser utilizada no controle de plantas espontâneas (DE BERTOLDI et al., 2009), também possui ação nematicida em nematoides-das-galhas (*M. javanica* e *M. incógnita*) (FAVERA, 2014). Estas características fazem com

que essa espécie tenha potencial para ser utilizada em sistemas de produção de base ecológica.

O seu uso pode ser solteiro ou consorciada, principalmente com nabo forrageiro e ervilhaca, em pequenas propriedades rurais é muito utilizada para o pastejo contínuo ou rotacionado, principalmente na criação de vacas leiteiras (REDIN et al., 2016).

2.2.2.2 Ervilhaca

A ervilhaca (*Vicia sativa* L.) é a leguminosa forrageira de inverno mais cultivada no Rio Grande do Sul. É uma planta anual, decumbente, que pode atingir de 50 a 80cm de altura, herbácea com hábito de crescimento trepador e florescimento pós 140 a 160 dias da semeadura. Apresenta boa quantidade de raízes, proporciona uma boa cobertura de solo e possui potencial como planta de cobertura devido a sua capacidade de fixação de nitrogênio (BARRADAS et al., 2001; OSAKI; NEGRELO, 2017; SANTOS et al., 2012; REDIN et al., 2016).

A ervilhaca possui grande capacidade de fixação de nitrogênio atmosférico, em torno de 120 a 190kg ha⁻¹, também produz elevada quantidade de fitomassa na parte aérea em média 20 a 30Mg ha⁻¹ de massa fresca e 4 a 6Mg ha⁻¹ de matéria seca (BORKERT et al., 2003; AMADO; MIELNICZUK; FERNANDES, 2000; FORMENTINI et al., 2008). A relação C/N dos resíduos é menor do que trinta e isso faz com que a degradação do tecido vegetal seja mais rápida liberando nutrientes para o solo (RODRIGUES et al., 2012).

Além do potencial como planta de cobertura e recuperação de solos degradados a ervilhaca é utilizada na alimentação animal pois a sua forragem apresenta alto teor proteico e boa palatabilidade, também pode ser consorciada com outras espécies de cobertura do solo, como por exemplo: aveia preta, azevém, tremoço, centeio e nabo forrageiro (REDIN, 2016; DERPSCH; CALEGARI, 1992).

2.2.2.3 Nabo forrageiro

O nabo forrageiro (*Raphanus sativus* L.) é uma planta da família das Brassicaceae, anual, herbácea, ereta, muito ramificada e que pode atingir de 100 a 180cm de altura (DERPSCH E CALEGARI, 1992). É muito cultivada na Ásia Oriental e Europa, no entanto, no Brasil é cultivada principalmente em locais com temperaturas amenas (REDIN et al., 2016), sendo as regiões Sul, Centro-Oeste e estado de São Paulo os principais locais de cultivo (CRUSCIOL et al., 2005). Sua introdução no Brasil foi na década de 80 devido a sua capacidade de recuperar a fertilidade e estrutura do solo e também por ser fonte de alimento para os animais (CALEGARI, 2004).

Possui ampla tolerância à seca e à geada e um crescimento inicial extremamente rápido, no qual em 60 dias após a emergência 70% do solo já está coberto (CRUSCIOL et al., 2005) o seu ciclo é de aproximadamente 120 dias e é amplamente utilizada como planta de cobertura devido a produção média de 3.500kg ha⁻¹ a 8.000kg ha⁻¹ de massa seca na parte aérea e apesar de não possuir a capacidade de fixar nitrogênio atmosférico apresenta alta capacidade de extrair nitrogênio de camadas mais profundas do solo devido ao seu vigoroso sistema radicular que também possibilita a descompactação do solo (REDIN, 2016; LÁZARO et al., 2013).

2.3 Húmus de minhoca

Entre os diversos adubos orgânicos utilizados na agricultura de base ecológica o húmus de minhoca se destaca pois é gerado a partir de resíduos orgânicos que muitas vezes é encontrado na propriedade familiar. Ao final do processo de vermicompostagem o material adquirido é uniforme, inodoro, rico em nutrientes, com alta porosidade, capacidade de retenção de água, baixa relação C/N (ALI et al., 2015; ARANCON; EDWARDS, 2010; LAZCANO; DOMÍNGUEZ, 2011) e possui substâncias reguladoras do crescimento de plantas como: auxinas, giberelinas, citocininas, ácidos húmicos e fúlvicos (ZHANG et al., 2014).

O processo de produção do húmus de minhoca pode ser definido como a bio-oxidação e estabilização da matéria orgânica na ação conjunta de minhocas e micro-organismos. Apesar de as minhocas serem imprescindíveis no processo de vermicompostagem, a ação dos microrganismos é de extrema importância no processo, porque atuam na decomposição da matéria orgânica. A atividade das minhocas faz com que haja maior aeração e fragmentação do resíduo orgânico acarretando em uma maior superfície de contato para a atuação de microrganismos, sendo assim as minhocas estimulam indiretamente a massa microbiana (ALI et al., 2015; LAZCANO; DOMÍNGUEZ, 2011). O processo de vermicompostagem pode ser dividido em duas etapas: (i) uma fase ativa caracterizada pela ingestão e processamento de resíduos orgânicos por minhocas e, (ii) uma fase de maturação, na qual microrganismos degradam os materiais processados pelas minhocas (ALI et al., 2015).

Dependendo do material usado para produção húmus de minhoca os efeitos nas culturas são diferentes (ZALLER, 2007), pois as propriedades do vermicomposto variam de acordo com a matéria prima utilizada. Isto ocorre porque a humificação é complexa, em um sistema caótico, em que não há controle do processo por parte de nenhuma das estruturas celulares, havendo a produção de substâncias húmicas de estruturas variáveis, sendo difícil encontrar duas moléculas iguais (MAYHEW, 2004).

Quando usado como fertilizante também estimula o crescimento, a germinação, o florescimento e a produção de frutos de diversas espécies vegetais (GÓMEZ-BRANDÓN & DOMÍNGUEZ, 2014). O húmus de minhoca também eleva a fertilidade biológica do solo pois fornece carbono e nitrogênio orgânico, aumenta a atividade de microrganismos devido ao favorecimento de habitats propícios para o crescimento da microbiota (ZHANG et al., 2014; LAZCANO et al., 2013; BIRKHOFER et al., 2008; STEENWERTH; BELINA, 2008), promove um aporte de ácidos húmicos (THEUNISSEN; NDAKIDEMI; LAUBSCHER, 2010), mitigação ou supressão de doenças de plantas (LAZCANO E DOMÍNGUEZ, 2011) e a longo prazo alterar propriedades físico-químicas do solo (ZHANG et al., 2018). As substâncias húmicas exercem efeitos positivos no metabolismo das plantas, estas substâncias possuem ação no funcionamento do metabolismo radicular aumentando a emissão de raízes laterais (CANELLAS; OLIVARES, 2014; GARCÍA et al., 2014), além disso podem exercer efeitos de proteção diante estresse oxidativo (BERBARA; GARCÍA, 2014).

O uso de adubação orgânica também proporciona um aumento do pH do solo em cerca de 0,04 anualmente, já o uso de adubação mineral tem ação contrária com uma redução média do pH de 0,07 anualmente (WANG et al., 2019). Das et al. (2019) sugerem que não é necessário realizar uma substituição completa da adubação mineral por orgânica, segundo os autores de 10 e 50% de alteração da fertilização química por vermicomposto já é útil para melhorar significativamente a mineralização à base de carbono e nitrogênio no solo.

Como exposto o húmus de minhoca é um dos fertilizantes orgânicos mais utilizados no contexto da agroecologia, entretanto o seu uso é por muitas vezes limitado devido ao enorme volume de material que precisa ser transportado para ser aplicado no solo. Por este motivo, surge a opção do uso do húmus líquido no qual é adicionado água ao vermicomposto sólido e este é mantido em constante agitação, de modo a manter a aeração da mistura. Com o uso de húmus líquido há uma facilidade de aplicação em comparação ao sólido pois, além de reduzir o volume a ser aplicado também é possível usá-lo associado a irrigação (LÓPEZ PÉREZ et al., 2019; SCHIEDECK; SCHWENGBER; SCHIAVON, 2009).

O húmus líquido tem apresentado bons resultados como fonte de nutrientes, indutor de resistência e favorecimento de alguns processos fisiológicos das plantas, devido ao seu efeito hormonal (LÓPEZ PÉREZ et al., 2019; SCHIEDECK; SCHWENGBER; SCHIAVON, 2009). Também possui na sua composição ácidos orgânicos que são capazes de estimular o crescimento das plantas e dos microrganismos que auxiliam no equilíbrio biológico do solo (SCHIEDECK; SCHWENGBER, 2010; LAZCANO; DOMÍNGUEZ, 2014). A proporção de vermicomposto e água irá depender da concentração final desejada, as mais utilizadas são de 10 e 20% (SCHIEDECK; SCHWENGBER; SCHIAVON, 2009; ARTEAGA et al., 2007).

Apesar dos diversos benefícios do uso de húmus líquido ainda há poucos estudos na literatura sobre o seu uso com o intuito de promover o aporte de microrganismos no solo.

2.4 Influência dos microrganismos na decomposição da massa vegetal

É fundamental para o ecossistema a degradação de resíduos, vegetais e animais, no solo este é um processo biológico no qual o carbono é reciclado para a atmosfera como dióxido de carbono, o nitrogênio se torna disponível na forma de amônia e nitrato e outros micronutrientes assumem formas inorgânicas e podem então ser assimilados pelas plantas (STEVENSON; COLE, 1999). A vasta diversidade de microrganismos presentes no solo são essenciais para muitos dos processos, químicos, físicos e biológicos que impulsionam os ecossistemas terrestres (HUANG et al., 2013).

A velocidade da decomposição dos resíduos orgânicos é um processo extremamente dependente dos microrganismos presentes no solo, do tipo de material a ser degradado, já que as propriedades físicas e químicas da massa vegetal está intimamente relacionadas com a afinidade e atividade dos microrganismos e invertebrados saprófagos (TANK et al., 2010; GRAÇA et al., 2015), fatores ambientais (CARDOSO et al., 2014) e do manejo (CARVALHO; SODRÉ FILHO, 2000; LOURENTE et al., 2011). De modo geral, os materiais com partículas de tamanho reduzido com baixa relação C:N, pouca quantidade de lignina e altos teores de materiais solúveis são mais facilmente degradados (MOREIRA; SIQUEIRA, 2006).

Como já exposto os microrganismos são essenciais para degradação dos resíduos vegetais, entretanto, ocorre uma limitação deste no solo devido à ausência de fonte de carbono, sendo assim adição de matéria orgânica influencia no tamanho e na atividade da comunidade microbiana (BUZINARO; BARBOSA; NAHAS, 2009). Além disso com a decomposição das plantas de cobertura há uma tendência de aumento da diversidade e atividade microbiana do solo, devido a mineralização dos resíduos vegetais (STARK et al., 2008) levando a uma ciclagem de nutrientes (SCHIMEL; SCHAEFFER, 2012; SCHULZ et al., 2013).

Diante do exposto é possível concluir que a diversidade dos microrganismos do solo é imprescindível para que ocorra a decomposição vegetal. Esse parâmetro pode ser determinado com a utilização da avaliação do perfil fisiológico em nível de comunidades microbianas (*Community Level Physiological Profiling*- CLPP). Nesse método CLPP não é possível avaliar a atividade metabólica dos microrganismos

individualmente, apenas as suas populações em um determinado ambiente (JEZIERSKA-TYS et al., 2020). A partir deste perfil é possível avaliar mudanças no ambiente causadas por diferentes condições ambientais e manejo de culturas agrícolas (KIRK et al., 2004).

O sistema Biolog EcoPlate[®], mensura a intensidade de utilização de diferentes fontes de carbono pelas bactérias que produzem um padrão metabólico característico daquela comunidade (GARLAND; MILLS, 1991; LEE et al., 2020). Esse é constituído por microplacas que contém 96 poços, com 31 fontes de carbono (CAMPBELL; GRAYSTON; HIRST, 1997; PAPATHEODOROU; EFTHIMIADOU; STAMOU, 2008). O teste é fundamentado pela mudança na coloração dos tecidos vivos na presença de solução de sal de tetrazólio, devido à atividade enzimática das desidrogenases durante a respiração, ocorrendo a liberação de íons hidrogênios com os quais o sal 2,3,5 trifenil cloreto de tetrazólio, incolor e solúvel, reage com tecidos vivos formando uma substância de cor avermelhada e insolúvel denominada formazan (DELOUCHE, 1976; GAŁAZKA; FURTAK, 2018).

O *Average Well Color Development* (AWCD), em tradução para português Índice de desenvolvimento médio de cor, representa a atividade metabólica da comunidade microbiana do solo no uso das fontes de carbono segundo Lee et al. (2020). Estes valores podem ser subdivididos em grupos com base no substrato (fontes de carbono) de natureza química semelhante (aminoácidos, amins, carboidratos, carboxílicos ácidos, compostos fenólicos e polímeros) para avaliar o potencial da comunidade microbiana do solo para degradar essas fontes de carbono (KENAROVA et al., 2014).

A partir dos dados obtidos é possível calcular o índice de Shannon-Weaver (H) utilizado para avaliar a diversidade da comunidade bacteriana, integrando a riqueza e abundância das espécies. Neste caso, o valor H descreve a capacidade da comunidade bacteriana de degradar mais ou menos tipos de fontes de carbono, devido a utilização mais diversa de substratos. Sendo assim um índice da diversidade fisiológica da comunidade bacteriana. Comunidades microbianas que são capazes de degradar mais substratos possuem valores mais elevados de H (FEDOR; SPELLERBERG, 2013; SHANNON, 1948; MUÑIZ et al., 2014).

De modo geral pode-se dizer que o método Biolog investiga a diversidade funcional ou potencial metabólico de parte de uma comunidade que é metabolicamente ativa e cresce nas condições da placa (STEFANOWICZ, 2006; ZAK et al., 1994). Sendo assim, é uma ferramenta rápida e eficaz utilizada para comparar a diversidade das comunidades microbianas (GAVRILESCU, 2010).

3 Material e métodos

Para atingir o objetivo da pesquisa de avaliar o efeito do uso de diferentes espécies de plantas de cobertura associadas ao uso de húmus líquido, foram realizados experimentos de campo. Esses foram realizados na Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária, EMBRAPA Clima Temperado, Estação Experimental Cascata, localizada no município de Pelotas (RS) latitude 31° 37' S e longitude 52° 31' O. O solo foi classificado como Argissolo vermelho-amarelo eutrófico (EMBRAPA, 2018).

O primeiro experimento foi o cultivo de alface (*Lactuca sativa* L.) em sucessão a diferentes espécies de plantas de cobertura de verão com aplicação de húmus líquido. Já o segundo experimento visou a avaliação de parâmetros do solo após o cultivo de espécies de plantas de cobertura de inverno e aplicação de húmus líquido, além de avaliação da comunidade microbiana no solo.

3.1 Influência de plantas de cobertura e húmus líquido no cultivo de alface

3.1.1 Histórico da área

Foi utilizada uma área de aproximadamente 1.000m², composta por três blocos com oito parcelas cada, totalizando 24 parcelas. Cada parcela foi constituída por um canteiro de 1,0m x 15m.

Os tratamentos utilizados estão descritos na tabela 1, foram utilizadas três diferentes espécies de plantas de cobertura de verão e aplicação de húmus líquido.

O delineamento usado foi fatorial 4 x 2, sendo as plantas de cobertura com 4 níveis (espécies) e a fertilização com 2 níveis (com e sem húmus líquido), o húmus sendo usado na subparcela.

Tabela 1 - Representação dos tratamentos utilizados anteriormente ao cultivo de alface.

Parcela	Subparcela	Subparcela
Crotalária (<i>Crotalaria juncea</i> L.) Milheto (<i>Pennisetum glaucum</i> L.) Mucuna-preta (<i>Mucuna aterrima</i>) Pousio	Húmus líquido 10%	Água

Uma semana antes da semeadura das plantas de cobertura realizou-se a o preparo do solo da área com gradagem e posteriormente, com auxílio da enxada rotativa foram construção de canteiros onde foram semeadas Crotalária (*Crotalaria juncea* L.), Milheto (*Pennisetum glaucum* L.) e Mucuna-preta (*Mucuna aterrima*). A densidade de semeadura utilizada foi de 30, 25 e 80kg ha⁻¹ respectivamente (REDIN, 2016).

A semeadura das plantas de cobertura ocorreu nos dias 6 e 7 de janeiro de 2017 e três dias após foi realizada a aplicação de húmus líquido na concentração de 10%. Outra aplicação ocorreu dois dias após o manejo das plantas de cobertura que foi realizado no dia 14 de junho de 2017, ou seja, 22 semanas após a semeadura das espécies. Em ambas aplicações foram utilizados 60 litros de húmus líquido, ou seja, 4L m² que é o equivalente a 4 mm de chuva.

As mudas de alface foram transplantadas no dia 4 de dezembro, essas foram adquiridas de um produtor do município de Canguçu, Rio Grande do Sul. A cultivar utilizada foi a Regina, e no momento do transplante possuíam 4 folhas definitivas, a produção dessas foi em bandeja de polietileno expandido de 200 células, foram adquiridas quatro bandejas totalizando 800 mudas. Em cada parcela foram transplantadas 32 mudas em um espaçamento de 0,25m x 0,25m (ARAÚJO et al., 2011) (Figura 1).

Foram realizadas seis coletas, de três plantas. Para a primeira coleta foi considerada 10 mudas restantes da instalação do experimento. As outras 5 coletas foram realizadas conforme demonstrado na figura 1.

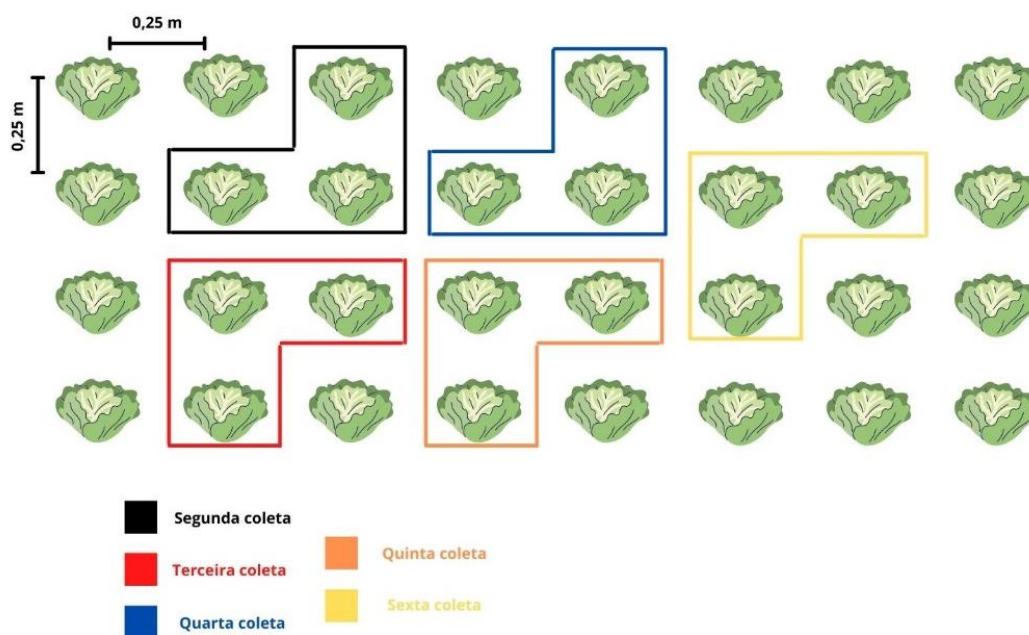


Figura 1-: Demonstrativo da distribuição das plantas de alface na parcela, espaçamento e coletas

As amostras coletadas foram para avaliação de massa fresca, massa seca e área foliar. Na última coleta além destas variáveis também foi determinado a porcentagem de cinzas na alface e coleta de solo para avaliação dos atributos do solo.

A coleta de solo foi realizada na camada de 10-15cm e foi avaliado, pH, condutividade elétrica, matéria orgânica e nitrogênio extraível inorgânico (NEI).

3.2 Uso de diferentes espécies de plantas de cobertura e húmus líquido nos atributos do solo

3.2.1 Condução do experimento

Anteriormente à semeadura das culturas de inverno foi realizado gradagem do solo e posteriormente construção de canteiro com o uso de enxada rotativa. O tamanho dos canteiros e o delineamento experimental seguiu o mesmo do experimento anterior.

Foram semeadas três diferentes espécies de cobertura de inverno em junho de 2018. A densidade de semeadura foi de 15kg ha⁻¹ para o nabo forrageiro (DERPSCH; CALEGARI, 1992), 80kg ha⁻¹ para aveia preta (FLARESSO; GROSS; ALMEIDA, 2001) e 60kg ha⁻¹ para ervilhaca (ORTIZ et al., 2015).

A semeadura ocorreu no local onde anteriormente havia as plantas de cobertura de verão. Na tabela 2 são demonstrados quais espécies de inverno sucederam aquelas utilizadas no ciclo e verão.

Tabela 2- Espécies de plantas de cobertura de verão e suas respectivas sucessoras Embrapa Clima Temperado 2017/2018.

Plantas de cobertura de verão	Plantas de cobertura de inverno
Crotalária (<i>Crotalaria juncea</i> L.)	Nabo forrageiro (<i>Raphanus sativus</i> L.)
Milheto (<i>Pennisetum glaucum</i> L.)	Aveia Preta (<i>Avena strigosa</i>)
Mucuna-preta (<i>Mucuna aterrima</i>)	Ervilhaca (<i>Vicia sativa</i> L.)

A massa vegetal foi roçada 160 dias após a semeadura, dois dias depois foi realizada a aplicação de húmus líquido em concentração de 10%, no qual em cada parcela foi utilizado 61 litros, ou seja 4,07L m⁻², para o preparo destas quantidades de húmus líquido foi utilizado 145kg de vermicomposto em base seca. Na Tabela 3 estão descritos os tratamentos utilizados.

Tabela 3- Tratamentos utilizados no experimento com plantas de cobertura de inverno. Embrapa Clima Temperado 2018/2019.

Parcela	Subparcela	Subparcela
Nabo forrageiro (<i>Raphanus sativus</i> L.)	Húmus líquido 10%	Água
Aveia Preta (<i>Avena strigosa</i>)		
Ervilhaca (<i>Vicia sativa</i> L.)		
Pousio		

Após 45 dias da aplicação do húmus líquido foi realizada a coleta de solo, na profundidade de 10-15cm, para análise das seguintes variáveis: pH, condutividade elétrica do solo, matéria orgânica, nitrogênio extraível inorgânico (NEI). A coleta para avaliação da comunidade microbiana do solo ocorreu 90 dias após a aplicação do húmus líquido, para esta variável a coleta de solo ocorreu na profundidade de 0-5cm.

Na figura 2 há a demonstração da ordem cronológica da condução do experimento. Demonstrando as aplicações de húmus líquido, sementeira das plantas de cobertura, transplante de mudas de alface e coletas de solo realizadas.

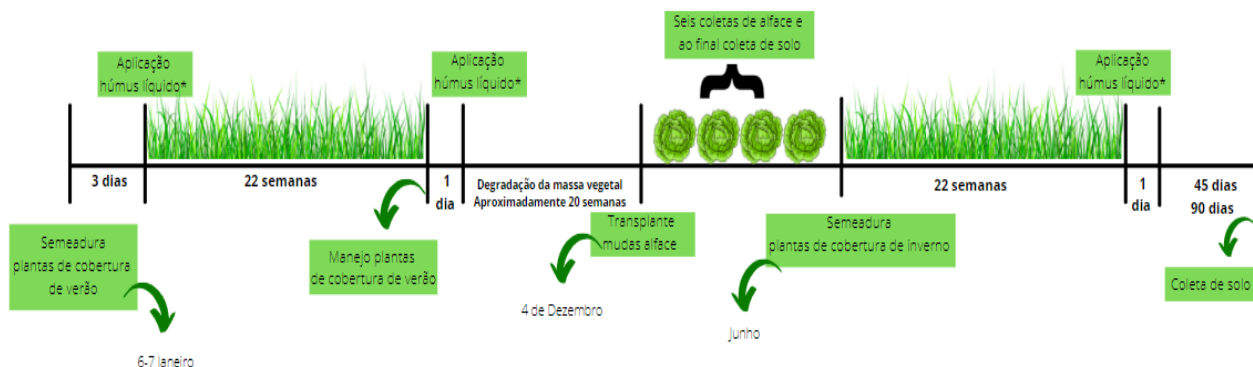


Figura 2- Representação esquemática da condução do experimento ao longo do tempo. *Nas aplicações de húmus líquido foram utilizados aproximadamente 60 litros por parcela.

3.3 Produção de húmus líquido

O húmus líquido utilizado no experimento foi produzido na Estação experimental Cascata. Para isso foi utilizado húmus sólido produzido por minhocas da espécie *Eisenia andrei* a partir de esterco bovino, sendo este proveniente de propriedade familiar agroecológica localizada no município de Morro Redondo, RS e de animais da própria estação experimental.

Anteriormente à produção do húmus líquido foi determinada a densidade e a umidade do vermicomposto que apresentou os valores de $0,46\text{ g cm}^{-3}$ e 61% respectivamente. Para avaliação mais detalhada do húmus sólido amostras foram enviadas para o laboratório de análise de solos da Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel – FAEM/UFPel (Tabela 4).

Tabela 4- Propriedades físicas e químicas do húmus sólido utilizado no estudo 2018/2019

N	P	K	Ca	Mg	S	Na
-----g kg ⁻¹ -----						
18,6	3,36	6,88	5,26	3,34	3,13	1,12
Cu	Zn	Fe	Mn	pH	Umidade	Carbono
-----mg kg ⁻¹ -----				-----%-----		
24,47	70,81	1466,8	572,54	5,11	37,75	19,91

Para a produção do húmus líquido foram utilizadas caixas d'água com capacidade de 500L (Figura 3) sob um tecido Voile; Quando realizada a adição do húmus sólido este tecido tem como função separar o húmus sólido do líquido, entretanto permitindo que haja a drenagem do líquido após a realização da aeração.



Figura 3- Caixa d'água utilizada para a produção de húmus líquido. Embrapa Clima Temperado, Pelotas, RS Foto: autor

Para a realização da aeração foi utilizado um compressor de ar marca Resun®, modelo ACO-003, com capacidade de injetar 63L de ar por minuto. A aeração foi realizada de forma ininterrupta por 24 horas, no compressor de ar foi adaptado um derivador do fluxo com o uso de seis mangueiras, havendo assim uma maior distribuição de ar nas caixas d'água utilizadas (Figura 4).



Figura 4 - Processo de aeração do húmus líquido. Embrapa Clima Temperado, Pelotas, RS Foto: Willian Jandrey.

3.4 Variáveis avaliadas

3.4.1 Potencial hidrogeniônico (pH) e Condutividade elétrica (CE)

Para leitura de pH e CE foram utilizadas as mesmas amostras de solo essas foram diluídas em água destilada em proporção 1:1, de acordo com metodologia adaptada de Tedesco et al. (1995). Para determinação do pH foi utilizado um potenciômetro com eletrodo combinado Marconi® modelo MA552 e para condutividade foi utilizado um condutivímetro da marca Digimed®, modelo DM-32.

3.4.2 Massa vegetal de alface

As avaliações da massa vegetal foram realizadas semanalmente, no qual três plantas de alface de cada tratamento foram retiradas do solo. Logo após as amostras foram pesadas, a fim de determinar a massa fresca, posteriormente essas foram seca em estufa a 65°C por 72 horas, ou até atingir peso constante, posteriormente este material foi pesado para obtenção da massa seca.

3.4.3 Área foliar

Posteriormente à pesagem da massa fresca foi determinada a área foliar (cm²) das plantas de alface, para isto foi utilizado um planímetro da marca LI-COR®, modelo LI 3100.

3.4.4 Matéria orgânica

Para a determinação de matéria orgânica foram utilizadas amostras secas a 105°C em estufa posteriormente estas amostras eram levadas em cadinhos de porcelana à mufla (ZEZIMAQ®) para realização de combustão por alta temperatura (550°C ± 50°C) durante quatro horas.

Para determinação da porcentagem de matéria orgânica na amostra foi utilizada a equação 1:

$$MO = \frac{Mc}{Mss} * 100 \quad (1)$$

Onde MO é o teor de matéria orgânica (%), Mc é a massa da amostra calcinada (g) e Mss é a massa da amostra de solo seca a 105°C.

3.4.5 Nitrogênio (N)

Para a determinação de nitrogênio extraível inorgânico, amoniacal e nítrico, foi utilizado o método de colorimetria para isto foi utilizado o leitor de microplacas da marca Bio-Rad® modelo iMark. A metodologia utilizada foi descrita por Vieira (2005) e está descrita abaixo.

Para o preparo dos extratos, utilizados na determinação de nitrogênio, as amostras de solo foram diluídas na proporção 1:5 em K₂SO₄ 0,5M. Para isto foram adicionados 10g de solo e 50mL da solução em frascos snap-cap, posteriormente foi realizada a homogeneização em mesa agitadora orbital por uma hora a 200rpm. Após a homogeneização foi feita a decantação por 30 minutos e realizada a filtragem em filtros Whatman nº 42 e a solução filtrada foi acondicionada em vidros âmbar e armazenadas em ambiente com temperatura entre 2 e 4°C até o momento da análise (SIMS et al., 1995).

A determinação do nitrogênio amoniacal (N-NH₄⁺) foi realizada diretamente pela leitura de cor, para isso foram utilizadas microplacas com 96 poços. Com auxílio de micropipetador foi adicionado nos poços A1, B1 e C1 275µl de água destilada

(prova em branco), D1 a E3 175 µl de soluções padrão de N-NH_4^+ e de F3 a H12 175 µl dos extratos das amostras (Figura 5).

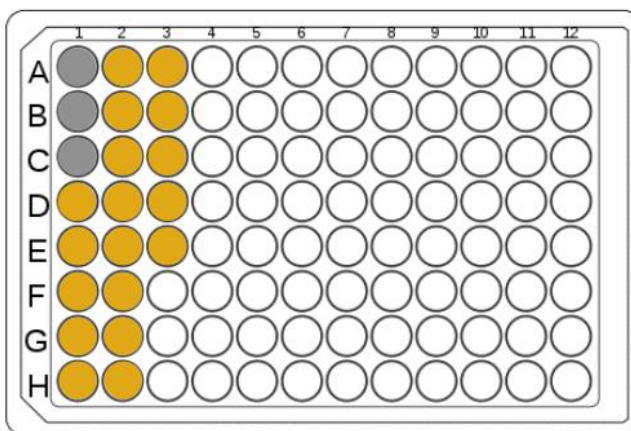


Figura 5- Demonstração da microplaca de 96 poços utilizada na metodologia de determinação de N-NH_4^+ com a demarcação dos locais em que foi adicionado água destilada (A1-C1); soluções padrão (D1-E3) e extratos (F3-H12).

Posteriormente, nos poços onde foram pipetadas as soluções padrão e os extratos foi adicionado 25µl de citrato, deixando reagir por um minuto, 50µl de salicilato e por fim 25µl de reativo de hipoclorito. Após este procedimento as microplacas foram fechadas e ocorreu a incubação por 45 minutos, em temperatura ambiente, neste período correu a reação de cor entre os reagentes e as amostras, em seguida foi realizada a leitura da microplaca em comprimento de onda de 650nm (nanômetro).

A determinação do nitrogênio nítrico (N-NO_3^-) também foi realizada com a utilização de microplacas de 96 poços. Para a sua determinação foi adicionado 25mg de liga devarda em cada célula e posteriormente 250 µl das soluções padrão de N-NO_3^- e os extratos de amostras foram pipetados. Imediatamente após foi adicionado 25µl de Ácido Sulfúrico (0,1M) a microplaca foi fechada e houve a incubação dessa durante a noite, em temperatura ambiente. Após a incubação, em nova microplaca, foi adicionado: 275µl água destilada (prova em branco) nos poços A1, B1 e C1, 175 µl de soluções padrão de N-NH_4^+ (D1-E3) e nos poços de F3-H12 foram adicionados 175µl dos padrões de N-NO_3^- e os extratos de amostra (Figura 6).

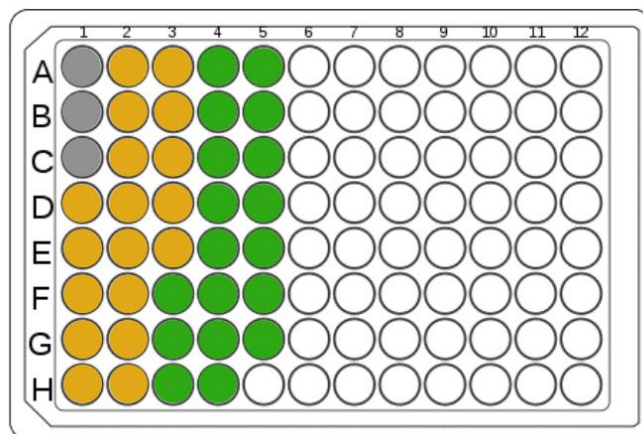


Figura 6- Demonstração da microplaca de 96 poços utilizada na metodologia de determinação de N-NO_3^- com a demarcação dos locais em que foi adicionado água destilada (A1-C1); soluções padrão de N-NH_4^+ (D1-E3); soluções padrão de N-NO_3^- (F3-G5) e extratos (H5-H12).

Depois a análise seguiu os mesmos passos da determinação de N-NH_4^+ com a adição de 25 μl de citrato, 50 μl de salicilato, 25 μl de reativo de hipoclorito e incubação por 45 minutos. A leitura das placas também foi realizada no comprimento de onda de 650nm. O N-NO_3^- não é determinado diretamente, a sua quantificação foi realizada pela transformação de todo nitrogênio inorgânico para forma de nitrogênio amoniacal, para então, ser realizada a leitura. Para obtenção dos valores indiretos de N-NO_3^- foi utilizada equação 2:

$$\text{N-NO}_3^- (\mu\text{g g}^{-1}) = \text{NEI} - \text{N-NH}_4^+ \quad (2)$$

Onde: N-NO_3^- = Nitrato; NEI= Nitrogênio extraível inorgânico; N-NH_4^+ = Amônio.

3.4.6 Perfil metabólico de comunidades bacterianas do solo

Para avaliação da diversidade microbiológica do solo foi utilizado o sistema Biolog EcoPlate[®], que é constituído por microplacas contendo 96 poços, com 31 fontes de carbono. Na tabela 5 estão descritos os 31 substratos presentes na microplaca bem como os grupos químicos aos quais esses pertencem.

Para esta análise foram coletadas amostras de 10g de solo de cada parcela na profundidade 0-5cm posteriormente a amostra foi transferida para um erlenmeyer contendo 190mL de solução salina (NaCl 0,85%) em condições estéreis. Após foi

realizada agitação orbital a 220rpm, em temperatura ambiente, por 5 minutos e decantação por 4 minutos.

Tabela 5- Substratos utilizados no sistema Biolog Ecoplate® e os grupos químicos aos quais eles pertencem (CHOI; DOBBS, 1999).

Número	Substrato	Grupo
1	Ácido Pirúvico Metil Éster	Ácido Carboxílico
2	Tween 40	
3	Tween 80	
4	α -Ciclodextrina	Polímeros
5	Glicogênio	
6	D-Cellobiose	
7	α -D-Lactose	
8	β -Metil-D-Glicose	
9	D-Xilose	Carboidrato
10	I-Eritritol	
11	D-Manitol	
12	N-Acetil-D-Glucosamina	
13	Ácido D-Glucosaminico	Ácido Carboxílico
14	Glicose-1-Fosfato	
15	D,L- α -GlicerolFosfato	Carboidrato
16	Ácido D-Galactônico γ -Lactona	
17	Ácido Galacturônico	Ácido Carboxílico
18	Ácido 2-Hidroxibenzóico	
19	Ácido 4-Hidroxibenzóico	Composto fenólico
20	Ácido γ -Hidróxibutírico	
21	Ácido Itacônico	
22	Ácido α -Cetobutírico	Ácido Carboxílico
23	Ácido D-Málico	
24	L-Arginina	
25	L-Asparagina	
26	L-Serina	
27	L-Fenilalanina	Aminoácido
28	L-Treonina	
29	Ácido Glicil-L-Glutâmico	
30	Feniletilamina	Amina
31	Putrescina	

Posteriormente a decantação o sobrenadante foi transferido para tubos esterilizados e realizou-se centrifugação a 6.300x g por 20 min. O sobrenadante foi descartado e os precipitados foram suspensos em 20mL de solução salina esterilizada (0,85%). Em seguida a decantação, foi retirado com micropipeta uma

alíquota de 120µl dos sobrenadantes e adicionados aos poços da microplaca Biolog EcoPlate® e essas foram incubadas a 28 °C por 48 horas (GOVAERTS et al., 2007).

Após a este período foram realizadas leituras a cada 24 horas, em espectrofotômetro leitor de microplacas Microplate Manager® 4.0 (Bio-Rad Laboratories, Inc.) a 490nm, até a obtenção da média de desenvolvimento de cor (AWCD) (GARLAND; MILLS, 1991; ZAK et al., 1994).

O AWCD demonstra a capacidade dos microrganismos de utilizar diferentes fontes de carbono em comunidades microbianas. Para o seu cálculo foi utilizada a equação 3 (GARLAND; MILLS, 1991):

$$AWCD = \sum_{i=1}^n \frac{(Ci-R)}{n} \quad (3)$$

Onde: Ci é o valor de absorbância de cada poço de reação a 490 nm, R é o valor de absorbância do poço de controle e n é o número de poços. Para relação Ci – R valores menores de 0,06 são considerados zero.

Também foi determinado o Índice de diversidade de Shannon-Wiener (H') que compreende tanto a riqueza de substratos quanto a intensidade com que esses são usados pela microbiota. É baseado na diversidade funcional comunidades biológicas. Para o seu cálculo foram utilizadas as equações 4 e 5 (FEDOR; SPELLERBERG, 2013; KEYLOCK, 2005):

$$H = - \sum P_i \ln P_i \quad (4)$$

$$P_i = \frac{(Ci-R)}{\sum (Ci-R)} \quad (5)$$

Onde: O Pi representa a razão entre o valor de absorbância no poço i (1 a 31) e os valores de absorbância total em todos os poços.

Para a determinação da riqueza (S), que é o número de substratos de carbono utilizados, foi utilizado um valor de 0,250 de absorbância como limite para resposta positiva.

Foi calculado o Índice de uniformidade de Shannon (E) que permite representar a uniformidade da distribuição das comunidades biológicas e foi determinado pela equação 6 (KEYLOCK, 2005):

$$E = \frac{H}{\ln S} \quad (6)$$

Onde: S representa o número total de fontes de carbono utilizadas (31 fontes de carbono), o número de poços que variam em cor.

3.5 Procedimento estatístico

Os valores de massa fresca, massa seca e área foliar da alface submetida aos diferentes tratamentos (n=24) foram submetidos à análise de variância com nível de confiança de 95%, utilizando o programa Speed Stat (CARVALHO et al., 2020).

Os resíduos foram testados quanto à normalidade pelo gráfico QQ-plot e pelo teste de Anderson-Darling, o homocedasticidade pelo gráfico dos resíduos x valores ajustados e a independência pelo gráfico dos resíduos x ordem de coleta.

A análise de componentes principais (PCA) foi realizada com o programa Canoco 4.5. (Canoco 4.5, Biometris, Wageningen, Holanda) (ter BRAAK; ŠMILAUER, 2002). Foram utilizados valores médios da massa fresca, massa seca e cinzas no dia da colheita e da área foliar 13 antes da última colheita, totalizando 24 valores (8 tratamentos com 3 repetições) para cada variável. Como variáveis ambientais foram utilizadas o pH médio, a condutividade elétrica média, o teor médio de sólidos voláteis, o nitrogênio extraível inorgânico, o nitrogênio amoniacal inorgânico e nítrico. O gráfico foi construído com foco na distância entre as amostras e usado o método do centróide.

4 Resultados e discussão

4.1 Alface como cultura subsequente

4.1.1 Produção de massa vegetal e área foliar de alface

O uso de húmus líquido associado a diferentes fontes de adubação verde não demonstrou interação significativa na produção de alface (Figura 7). Não houve diferença entre os tratamentos ($p=0,2514$) para massa fresca, massa seca ($p=0,3161$) e área foliar ($p=0,7249$). No apêndice A estão disponíveis as tabelas referentes a análise de variância (ANOVA).

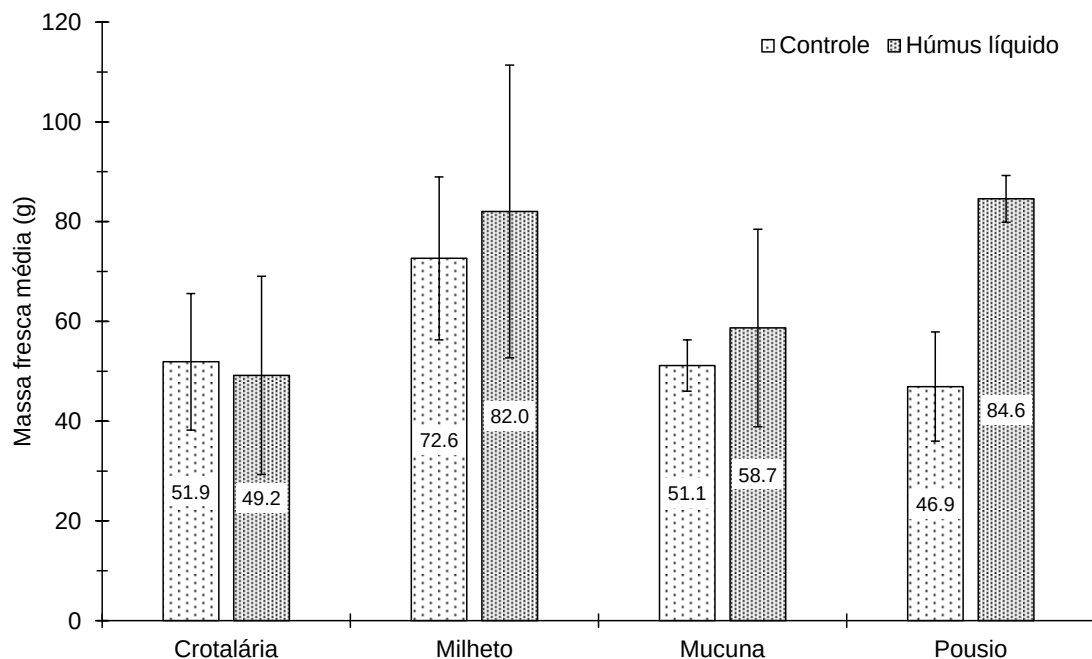


Figura 7- Massa fresca média de plantas de alface (g) cultivadas com o uso de diferentes adubações verdes e utilização de húmus líquido. Embrapa Clima Temperado – Estação experimental Cascata/2018.

A média geral da massa fresca das plantas de alface foi de 55,65g nos tratamentos controle e 68,62g com a aplicação de húmus líquido.

A média da massa seca de plantas de alface cultivadas com diferentes espécies de plantas de cobertura foi de 4,96g nos tratamentos controle e de 6,73g com a aplicação de húmus líquido, não havendo diferença significativa entre os tratamentos (Figura 8).

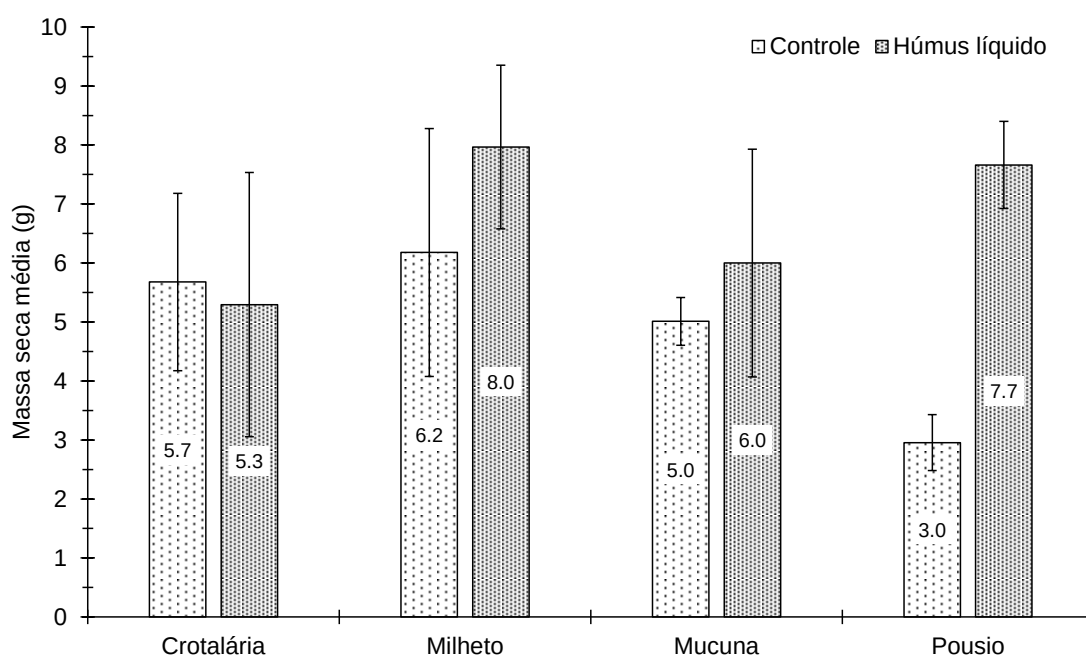


Figura 8- Massa seca média de plantas de alface (g) cultivadas com o uso de diferentes adubações verdes e utilização de húmus líquido. Embrapa Clima Temperado – Estação experimental Cascata/2018.

Resultados semelhantes foram encontrados por Fontanétti et al. (2006) no cultivo de alface americana, transplantadas 30 dias após a incorporação de mucuna-preta (*Stizolobium aterrimum*), feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis*), e crotalária juncea (*Crotalaria juncea* L.) e adição de composto orgânico no transplante das mudas e 30 dias após (20Mg ha⁻¹). Não houve diferença significativa desses tratamentos com a testemunha (vegetação espontânea e adubação mineral).

O uso de crotalária e mucuna-preta associada a composto orgânico não obteve diferença significativa na produção de alface cultivada cinco dias após a roçada das plantas de cobertura (BENTO; CARVALHO; GERVAZIO, 2015). Entretanto em estudo realizado por Costa; Iocio e Andrade (2015), a utilização de crotalária com milheto levou a uma maior massa fresca e seca de alface, o transplante dessas ocorreu 21

dias após a incorporação das plantas de cobertura ao solo. Chinta; Uchida e Araki (2020), utilizando centeio com ervilhaca e apenas ervilhaca relataram que houve uma maior produção de alface, transplantadas 5 dias após a incorporação dos resíduos.

A área foliar da alface não diferiu significativamente entre os tratamentos, sendo a média para os tratamentos controle de 1.173,22cm² e de 1.217,11cm² quando utilizado húmus líquido associado a diferentes tipos de plantas de cobertura (Figura 9).

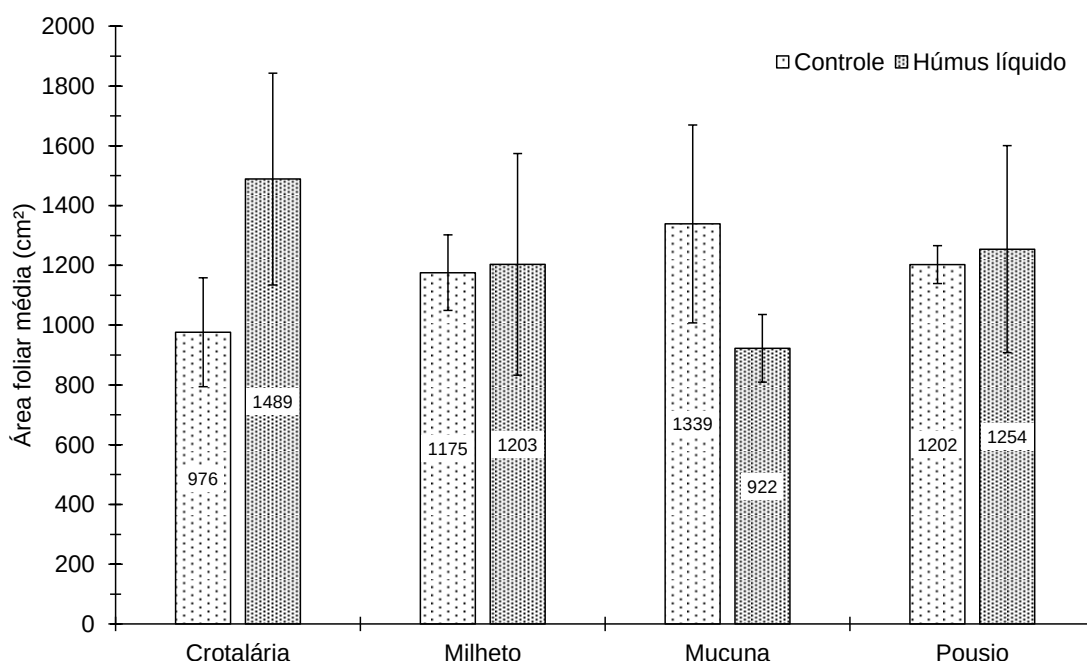


Figura 9- Área foliar média de plantas de alface (cm²) cultivadas com o uso de diferentes adubações verdes e utilização de húmus líquido. Embrapa Clima Temperado – Estação experimental Cascata/2018.

Os valores encontrados no tratamento com o uso de húmus líquido e crotalária foi de 1.488,78cm², seguido do tratamento controle com cultivo de mucuna-preta (1.338,89cm²). Os menores valores absolutos foram encontrados no tratamento com mucuna-preta e aplicação de húmus líquido (922,28cm²) seguido de crotalária sem a aplicação de húmus líquido (976,22cm²).

Resultados diferentes foram encontrados por Bento; Carvalho e Gervazio (2015), ao cultivar alface cinco dias após a roçada de mucuna-preta e crotalária, em plena floração e associadas a composto orgânico (100g planta⁻¹). Esses tratamentos proporcionaram maiores valores de área foliar em comparação com a adubação mineral. Sarmiento et al. (2019) ao cultivar alface em palhada de crotalária, 75 dias

após incorporação das plantas de cobertura, não obteve diferença significativa no valor médio de área foliar em comparado com a testemunha.

Diversos fatores podem influenciar no rendimento da alface como: nitrogênio (N), densidade das plantas, água disponível, nitrogênio nítrico (N-NO_3^-) potencial de mineralização do solo e pH (ESPINDULA et al., 2010; BOTTOMS et al., 2012; CHENG et al., 2013).

As plantas de cobertura influenciam o rendimento da colheita subsequente, principalmente devido ao seu efeito na disponibilidade de N (LAWSON et al., 2013). Entretanto, a absorção dos nutrientes advindos da mineralização dos resíduos de plantas de cobertura, pelas hortaliças, depende em grande parte da sincronia entre a decomposição e mineralização da massa vegetal e a época de maior exigência nutricional da cultura (FONTANÉTTI et al., 2006).

No cultivo do alface um dos principais fatores limitantes é o N (LIANG; GROSSMAN; SHI, 2014; SAPKOTA; SAPKOTA; LIU, 2019) sendo esse o segundo elemento químico mais extraído por essas plantas (BENINNI; TAKAHASHI; NEVES, 2005). A absorção de nutrientes é acelerada próximo à colheita, e lenta durante a primeira metade do ciclo quando ocorre maior demanda para N, P, K e Mg no período entre o 22º e o 27º dias após transplante das mudas (KANO; CARDOSO; VILLAS BÔAS, 2011). Todavia, o alto rendimento na produção de alface está relacionado não apenas com a disponibilidade de N mas também na capacidade da planta absorver o nutriente (CHINTA; UCHIDA; ARAKI, 2020).

Além da influência da disponibilidade de N a avaliação de apenas um ciclo de plantas de cobertura associadas ao uso de húmus líquido pode não ter sido suficiente para demonstrar o potencial das práticas, já que é a longo prazo que essas se tornam benéficas (ESPÍNDOLA; GUERRA; ALMEIDA, 1997; ZHANG et al., 2018). Em estudo realizado por Silva et al. (2007), no qual foi utilizada adubação com esterco caprino e crotalária no cultivo de batata, durante cinco anos, os melhores efeitos na produção de tubérculos ocorreu após quatro anos de manejo.

4.1.2 Percentual médio de cinzas em plantas de alface

Em relação ao teor de cinzas (matéria mineral) das plantas de alface houve interação ($p=0,0040$) (Apêndice B) entre as espécies de plantas de cobertura e a aplicação do húmus líquido. O teor de cinzas na alface cultivada na área com mucuna-preta e húmus líquido foi inferior à observada na crotalária mas similar a verificada no milho e na área de pousio (figura 10).

O uso de húmus líquido associado a mucuna-preta levou a um menor teor de cinzas nas plantas de alface (0,3%) quando comparado com o tratamento controle (0,4%). A utilização de crotalária com a adição de húmus líquido proporcionou um teor maior de minerais (0,7%) quando comparado com o tratamento de utilização de mucuna-preta e adição de húmus líquido.

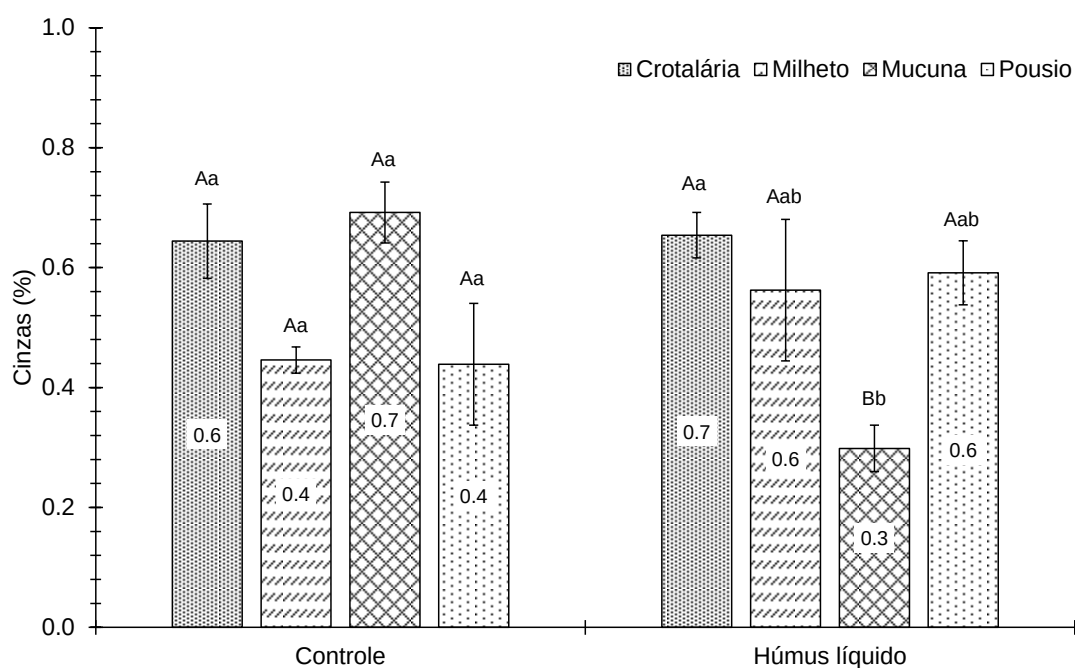


Figura 10- Percentual médio de cinzas de plantas de alface cultivadas com o uso de diferentes adubações verdes e utilização de húmus líquido. Médias seguidas por uma mesma letra maiúscula entre os níveis de fertilização ou minúscula entre as plantas de cobertura não diferem estatisticamente entre si a 5% de probabilidade. Embrapa Clima Temperado 2018.

Os valores médios de cinzas foram menores que os encontrados por Ohse et al. (2009) que obteve média de 0,61% e Alves et al. (2011) com 0,71% de teor de cinzas em sistema convencional de cultivo de alface. Porém, foram maiores do que o estabelecido na tabela de composição de alimentos que é de 0,5% (TACO, 2011).

De acordo Santos et al. (2020) o sistema de cultivo convencional acarreta teor maior de cinzas em comparado com o de base ecológica. Entretanto, Korndörfer; Maciel e Volken de Souza (2015) não observaram diferença significativa para o teor de minerais em hortaliças (beterraba, espinafre e repolho). As divergências encontradas podem ser devido ao acúmulo de minerais estar diretamente relacionado com a capacidade das plantas em absorver os nutrientes (TAIZ; ZEIGER, 2007).

Segundo Fontanétti et al. (2006) a crotalária apresentou o maior potencial de extração dos nutrientes: N, P, K, Mg, B, Mn e Zn do solo quando comparado com a mucuna-preta, o que poderia explicar a maior porcentagem de minerais nas plantas de alface cultivadas com esta planta de cobertura.

Entretanto resultados diferentes foram encontrados por Ambrosano et al. (2003), no qual o uso de mucuna-preta como planta de cobertura no cultivo milho fez com que houvesse maior absorção de nutrientes em relação a crotalária. Demonstrando que diversos fatores estão relacionados ao acúmulo de cinzas não apenas a espécie de planta de cobertura utilizadas anteriormente.

4.1.3 Efeitos dos tratamentos sobre os atributos do solo

A utilização de húmus líquido associado a diferentes espécies de adução verde não demonstrou diferença significativa nas variáveis do solo entre os tratamentos pH ($p=0,4778$), condutividade elétrica (CE) ($p=0,2587$), matéria orgânica ($p=0,0985$), NEI ($p=0,4205$), $N-NH_4^+$ ($p=0,7852$) e $N-NO_3^-$ ($p=0,3497$) (Figura 11). No apêndice C encontram-se as tabelas com a ANOVA destes atributos.

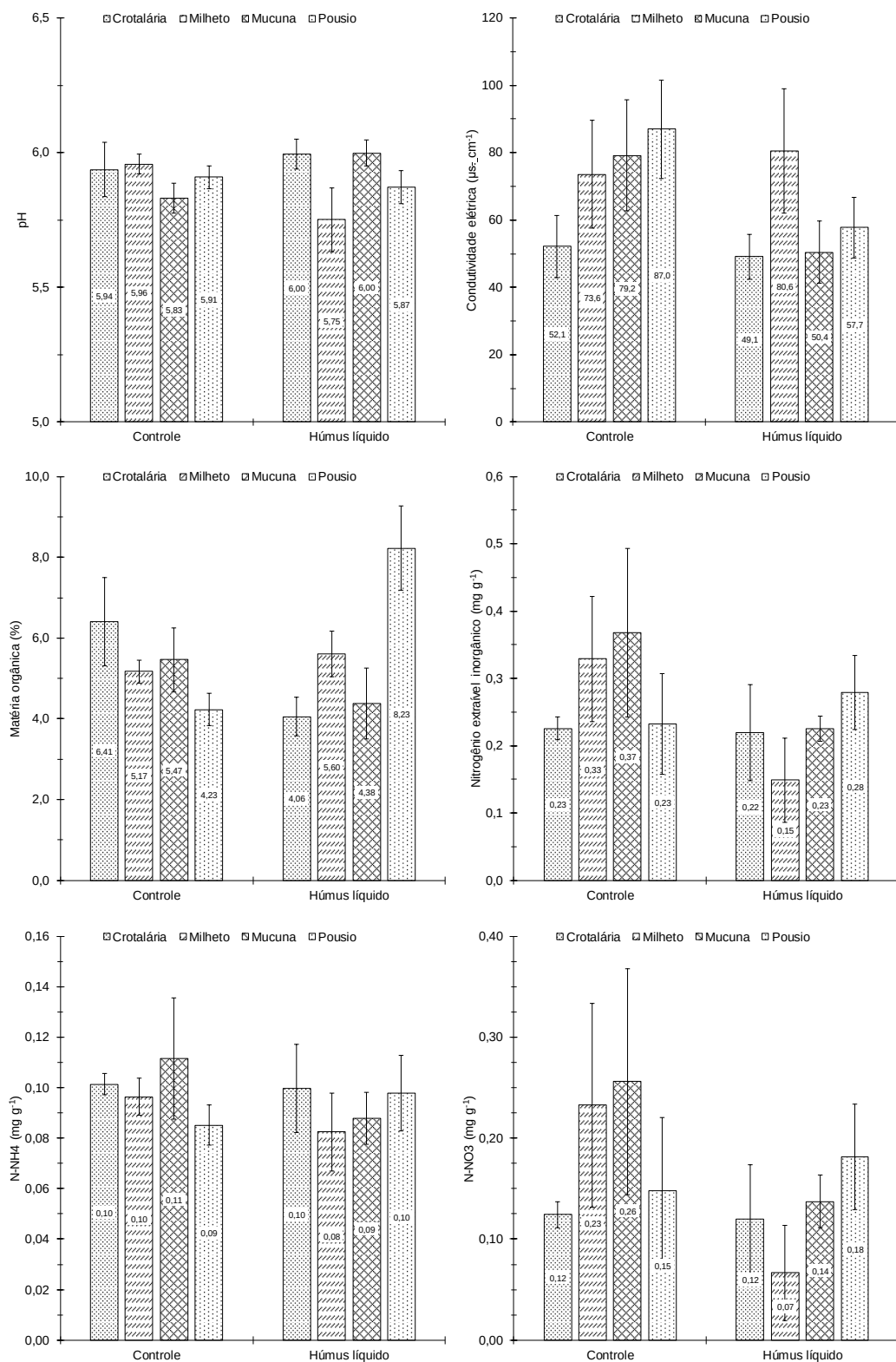


Figura 11- Variáveis do solo na colheita pH, condutividade elétrica, matéria orgânica e nitrogênio inorgânico (N-NO_3^- e N-NH_4^+), com o uso de diferentes fontes de plantas de cobertura e aplicação de húmus líquido. Embrapa Clima Temperado 2018.

O valor médio do pH do solo foi de 5,91 nos tratamentos controle e de 5,89 com o uso de húmus líquido. O menor valor absoluto de pH no controle foi observado na mucuna-preta com 5,83 e com o uso de húmus líquido foi nas áreas com o cultivo de milho e pousio (5,75).

Os valores de pH são influenciados pelo teor de matéria orgânica no solo, um maior aporte de carbono tende a acidificar o solo (EBELING et al., 2008). Maiores aportes de resíduos orgânicos podem levar a diminuição do pH, isto ocorre pois há um aumento dos íons de H^+ durante o processo de transformação do N, levando a uma queda no pH (LAWSON et al., 2013; MACHADO et al., 2014). É possível observar que os menores valores absolutos de pH com a aplicação de húmus líquido (milho e pousio) também são os que apresentaram maiores teores absolutos de matéria orgânica corroborando com os estudos citados acima.

Para a cultura da alface, segundo o Manual de Calagem e Adubação para os estados do Rio Grande do Sul e Santa Catarina, o pH ideal do solo é de 6,0 (SOCIEDADE BRASILEIRA DE CIÊNCIA DO SOLO, 2016), desta forma podendo haver dificuldade na absorção de nutrientes devido ao baixo pH. Outro aspecto que deve ser levado em consideração é o fato de o solo mais ácido pode dificultar as transformações necessárias para liberação de N inorgânico (CHENG et al., 2013).

A CE média nos tratamentos controle foi de $73,00\mu s\text{ cm}^{-1}$ e $61,37\mu s\text{ cm}^{-1}$ com o uso de húmus. O pousio sem a utilização de húmus líquido apresentou condutividade elétrica de $87\mu s\text{ cm}^{-1}$ já o milho foi o que obteve maiores valores absolutos de condutividade elétrica quando aplicado húmus líquido $80,6\mu s\text{ cm}^{-1}$.

Os valores de CE encontrados foram baixos. O solo só considerado salino quando essa apresenta valores maiores de $4.000\mu s\text{ cm}^{-1}$ que é quando ocorre aumento da pressão osmótica e redução do rendimento (MUNNS; TESTER, 2008), para a cultura da alface foi observada uma redução no crescimento e na produção de massa fresca quando os níveis de salinidade são superiores a $2.000\mu s\text{ cm}^{-1}$ a $2.600\mu s\text{ cm}^{-1}$ (ANDRIOLO et al., 2005).

O valor médio de matéria orgânica foi de 5,32% para no tratamento controle e 5,61% com a aplicação de húmus líquido. Não houve diferença significativa entre os tratamentos, entretanto a crotalaria sem a adição de húmus apresentou 6,41% de matéria orgânica e a mesma planta de cobertura no tratamento controle apresentou o menor valor absoluto dessa variável (4%). O pousio obteve maior valor absoluto de

matéria orgânica com a aplicação de húmus líquido (8,44%) e o menor valor absoluto 4,23% nas parcelas no controle.

Resultados diferentes foram encontrados por Hoehne et al. (2020), em que o uso de húmus promoveu um acréscimo de matéria orgânica no solo e cobertura com crotalária juncea e mucuna-preta no cultivo de milho levou a valores menores de matéria orgânica no solo, em comparado ao pousio (ARAUJO et al., 2019).

A porcentagem de matéria orgânica está diretamente relacionada com a decomposição e liberação de nutrientes pela palhada. De acordo Soratto et al. (2014) a degradação dos resíduos de milheto e a crotalária juncea ocorrem de 0 a 18 dias após o incorporação desses no solo. Entretanto Kliemann, Braz e Silveira, (2006) demonstraram que em 150 dias após a incorporação da palhada de milheto a decomposição foi de apenas de 58% pois devido a altos teores de lignina e celulose a degradação foi mais lenta (ZHAO et al., 2018).

Em relação ao NEI os tratamentos contendo húmus líquido obtiveram uma média de $0,22\text{mg g}^{-1}$ e de $0,30\text{mg g}^{-1}$ nos tratamentos controle. Os baixos valores podem estar associados ao fato de que a absorção do N pelas plantas é realizada na forma de N inorgânico (SCHULZ et al., 2013). Como a coleta foi realizada ao final do experimento, com o cultivo de alface, os baixos valores de N inorgânico podem indicar que as plantas cultivadas absorveram o N disponível no solo, um vez que o teor de N-NO_3^- é a forma de N que é prontamente absorvida pelas plantas (ZHANG et al., 2016).

O pH entre 6 e 7 favorece a atividade de microrganismos no solo, necessários para que haja a mineralização do N orgânico (VIEIRA, 2017). Como o solo manteve um pH levemente ácido, menor do que 6, pode ter dificultado a mineralização do N orgânico, levando a uma baixa quantidade de NEI no solo.

A temperatura também está relacionada com a mineralização o N, em que temperaturas entre 20 e 30°C proporcionam um maior atividade dos microrganismos e consequentemente maior mineralização (SCRIMGEOUR, 2008). Durante o cultivo de alface a temperatura média do solo foi de 27°C (ANEXO A), sendo valores que levam a uma melhor atividade da microbiota do solo.

Em relação as fontes de plantas de cobertura resultados diferentes foram encontrados por Ambrosano et al. (2003) em que a mucuna-preta levou a maiores valores de nitrogênio mineral do solo quando comparada com crotalária. Geralmente as leguminosas utilizadas como plantas de cobertura fornecem maior percentual de N

(GABRIEL; MUÑOZ-CARPENA; QUEMADA, 2012). Ao avaliar a mucuna e crotalária Patkowska et al. (2016) obtiveram notável aumento de N no solo. Resultados semelhantes ao presente estudo foram encontrados por Nevins, Lacey, Armstrong (2020) e Jandrey (2019) no qual o uso de plantas de cobertura não teve um efeito significativo na disponibilização de NEI.

O valor médio N-NH_4^+ no solo nos tratamentos com uso de húmus líquido foi de $0,0919\text{mg g}^{-1}$ e no tratamento controle o valor foi de $0,1024\text{mg g}^{-1}$, não houve diferença significativa entre as médias. Resultado semelhantes foram encontrados por Jandrey (2019), no qual o uso das mesmas espécies de planta de cobertura não proporcionou um acréscimo das taxas de N-NH_4^+ no solo.

O N-NH_4^+ não é uma forma disponível para absorção das plantas, para isso ocorrer deve haver ação de bactérias para ocorrer a sua nitrificação (VIEIRA, 2017). Vários fatores afetam o processo de nitrificação no solo como: pH, umidade, tipo de solo e microrganismos (YING; ZHANG; HE, 2010; ZHANG et al., 2014; GLEESON et al., 2010). Apesar de não ser uma fonte disponível para a absorção das plantas o N-NH_4^+ é uma fonte preferencial para diversos microrganismos e está presente em diversas reações biossintéticas (WONG et al., 2008).

Em relação ao N-NO_3^- o valor médio com a aplicação de húmus líquido foi de $0,1261\text{mg g}^{-1}$ e de $0,2018\text{mg g}^{-1}$ no tratamento controle. Na solução do solo os nitratos são muito móveis (LOPES, 1998), desta forma podendo ocorrer elevadas perdas por lixiviação para o lençol freático, entretanto a incorporação de resíduos no solo é uma prática eficaz para prevenir a lixiviação do N-NO_3^- (ZHAO et al., 2018; SCHOLBERG et al., 2010).

De forma geral os menores valores absolutos de NEI foram encontrados nos tratamentos com uso de húmus líquido. Este possui diversos efeitos benéficos, que não podem ser atribuídos apenas ao acréscimo de nutrientes, mas também pelo seu potencial como regulador de crescimento e outras biomoléculas eliciadoras consideradas como ingredientes ativos (AREMU et al., 2015; DOMÍNGUEZ et al., 2019). Como pode ser observado anteriormente os tratamentos com o uso de húmus acarretaram valores absolutos mais elevados de massa fresca e seca de alface, demonstrando que o uso de húmus é benéfico, apesar de não ter elevado os valores de N no solo.

4.1.4 Análise multivariada

O manejo do solo explicou 77,5% das diferenças verificadas nos componentes de rendimento da alface, sendo 51,3% na componente principal 1 e 26,2% na componente principal 2. Contudo, a CE e o teor de matéria orgânica totais explicaram apenas 11,3% dos efeitos produzidos pelos tratamentos. O pH e o teor de NEI tiveram variância pouco representativas e foram retiradas do modelo (Figura 12).

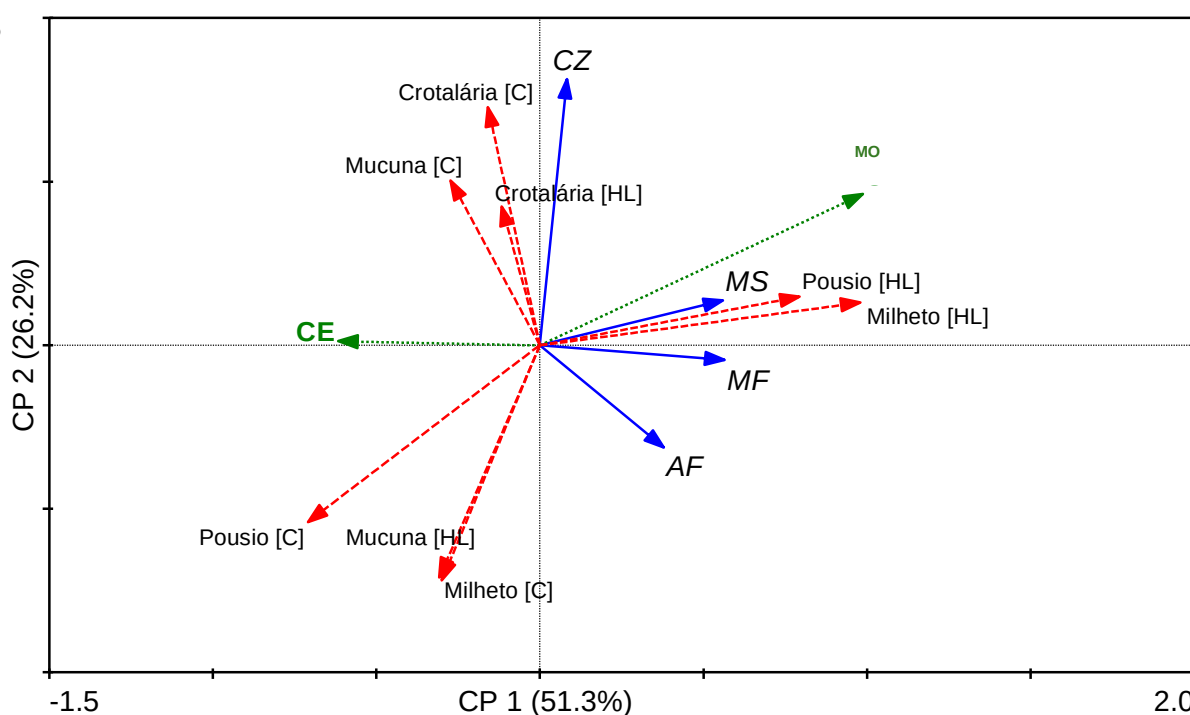


Figura 12- Análise componentes principais (PCA) dos dados de produção de alface cultivada em áreas com diferentes manejos do solo. Massa seca (MS); massa fresca (MF); área foliar (AF); cinzas (CZ); condutividade elétrica (CE); Matéria Orgânica (MO), húmus líquido [HL]; controle [C].

Como observado na análise de componentes principais a CE e a matéria orgânica explicaram apenas 11,3% dos efeitos nos tratamentos. Entretanto, houve uma tendência que maiores porcentagens de matéria orgânica repercutiram em maiores valores de massa seca, massa fresca, cinzas e área foliar de alface. Por outro lado, quando houve maior CE a tendência foi ter menor produtividade.

No geral os tratamentos pousio e milheto, ambos com a aplicação de húmus líquido tiveram uma relação positiva com a área foliar, massa fresca e seca de alface e teor de matéria orgânica no solo. Já a interação menos benéfica foi observada no

pousio sem a aplicação de húmus líquido. A quantidade elevada de lignina e alta relação C:N em plantas de milho (ZHAO et al., 2018) pode ter levado a uma decomposição mais demorada do seu resíduo, como as mudas de alface foram transplantadas aproximadamente 22 semanas após a roçada das plantas de cobertura isso pode ter sido favorável ao cultivo subsequente.

O pousio foi beneficiado pelo uso do húmus líquido, já que houve melhor combinação com este tratamento e pior interação no controle. A diversidade de plantas existentes no pousio pode ter sido beneficiada pelo aporte de microrganismos causados pela aplicação de húmus líquido, além disso a pluralidade de espécies influencia positivamente na microbiota do solo (JESUS et al., 2016).

A alface é uma espécie sensível à elevação CE, podendo ocorrer um decréscimo na produtividade em torno de 13% quando a condutividade elétrica é maior do que $1.300\mu\text{S cm}^{-1}$ (VIANA; FERNANDES; GHEYI, 2001). Entretanto, Andriolo et al. (2005) afirmam que o crescimento da alface só é prejudicado quando os valores são maiores que $2.600\mu\text{S cm}^{-1}$.

A CE está relacionada diretamente com a absorção e disponibilidade de água para as plantas (DIAS et al., 2005), o que pode explicar o porquê dos tratamentos com maior CE também apresentaram menores índices de produção (massa seca, fresca e área foliar) nas plantas de alface. Movimentações de entrada e saída de nutrientes tendem a levar a uma alteração dessa variável no solo e a sua avaliação não deve ser realizada pontualmente e sim relacionar a condutividade com a produtividade ou características dos solos (REETZ, 2017).

As culturas de cobertura não leguminosas podem ser mais eficazes em aumentar a matéria orgânica do solo devido à sua maior produção de massa (SAINJU; WHITEHEAD; SINGH, 2003). Tal fato não foi observado no presente estudo uma vez que os melhores tratamentos, com relação mais significativa com o aumento da matéria orgânica e NEI foram observados nas parcelas com milho e pousio.

Geralmente, as taxas de decomposição de resíduos ricos em lignina e celulose são menores do que aqueles ricos em hemicelulose e proteína (ZHAO et al., 2018; GUL; WHALEN, 2013). O milho possui uma alta concentração de lignina e celulose (TEIXEIRA et al., 2009) e, de acordo com Carvalho et al. (2008), 240 dias após o manejo a sua taxa de decomposição é de 87%, estes fatores podem explicar o porquê de serem mais produtivas as plantas de alfaces cultivadas na área com milho e

pousio, pois o cultivo dessas ocorreu aproximadamente 22 semanas após o manejo das plantas de cobertura.

4.2 Efeito do uso de diferentes espécies de plantas de cobertura de inverno e húmus líquido nos atributos do solo

4.2.1 Relação entre coleta inicial e final do solo nos tratamentos utilizados

A relação entre a coleta final e inicial foi estipulada com as amostras de solo coletadas em janeiro de 2018 e 2019. Valores maiores que 1 indicam aumento da variável e menores diminuição. A avaliação dessa relação é importante para que seja possível estimar a influência da sucessão de plantas de cobertura nos atributos do solo.

As variáveis do solo não demonstraram diferença significativa entre a coleta inicial e final nos tratamentos utilizados, pH ($p=0,4196$), CE ($p=0,3393$), matéria orgânica ($p=0,1317$), NEI ($p=0,6483$), $N-NH_4^+$ ($p=0,2986$) e $N-NO_3^-$ ($p=0,6694$) (Figura 13). A tabela com a ANOVA para as variáveis analisadas estão disponíveis no apêndice D.

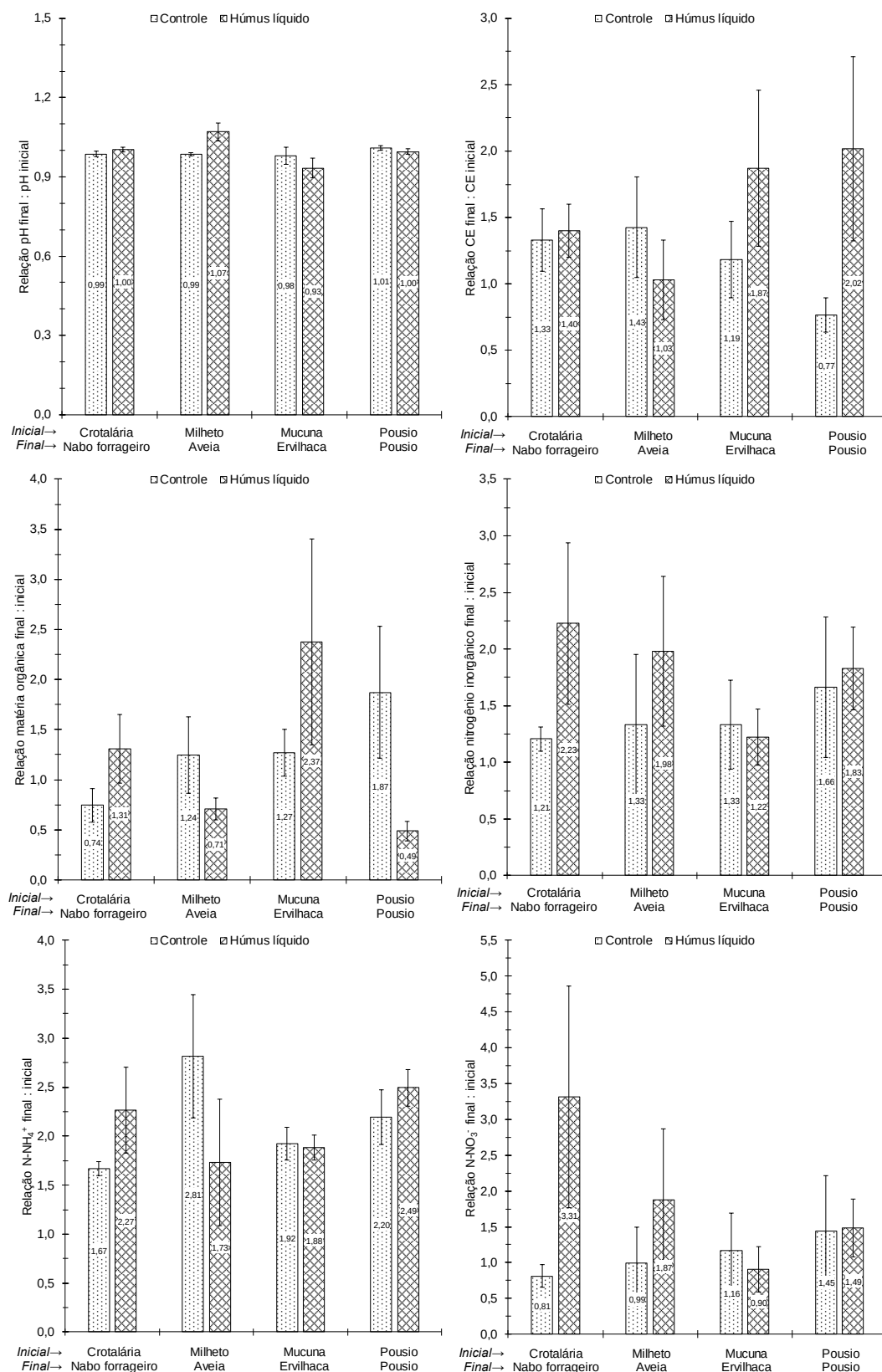


Figura 13- Relação entre o valor final e inicial de variáveis do solo; pH, condutividade elétrica, matéria orgânica, nitrogênio inorgânico extraível, amônio e nitrato. Valores maiores que um indicam acúmulo e menores que um houve a diminuição dos parâmetros.

Em relação ao pH nos tratamentos com a aplicação de húmus apenas mucuna/ervilha obteve relação final:inicial menor do que um. Nas parcelas com crotalária/nabo forrageiro e pousio não houve variação deste parâmetro. Ocorreu aumento (relação maior do um) do pH no tratamento com milho/aveia. Nos tratamentos controle apenas nas áreas em pousio houve relação final:inicial maior do que um para o pH.

Resultados diferentes foram encontrados por Wang et al. (2019), em que o uso de adubação orgânica leva a um aumento do pH do solo em aproximadamente 0,04 anualmente e a adubação mineral leva ao decréscimo do pH de em média 0,07. A diferença nos resultados podem ser explicados pelo fato de que a variação do pH é dependente do tipo de solo do local (BAI et al., 2018).

O decréscimo nos valores de pH se dá devido ao acúmulo de ácidos orgânicos de alta massa molecular que possuem difícil dissolução ou decomposição, esses ácidos orgânicos formam complexos com cátions como o caso o Al^{3+} , desta forma reduzindo o seu efeito no pH do solo (PAVINATO, 2007; PAVINATO; ROSOLEM, 2008). A fixação de N, que ocorre nas plantas leguminosas, associada a uma alta capacidade de troca de cátions (CTC) do solo influencia diretamente na redução do pH do solo (SOUZA et al., 2010). Entretanto, ao longo do tempo a degradação da palhada leva a uma elevação no pH do solo (FRANCHINI et al., 2001). Provavelmente com mais ciclos de uso de plantas de cobertura associado a aplicação de húmus líquido na área ocorrerá aumento de pH do solo.

Na CE houve aumento (relação final: inicial maior do que um) nos tratamentos controle nas três áreas com cultivo de plantas de cobertura. Ocorreu redução (relação final: inicial menor do que um) da condutividade apenas no pousio. Com a utilização de húmus líquido houve acúmulo de condutividade em todos os tratamentos, sendo maiores valores absolutos no pousio, seguido de mucuna/ervilhaca, crotalária/nabo forrageiro e milho/aveia.

Quanto a matéria orgânica no tratamento controle apenas a crotalária/nabo forrageiro teve valores de relação final: inicial menores do que um. Foram observados acúmulos no pousio, milho/aveia e mucuna/ervilhaca. Em relação aos tratamentos com a aplicação de húmus líquido as parcelas com milho/aveia e pousio obtiveram uma redução no percentual de matéria orgânica. Nas parcelas com mucuna/ervilhaca e crotalária/nabo forrageiro houve acúmulo dessa variável.

O NEI do solo teve incremento em todos os tratamentos avaliados, ou seja, a relação final: inicial foi maior do que um. No tratamento controle o pousio obteve uma relação de 1,66, milheto/aveia e mucuna/ervilhaca obtiveram valores iguais de acúmulo (1,33) e crotalária/nabo forrageiro o valor foi de 1,21. Em relação ao uso de húmus líquido o tratamento com crotalária/nabo forrageiro obteve valor de relação final: inicial de 2,23, seguido de milheto/aveia (1,98), pousio (1,83) e mucuna/ervilhaca (1,22).

Silva et al. (2007) avaliando atributos do solo com o uso de crotalária e esterco de caprino observou maiores acúmulos de nitrogênio após quatro anos de manejo. No presente estudo no segundo ciclo de plantas de cobertura associada ao uso de húmus líquido já obteve acúmulo dos teores de nitrogênio inorgânico demonstrando que este manejo foi benéfico para o solo.

Este acúmulo de N é benéfico já que esse é um elemento necessário em grandes quantidades, por ser componente essencial de proteínas, ácidos nucleicos e de outros constituintes celulares (VIEIRA, 2017).

Resultados diferentes foram observados por Chinta; Uchida; Araki (2020) em que o uso de ervilhaca foi mais eficiente na disponibilização de N inorgânico do solo. Teoricamente a ervilhaca é mais facilmente degradada devido a sua relação C:N ser baixa e ser um resíduo rico em nitrogênio (>2%) (LAWSON et al., 2015).

A sucessão de plantas de cobertura levou a um acréscimo do N-NH_4^+ em todos os tratamentos. No controle o menor aumento ocorreu nas parcelas com crotalária/nabo forrageiro e o maior acúmulo no tratamento milheto/aveia. Já com as aplicações de húmus líquido houve o maior acréscimo onde havia pousio, seguido de crotalária/nabo forrageiro, mucuna/ervilhaca e por último milheto/aveia. De maneira geral os acúmulos foram maiores nos tratamentos controle, apesar de não haver diferença significativa entre os tratamentos.

O acréscimo no teor de N-NH_4^+ pode ser devido ao caráter levemente ácido do solo. O pH muito elevado pode fazer com que haja perda de N para a atmosfera, pois o processo de amonificação não ocorre de forma adequada (GEISSELER et al., 2010).

Em relação ao N-NO_3^- nos tratamentos com uso de húmus líquido apenas nas parcelas com mucuna/ervilhaca houve redução desta variável (0,90). Na sucessão crotalária/nabo forrageiro a relação final: inicial foi de 3,31, seguido de milheto/aveia (1,87) e pousio (1,49). Nos tratamentos controles crotalária/nabo forrageiro e

milheto/aveia houve redução de N-NO_3^- , entretanto nesses houve acúmulo de N-NH_4^+ demonstrando que o uso dessas plantas de cobertura elevam o nitrogênio no solo, mas ainda não houve a nitrificação para formas de N-NO_3^- (VIEIRA, 2017).

De modo geral o uso de húmus líquido beneficiou mais a sucessão crotalária/nabo forrageiro pois nessas áreas houve o acúmulo de matéria orgânica e NEI. O tratamento controle dessas mesmas plantas de cobertura obtiveram valores inferiores de acúmulo ou diminuição desses atributos.

4.2.2 Análise multivariada

Os tratamentos do solo explicaram 69,7% dos valores observados das relações final:inicial das variáveis do solo, sendo 43,3% o componente principal 1 e 26,4% no componente principal 2. A relação entre o pH final:inicial não foi afetada pelo manejo do solo e foi retirada do modelo (Figura 14).

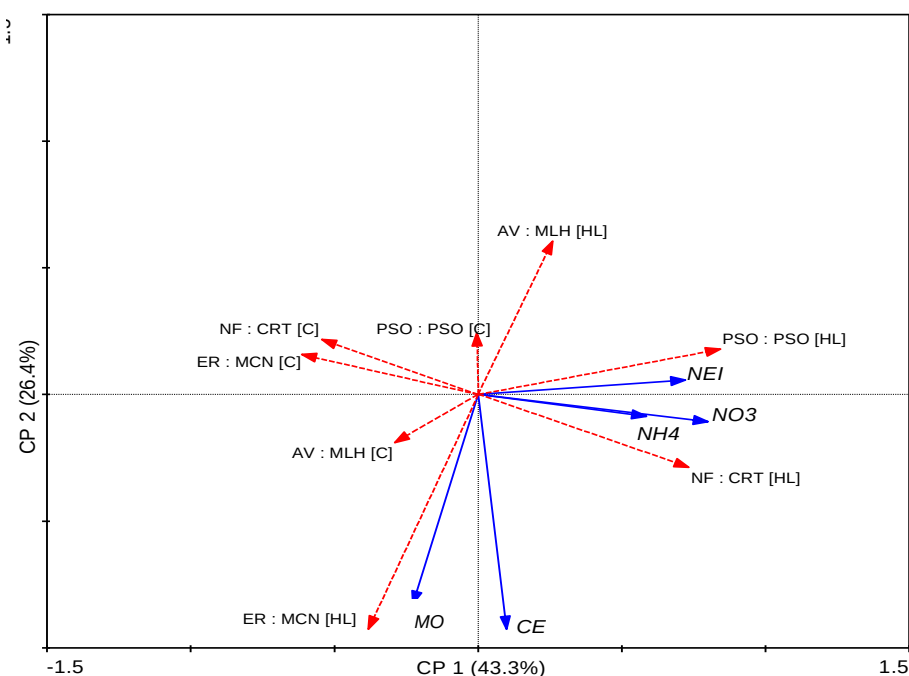


Figura 14- Análise componentes principais (PCA) da relação final: inicial de variáveis do solo em áreas com diferentes manejos. Nabo forrageiro após crotalária (NF:CRT); aveia após milho (AV:MLH); ervilhaca após mucuna (ER:MCN); pousio pós pousio (PSO:PSO); húmus líquido [HL]; controle[C]; condutividade elétrica (CE); matéria orgânica (MO); nitrogênio extraível inorgânico (NEI); nitrogênio amoniacal (N-NH_4^+); nitrogênio nítrico (N-NO_3^-).

O NEI teve maior elevação nos tratamentos com pousio, crotalaria/nabo forrageiro e milheto/aveia, todos com o uso de húmus líquido associado.

Segundo Patkowska et al. (2016) as espécies de leguminosas são mais eficazes do que as não leguminosas na mineralização do N pois contêm maiores quantidades de N e menor relação C:N. Porém, a velocidade do processo de decomposição não é influenciada apenas pela relação C:N a decomposição é um fenômeno complexo e dependente de diversos fatores bióticos e abióticos que irão definir a persistência dos resíduos na superfície do solo (ESPINDOLA et al., 2006).

A maior elevação de N nos tratamentos com o uso de húmus líquido se deve em função de diversos fatores que foram responsáveis pela disponibilidade desse nutriente. No solo os microrganismos se destacam pelo papel de extrema importância que exercem, uma vez que a nitrificação é um dos principais processos microbiológicos. A nitrificação no sistema orgânico ocorre de forma mais intensa quando comparado ao sistema convencional (JEZIERSKA-TYS et al., 2020; LANG; CAI, 2009) promovendo aumento da fertilidade e aporte de N, quando comparado ao uso de fertilizantes químicos (LAZCANO; DOMÍNGUEZ, 2014).

De acordo com Zhao et al. (2018) a decomposição em solos com clima temperado é mais lenta devido a menores concentrações de C:N, o que dificulta a liberação de amônio e nitratos na solução do solo, entretanto no presente estudo foi possível observar acúmulo de N inorgânico no segundo ciclo de cultivo de espécies de plantas de cobertura. A elevação de N-NO_3^- em quase todos os tratamentos pode estar relacionada ao fato de que a imobilização desse elemento ocorre em taxas muito baixas nesses solos (LANG et al., 2016).

A rotação de culturas é benéfica para aumento na quantidade superficial de matéria orgânica e promover a reciclagem de alguns nutrientes essenciais em profundidade (DA SILVA et al., 2009).

Apesar da condutividade ser um parâmetro que sofre pouca variação ao longo do tempo o seu aumento está relacionado com a entrada e reciclagem de nutrientes no solo (DOLINSKI et al., 2009; REETZ, 2017). Tal fato pode explicar o porquê de os tratamentos com maior aumento de matéria orgânica também obterem elevação da CE na solução do solo.

O tratamento com nabo forrageiro após crotalaria e utilização de húmus líquido apresentou acúmulos de NEI e matéria orgânica, dessa forma foi possível avaliar que

o resíduo já sofreu mineralização, entretanto ainda há material orgânico para ser degradado. Neste tratamento também houve aumento nos valores de condutividade, relação final: inicia maior que um, isso pode ser atribuído ao fato da CE ser influenciada pelo grau de fertilidade do solo (CARMO, 2014).

Os incrementos de nutrientes nesses tratamentos pode ser devido a decomposição do nabo forrageiro ocorrer de forma acelerada no qual 60 dias após a incorporação do resíduo dessa espécie cerca 48% da massa vegetal já se decompôs (CARVALHO et al., 2008).

4.2.3 Avaliação do perfil metabólico de comunidades bacterianas do solo

O índice médio de desenvolvimento de cor (AWCD) é apresentado na figura 15. O tratamento pousio com uso de húmus líquido apresentou os maiores valores desse índice. Houve uma tendência da estabilização após um crescimento rápido nas primeiras 48 horas de incubação em todos tratamentos. O AWCD reflete a capacidade dos microrganismos de utilizar diferentes fontes de carbono em comunidades microbianas, ou seja, a atividade desses microrganismos.

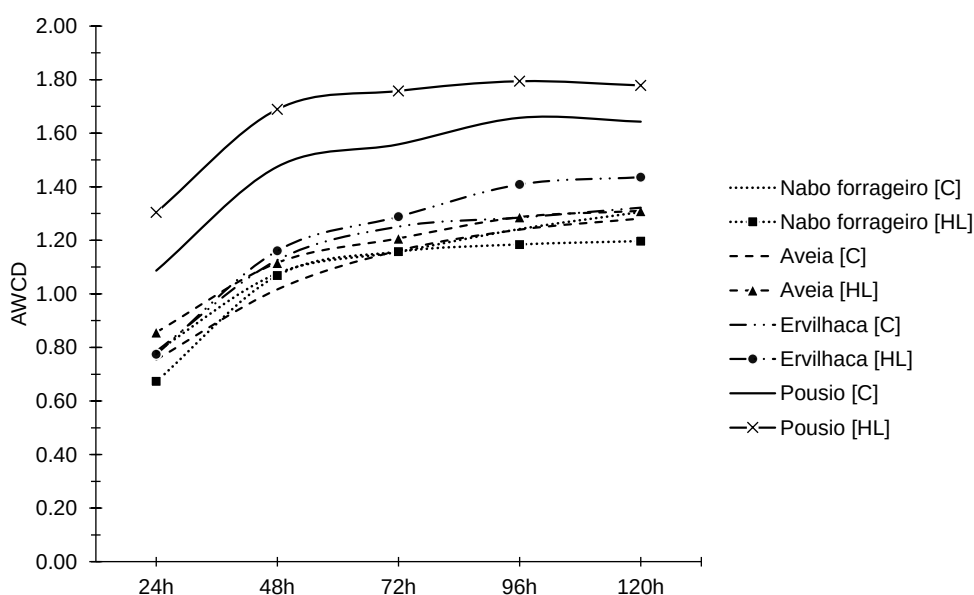


Figura 15- Índice de desenvolvimento médio de cor (AWCD) para os diferentes tratamentos ao longo do período de incubação. Controle (C) e Húmus líquido (HL).

O segundo maior valor foi o referente ao pousio no tratamento controle. Entre as plantas de cobertura utilizadas a que demonstrou maior valores ao fim da incubação foi a ervilhaca com a utilização de húmus líquido. Os menores valores encontrados foram nas parcelas com nabo forrageiro com o uso de húmus líquido.

Os solos menos perturbados tendem a apresentar maior índice de desenvolvimento de cor (GOMEZ; FERRERAS; TORESANI, 2006) o que explica os maiores valores serem observados no pousio com e sem a aplicação de húmus líquido.

Em relação ao índice de diversidade de Shannon (H') com 24 horas de incubação os maiores valores foram encontrados no tratamento pousio sem a aplicação de húmus, estes valores seguiram mais elevados até às 120 horas de incubação. Já os valores de uniformidade de Shannon (E) foram menores no tratamento com o cultivo de aveia e aplicação de húmus líquido (Tabela 6).

Tabela 1– Índices de diversidade metabólica funcional nos diferentes tratamentos ao longo da dos períodos de incubação. Controle (C) e Húmus líquido (HL).

	Diversidade de Shannon (H')					Uniformidade de Shannon (E)					Riqueza catabólica (S)				
	24h	48h	72h	96h	120h	24h	48h	72h	96h	120h	24h	48h	72h	96h	120h
Nabo forr.[C]	3,23	3,30	3,31	3,33	3,35	0,98	0,98	0,98	0,98	0,99	27	29	29	30	30
Nabo forr. [HL]	3,05	3,23	3,25	3,28	3,28	0,96	0,98	0,98	0,98	1,00	24	27	28	28	27
Aveia [C]	3,08	3,22	3,26	3,28	3,30	0,98	0,99	0,99	0,98	0,98	23	26	27	28	29
Aveia [HL]	3,12	3,23	3,26	3,29	3,30	0,96	0,98	0,98	0,98	0,97	26	27	28	29	30
Ervilhaca [C]	2,98	3,14	3,19	3,21	3,23	0,98	0,99	0,99	1,00	0,99	21	24	25	25	26
Ervilhaca [HL]	2,95	3,14	3,22	3,26	3,27	0,99	0,99	0,99	0,99	0,99	20	24	26	27	27
Pousio [C]	3,25	3,33	3,36	3,38	3,39	0,98	0,98	0,99	0,98	0,99	28	30	30	31	31
Pousio [HL]	3,16	3,27	3,30	3,31	3,32	0,98	0,99	0,99	0,99	1,00	25	27	28	28	28

O H' está relacionado com o número de substratos de carbono que a comunidade microbiana é capaz de degradar (SOFO; RICCIUTI, 2019). É um índice influenciado pela riqueza de espécies das comunidades (SUN et al., 2012). Quanto maiores os valores de H' maior é a diversidade da comunidade bacteriana.

De modo geral os tratamentos com o uso de húmus líquido obtiveram H' médio de 3,22 e o controle 3,25 demonstrando uma diversidade similar. Ervilhaca e nabo forrageiro com a adição de húmus obtiveram valores iguais de riqueza catabólica (S) ao final da incubação (27). Em todos os tratamentos houve aumento da riqueza metabólica comparando o início e o final da incubação. Os maiores valores iniciais e finais foram encontrados no tratamento pousio sem o uso de húmus líquido.

Nabo forrageiro e pousio com o uso de húmus tiveram um maior E. Essa variável avalia uniformidade de utilização de um substrato em relação ao número de substratos utilizados e quanto maior o mais uniformemente os indivíduos se distribuem (ZHANG et al., 2018).

O uso de húmus levou a maiores valores de S e E. Resultados semelhantes foram encontrados por Guanghai et al. (2008) em que a riqueza de substratos e as diversidades catabólicas das comunidades bacterianas foram mais altas no tratamento de esterco, em comparado com o uso de adubação nitrogenada.

A diversidade microbiana do solo é muito importante para entender o impacto das mudanças climáticas, atividade agrícola e outros fatores antropogênicos na atividade do microbioma do solo (JEZIERSKA-TYS et al., 2020). Ecossistemas adaptados às mudanças de nutrientes são capazes de explorar a essas alterações e utilizar as fontes de carbono para o crescimento expressando uma elevada capacidade de se desenvolver por várias vias metabólicas (SALA; ESTRADA; GASOL, 2006).

Valores maiores no pousio ocorrem devido ao aumento da diversidade de espécies vegetais nessas área, o que eleva a maior exsudação de compostos liberados pelas raízes das plantas e maior aporte de carbono orgânico levando a índices de diversidade maiores (BENIZRI; AMIAUD, 2005). Além disso os sistemas de cultivo conservacionistas tendem a melhorar a qualidade do ambiente para o desenvolvimento da biota do solo pois acumulam matéria orgânica o que favorece o aporte nutricional dos organismos (EVANGELISTA et al., 2013).

Na figura 16 são demonstrados o índice de desenvolvimento médio de cor (AWCD) dos grupos de fontes de carbono nos diferentes tratamentos.

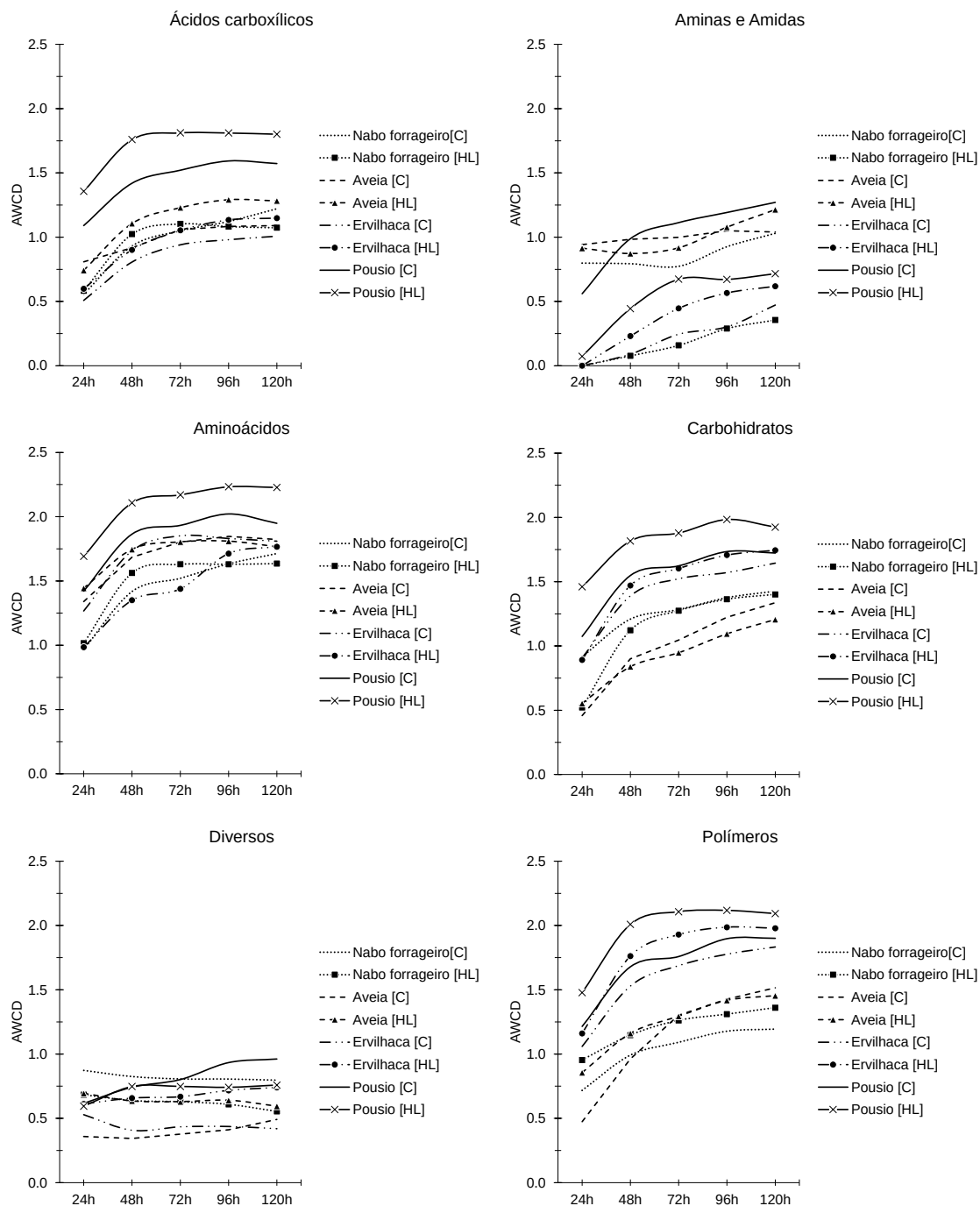


Figura 16- Índice de desenvolvimento médio de cor (AWCD) de grupos de fontes de carbono nos diferentes tratamentos. Controle (C) e Húmus líquido (HL).

Os grupos de substratos mais intensamente utilizados foram aminoácidos, carboidratos, polímeros e ácidos carboxílicos. Nessas fontes o maior valor de AWCD foi nas áreas de pousio com uso de húmus líquido, seguido de pousio no controle, exceto nos substratos contendo polímeros que a ervilhaca com aplicação de húmus líquido teve o segundo maior valor. O AWCD de aminas e amidas foi mais elevado

nos tratamentos com pousio e sem aplicação de húmus líquido seguida de aveia nas áreas com controle.

Os microrganismos são capazes de degradar uma grande variedade de compostos, desde simples polissacarídeos, aminoácidos, proteínas, lipídios, até materiais mais complexos. A diversidade metabólica da microbiota e a atividade microbiana são negativamente afetadas pelo intenso uso do solo. Nas áreas em que havia pousio obteve uma maior estimulação dos microrganismos capazes de utilizar diferentes aminoácidos, carboidratos, polímeros e ácidos carboxílicos provavelmente devido a área possuir maior diversidade de espécies vegetais e menor mudança no ecossistema do solo (CHÁVEZ et al., 2011). O uso do húmus líquido também foi benéfico havendo maior AWCD provavelmente devido ao acréscimo de microrganismos e enzimas que esse proporciona (DOMÍNGUEZ et al., 2019).

As comunidades microbianas do solo que afetam o ciclo de nutrientes e o seu metabolismo, pela utilização dos substratos de carbono (OEST et al., 2018). Na figura 17 é apresentado os valores do uso das fontes de carbono no início (24h) e no final (120h) do período de incubação para os diferentes tipos de adubação com e sem o uso de húmus líquido.

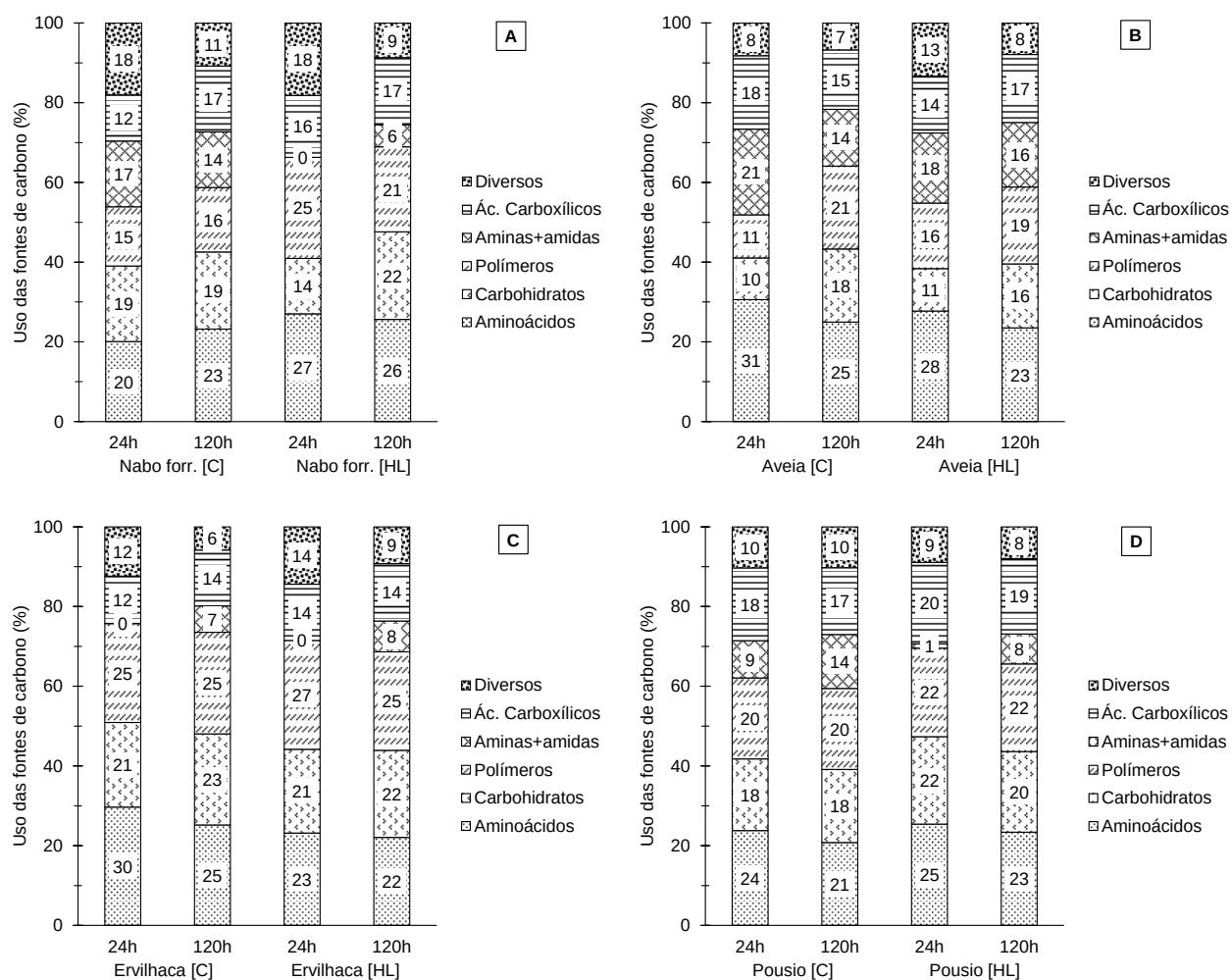


Figura 17- Uso das fontes de carbono no início (24h) e no final (120h) do período de incubação para os diferentes tipos de plantas de cobertura e sem uso [C] e com uso de húmus líquido (HL).

O consumo de aminoácidos no início da incubação (24h) e final (120h) foi em de 20 a 31% em todos os tratamentos. A maior redução com o passar do tempo dessa fonte de carbono foi na aveia que houve aproximadamente 5% de diminuição.

Para as fontes com carboidratos os valores foram de 19 a 23% entre início e final da incubação. Em geral ocorreu aumento do consumo desse substrato em torno de 2% com o passar das horas, exceto para a aveia que o aumento foi maior de 5% nas áreas com aplicação de húmus e 8% no controle.

As fontes contendo polímeros tiveram valores entre 11 a 25% de consumo. Os aumentos maiores na metabolização desse, durante o período de incubação, foram nas áreas com aveia no tratamento controle e nabo forrageiro com a aplicação de húmus líquido no qual ocorreu acréscimo de 10% e 8% respectivamente. Nos outros tratamentos os valores foram constantes ou com reduções de 1 a 2%.

Para aminas e amidas os valores demonstraram maior variação de 0 a 21% de utilização dessa fonte de carbono pelos microrganismos. As maiores porcentagens foram encontradas no tratamento com aveia, sendo no controle 21% e 18% com a aplicação de húmus, após 24 horas de incubação. Na ervilhaca as aminas e amidas tiveram os valores mais baixos de 0% a 8% ao final da incubação.

Os ácidos carboxílicos obtiveram pouca variação entre os tratamentos de 12 a 20% de consumo dessa fonte de carbono com o passar das horas. Nos tratamentos nabo forrageio e ervilhaca houve aumento da porcentagem ao fim da incubação e nos outros a redução foi de em torno de 1%.

Para as fontes diversas de substratos de carbono houve redução da porcentagem ao final da incubação. A diminuição mais significativa ocorreu nas áreas com nabo forrageiro de quase 10% e nos outros tratamentos foi em torno de 5%.

É possível avaliar que os consumos das fontes de carbono não variaram muito ao passar do tempo de incubação. Os substratos com aminoácidos, carboidratos e polímeros foram os mais consumidos havendo aumento da metabolização desses com o passar do tempo na maioria dos tratamentos.

O maior valor de consumo de aminoácidos pode ter ocorrido pois a coleta de solo foi realizada durante o verão. Segundo Cao et al. (2018) nessa época do ano essa fonte de carbono é mais utilizada do que os carboidratos e ácidos carboxílicos.

Os carboidratos são consumidos em grande quantidade pois esse é uma das principais fontes de carbono no solo (BARRA CARACCILO et al., 2015; TENG et al., 2019). Além disso fornecem energia e substratos para microrganismos sendo uma das escolhas preferenciais da microbiota para o consumo (HU et al., 1997; TIQUIA et al., 2007).

Em relação aos polímeros, um dos grupos mais consumido, esses são substratos de carbono complexos (PREISS; ROMEO, 1994). A sua degradação normalmente é lenta e ocorre quando o microrganismo identifica a sua molécula e secreta enzimas específicas para sua degradação, a fim de produzir monômeros possíveis de serem utilizados como fonte de carbono (TENG et al., 2019; COSTA et al., 2015).

A capacidade de utilização de diferentes fontes de carbono pela comunidade bacteriana ocorre devido as mudanças na composição da microbiana do solo que

determina a sua diversidade funcional (BARRA CARACCIOLO et al., 2015; CAO et al., 2018; HEMROVÁ; MÜNZBERGOVÁ, 2015; TENG et al., 2019).

De forma geral na agroecologia o Biolog EcoPlate® é utilizado principalmente para avaliar o efeito da fertilização na comunidade biológica do solo (WEI et al., 2008). Se tornando uma ferramenta importante para entender como as plantas de cobertura influenciam a comunidades bacterianas do solo e desta forma ajudam na seleção de práticas agrícolas que otimizem os sistemas agrícolas sustentáveis (ROMDHANE et al., 2019). No presente estudo o uso húmus líquido proporcionou maiores valores de atividade microbiana no solo, demonstrando como o seu uso é benéfico. O pousio apresentou taxa mais elevadas devido a sua diversidade de espécies de plantas, uma vez que a comunidade de plantas é mais importante para a microbiota do solo do que o tipo de solo (JESUS et al., 2016).

5 Considerações finais

No cultivo de alface (*Lactuca sativa* L.) os tratamentos pousio e milheto, ambos com a aplicação de húmus líquido, obtiveram uma relação positiva com a área foliar, massa fresca e seca de alface e teor de matéria orgânica no solo. A mucuna-preta com a aplicação de húmus líquido levou a um menor teor de minerais nas plantas de alface em comparado aos tratamentos com crotalária juncea e aplicação de húmus.

A sucessão de plantas de cobertura que tornou o solo mais interessante do ponto de vista agroecológico foi a de crotalária/nabo forrageiro com o uso de húmus, nesse tratamento houve acúmulos de nitrogênio inorgânico extraível (amônio e nitrato) e na porcentagem de matéria orgânica.

O uso de húmus líquido foi benéfico para os microrganismos do solo levando a valores mais elevados de atividade metabólica da comunidade microbiana.

De modo geral o uso de plantas de cobertura associadas ao húmus líquido é benéfico para um sistema de produção de base ecológica, entretanto, mais estudos são necessários para entender melhor a dinâmica de decomposição da biomassa vegetal com a utilização de húmus líquido bem como avaliar como essas práticas unidas se comportam ao longo do tempo.

Referências

ALCÂNTARA, F. A. DE et al. Adubação verde na recuperação da fertilidade de um Latossolo Vermelho-Escuro degradado. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 35, n. 2, p. 277–288, 2000.

ALI, U. et al. A review on vermicomposting of organic wastes. **Environmental Progress and Sustainable Energy**, v. 34, n. 4, p. 1050–1062, 2015.

ALTIERI, M. et al. **Agroecologia. Bases científicas para uma agricultura sustentável** v. 7, 1999

ALTIERI, M. A.; FUNES-MONZOTE, F. R.; PETERSEN, P. Agroecologically efficient agricultural systems for smallholder farmers: Contributions to food sovereignty. **Agronomy for Sustainable Development**, v. 32, n. 1, p. 1–13, 2012.

ALTIERI, M. A.; NICHOLLS, C. I. Agroecologia Resgatando a Agricultura Orgânica a Partir De Um Modelo Industrial De Produção E Distribuição. **Ciência e Ambiente**, v. 27, p. 141–152, 2003.

ALTMANN, N. **Plantio Direto no Cerrado: 25 anos acreditando no sistema**. Passo Fundo: Aldeia Norte Editora, 2010.

ALVARENGA, R. C. et al. Plantas de cobertura de solo para sistema plantio direto. **Embrapa Milho e Sorgo - Artigo em periódico indexado**, v. 22, n. 208, p. 25–36, 2001.

ALVES, M. S. et al. Estratégias de uso de água salobra na produção de alface em hidroponia NFT. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 15, n. 5, p. 491–498, 2011.

AMADO, T. J. C.; MIELNICZUK, J.; FERNANDES, S. B. V. Leguminosas e adubação mineral como fontes de nitrogênio para o milho em sistemas de preparo do solo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 24, n. 1, p. 179–189, 2000.

AMBROSANO, E. J. et al. Nitrogen mineralization in soils amended with sunnhemp, velvet bean and common bean residues. **Scientia Agricola**, v. 60, n. 1, p. 133–137, 2003.

ANDRIOLO, J. L. et al. Growth and yield of lettuce plants under salinity. **Horticultura Brasileira**, v. 23, n. 4, p. 931–934, 2005.

ANGHINONI, I. et al. Abordagem sistêmica do solo em Sistemas Integrados de Produção Agrícola e Pecuária no subtrópico brasileiro. **Tópicos em Ciência do Solo**, v. 8, n. 2, p. 325–380, 2013.

ARANCON, N.; EDWARDS, C. A. The use of vermicomposts as soil amendments for production of field crops. In: EDWARDS, C.A., ARANCON, N.Q., SHERMAN, R. L. (Ed.). **Vermiculture Technology: Earthworms, Organic Wastes, and Environmental Management**. p. 129–151. 2010.

ARAÚJO, T. DOS et al. Biomassa e atividade microbiana em solo cultivado com milho consorciado com leguminosas de cobertura. **Revista de Ciências Agrárias**, v. 42, n. 2, p. 51–60, 2019.

ARAÚJO, W. F. et al. Resposta da alface a adubação nitrogenada. **Revista Agro@Mambiente on-Line**, v. 5, n. 1, p. 18, 2011.

AREMU, A. O. et al. Evidence of phytohormones and phenolic acids variability in garden-waste-derived vermicompost leachate, a well-known plant growth stimulant. **Plant Growth Regulation**, v. 75, n. 2, p. 483–492, 2015.

ARTEAGA, M. et al. Influencia De La Aplicación Foliar Del Bioestimulante Liplant Sobre Algunos Indicadores Biológicos Del Suelo: Influence of Liplant Bioestimulant Systematic Application on Some Soil Biological Indicators. **Revista de Protección Vegetal**, v. 22, n. 2, p. 110–117, 2007.

BAI, Z. et al. Effects of agricultural management practices on soil quality: A review of long-term experiments for Europe and China. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 265, p. 1–7, 2018.

BANERJEE, S. et al. Agricultural intensification reduces microbial network complexity and the abundance of keystone taxa in roots. **ISME Journal**, v. 13, n. 7, p. 1722–1736, 2019.

BARNI, N. **Plantas recicladoras de nutrientes e de proteção do solo, para uso em sistemas equilibrados de produção agrícola**. Porto Alegre: FEPAGRO, 2003.

BARRA CARACCILO, A. et al. Changes in microbial community structure and functioning of a semiarid soil due to the use of anaerobic digestate derived composts and rosemary plants. **Geoderma**, v. 245–246, p. 89–97, 2015.

BARRADAS, C. A. A. et al. Comportamento de adubos verdes de inverno na região serrana fluminense. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 36, n. 12, p. 1461–1468, 2001.

BARRADAS, C. A. A. **Adubação Verde**. Niterói: Rio Rural, 2010.

BENDER, S. F.; WAGG, C.; VAN DER HEIJDEN, M. G. A. An Underground Revolution: Biodiversity and Soil Ecological Engineering for Agricultural Sustainability. **Trends in Ecology and Evolution**, v. 31, n. 6, p. 440–452, 2016.

BENINNI, E. R. Y.; TAKAHASHI, H. W.; NEVES, C. S. V. J. Concentração e acúmulo de macronutrientes em alface cultivada em sistemas hidropônico e convencional. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 26, n. 3, p. 273, 2005.

BENIZRI, E.; AMIAUD, B. Relationship between plants and soil microbial communities in fertilized grasslands. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 37, n. 11, p. 2055–2064, 2005.

BENTO, T. S.; CARVALHO, M. A. C.; GERVAZIO, W. Adubação verde e Sistemas de Cultivo na produção orgânica de alface. **Cadernos de Agroecologia**, v. 9, n. 4, 2015.

BERBARA, R. L. L.; GARCÍA, A. C. Humic substances and plant defense metabolism. **Physiological Mechanisms and Adaptation Strategies in Plants Under Changing Environment**, v. 1, p. 297–319, 2014.

BIRKHOFER, K. et al. Long-term organic farming fosters below and aboveground biota: Implications for soil quality, biological control and productivity. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 40, n. 9, p. 2297–2308, 2008.

BORKERT, C. M. et al. Nutrientes minerais na biomassa da parte aérea em culturas de cobertura de solo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 38, n. 1, p. 143–153, 2003.

BORSATO, A. V. Sistema de Produção Agrícola de Base Ecológica. In: NUNES, R. R.; REZENDE, M. O. DE O. (Ed.). **Recurso solo**. São Carlos: Editora Cubo, 2015. p. 499–523.

BOTTOMS, T. G. et al. Nitrogen requirements and N status determination of lettuce. **HortScience**, v. 47, n. 12, p. 1768–1774, 2012.

BRANCALIÃO, S. R.; MORAES, M. H. Alterações de alguns atributos físicos e das frações húmicas de um Nitossolo vermelho na sucessão milheto-soja em sistema plantio direto. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 32, n. 1, p. 393–404, 2008.

BRASIL. Decreto Federal 6.323, de 27 de dezembro de 2007. Regulamenta a Lei no 10.831, de 23 de dezembro de 2003, que dispõe sobre a agricultura orgânica, e dá outras providências. Disponível em. Acesso em fevereiro de 2021.

BRAZ, G. B. P. et al. Susceptibility of different accessions of *Crotalaria juncea* to *Belonolaimus Longicaudatus*. **Nematropica**, v. 46, n. 1, p. 31–37, 2016.

BRUST, J.; CLAUPEIN, W.; GERHARDS, R. Growth and weed suppression ability of common and new cover crops in Germany. **Crop Protection**, v. 63, p. 1–8, 2014.

BURLE, M. L. Caracterização das espécies de adubo verde. In: CARVALHO, A. M.; AMABILE, R. F. (Ed.). . **Cerrado: Adubação verde. Planaltina**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, p. 369. 2006.

BUZINARO, T. N.; BARBOSA, J. C.; NAHAS, E. Atividade microbiana do solo em pomar de laranja em resposta ao cultivo de adubos verdes. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 31, n. 2, p. 408–415, 2009.

CALDERÓN, F. J. et al. Cover Crop and Irrigation Effects on Soil Microbial Communities and Enzymes in Semiarid Agroecosystems of the Central Great Plains of North America. **Pedosphere**, v. 26, n. 2, p. 192–205, 2016.

CALEGARI, A.; ALCÂNTARA, P.B.; MUYASAKA, S.; AMADO, T. J. C. Caracterização das principais espécies de adubos verdes. In: COSTA, M. B. . (Ed.). . **Adubação verde no sul do Brasil**. Rio de Janeiro: AS-PTA, p. 206–319 1993.

CALEGARI, A. **Leguminosas para adubação verde no Paraná**. Londrina: IAPAR, 1995.

CALEGARI, A. PLANTAS DE COBERTURA: Alternativas de culturas para rotação em plantio direto. p. 62–70, 2004.

CALEGARI, A. Plantas de cobertura em sistema Plantio Direto de Qualidade (SPDq). **Revista A Granja**, v. 68, p. 67–69, 2012.

CALEGARI, A. **Plantas de cobertura. Projeto Solo Vivo**. 3. ed. Uberaba - MG: WEBBIO Academy, 2018.

CAMPANHOLA, C.; VALARINI, P. J. a Agricultura Orgânica E Seu Potencial Para O Pequeno Agricultor. **Cadernos de Ciencia e Tecnologia**, v. 18, n. 1, p. 69–101, 2001.

CAMPBELL, C. D.; GRAYSTON, S. J.; HIRST, D. J. Use of rhizosphere carbon sources in sole carbon source tests to discriminate soil microbial communities. **Journal of Microbiological Methods**, v. 30, n. 1, p. 33–41, 1997.

CANELLAS, L. P.; OLIVARES, F. L. Physiological responses to humic substances as plant growth promoter. **Chemical and Biological Technologies in Agriculture**, v. 1, n. 1, 2014.

CAO, X. et al. The optimal width and mechanism of riparian buffers for storm water nutrient removal in the Chinese eutrophic Lake Chaohu watershed. **Water (Switzerland)**, v. 10, n. 10, 2018.

CARDOSO, R. A. et al. Influência da adubação verde nas propriedades físicas e biológicas do solo e na produtividade da cultura de soja. **Semina: Ciências Biológicas e da Saúde**, v. 35, n. 2, p. 51, 2014.

CARMO, D. L. **Condutividade Elétrica E Sua Relação Com a Fertilidade De Solos Resíduos Orgânicos**. Lavras: 2014.

CARVALHO, A. M., SODRÉ FILHO, J. **Uso de adubos verdes como cobertura de solo**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados. Boletim de Pesquisa, 11, 2000.

CARVALHO, A. M. DE et al. Decomposição de resíduos vegetais em latossolo sob cultivo de milho e plantas de cobertura. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 32, n. spe, p. 2831–2838, 2008.

CARVALHO, M. A. C. DE et al. Plantas de cobertura, sucessão de culturas e manejo do solo em feijoeiro. **Bragantia**, v. 66, n. 4, p. 659–668, 2007.

CEPEA. PIB do agronegócio - Dados de 1994 a 2019. p. 4, 2020.

CHAVARRÍA, D. N. et al. Effect of cover crops on microbial community structure and related enzyme activities and macronutrient availability. **European Journal of Soil Biology**, v. 76, p. 74–82, 2016.

CHÁVEZ, L. F. et al. Diversidade metabólica e atividade microbiana no solo em sistema de integração lavoura-pecuária sob intensidades de pastejo. **Pesquisa Agropecuaria Brasileira**, v. 46, n. 10, p. 1254–1261, 2011.

CHENG, Y. et al. Soil pH has contrasting effects on gross and net nitrogen mineralizations in adjacent forest and grassland soils in central Alberta, Canada. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 57, p. 848–857, 2013.

CHINTA, Y. D.; UCHIDA, Y.; ARAKI, H. Availability of nitrogen supply from cover crops during residual decomposition by soil microorganisms and its utilization by lettuce (*Lactuca sativa* L.). **Scientia Horticulturae**, v. 270, 2020.

CHO, A. H. et al. Apical dominance and planting density effects on weed suppression by sunn hemp (*Crotalaria juncea* L.). **HortScience**, v. 50, n. 2, p. 263–267, 2015.

CHOI, K. H.; DOBBS, F. C. Comparison of two kinds of Biolog microplates (GN and ECO) in their ability to distinguish among aquatic microbial communities. **Journal of Microbiological Methods**, v. 36, n. 3, p. 203–213, 1999.

CHU, M. et al. Effect of Multispecies Cover Crop Mixture on Soil Properties and Crop Yield. **Agricultural & Environmental Letters**, v. 2, n. 1, p. 170030, 2017.

CONG, W. F. et al. Intercropping enhances soil carbon and nitrogen. **Global Change Biology**, v. 21, n. 4, p. 1715–1726, 2015.

CORDEAU, S. et al. Weed species differ in their ability to emerge in no-till systems that include cover crops. **Annals of Applied Biology**, v. 166, n. 3, p. 444–455, 2015.

COSTA, C. Z. et al. Degradação microbiológica e enzimática de polímeros: Uma revisão. **Química Nova**, v. 38, n. 2, p. 259–267, 2015.

COSTA, L. M.; IOCIO, E. O.; ANDRADE, J. W. DE S. Produção De Alfaca Americana Em Sucessão a Plantas De Cobertura. **Cultura Agronômica: Revista de Ciências Agronômicas**, v. 24, n. 2, p. 157–166, 2015.

CRUSCIOL, C. A. C. et al. Persistência de palhada e liberação de nutrientes do nabo forrageiro no plantio direto. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 40, n. 2, p. 161–168, 2005.

CRUSCIOL, C. A. C. et al. Taxas de decomposição e de liberação de macronutrientes da palhada de aveia preta em plantio direto. **Bragantia**, v. 67, n. 2, p. 481–489, 2008.

DA SILVA, M. A. G. et al. Manejo da adubação nitrogenada e influência no crescimento da aveia preta e na produtividade do milho em plantio direto. **Acta Scientiarum - Agronomy**, v. 31, n. 2, p. 275–281, 2009.

DA SILVA, P. R. F. et al. Estratégias de manejo de coberturas de solo no inverno para cultivo do milho em sucessão no sistema semeadura direta. **Ciencia Rural**, v. 36, n. 3, p. 1011–1020, 2006.

DARNAUDERY, M.; FOURNIER, P.; LÉCHAUDÉL, M. Low-input pineapple crops with high quality fruit: promising impacts of locally integrated and organic fertilisation compared to chemical fertilisers. **Experimental Agriculture**, v. 54, n. 2, p. 286–302, 2018.

DAS, S. et al. Assessing C–N balance and soil rejuvenation capacity of vermicompost application in a degraded landscape: A study in an alluvial river basin with *Cajanus cajan*. **Environmental Research**, v. 177, 2019.

DE BERTOLDI, C. et al. Bioassay-guided isolation of allelochemicals from *Avena sativa* L.: Allelopathic potential of flavone C-glycosides. **Chemoecology**, v. 19, n. 3, p. 169–176, 2009.

DE CARVALHO, A. M. X. et al. SPEED stat: A free, intuitive, and minimalist spreadsheet program for statistical analyses of experiments. **Crop Breeding and Applied Biotechnology**, v. 20, n. 3, p. 1–6, 2020.

DELOUCHE, J. C. Standardization of vigor tests. **Seed Technology**, v. 1, n. 2, p. 75–85, 1976.

DERPSCH, R.; CALEGARI, A. Plantas para adubação verde de inverno. p. 80, 1992.
DIAS, N. D. S. et al. Produção De Alfaca Sob Diferentes Níveis De Salinidade Do Solo. **Irriga**, v. 10, n. 1, p. 20–29, 2005.

DOMINATI, E. et al. A soil change-based methodology for the quantification and valuation of ecosystem services from agro-ecosystems: A case study of pastoral agriculture in New Zealand. **Ecological Economics**, v. 100, p. 119–129, 2014.

DOMÍNGUEZ, J. et al. Changes in the composition and function of bacterial communities during vermicomposting may explain beneficial properties of vermicompost. **Scientific Reports**, v. 9, n. 1, 2019.

EBELING, A. G. et al. Relação entre acidez e outros atributos químicos em solos com teores elevados de matéria orgânica. **Bragantia**, v. 67, n. 2, p. 429–439, 2008.

EMBRAPA. **Sistema brasileiro de classificação de solos**. 353p. 2018

ESPINDOLA, J. A. A. et al. Decomposição e liberação de nutrientes acumulados em leguminosas herbáceas perenes consorciadas com bananeira. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 30, n. 2, p. 321–328, 2006.

ESPÍNDOLA, J. A. A. . .; GUERRA, J. G. M. .; ALMEIDA, D. L. . Adubação verde: Estratégia para uma agricultura sustentável. **Embrapa - Agrobiologia**, n. 42, p. 20, 1997.

ESPINDOLA, M. C. et al. Doses e formas de aplicação de nitrogênio no desenvolvimento e produção da cultura do trigo. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 34, n. 6, p. 1404–1411, 2010.

EVANGELISTA, C. R. et al. Atributos microbiológicos do solo na cultura da cana-de-açúcar sob manejo orgânico e convencional. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 34, n. 4, p. 1549–1562, 2013.

FAO - ITPS. **Status of de world´s soil resources. Italy Technical Summary. Food and Agricultural Organization of the United Nations and Intergovernmental Technical Panel on Soils**. 2015

FAVERA, D. D. **PLANTAS DE COBERTURA , CULTIVARES E NEMATICIDAS NO MANEJO DE Meloidogyne javanica E Pratylenchus brachyurus EM SOJA**. [s.l.] Universidade Federal de Santa Maria, 2014.

FAVERO, C. et al. Modificações na população de plantas espontâneas na presença de adubos verdes. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 36, n. 11, p. 1355–1362, 2001.

FEDOR, P. J.; SPELLERBERG, I. F. Shannon–Wiener Index. **Reference Module in Earth Systems and Environmental Sciences**, 2013.

FERRAZ, S.; LOPES, E. A. Mucuna Preta: A planta mágica. **CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA**, p. 63–67, 2003.

FLARESSO, J. A.; GROSS, C. D.; ALMEIDA, E. X. DE. Época e Densidade de Semeadura de Aveia Preta (*Avena strigosa* Schreb.) e Azevém (*Lolium multiflorum* Lam.) no Alto Vale do Itajaí, Santa Catarina. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 30, n. 6 suppl, p. 1969–1974, 2001.

FOLONI, J. S. S.; LIMA, S. L. DE; BÜLL, L. T. Crescimento aéreo e radicular da soja e de plantas de cobertura em camadas compactadas de solo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 30, n. 1, p. 49–57, 2006.

FONTANÉTTI, A. et al. Adubação verde na produção orgânica de alface americana e repolho. **Horticultura Brasileira**, v. 24, n. 2, p. 146–150, 2006.

FORMENTINI, E. A.; LÓSS, F. R.; BAYERL, M. P. **Cartilha Sobre Adubação Verde**. Vitória: Incaper, 2008.

FRANCHINI, J. C. et al. Rapid transformations of plant water-soluble organic compounds in relation to cation mobilization in an acid Oxisol. **Plant and Soil**, v. 231, n. 1, p. 55–63, 2001.

GABRIEL, J. L.; MUÑOZ-CARPENA, R.; QUEMADA, M. The role of cover crops in irrigated systems: Water balance, nitrate leaching and soil mineral nitrogen accumulation. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 155, p. 50–61, 2012.

GAŁAZKA, A.; FURTAK, K. Functional Microbial Diversity in Context to Agriculture. In: **Microbial Diversity in the Genomic Era**. p. 347–358. 2018

GARCÍA, A. C. et al. Potentialities of vermicompost humic acids to alleviate water stress in rice plants (*Oryza sativa* L.). **Journal of Geochemical Exploration**, v. 136, p. 48–54, 2014.

GARLAND, J. L.; MILLS, A. L. Classification and characterization of heterotrophic microbial communities on the basis of patterns of community-level sole-carbon-source utilization. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 57, n. 8, p. 2351–2359, 1991.

GAVRILESCU, M. Dynamic Biochemistry. **Process Biotechnology and Molecular Biology**, v. 4, p. 1–36, 2010.

GEISSELER, D. et al. Pathways of nitrogen utilization by soil microorganisms - A review. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 42, n. 12, p. 2058–2067, 2010.

GLEESON, D. B. et al. Response of ammonia oxidizing archaea and bacteria to changing water filled pore space. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 42, n. 10, p. 1888–1891, 2010.

GLIESSMAN, S. R. **Agroecology: The ecology of sustainable food systems, second edition**. 3. ed. [s.l.] Boca Raton, FL, USA, CRC Press, Taylor and Francis Group, 2006.

GÓMEZ-BRANDÓN, M.; DOMÍNGUEZ, J. Recycling of solid organic wastes through vermicomposting: Microbial community changes throughout the process and use of vermicompost as a soil amendment. **Critical Reviews in Environmental Science and Technology**, v. 44, n. 12, p. 1289–1312, 2014.

GOMEZ, E.; FERRERAS, L.; TORESANI, S. Soil bacterial functional diversity as influenced by organic amendment application. **Bioresource Technology**, v. 97, n. 13, p. 1484–1489, 2006.

GOODCHILD, H. **Hungry for change: farmers, food justice and the agrarian question**. Sterling, VA: Kumarian Press, v. 40. 2013.

GOVAERTS, B. et al. Influence of tillage, residue management, and crop rotation on soil microbial biomass and catabolic diversity. **Applied Soil Ecology**, v. 37, n. 1–2, p. 18–30, 2007.

GRAÇA, M. A. S. et al. A conceptual model of litter breakdown in low order streams. **International Review of Hydrobiology**, v. 100, n. 1, p. 1–12, 2015.

GUANGHUA, W. et al. Effects of fertilization on bacterial community structure and function in a black soil of Dehui region estimated by Biolog and PCR-DGGE methods. **Acta Ecologica Sinica**, v. 28, n. 1, p. 220–226, 2008.

GUIMARÃES, C. V. et al. Desempenho de cultivares e híbridos de milho em solo submetido a compactação. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 17, n. 11, p. 1188–1194, 2013.

GUL, S.; WHALEN, J. Plant Life History and Residue Chemistry Influences Emissions of CO₂ and N₂O From Soil - Perspectives for Genetically Modified Cell Wall Mutants. **Critical Reviews in Plant Sciences**, v. 32, n. 5, p. 344–368, 2013.

HATT, S. et al. Towards sustainable food systems: The concept of agroecology and how it questions current research practices. a review. **Biotechnology, Agronomy and Society and Environment**, v. 20, n. S1, p. 215–224, 2016.

HEMROVÁ, L.; MÜNZBERGOVÁ, Z. The effects of plant traits on species' responses to present and historical patch configurations and patch age. **Oikos**, v. 124, n. 4, p. 437–445, 2015.

HOEHNE, L. et al. Efeito de Diferentes Proporções de húmus no solo na qualidade nutricional de cultivos de morangos. **Horticultura Brasileira**, v. 38, n. 1, 2020.

HU, S. et al. Labile soil carbon pools in subtropical forest and agricultural ecosystems as influenced by management practices and vegetation types. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 65, n. 1, p. 69–78, 1997.

HUANG, L. F. et al. Plant-Soil Feedbacks and Soil Sickness: From Mechanisms to Application in Agriculture. **Journal of Chemical Ecology**, v. 39, n. 2, p. 232–242, 2013.

JANDREY, W. **Produção de biomassa vegetal e fertilização com húmus líquido como estratégia técnica em sistemas de produção de base ecológica**. 2019. 112p. Tese (Doutorado em Ciências), Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2019.

JESUS, E. DA C. et al. Influence of corn, switchgrass, and prairie cropping systems on soil microbial communities in the upper Midwest of the United States. **GCB Bioenergy**, v. 8, n. 2, p. 481–494, 2016.

JEZIERSKA-TYS, S. et al. Biological activity and functional diversity in soil in different cultivation systems. **International Journal of Environmental Science and Technology**, v. 17, n. 10, p. 4189–4204, 2020.

JIAN, J.; DU, X.; STEWART, R. D. A database for global soil health assessment. **Scientific Data**, v. 7, n. 1, 2020.

KANO, C.; CARDOSO, A.; VILLAS BÔAS, R. Acúmulo de nutrientes pela alface destinada à produção de sementes. **Horticultura Brasileira**, v. 29, n. 1, p. 70–77, 2011.

KENAROVA, A. et al. Community level physiological profiles of bacterial communities inhabiting uranium mining impacted sites. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 100, n. 1, p. 226–232, 2014.

KEYLOCK, C. J. Simpson diversity and the Shannon-Wiener index as special cases of a generalized entropy. **Oikos**, v. 109, n. 1, p. 203–207, 2005.

KIRK, J. L. et al. Methods of studying soil microbial diversity. **Journal of Microbiological Methods**, v. 58, n. 2, p. 169–188, 2004.

KLIEMANN, H. J.; BRAZ, A. J. P. B.; SILVEIRA, P. M. DA. Taxas de decomposição de resíduos de espécies de cobertura em Latossolo Vermelho distroférrico. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 36, n. 1, p. 21–28, 2006.

KOPITTKKE, P. M. et al. Soil and the intensification of agriculture for global food security. **Environment International**, v. 132, 2019.

KORNDÖRFER, K.; MACIEL, M. J.; VOLKEN DE SOUZA, C. F. Determinação De Minerais Em Hortaliças Orgânicas E Convencionais Cultivadas No Vale Do Taquari, Rs. **Revista Brasileira de Tecnologia Agroindustrial**, v. 9, n. 1, 2015.

LANG, M. et al. Gross nitrogen transformations in black soil under different land uses and management systems. **Biology and Fertility of Soils**, v. 52, n. 2, p. 233–241, 2016.

LANG, M.; CAI, Z. Effects of chlorothalonil and carbendazim on nitrification and denitrification in soils. **Journal of Environmental Sciences**, v. 21, n. 4, p. 458–467, 2009.

LAWSON, A. et al. Nitrogen contribution of rye-hairy vetch cover crop mixtures to organically grown sweet corn. **Renewable Agriculture and Food Systems**, v. 28, n. 1, p. 59–69, 2013.

LAWSON, A. et al. Influence of seeding ratio, planting date, and termination date on rye-hairy vetch cover crop mixture performance under organic management. **PLoS ONE**, v. 10, n. 6, 2015.

LÁZARO, R. DE L. et al. Produtividade de milho cultivado em sucessão à adubação verde. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 43, n. 1, p. 10–17, 2013.

LAZCANO, C. et al. Short-term effects of organic and inorganic fertilizers on soil microbial community structure and function: A field study with sweet corn. **Biology and Fertility of Soils**, v. 49, n. 6, p. 723–733, 2013.

LAZCANO, C.; DOMÍNGUEZ, J. The use of vermicompost in sustainable agriculture: Impact on plant growth and soil fertility. **Soil Nutrients**, p. 211–234, 2011.

LAZCANO, C.; DOMÍNGUEZ, J. The use of vermicompost in sustainable agriculture: Impact on plant growth and soil fertility. In: MIRANSARI, M. (Ed.). **Soil Nutrients**. [s.l.] Nova Science Publishers, p. 211–23, 2014.

LEAL, A. J. F. et al. Adubação nitrogenada para milho com o uso de plantas de cobertura e modos de aplicação de calcário. **Revista Brasileira de Ciencia do Solo**, v. 37, n. 2, p. 491–501, 2013.

LEE, L.-H. et al. Microbial community diversity in the soil of Barrientos Island estimated by RAPD and Biolog Ecoplate methods. **Progress In Microbes & Molecular Biology**, v. 3, n. 1, 2020.

LIANG, S.; GROSSMAN, J.; SHI, W. Soil microbial responses to winter legume cover crop management during organic transition. **European Journal of Soil Biology**, v. 65, p. 15–22, 2014.

LIVI BACCI, M. **A Concise History of World Population**. 6. ed. Wiley/ Blackwell Hoboken: NJ, 2014.

LOPES, A. S. **Manual Internacional de Fertilidade do Solo**. Associação Brasileira para Pesquisa do Potássio e do Fósforo. 186p.1998

LOPES, P.; LOPES, K. Sistemas de produção de base ecológica—a busca por um desenvolvimento rural sustentável. **REDD—Revista Espaço de Diálogo e Desconexão**, v. 4, n. 1, p. 32, 2011.

LÓPEZ PÉREZ, Y. et al. Aplicación foliar de humus líquido de lombriz en *Allium sativum* en Topes de Collantes, Cuba. **Centro Agrícola**, v. 46, n. 2, p. 13–21, 2019.

LOURENTE, E. R. P. et al. Atributos microbiológicos, químicos e físicos de solo sob diferentes sistemas de manejo e condições de cerrado. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 41, n. 1, p. 20–28, 2011.

LOUZADA, J. N. C.; ZANETTI, R. Bioindicadores. In: MOREIRA, F. M. S.; CARES, J. E.; ZANETTI, R.; STÜRMER, S. L. (Ed.). **O ecossistema solo: componentes, relações ecológicas e efeitos na produção vegetal**. Lavras: Editora da UFLA, p. 79–128. 2013

MACHADO, L. V. et al. Fertilidade e compartimentos da matéria orgânica do solo sob diferentes sistemas de manejo. **Coffee Science**, v. 9, n. 3, p. 289–299, 2014.

MAYHEW, L. Humic Substances in Biological Agriculture. **Acres**, v. 34, n. 1, p. 54–61, 2004.

MEKONNEN, M. M.; HOEKSTRA, A. Y. The green, blue and grey water footprint of crops and derived crop products. **Hydrology and Earth System Sciences**, v. 15, n. 5, p. 1577–1600, 2011.

MIGUEL ALTIERI. **Agroecologia: bases científicas para uma agricultura sustentável**. Guaíba: Agropecuária, 2012.

MOREIRA, A.; MALAVOLTA, E. Dinâmica da matéria orgânica e da biomassa microbiana em solo submetido a diferentes sistemas de manejo na Amazônia Ocidental. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 39, n. 11, p. 1103–1110, 2004.

MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O. **Microbiologia e Bioquímica do Solo**. 407-447p. 2006

MORRIS, J. B. et al. Effect of sunn hemp (*Crotalaria juncea* L.) cutting date and planting density on weed suppression in Georgia, USA. **Journal of Environmental Science and Health - Part B Pesticides, Food Contaminants, and Agricultural Wastes**, v. 50, n. 8, p. 614–621, 2015.

MOTAVALL P. et al. Global Achievements in Sustainable Land Management. **International Soil and Water Conservation Research**, v. 1, n. 1, p. 1–10, 2013.

MUHAMMAD, I. et al. Cover cropping enhances soil microbial biomass and affects microbial community structure: A meta-analysis. **Geoderma**, v. 381, 2021.

MUÑIZ, S. et al. Analysis of the diversity of substrate utilisation of soil bacteria exposed to Cd and earthworm activity using generalised additive models. **PLoS ONE**, v. 9, n. 1, 2014.

MUNNS, R.; TESTER, M. Mechanisms of salinity tolerance. **Annual Review of Plant Biology**, v. 59, p. 651–681, 2008.

NASCIMENTO, J. T. et al. Efeito de leguminosas nos atributos físicos e carbono orgânico de um Luvisolo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 29, n. 5, p. 825–831, 2005.

NEVINS, C. J.; LACEY, C.; ARMSTRONG, S. The synchrony of cover crop decomposition, enzyme activity, and nitrogen availability in a corn agroecosystem in the Midwest United States. **Soil and Tillage Research**, v. 197, 2020.

OEST, A. et al. Patterns of change in metabolic capabilities of sediment microbial communities in river and lake ecosystems. **International Journal of Microbiology**, v. 2018, 2018.

OHSE, S. et al. Composição centesimal e teor de nitrato em cinco cultivares de alface produzidas sob cultivo hidropônico. **Bragantia**, v. 68, n. 2, p. 407–414, 2009.

OLLIVIER, G.; BELLON, S.; PENVERN, S. Thematic and citation structure dynamics of Organic Food & Farming research. **3rd ISOFAR Scientific Conference at the 17th IFOAM Organic World Congress**, p. 4, 2011.

ONGLEY, E. D.; XIAOLAN, Z.; TAO, Y. Current status of agricultural and rural non-point source Pollution assessment in China. **Environmental Pollution**, v. 158, n. 5, p. 1159–1168, 2010.

ORTIZ, S. et al. Densidade de semeadura de duas espécies de ervilhaca sobre caracteres agrônômicos e composição bromatológica. **Ciencia Rural**, v. 45, n. 2, p. 245–251, 2015.

OSAKI, F.; NEGRELO, M. Inoculação de sementes de cornichão (*lotus corniculatus*) e ervilhaca (*vicia sativa*) na presença e ausência de calcário. **Revista Acadêmica: Ciência Animal**, v. 5, n. 4, p. 369, 2017.

PAPATHEODOROU, E. M.; EFTHIMIADOU, E.; STAMOU, G. P. Functional diversity of soil bacteria as affected by management practices and phenological stage of *Phaseolus vulgaris*. **European Journal of Soil Biology**, v. 44, n. 4, p. 429–436, 2008.

PATKOWSKA, E. et al. The effect of cover crops on the fungal and bacterial communities in the soil under carrot cultivation. **Plant, Soil and Environment**, v. 62, n. 5, p. 237–242, 2016.

PAVINATO, P. **Dinâmica do fósforo no solo em função do manejo e da presença de resíduos em superfície**. Botucatu: Universidade Estadual Paulista, 2007.

PAVINATO, P. S.; ROSOLEM, C. A. Disponibilidade de nutrientes no solo: decomposição e liberação de compostos orgânicos de resíduos vegetais. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 32, n. 3, p. 911–920, 2008.

PREISS, J.; ROMEO, T. Molecular Biology and Regulatory Aspects of Glycogen Biosynthesis in Bacteria. **Progress in Nucleic Acid Research and Molecular Biology**, v. 47, n. C, p. 299–329, 1994.

PRIMAVESI, A. O solo. A base da vida em nosso globo. n. 14, p. 1–13, 2016.

QUEIROZ, L. R. et al. Supressão de plantas daninhas e produção de milho-verde orgânico em sistema de plantio direto. **Planta Daninha**, v. 28, n. 2, p. 263–270, 2010.

REDIN, ET AL. Plantas de cobertura de solo e agricultura sustentável: espécies, matéria seca e ciclagem de carbono e nitrogênio. In: TIECHER, T. (Ed.). . **Manejo e conservação do solo e da água em pequenas propriedades rurais no Sul do Brasil: práticas alternativas visando a conservação do solo e da água**. Porto Alegre: UFRGS, p. 18, 2016..

REETZ, H. F. **Fertilizantes e seu Uso Eficiente**. Tradução de Alfredo Scheid Lopes. São Paulo: ANDA, 2017. 178 p.

RESENDE, F. V. et al. Cultivo de Alface em Sistema Orgânico de Produção. **Embrapa**, v. 56, p. 1–16, 2007.

RODRIGUES, G. B. et al. Matéria e nutrientes da parte aérea de adubos verdes em cultivos exclusivo e consorciado. **Revista Ceres**, v. 59, n. no.3, p. 380–385, 2012.

ROMDHANE, S. et al. Cover crop management practices rather than composition of cover crop mixtures affect bacterial communities in no-till agroecosystems. **Frontiers in Microbiology**, v. 10, 2019.

SAINJU, U. M.; WHITEHEAD, W. F.; SINGH, B. P. Cover crops and nitrogen fertilization effects on soil aggregation and carbon and nitrogen pools. **Canadian Journal of Soil Science**, v. 83, n. 2, p. 155–165, 2003.

SALA, F. C.; DA COSTA, C. P. Retrospectiva e tendência da alfacicultura Brasileira. **Horticultura Brasileira**, v. 30, n. 2, p. 187–194, 2012.

SALA, M. M.; ESTRADA, M.; GASOL, J. M. Seasonal changes in the functional diversity of bacterioplankton in contrasting coastal environments of the NW Mediterranean. **Aquatic Microbial Ecology**, v. 44, n. 1, p. 1–9, 2006.

SANTOS, A. P. DOS et al. Qualidade De Plantas De Alface Produzidas Sob Sistema Agroecológico E Convencional: p. 106–124, 2020.

SANTOS, H. P. DOS et al. Leguminosas forrageiras anuais de inverno. In: FONTANELI, R.S.; SANTOS, H.P. DOS; FONTANELI, R. S. (Ed.). **Forrageiras para Integração Lavoura-Pecuária-Floresta na Região Sul-Brasileira**. Passo Fundo: Embrapa Trigo, 2012.

SANTOS, J. B. et al. Fitorremediação do herbicida trifloxysulfuron sodium. **Planta Daninha**, v. 22, n. 2, p. 323–330, 2004.

SAPKOTA, S.; SAPKOTA, S.; LIU, Z. Effects of nutrient composition and lettuce cultivar on crop production in hydroponic culture. **Horticulturae**, v. 5, n. 4, 2019.

SARMENTO, J. J. A. et al. Agronomic performance of lettuce subjected to green manure with different leguminous species. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 23, n. 2, p. 114–118, 2019.

SARTORI, V. C. ET AL. Adubação verde e compostagem: estratégias de manejo do solo para conservação das águas. . **Caxias do Sul: Educs**, p. 17, 2011.

SCHIEDECK, G.; SCHWENGBER, J. E.; SCHIAVON, G. DE A.. **Minhocultura: produção de húmus**. Brasília, DF, Embrapa: s. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2009. 52p. (ABC da Agricultura Familiar, 24).

SCHIEDECK, G.; SCHWENGBER, J. E. **Húmus líquido: adubação orgânica líquida visando a transição agroecológica**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2010.

SCHIMEL, J. P.; SCHAEFFER, S. M. Microbial control over carbon cycling in soil. **Frontiers in Microbiology**, v. 3, n. SEP, 2012.

SCHMIDT, R.; MITCHELL, J.; SCOW, K. Cover cropping and no-till increase diversity and symbiotroph:saprotroph ratios of soil fungal communities. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 129, p. 99–109, 2019.

SCHOLBERG, J. M. S. et al. Cover Crops for Sustainable Agrosystems in the Americas. In: **Lichtfouse E (ed) Genetic engineering, biofertilisation, soil quality and organic farming**. Springer, Dordrecht, 2010.

SCHULZ, S. et al. The role of microorganisms at different stages of ecosystem development for soil formation. **Biogeosciences**, v. 10, n. 6, p. 3983–3996, 2013.

SCRIMGEOUR, C. Soil Sampling and Methods of Analysis (Second Edition). Edited by M. R. Carter and E. G. Gregorich. Boca Raton, FL, USA: CRC Press (2008), pp. 1224, £85.00. ISBN-13: 978-0-8593-3586-0. **Experimental Agriculture**, v. 44, n. 3, p. 437–437, 2008.

SEUFERT, V.; RAMANKUTTY, N. Many shades of gray—the context-dependent performance of organic agriculture. **Science Advances**, v. 3, n. 3, 2017.

SHANNON, C. E. A Mathematical Theory of Communication. **Bell System Technical Journal**, v. 27, n. 4, p. 623–656, 1948.

SILVA, T. O. DA et al. Adubação orgânica da batata com esterco e, ou, Crotalaria juncea: I - produtividade vegetal e estoque de nutrientes no solo em longo prazo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 31, n. 1, p. 39–49, 2007.

SIMS, J. T., B. L.; VASILAS, K. L; GARTLEY, B. MILLIKEN, V. Evaluation of soil and plant N tests for maize on manured soils of the Atlantic Coastal Plain. **Agron J**. 1995.

SOCIEDADE BRASILEIRA DE CIÊNCIA DO SOLO. **Manual de adubação e de calagem para os Estados do RS e SC**. v. 10 ed, 2016.

SOFO, A.; RICCIUTI, P. A standardized method for estimating the functional diversity of soil bacterial community by Biolog® EcoPlates™ assay-The case study of a sustainable olive orchard. **Applied Sciences (Switzerland)**, v. 9, n. 19, 2019.

SORATTO, R. P. et al. Produção, decomposição e ciclagem de nutrientes em resíduos de crotalária e milho, cultivados solteiros e consorciados. **Revista Brasileira de Agrociência**, v. 40, n. 1, p. 978–985, 2014.

SOUZA, L. H. et al. Efeito do pH do solo rizosférico e não rizosférico de plantas de soja inoculadas com *Bradyrhizobium japonicum* na absorção de boro, cobre, ferro, manganês e zinco. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 34, n. 5, p. 1641–1652, 2010.

STARK, C. H. et al. Differences in soil enzyme activities, microbial community structure and short-term nitrogen mineralisation resulting from farm management history and organic matter amendments. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 40, n. 6, p. 1352–1363, 2008.

STEENWERTH, K.; BELINA, K. M. Cover crops and cultivation: Impacts on soil N dynamics and microbiological function in a Mediterranean vineyard agroecosystem. **Applied Soil Ecology**, v. 40, n. 2, p. 370–380, 2008.

STEFANOWICZ, A. The biolog plates technique as a tool in ecological studies of microbial communities. **Polish Journal of Environmental Studies**, v. 15, n. 5, p. 669–676, 2006.

STEVENSON, F. J.; COLE, M. A. **Cycles of soil: Carbon, nitrogen, phosphorus, sulfur, micronutrients**. New York: John Wiley and Sons, 1999.

SUN, Y. H. et al. Functional Diversity of Microbial Communities in Sludge-Amended Soils. **Physics Procedia**, v. 33, p. 726–731, 2012.

TACO. Tabela brasileira de composição de alimentos. **NEPA - Unicamp**, p. 161, 2011.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia e Desenvolvimento Vegetal**. 2006

TANK, J. L. et al. A review of allochthonous organic matter dynamics and metabolism in streams. **Journal of the North American Benthological Society**, v. 29, n. 1, p. 118–146, 2010.

TEDESCO, M. J. et al. **Análise de solos, plantas e outros materiais**. Editora UFRGS, 1995.

TEIXEIRA, C. M. et al. Decomposição e liberação de nutrientes das palhadas de milho e milho + crotalária no plantio direto do feijoeiro. **Acta Scientiarum - Agronomy**, v. 31, n. 4, p. 647–653, 2009.

TENG, Z. et al. Monitoring soil microorganisms with community-level physiological profiles using Biolog EcoPlates™ in Chaohu lakeside wetland, east China. **bioRxiv**, 2019.

TEODORO, R. B. et al. Aspectos agronômicos de leguminosas para adubação verde no cerrado do alto vale do Jequitinhonha. **Revista Brasileira de Ciencia do Solo**, v. 35, n. 2, p. 635–643, 2011.

TER BRAAK J. F., C.; ŠMILAUER, P. Canoco reference manual and CanoDraw for Windows user's guide. p. 500, 2002.

THEUNISSEN, J.; NDAKIDEMI, P. A.; LAUBSCHER, C. P. Potential of vermicompost produced from plant waste on the growth and nutrient status in vegetable production. **International Journal of Physical Sciences**, v. 5, n. 13, p. 1964–1973, 2010.

TIECHER, T. **Manejo e conservação do solo e da água em pequenas propriedades rurais no sul do Brasil: contextualizando as atividades agropecuárias e os problemas erosivos**. Porto Alegre: Universidade Federal do Rio Grande do Sul, 2015.

TIQUIA, S. M. et al. Halophilic and halotolerant bacteria from river waters and shallow groundwater along the rouge river of Southeastern Michigan. **Environmental Technology**, v. 28, n. 3, p. 297–307, 2007.

TOADER, M.; ROMAN, G. V. Family Farming – Examples for Rural Communities Development. **Agriculture and Agricultural Science Procedia**, v. 6, p. 89–94, 2015.

VELIMIROV, A. et al. Feeding trials in organic food quality and health research. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 90, n. 2, p. 175–182, 2010.

VENZON, M.; PAULA JÚNIOR, T. J. DE. **101 Culturas. Manual de Tecnologias Agrícolas**. 2007.

VEZZANI, F. M.; MIELNICZUK, J. Uma visão sobre qualidade do solo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 33, n. 4, p. 743–755, 2009.

VIANA, S. B. A.; FERNANDES, P. D.; GHEYI, H. R. Germinação e formação de mudas de alface em diferentes níveis de salinidade de água. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 5, n. 2, p. 259–264, 2001.

VIEIRA, M. A. Efectos de las lombrices de tierra en la bioquímica de la degradación de la materia orgánica. p. 329, 2005.

VIEIRA, R. F. **Ciclo do Nitrogênio em Sistemas Agrícolas**. Embrapa. v.1, 2017.

VUKICEVICH, E. et al. Cover crops to increase soil microbial diversity and mitigate decline in perennial agriculture. A review. **Agronomy for Sustainable Development**, v. 36, n. 3, 2016.

WANG, H. et al. Effects of long-term application of organic fertilizer on improving organic matter content and retarding acidity in red soil from China. **Soil and Tillage Research**, v. 195, 2019.

WANG, M. L. et al. Genetic diversity of *Crotalaria* germplasm assessed through phylogenetic analysis of EST-SSR markers. **Genome**, v. 49, n. 6, p. 707–715, 2006.

WEI, D. et al. Bacterial Community Structure and Diversity in a Black Soil as Affected by Long-Term Fertilization. **Pedosphere**, v. 18, n. 5, p. 582–592, 2008.

WEZEL, A. et al. Agroecological practices for sustainable agriculture. A review. **Agronomy for Sustainable Development**, v. 34, n. 1, p. 1–20, 2014.

WITTEWER, R. A. et al. Cover crops support ecological intensification of arable cropping systems. **Scientific Reports**, v. 7, 2017.

WONG, M. S. et al. Reduction of acetate accumulation in *Escherichia coli* cultures for increased recombinant protein production. **Metabolic Engineering**, v. 10, n. 2, p. 97–108, 2008.

WUTKE, E. B.; CALEGARI, A.; WILDNER, L. DO P. Espécies de adubos verdes e plantas de cobertura e recomendações para seu uso. In: LIMA FILHO, O. F.; AMBROSANO, E. J.; ROSSI, F.; CARLOS, J. A. D. (Ed.). **Adubação verde e plantas de cobertura no Brasil: Fundamentos e práticas**. Brasília, DF: Embrapa, 2014. p. 59–168.

YING, J. Y.; ZHANG, L. M.; HE, J. Z. Putative ammonia-oxidizing bacteria and archaea in an acidic red soil with different land utilization patterns. **Environmental Microbiology Reports**, v. 2, n. 2, p. 304–312, 2010.

ZAK, J. C. et al. Functional diversity of microbial communities: A quantitative approach. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 26, n. 9, p. 1101–1108, 1994.

ZALLER, J. G. Vermicompost as a substitute for peat in potting media: Effects on germination, biomass allocation, yields and fruit quality of three tomato varieties. **Scientia Horticulturae**, v. 112, n. 2, p. 191–199, 2007.

ZHANG, H. et al. Mass spectrometric evidence for the occurrence of plant growth promoting cytokinins in vermicompost tea. **Biology and Fertility of Soils**, v. 50, n. 2, p. 401–403, 2014.

ZHANG, H. et al. Soil nitrogen and its fractions between long-term conventional and no-tillage systems with straw retention in dryland farming in northern China. **Geoderma**, v. 269, p. 138–144, 2016.

ZHANG, J. et al. Effects of long-term fertilisation on aggregates and dynamics of soil organic carbon in a semi-arid agro-ecosystem in China. **PeerJ**, v. 2018, n. 5, 2018.

ZHAO, Y. et al. Temporal variations of crop residue effects on soil N transformation depend on soil properties as well as residue qualities. **Biology and Fertility of Soils**, v. 54, n. 5, p. 659–669, 2018.

ZIECH, A. R. D. et al. Cultivo de alface em diferentes manejos de cobertura do solo e fontes de adubação. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 18, n. 9, p. 948–954, 2014.

ZUBER, S. M.; VILLAMIL, M. B. Meta-analysis approach to assess effect of tillage on microbial biomass and enzyme activities. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 97, p. 176–187, 2016.

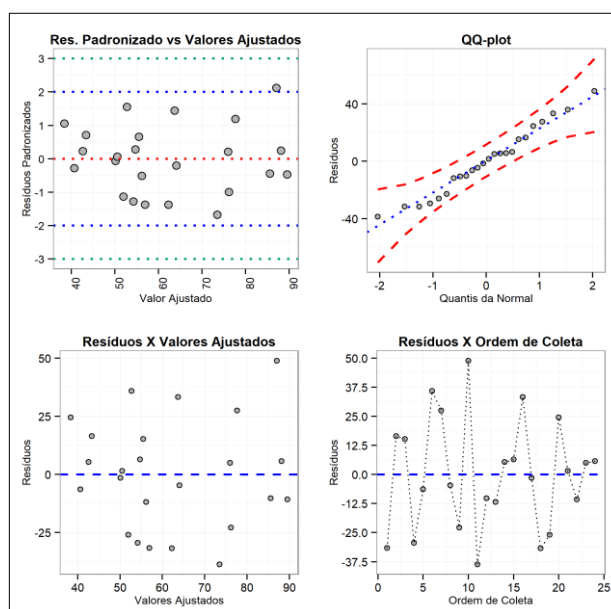
Apêndices

Apêndice A: ANOVA da massa fresca, seca e área foliar de alface cultivado em sucessão a diferentes plantas de cobertura de verão associado ao uso de húmus líquido.

Anova massa fresca

Tabela da ANOVA					
F.V.	GL	SQ	QM	F	p-valor
Planta de cobertura	3	2583.76	861.25	0.5557	0.6632
Blocos	2	888.40	444.20	0.2866	0.7605
Resíduo (a)	6	9298.58	1549.76		
Parcelas	11	12770.74			
Húmus líquido	1	1008.59	1008.59	2.3443	0.1643
Interação	3	1344.36	448.12	1.0416	0.4251
Tratamentos	7	4936.71	705.24	1.6392	0.2514
Resíduo (b)	8	3441.83	430.23		
Total	23	18565.52			

Análise de resíduos da massa fresca da alface



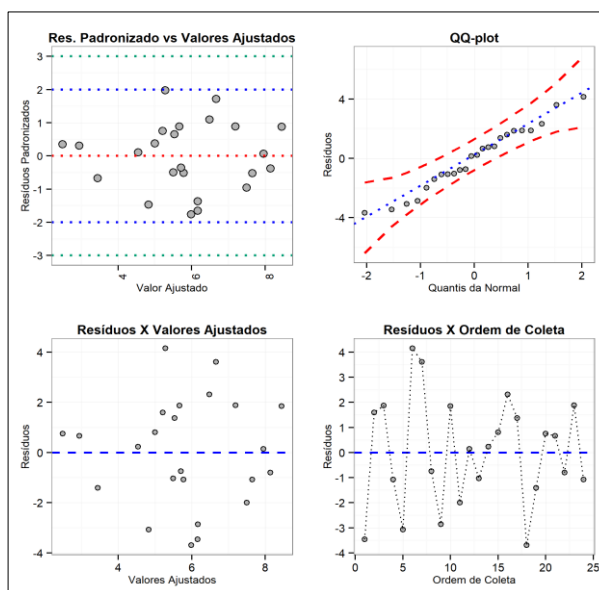
Médias da massa fresca (g) da alface

	Crotalária		Milheto		Mucuna		Pousio		Médias marginais	
Água	51.91	Aa	72.63	Aa	51.14	Aa	46.93	Aa	55.65	a
Húmus líquido	49.19	Aa	82.04	Aa	58.68	Aa	84.56	Aa	68.62	a
Médias marginais	50.55	A	77.34	A	54.91	A	65.75	A		

Anova da massa seca de alface

Tabela da ANOVA					
F.V.	GL	SQ	QM	F	p-valor
Planta de cobertura	3	12.23	4.08	0.3818	0.7702
Blocos	2	3.64	1.82	0.1706	0.8471
Resíduo (a)	6	64.06	10.68		
Parcelas	11	79.94			
Húmus líquido	1	18.90	18.90	3.6131	0.0938
Interação	3	20.80	6.93	1.3250	0.3323
Tratamentos	7	51.93	7.42	1.4179	0.3161
Resíduo (b)	8	41.86	5.23		
Total	23	79.70			

Análise de resíduos da massa seca da alface



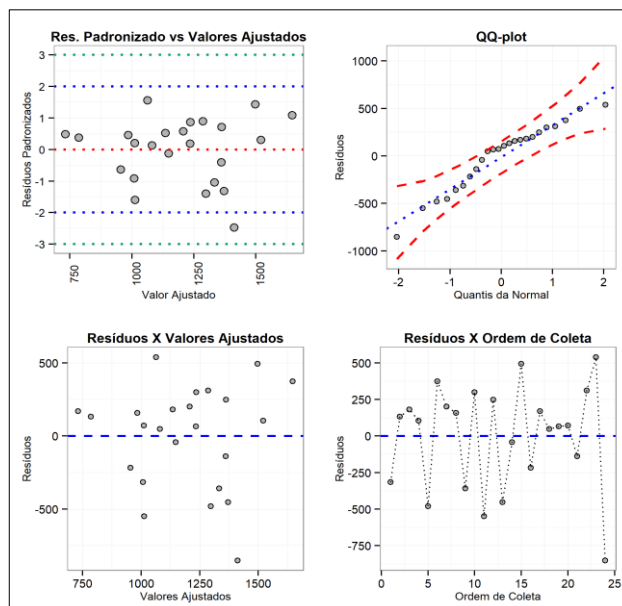
Médias da massa seca da alface

	Crotalária		Milheto		Mucuna		Pousio		Médias marginais	
Água	5.68	Aa	6.18	Aa	5.01	Aa	2.96	Ab	4.96	a
Húmus líquido	5.29	Aa	7.97	Aa	6.00	Aa	7.66	Aa	6.73	a
Médias marginais	5.49	A	7.07	A	5.51	A	5.31	A		

Anova da área foliar de alface em 12 de janeiro, 13 dias antes da colheita

Tabela da ANOVA					
F.V.	GL	SQ	QM	F	p-valor
Planta de cobertura	3	40159.92	13386.64	0.0511	0.9833
Blocos	2	499726.74	249863.37	0.9535	0.4369
Resíduo (a)	6	1572305.16	262050.86		
Parcelas	11	2112191.82			
Húmus líquido	1	11557.40	11557.40	0.0723	0.7948
Interação	3	648031.18	216010.39	1.3520	0.3248
Tratamentos	7	699748.50	99964.07	0.6257	0.7249
Resíduo (b)	8	1278190.70	159773.84		
Total	23	4049971.10			

Análise de resíduos da área foliar de alface em 12 de janeiro, 13 dias antes da colheita



Médias da área foliar de alface em 12 de janeiro, 13 dias antes da colheita

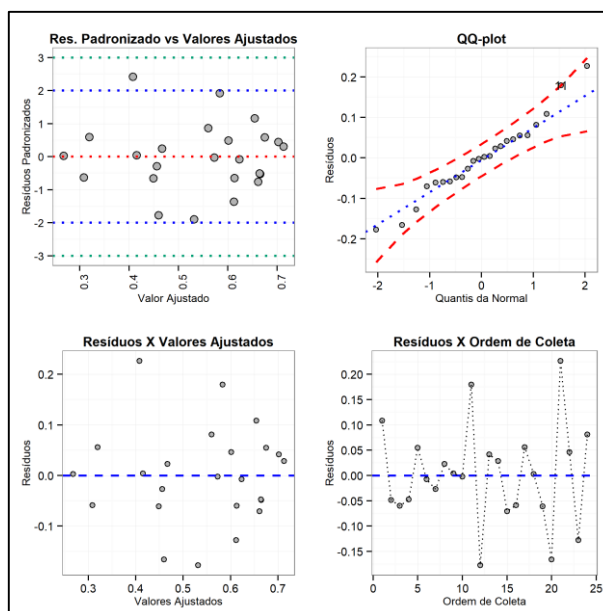
	Crotalária		Milheto		Mucuna		Pousio		Médias marginais	
Água	976.22	Aa	1175.33	Aa	1338.89	Aa	1202.44	Aa	1173.22	a
Húmus líquido	1488.78	Aa	1203.33	Aa	922.28	Aa	1254.06	Aa	1217.11	a
Médias marginais	1232.50	A	1189.33	A	1130.58	A	1228.25	A		

Apêndice B: ANOVA cinzas de alface cultivada em sucessão a diferentes plantas de cobertura de verão associado ao uso de húmus líquido.

Anova das cinzas de alface

Tabela da ANOVA					
F.V.	GL	SQ	QM	F	p-valor
Planta de cobertura	3	0.09	0.03	1.9857	0.1746
Blocos	2	0.01	0.01	0.3755	0.6954
Resíduo (a)	6	0.18	0.02		
Parcelas	11	0.24			
Húmus líquido	1	0.00	0.00	0.5401	0.4834
Interação	3	0.28	0.09	10.3410	0.0040
Tratamentos	7	0.38	0.05	5.9956	0.0110
Resíduo (b)	8	0.07	0.01		
Total	23	0.60			

Análise de resíduos do teor de cinzas da alface



Médias de cinzas de alface

	Crotalaria		Milheto		Mucuna		Pousio		Médias marginais	
Água	0.64	Aa	0.45	Aa	0.69	Aa	0.44	Aa	0.56	a
Húmus líquido	0.65	Aa	0.56	ABa	0.30	Bb	0.59	ABa	0.53	a
Médias marginais	0.65	A	0.50	A	0.50	A	0.51	A		

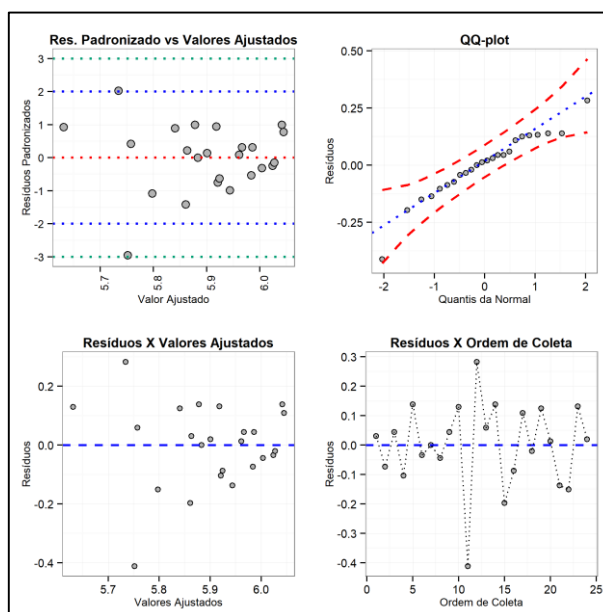
Apêndice C: ANOVA das variáveis do solo pH, condutividade elétrica (CE), matéria orgânica (MO), nitrogênio extraível inorgânico (NEI), nitrogênio nítrico (N-NO_3^-) e amoniacal (N-NH_4^+)

pH

Anova do pH médio do solo na colheita

Tabela da ANOVA					
F.V.	GL	SQ	QM	F	p-valor
Planta de cobertura	3	0.06	0.02	0.5495	0.6573
Blocos	2	0.07	0.03	0.9952	0.3961
Resíduo (a)	13	0.44	0.03		
Parcelas	11	0.37			
Húmus líquido	1	0.00	0.00	0.0669	0.8024
Interação	3	0.14	0.05	1.7086	0.2420
Tratamentos	7	0.20	0.03	1.0301	0.4778
Resíduo (b)	8	0.22	0.03		
Total	23	0.73			

Análise de resíduos do pH do solo



Médias do pH médio do solo

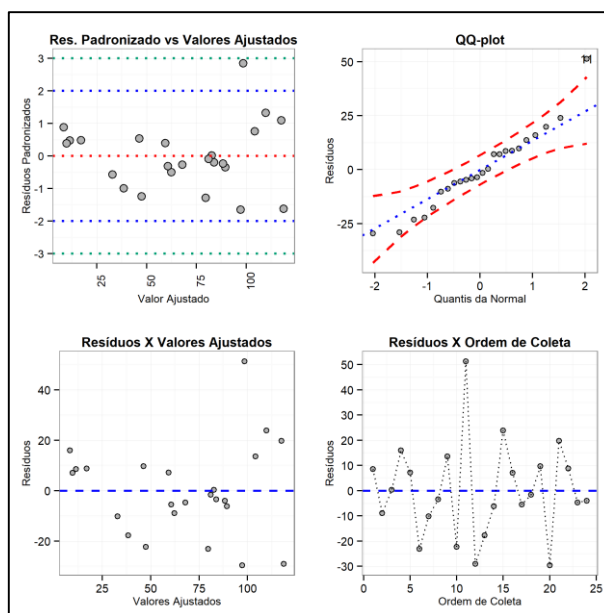
	Crotalária		Milheto		Mucuna		Pousio		Médias marginais	
Controle	5.94	Aa	5.96	Aa	5.83	Aa	5.92	Aa	5.91	a
Húmus líquido	6.00	Aa	5.71	Aa	6.00	Aa	5.87	Aa	5.89	a
Médias marginais	5.97	A	5.83	A	5.92	A	5.89	A		

Condutividade elétrica

Anova da CE média do solo

Tabela da ANOVA					
F.V.	GL	SQ	QM	F	p-valor
Planta de cobertura	3	2979.51	993.17	1.6509	0.2750
Blocos	2	21585.75	10792.88	17.9408	0.0029
Resíduo (a)	6	3609.50	601.58		
Parcelas	11	28174.77			
Húmus líquido	1	810.82	810.82	1.5651	0.2463
Interação	3	2053.22	684.41	1.3210	0.3335
Tratamentos	7	5843.56	834.79	1.6113	0.2587
Resíduo (b)	8	4144.64	518.08		
Total	23	35183.46			

Análise de resíduos da CE do solo



Médias da CE média do solo

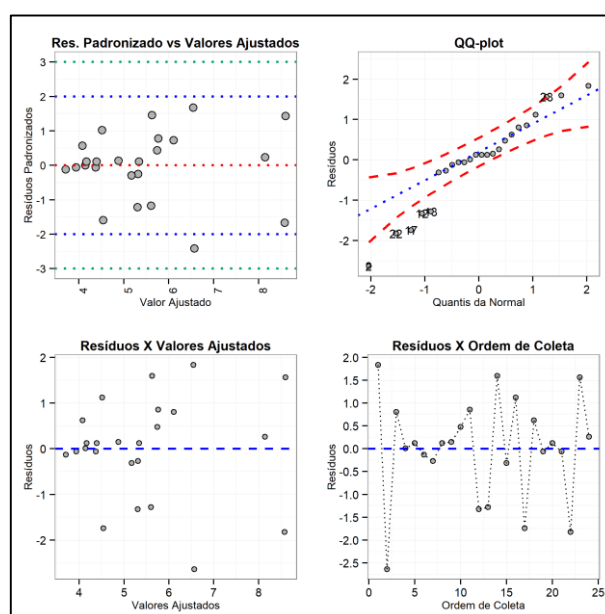
	Crotalária		Milheto		Mucuna		Pousio		Médias marginais	
Controle	52.12	Aa	73.62	Aa	79.22	Aa	87.03	Aa	73.00	a
Húmus líquido	49.07	Aa	88.24	Aa	50.44	Aa	57.73	Aa	61.37	a
Médias marginais	50.60	A	80.93	A	64.83	A	72.38	A		

Matéria orgânica

Anova do teor de matéria orgânica do solo na colheita

Tabela da ANOVA					
F.V.	GL	SQ	QM	F	p-valor
Planta de cobertura	3	6.76	2.25	1.1345	0.3690
Blocos	2	1.07	0.54	0.2698	0.7674
Resíduo (a)	14	27.83	1.99		
Parcelas	11	17.39			
Húmus líquido	1	0.49	0.49	0.2062	0.6618
Interação	3	36.82	12.27	5.1500	0.0284
Tratamentos	7	44.08	6.30	2.6421	0.0985
Resíduo (b)	8	19.07	2.38		
Total	23	73.77			

Análise de resíduos do teor de matéria orgânica do solo



Médias do teor de matéria orgânica do solo ao longo do experimento

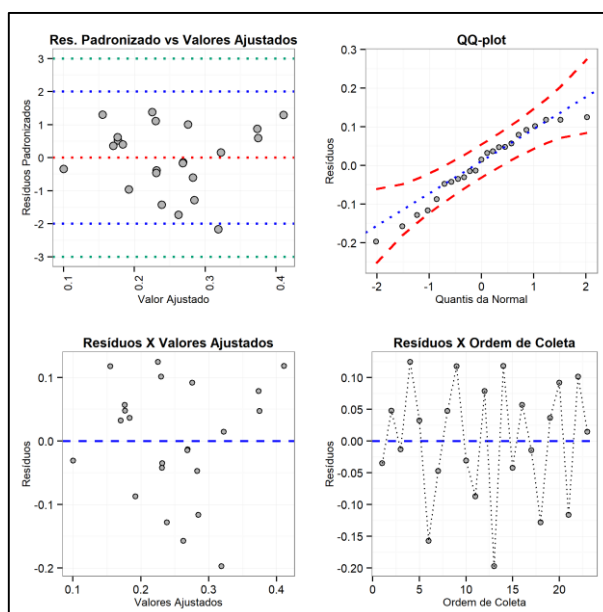
	Crotalária		Milheto		Mucuna		Pousio		Médias marginais	
Controle	6.41	Aa	5.17	Aa	5.47	Aa	4.23	Ab	5.32	a
Húmus líquido	4.00	Ba	5.60	ABa	4.38	Ba	8.44	Aa	5.61	a
Médias marginais	5.21	A	5.39	A	4.92	A	6.34	A		

Nitrogênio extraível inorgânico

Anova NEI do solo na colheita

Tabela da ANOVA					
F.V.	GL	SQ	QM	F	p-valor
Planta de cobertura	3	0.01	0.00	0.2331	0.8702
Blocos	2	0.04	0.02	0.9382	0.4420
Resíduo (a)	6	0.12	0.02		
Parcelas	11	0.18			
Húmus líquido	1	0.04	0.04	2.6305	0.1489
Interação	3	0.07	0.02	1.5163	0.2920
Tratamentos	7	0.12	0.02	1.1701	0.4205
Resíduo (b)	7	0.10	0.01		
Total	22	0.38			

Análise resíduos do NEI do solo



Médias do NEI do solo ao longo do experimento

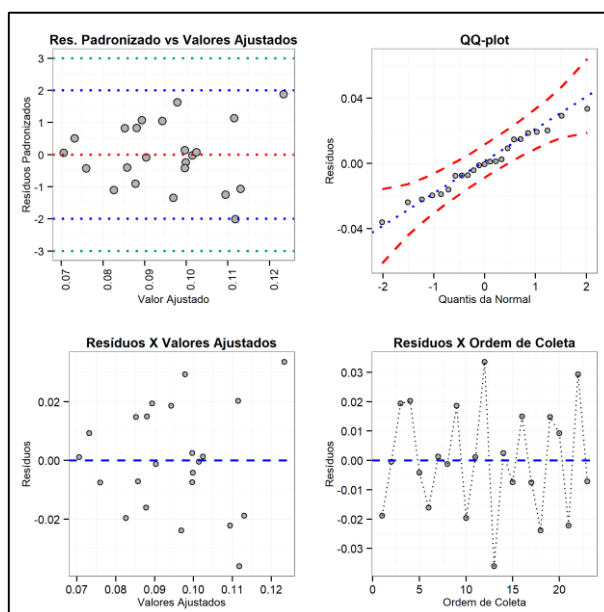
	Crotalária		Milheto		Mucuna		Pousio		Médias marginais	
Controle	0.23	Aa	0.39	Aa	0.37	Aa	0.23	Aa	0.30	a
Húmus líquido	0.22	Aa	0.15	Aa	0.23	Aa	0.28	Aa	0.22	a
Médias marginais	0.22	A	0.27	A	0.30	A	0.26	A		

Amônio N-NH₄

Anova N-NH₄ do solo na colheita

Tabela da ANOVA					
F.V.	GL	SQ	QM	F	p-valor
Planta de cobertura	3	0.0003	0.0001	0.1428	0.9306
Blocos	2	0.0030	0.0015	2.3885	0.1726
Resíduo (a)	6	0.0037	0.0006		
Parcelas	11	0.0070			
Húmus líquido	1	0.0006	0.0006	0.9215	0.3691
Interação	3	0.0015	0.0005	0.7992	0.5325
Tratamentos	7	0.0023	0.0003	0.5361	0.7852
Resíduo (b)	7	0.0043	0.0006		
Total	22	0.0133			

Análise resíduos do N-NH₄ do solo



Médias do N-NH₄ do solo

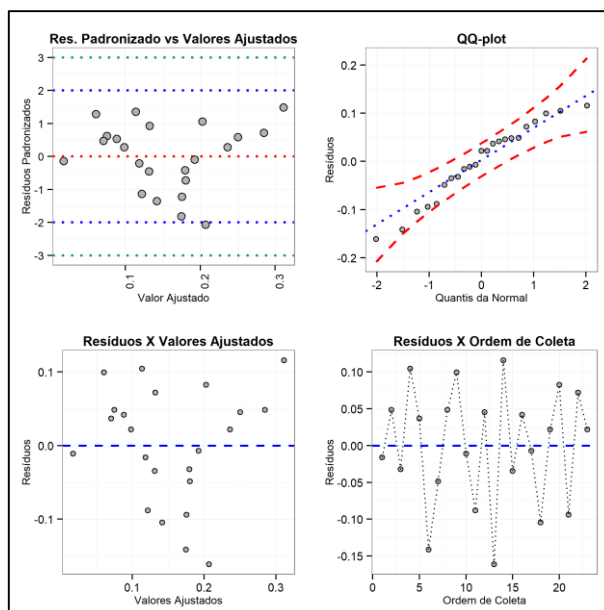
	Crotalária		Milheto		Mucuna		Pousio		Médias marginais	
Controle	0.1013	Aa	0.1116	Aa	0.1116	Aa	0.0851	Aa	0.1024	a
Húmus líquido	0.0997	Aa	0.0825	Aa	0.0879	Aa	0.0977	Aa	0.0919	a
Médias marginais	0.1005	A	0.0970	A	0.0997	A	0.0914	A		

Nitrato N-NO_3^-

Anova N-NO_3^- do solo

Tabela da ANOVA					
F.V.	GL	SQ	QM	F	p-valor
Planta de cobertura	3	0.0150	0.0050	0.3132	0.8157
Blocos	2	0.0439	0.0220	1.3787	0.3216
Resíduo (a)	6	0.0956	0.0159		
Parcelas	11	0.1545			
Húmus líquido	1	0.0294	0.0294	3.0074	0.1265
Interação	3	0.0483	0.0161	1.6458	0.2640
Tratamentos	7	0.0926	0.0132	1.3538	0.3497
Resíduo (b)	7	0.0684	0.0098		
Total	22	0.3006			

Análise resíduos do N-NO_3^- do solo



Médias do N-NO_3 do solo

	Crotalária		Milheto		Mucuna		Pousio		Médias marginais	
Controle	0.1243	Aa	0.2792	Aa	0.2561	Aa	0.1476	Aa	0.2018	a
Húmus líquido	0.1195	Aa	0.0666	Aa	0.1373	Aa	0.1812	Aa	0.1261	a
Médias marginais	0.1219	A	0.1729	A	0.1967	A	0.1644	A		

Apêndice D: ANOVA da relação das variáveis do solo: pH, condutividade elétrica (CE), matéria orgânica (MO), nitrogênio extraível inorgânico (NEI), nitrogênio nítrico (N-NO₃⁻) e amoniacal (N-NH₄⁺) entre as coletas.

pH

Anova da relação entre pH final : inicial do solo

<i>Tabela da ANOVA</i>					
F.V.	GL	SQ	QM	F	<i>p-valor</i>
Planta de cobertura	3	0.0155	0.0052	0.9081	0.4907
Blocos	2	0.0068	0.0034	0.5932	0.5820
Resíduo (a)	6	0.0342	0.0057		
Parcelas	11	0.0565			
Húmus líquido	1	0.0006	0.0006	0.1641	0.6961
Interação	3	0.0142	0.0047	1.2585	0.3518
Tratamentos	7	0.0304	0.0043	1.1512	0.4196
Resíduo (b)	8	0.0302	0.0038		
Total	23	0.1015			

Médias relação entre pH final: inicial do solo

	Crotalária		Milheto		Mucuna		Pousio		Médias marginais	
Controle	0.98	Aa	0.99	Aa	0.98	Aa	1.01	Aa	0.99	a
Húmus líquido	1.00	Aa	1.07	Aa	0.93	Aa	0.99	Aa	1.00	a
Médias marginais	0.99	A	1.03	A	0.96	A	1.00	A		

Condutividade elétrica

Anova da relação entre CE final: inicial do solo

<i>Tabela da ANOVA</i>					
F.V.	GL	SQ	QM	F	<i>p-valor</i>
Planta de cobertura	3	0.0940	0.0313	0.6214	0.6127
Blocos	2	2.8288	1.4144	28.0632	< 0.001
Resíduo (a)	14	0.7056	0.0504		
Parcelas	11	3.1358			
Húmus líquido	1	0.1579	0.1579	2.4180	0.1586
Interação	3	0.3654	0.1218	1.8658	0.2137
Tratamentos	7	0.6172	0.0882	1.3507	0.3393
Resíduo (b)	8	0.5223	0.0653		
Total	23	4.1814			

Médias relação entre CE final : inicial do solo

	Crotalária		Milheto		Mucuna		Pousio		Médias marginais	
Controle	1.12	Aa	1.12	Aa	1.03	Aa	0.87	Aa	1.03	a
Húmus líquido	1.17	Aa	0.94	Aa	1.37	Aa	1.31	Aa	1.20	a
Médias marginais	1.14	A	1.03	A	1.20	A	1.09	A		

Matéria orgânica

Anova da relação entre MO final: inicial do solo

<i>Tabela da ANOVA</i>					
F.V.	GL	SQ	QM	F	<i>p-valor</i>
Planta de cobertura	3	2.5278	0.8426	1.3223	0.3095
Blocos	2	2.6792	1.3396	2.1023	0.1618
Resíduo (a)	13	8.2837	0.6372		
Parcelas	11	9.5509			
Húmus líquido	1	0.0218	0.0218	0.0397	0.8471
Interação	3	6.3541	2.1180	3.8480	0.0566
Tratamentos	7	8.9037	1.2720	2.3109	0.1317
Resíduo (b)	8	4.4034	0.5504		
Total	23	20.3302			

Médias relação entre MO final: inicial do solo

	Crotalária		Milheto		Mucuna		Pousio		Médias marginais	
Controle	0.74	Aa	1.24	Aa	1.26	Aa	1.97	Aa	1.31	a
Húmus líquido	1.43	Aa	0.71	Aa	2.37	Aa	0.47	Ab	1.25	a
Médias marginais	1.09	A	0.98	A	1.82	A	1.22	A		

Nitrogênio Extraível inorgânico NEI

Anova da relação entre NEI final: inicial do solo

<i>Tabela da ANOVA</i>					
F.V.	GL	SQ	QM	F	<i>p-valor</i>
Planta de cobertura	3	0.7199	0.2400	0.1494	0.9264
Blocos	2	0.3656	0.1828	0.1138	0.8943
Resíduo (a)	6	9.6387	1.6064		
Parcelas	11	10.7242			
Húmus líquido	1	0.9376	0.9376	1.8668	0.2208
Interação	3	0.9630	0.3210	0.6391	0.6170
Tratamentos	7	2.6206	0.3744	0.7454	0.6483
Resíduo (b)	6	3.0136	0.5023		
Total	21	15.6384			

Médias da relação entre NEI final : inicial do solo

	Crotalária		Milheto		Mucuna		Pousio		Médias marginais	
Controle	1.21	Aa	1.33	Aa	1.33	Aa	1.66	Aa	1.38	a
Húmus líquido	2.23	Aa	1.98	Aa	1.22	Aa	1.83	Aa	1.81	a
Médias marginais	1.72	A	1.66	A	1.28	A	1.75	A		

Amônio N-NH₄

Anova da relação entre N-NH₄ final : inicial do solo

<i>Tabela da ANOVA</i>					
F.V.	GL	SQ	QM	F	<i>p-valor</i>
Planta de cobertura	3	0.7023	0.2341	0.4291	0.7371
Blocos	2	1.1013	0.5507	1.0093	0.4023
Resíduo (a)	9	4.9102	0.5456		
Parcelas	11	6.8986			
Húmus líquido	1	0.0154	0.0154	0.0638	0.8091
Interação	3	1.9475	0.6492	2.6827	0.1403
Tratamentos	7	2.6653	0.3808	1.5734	0.2986
Resíduo (b)	6	1.4520	0.2420		
Total	21	10.3135			

Médias relação entre N-NH₄ final : inicial do solo

	Crotalária		Milheto		Mucuna		Pousio		Médias marginais	
Controle	1.67	Aa	2.81	Aa	1.92	Aa	2.20	Aa	2.15	a
Húmus líquido	2.27	Aa	1.73	Aa	1.88	Aa	2.49	Aa	2.09	a
Médias marginais	1.97	A	2.27	A	1.90	A	2.35	A		

Nitrato N-NO_3^-

Anova da relação entre N-NO_3^- final: inicial do solo

<i>Tabela da ANOVA</i>					
F.V.	GL	SQ	QM	F	<i>p-valor</i>
Planta de cobertura	3	0.2514	0.0838	0.1735	0.9105
Blocos	2	0.2094	0.1047	0.2167	0.8112
Resíduo (a)	6	2.8984	0.4831		
Parcelas	11	3.3591			
Húmus líquido	1	0.5012	0.5012	1.8550	0.2221
Interação	3	0.5926	0.1975	0.7311	0.5701
Tratamentos	7	1.3452	0.1922	0.7112	0.6694
Resíduo (b)	6	1.6212	0.2702		
Total	21	6.0741			

Médias relação entre N-NO_3^- final: inicial do solo

	Crotalária		Milheto		Mucuna		Pousio		Médias marginais	
Controle	0.89	Aa	0.84	Aa	1.02	Aa	1.10	Aa	0.96	a
Húmus líquido	1.67	Aa	1.33	Aa	0.92	Aa	1.19	Aa	1.28	a
Médias marginais	1.28	A	1.08	A	0.97	A	1.15	A		

Anexos

Anexo A: Variáveis climáticas durante o cultivo de plantas de alface pós uso de diferentes espécies de plantas de cobertura e pousio (novembro e dezembro de 2017 e janeiro de 2018). Fonte: Estação Meteorológica Automática instalada no Posto Meteorológico da Sede da Embrapa Clima Temperado - Latitude: 31° 42' S; Longitude: 52° 24' W; Altitude: 57 m.

 										
Boletim Climatológico Mensal										
Mês: Novembro - 2017										
Local: Embrapa Clima Temperado (Sede) - Pelotas - RS										
Coordenadas: latitude 31° 41' S, longitude 52° 26' O										
Altitude: 57 m										
Dia	Temperatura			Temperatura do solo a 5 cm (°C)	Chuva (mm)	Umidade Relativa (%)	Energia Solar (cal.cm ⁻² dia ⁻¹)	Velocidade do vento (km/h)		Direção do vento
	Média	Máxima	Mínima					Média	Máxima	
1	17,8	24,4	10,9	24,3**	0,0	63,5	675,4	4,6	25,7	NW
2	19,4	25,6	13,9	24,5**	0,0	77,5	614,9	11,8	43,5	NNE
3	21,7	28,1	16,1	25,1**	0,2	79,6	449,7	6,2	32,2	SW
4	18,6	23,0	14,8	22,2**	12,6	81,0	320,7	4,8	25,7	ESE
5	17,3	23,3	12,6	24,3**	0,0	75,4	639,1	5,1	24,1	ENE
6	18,0	24,5	11,4	24,8**	0,0	73,3	691,2	5,4	27,4	NE
7	19,0	24,7	12,7	24,4**	0,0	80,4	503,3	9,4	32,2	NE
8	19,7	22,2	17,4	21,4**	3,4	85,7	277,2	10,3	40,2	NNE
9	22,1	30,2	16,6	25,6**	0,0	80,9	590,8	4,5	24,1	N
				25,5**						
10	20,8	27,6	16,4		0,2	74,8	476,8	3,8	24,1	SSW
11	20,6	26,7	14,0	26,1**	0,0	60,0	716,7	14,2	61,2	SW
12	18,1	24,4	13,2	24,5**	0,0	69,3	567,1	13,9	46,7	SW
13	21,0	30,4	12,6	27,9**	0,0	64,5	713,1	5,0	24,1	SW
14	21,2	28,3	14,2	28,5**	0,0	75,5	689,1	6,4	27,4	SE
15	26,8	35,9	17,4	30,8**	0,0	59,7	695,7	8,1	37,0	WNW
16	18,5	29,6	14,7	19,6**	17,4	83,8	82,1	8,6	66,0	SW
17	18,7	24,4	14,7	22,7**	0,0	83,7	488,4	6,6	29,0	NE
18	19,7	25,6	13,3	24,7**	0,0	74,5	606,1	8,5	37,0	N
19	18,7	27,2	9,3	25,2**	0,0	52,5	728,7	6,2	37,0	WSW
20	19,1	24,8	13,8		0,0	75,9	654,7	8,3	25,7	ENE
				26,8**						
21	17,2	22,3	11,8	22,2**	0,8	84,6	259,9	6,8	33,8	S
22	15,4	22,9	7,9	24,6**	0,0	66,5	740,5	7,8	24,1	WSW
23	21,3	30,6	11,4	27,8**	0,0	53,0	725,2	7,2	27,4	NW
24	19,1	23,7	14,5	27,0**	0,0	65,3	588,3	7,4	33,8	SE
25	15,5	17,9	13,9	20,4**	5,4	84,3	157,0	4,3	17,7	ENE
26	18,2	24,4	14,0	21,9**	0,4	86,1	352,9	5,6	24,1	SW
27	22,6	31,2	16,1	27,4**	0,0	67,8	731,5	6,5	41,8	SSW
28	18,3	21,9	15,1	23,8**	0,0	74,3	310,0	7,5	25,7	ENE
29	19,0	24,1	13,9	26,1**	0,0	73,5	573,4	9,7	40,2	NE
30	19,7	24,3	16,4	24,4**	0,0	72,4	421,8	15,0	43,5	NE
Média	19,4	25,8	13,8	24,8		73,3	534,7	7,6	33,4	
Máxima	26,8	35,9	17,4	30,8	17,4	86,1	740,5	15,0	66,0	
Mínima	15,4	17,9	7,9	19,6		52,5	82,1	3,8	17,7	
Total					40,4					

** Dados provenientes da Estação Agrometeorológica de Pelotas

Boletim Climatológico Mensal

Mês: Dezembro - 2017

Local: Embrapa Clima Temperado (Sede) - Pelotas - RS

Coordenadas: latitude 31° 41' S, longitude 52° 26' O

Altitude: 57 m

Dia	Temperatura			Temperatura do solo a 5 cm (°C)	Chuva (mm)	Umidade Relativa (%)	Energia Solar (cal.cm ⁻² .dia ⁻¹)	Velocidade do vento (km/h)		Direção do vento
	Média	Máxima	Mínima					Média	Máxima	
1	20,3	23,8	18,3	24,4*	0,0	79,8	278,6	16,7	41,8	NE
2	21,2	25,0	18,6	23,8*	0,2	85,5	279,9	13,6	33,8	NE
3	22,2	25,8	19,7	24,3*	6,2	88,3	262,8	5,9	20,9	E
4	19,4	22,3	18,1	21,6*	3,6	90,6	239,5	13,0	41,8	E
5	20,1	23,4	17,2	23,6*	1,8	85,0	349,5	11,5	33,8	ENE
6	21,8	25,8	19,1	23,8	6,6	91,4	243,5	10,1	30,6	NE
7	23,6	30,3	20,5	26,0	0,0	85,1	581,3	6,9	33,8	E
8	22,6	29,7	18,1	28,6	0,0	80,7	706,0	4,5	29,0	E
9	24,3	35,2	17,4	29,4	4,0	69,3	690,8	6,5	64,4	N
10	24,6	33,6	17,9	26,0	0,2	65,1	595,1	9,5	41,8	WSW
11	19,5	24,8	15,2	25,5	0,0	70,0	661,8	9,3	33,8	SW
12	19,4	25,2	12,5	26,2	0,0	70,3	754,5	8,9	38,6	NE
13	24,7	33,3	17,9	29,0	0,0	71,2	628,5	8,9	29,0	N
14	26,3	31,7	20,8	28,0	0,0	66,3	358,8	9,8	54,7	WSW
15	25,5	33,7	18,2	31,0	0,0	64,6	732,9	6,8	27,4	NE
16	25,7	32,8	19,1	31,5	0,0	76,5	690,7	9,4	27,4	NNE
17	23,2	31,9	17,3	24,8	9,6	83,8	282,8	9,2	57,9	NNE
18	18,2	22,6	14,1	19,9	0,0	71,5	311,9	8,2	29,0	ENE
19	19,1	21,1	16,4	19,6	0,6	81,9	158,3	10,7	37,0	ENE
20	21,6	25,5	19,2	22,7	1,2	91,0	235,9	11,3	32,2	NE
21	24,9	30,6	21,5	29,2	0,0	83,9	611,6	8,1	27,4	NE
22	25,6	30,7	21,9	31,6	0,0	81,5	656,4	9,3	25,7	NE
23	22,6	25,2	20,8	24,3	11,0	94,0	145,1	4,1	30,6	NNE
24	20,5	23,4	16,8	22,2	1,0	79,1	413,9	11,7	35,4	E
25	19,3	25,9	11,0	24,8	0,0	71,6	758,9	6,4	29,0	NE
26	22,3	28,9	16,1	28,1	0,0	73,3	753,3	8,4	27,4	N
27	24,4	31,8	18,5	30,7	0,2	78,0	746,2	7,2	29,0	N
28	24,4	30,0	18,4	31,1	0,2	81,8	669,8	7,8	29,0	NE
29	24,9	29,4	22,1	30,6	0,0	83,5	505,2	9,9	33,8	NE
30	25,9	31,3	22,2	33,2	0,0	77,3	678,9	8,7	29,0	NNE
31	25,7	32,3	19,3	32,9	0,0	76,8	713,1	7,4	27,4	N
Média	22,7	28,3	18,2	26,7		79,0	506,3	9,0	34,3	
Máxima	26,3	35,2	22,2	33,2	11,0	94,0	758,9	16,7	64,4	
Mínima	18,2	21,1	11,0	19,6		64,6	145,1	4,1	20,9	
Total					46,4					

* Dados provenientes da Estação Agrometeorológica de Pelotas



Boletim Climatológico Mensal

Mês: Janeiro - 2018

Local: Embrapa Clima Temperado (Sede) - Pelotas - RS

Coordenadas: latitude 31° 41' S, longitude 52° 26' O

Altitude: 57 m

Dia	Temperatura			Temperatura do solo a 5 cm (°C)	Chuva (mm)	Umidade Relativa (%)	Energia Solar (cal.cm ⁻² .dia ⁻¹)	Velocidade do vento (km/h)		Direção do vento
	Média	Máxima	Mínima					Média	Máxima	
1	23,8	28,1	20,1	26,8	42,8	85,5	339,1	7,5	32,2	NE
2	21,7	25,6	18,9	24,2	60,0	93,0	296,1	5,5	24,1	SE
3	23,0	30,5	16,9	25,4	0,2	72,7	757,4	6,7	41,8	NNE
4	26,8	35,1	18,7	29,6	0,0	59,6	730,2	6,2	24,1	N
5	28,5	35,9	21,3	32,2	0,0	56,3	707,2	5,4	35,4	NNE
6	21,6	26,1	17,1	25,9	1,4	69,7	412,7	10,8	46,7	SW
7	20,0	26,3	13,8	27,4	0,0	66,8	739,4	5,7	33,8	SW
8	21,8	27,2	15,8	28,4	0,0	69,9	744,4	8,4	32,2	NE
9	23,3	27,7	18,4	28,6	0,0	74,4	709,3	12,5	43,5	NE
10	26,1	31,5	22,6	31,0	1,2	81,7	607,6	8,9	30,6	NNE
11	24,5	29,3	21,8	29,0	0,0	82,4	443,1	9,9	35,4	NNE
12	24,5	29,7	20,0	30,1	0,0	84,2	586,0	7,9	37,0	NE
13	25,0	30,1	20,8	31,2	0,0	82,8	632,7	8,7	30,6	N
14	25,0	29,3	21,9	28,4	1,0	87,8	334,8	6,5	29,0	NNE
15	24,4	28,8	21,1	25,8	12,4	86,5	385,2	7,7	32,2	WSW
16	23,4	27,8	19,6	25,4	0,2	83,0	496,0	7,4	30,6	ENE
17	22,9	26,7	20,0	24,1	2,6	91,4	256,7	6,5	25,7	NE
18	24,2	28,3	20,4	25,8	4,0	84,7	642,9	9,5	41,8	SSW
19	24,5	32,1	17,4	28,7	0,0	73,6	726,2	3,8	19,3	WSW
20	25,3	31,6	19,5	28,6	0,0	69,0	602,2	7,0	25,7	N
21	23,2	25,9	21,7	25,1	0,0	87,0	188,6	7,0	27,4	NNE
22	24,9	32,1	21,0	28,7	0,2	84,6	388,1	3,1	25,7	N
23	26,2	34,2	21,7	29,0	2,2	81,7	494,8	5,9	37,0	W
24	25,3	31,3	20,6	28,1	1,6	78,9	561,7	7,6	32,2	SE
25	22,0	26,9	17,0	27,7	0,0	72,7	574,2	9,2	30,6	E
26	21,5	26,8	15,8	27,1	0,0	71,5	667,5	9,1	37,0	NE
27	23,0	26,7	19,8	25,6	0,0	78,5	317,9	11,7	38,6	NNE
28	24,5	29,6	21,6	27,5	0,6	85,2	346,4	6,2	30,6	NNE
29	22,7	27,7	17,9	29,2	0,0	76,5	686,3	8,4	29,0	ESE
30	23,0	29,4	17,9	28,9	0,0	80,1	581,8	7,6	37,0	ESE
31	22,7	28,4	17,6	28,2	0,4	82,6	565,8	6,8	30,6	NE
Média	23,9	29,3	19,3	27,8		78,5	533,0	7,6	32,5	
Máxima	28,5	35,9	22,6	32,2	60,0	93,0	757,4	12,5	46,7	
Mínima	20,0	25,6	13,8	24,1		56,3	188,6	3,1	19,3	
Total					182,8					