

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA MARIA  
CENTRO DE CIÊNCIAS RURAIS  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA DO SOLO**

**COMPOSIÇÃO BIOQUÍMICA E DECOMPOSIÇÃO DA  
PARTE AÉREA E RAÍZES DE CULTURAS  
COMERCIAIS E PLANTAS DE COBERTURA DE  
SOLO**

**DISSERTAÇÃO DE MESTRADO**

**Marciel Redin**

**Santa Maria, RS, Brasil**

**2010**

# **Livros Grátis**

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

Milhares de livros grátis para download.

**COMPOSIÇÃO BIOQUÍMICA E DECOMPOSIÇÃO DA  
PARTE AÉREA E RAÍZES DE CULTURAS COMERCIAIS E  
PLANTAS DE COBERTURA DE SOLO**

**por**

**Marciel Redin**

Dissertação apresentada ao Curso de Mestrado do Programa de Pós-Graduação em Ciência do Solo, Área de Concentração em Biodinâmica e Manejo do Solo, da Universidade Federal de Santa Maria (UFSM, RS), como requisito parcial para obtenção do grau de  
**Mestre em Ciência do Solo.**

**Orientador: Prof. Sandro José Giacomini**

**Santa Maria, RS, Brasil**

**2010**

R317c

Redin, Marciel, 1980-

Composição bioquímica e decomposição da parte aérea e raízes de culturas comerciais e de plantas de cobertura do solo / por Marciel Redin. – Santa Maria, 2010.

141 f. ; il.

Dissertação (mestrado) – Universidade Federal de Santa Maria, Centro de Ciências Rurais, Programa de Pós-Graduação em Ciência do Solo, 2010.

“Orientador: Prof. Sandro José Giacomini”

1. Ciência do Solo 2. Resíduos culturais 3. Qualidade do resíduo 4. Mineralização 5. Carbono 6. Nitrogênio I. Giacomini, Sandro José II. Título

CDU: 631.41

Ficha catalográfica elaborada por  
Patrícia da Rosa Corrêa – CRB 10/1652  
Biblioteca Setorial do Centro de Ciências Rurais/UFSM

---

© 2010

Todos os direitos autorais reservados a Marciel Redin. A reprodução de partes ou do todo deste trabalho só poderá ser feita com autorização por escrito do autor. Endereço: Universidade Federal de Santa Maria, Centro de Ciências Rurais, Departamento de Solos, Av. Roraima, n. 1000, Cidade Universitária, Bairro Camobi, Santa Maria, RS, 97105-900. Fone/Fax (055) 3220 - 8108; End. Eletr: [marcielredin@gmail.com](mailto:marcielredin@gmail.com)

---

**Universidade Federal de Santa Maria  
Centro de Ciências Rurais  
Programa de Pós-Graduação em Ciência do Solo**

A Comissão Examinadora, abaixo assinada,  
aprova a Dissertação de Mestrado

**COMPOSIÇÃO BIOQUÍMICA E DECOMPOSIÇÃO DA PARTE AÉREA  
E RAÍZES DE CULTURAS COMERCIAIS E PLANTAS DE  
COBERTURA DE SOLO**

elaborada por  
**Marciel Redin**

como requisito parcial para obtenção do grau de  
**Mestre em Ciência do Solo**

**COMISSÃO EXAMINADORA:**

**Sandro José Giacomini, Dr.**  
(Presidente/Orientador)

**Celso Aita, Dr. (UFSM)**

**Cimélio Bayer, Dr. (UFRGS)**

Santa Maria, 26 de fevereiro de 2010.

*"Se consegui enxergar longe é por que  
estava apoiado sobre ombros de gigantes."*

*(Isaac Newton)*

## DEDICATÓRIA

*Dedico esta dissertação aos meus queridos pais e guias em minha vida, Henrique e Isaura Redin, aos meus irmãos do coração, Gilberto, Norberto e Mariel e a minha amada Bianca:*

*Não existem palavras que poderão expressar tudo o que vocês significam para mim, por isso, muito obrigado por fazerem parte da minha vida.*

## AGRADECIMENTOS

À Deus e a todos os santos a qual pedi proteção, saúde, motivação e sabedoria. Sem deus, para guiar meus passos e me dar forças, a minha vida seria uma mera passagem por este mundo, mas com ele, cada minuto “vale à pena”.

Ao povo brasileiro por fomentar a universidade pública e a concessão de bolsas de estudos através da CAPES, o que possibilitou a realização deste curso.

À Pró-Reitoria de Assuntos Estudantis (PRAE) e à Casa do Estudante Universitário (CEU II) pelo suporte, sem a qual eu não poderia ter chegado até aqui.

Ao professor Sandro José Giacomini, um agradecimento especial pela orientação, oportunidades, incentivos, ensinamentos, críticas, muita amizade e confiança depositada em mim desde minha acolhida e início às atividades no Laboratório de Microbiologia do Solo e do Ambiente no ano de 2006.

Ao professor Celso Aita, pela co-orientação, pelas sábias palavras, experiência, incentivos, idéias e sugestões durante o curso e pela grande amizade.

Ao professor Gustavo Bunetto, pela co-orientação, incentivo, novas idéias e sugestões.

À UFSM, ao PPGCS, ao Departamento de Solos e os seus professores, pelos ensinamentos e convívio diários.

Aos funcionários do Departamento de Solos e do PPGCS, Luiz Francisco Finamor, Roseni dos Santos (Rose), Carlos Gilberto de Vargas, Flávio Vieira da Silva e Tarcísio Durgante Uberti, pela ajuda nos momentos de dificuldade, pela amizade, bom humor e pelos momentos de descontração.

Aos bolsistas do Laboratório de Microbiologia do Solo e do Ambiente, Alex Skolaude, André Camargo Volpato, Douglas Adams Weiler, Leonardo Mendes Bastos, Luana Liberalesso de Freitas, Ricardo Elso Leão, entre outros, pelos momentos de trabalho, amizade, diversão e auxílio durante as etapas da realização deste trabalho.



Aos amigos e colegas do Laboratório de Microbiologia do Solo e do Ambiente, Brian Santos Trindade, Cassiano Ricardo Schmalz, Diego Antônio Giacomini, Elenise Rangel Nicoletti, Jackson Berticelli Cerini, Janquieli Schirmann, Juliano Olivo, Patrícia Victoria Vargas, Rafael Longhi, Rogério Gonzatto, entre outros, pelo companheirismo e amizade de sempre.

Aos colegas de laboratório e Pós-Graduandos, Alexandre Doneda, Andressa Ballem, Eduardo Lorensi da Silva, Fabiano Damasceno, Fernanda Stüker, Lineu Trindade Leal, Marta Eliane Doumer e Stefen Barbosa Pujol.

Aos colegas e amigos, Alexandre Doneda, André Carlos Cruz Copetti, Darines Britzke, Eduardo Lorensi da Silva, Elisandra Pocojeski, Gabriel de Franceschi dos Santos, Guilherme Karsten Schirmer, Pablo Miguel e Stefen Barbosa Pujol, pelo apoio, amizade, conversas agradáveis, risos, momentos de descontração e companheirismo em todas as horas.

A todos os demais colegas de Mestrado e Doutorado do PPGCS pela amizade, críticas, ajudas, sugestões de trabalho, discussões, grupo de estudos e companheirismo.

À banca examinadora deste trabalho, composta pelos professores Sandro José Giacomini, Celso Aita e Cimélio Bayer, pelas considerações e sugestões.

À Patrícia da Rosa Corrêa pelo auxílio com a normatização da dissertação.

Agradeço as demais pessoas que, mesmo não citadas, contribuíram de alguma forma para a realização deste trabalho.

Ao Genuir Luis Denega, Ívens Matazo Silva, Rafael Wilhelm e Stefen Barbosa Pujol, pela honra de ter dividido a moradia, conhecimentos, medos e anseios.

Aos colegas da 70ª turma de Agronomia da UFSM, pela amizade consolidada e convívio em todo esse tempo.

Aos meus pais Henrique e Isaura e aos meus irmãos Gilberto, Norberto e Mariel, pelo apoio incondicional que sempre me foi dado e principalmente pela confiança depositada em mim para que chegasse até onde eles não tiveram a oportunidade de chegar.

A Denise Cargnelutti, na etapa inicial, pelo carinho, compreensão e principalmente incentivo nas horas mais difíceis.

À minha namorada Bianca Sacilotto Passamani, pelo amor, carinho, companheirismo, incentivo, momentos de descontração e pelo seu apoio emocional.

Enfim, agradeço a todos que tiveram ao meu lado durante essa longa caminhada, me incentivando e dando forças, pois, se consegui chegar aqui, com certeza foi com a ajuda de todos vocês, a quem eu também dedico este trabalho.

*A todos que contribuíram de alguma forma para que eu chegasse até aqui...*

*... muito obrigado de coração!*

*"A mente que se abre a uma nova idéia jamais voltará ao seu tamanho original."*

*(Albert Einstein)*

*"O que sabemos é uma gota; o que ignoramos é um oceano."*

*(Isaac Newton)*

*"O ignorante afirma, o sábio duvida, o sensato reflete."*

*(Albert Einstein)*

*"Escolha um trabalho que tu ames, e não terás que trabalhar um único dia em tua  
vida."*

*(Confúcio)*

## RESUMO

Dissertação de Mestrado  
Programa de Pós-Graduação em Ciência do Solo  
Universidade Federal de Santa Maria

### COMPOSIÇÃO BIOQUÍMICA E DECOMPOSIÇÃO DA PARTE AÉREA E RAÍZES DE CULTURAS COMERCIAIS E PLANTAS DE COBERTURA DE SOLO

AUTOR: MARCIEL REDIN  
ORIENTADOR: SANDRO JOSÉ GIACOMINI  
Local e Data da Defesa: Santa Maria, 26 de fevereiro de 2010.

Os resíduos vegetais (RV) compostos pela parte aérea e raízes das plantas constituem a principal fonte de C para os solos agrícolas. Durante a decomposição desses RV no solo, parte do C é evoluído como CO<sub>2</sub> e nutrientes são mineralizados, com destaque para o N. Dentre os fatores que afetam a decomposição dos RV, a composição bioquímica exerce grande importância. Os objetivos do presente trabalho foram os seguintes: a) avaliar a produção de matéria seca (MS) e a composição bioquímica dos RV da parte aérea e de raízes de culturas comerciais e de plantas de cobertura de solo de verão; e b) avaliar a influência da composição bioquímica sobre as biotransformações do C e do N, quando os RV são mantidos na superfície (parte aérea) ou incorporados ao solo (raízes). Foram realizados dois estudos, sendo que no primeiro quantificou-se a MS e a composição bioquímica dos RV da parte aérea (folhas e talos) e de raízes e no segundo estudo, avaliou-se em condições de laboratório por 120 dias, a mineralização do C e do N e os resultados obtidos foram correlacionados com a composição bioquímica dos RV estudados. A produção de MS de raízes variou de 0,54 a 2,86 Mg ha<sup>-1</sup> nas culturas comerciais e de 0,56 a 1,66 Mg ha<sup>-1</sup> nas plantas de cobertura de solo. O arroz e o milho foram as espécies que apresentaram as maiores produções de MS da parte aérea e de raízes entre as culturas comerciais e as plantas de cobertura, respectivamente. A maior parte da MS de raízes foi encontrada na camada superficial do solo (0-10 cm) e próximo à linha de semeadura. A relação raiz/parte aérea média das plantas de cobertura foi inferior aquela das culturas comerciais (0,10 vs 0,17). Os RV apresentam ampla variação na sua composição bioquímica. O teor de N na MS dos RV variou de 2,8 g kg<sup>-1</sup> (talos girassol) a 46,3 g kg<sup>-1</sup> (folhas mucuna). A fração solúvel de Van Soest variou de 108 g kg<sup>-1</sup> (talos de soja) a 774 g kg<sup>-1</sup> MS (folhas de feijão). Enquanto que os valores de celulose na MS variaram de 138 g kg<sup>-1</sup> (folhas feijão) a 612 g kg<sup>-1</sup> (talos girassol) os de lignina variaram de apenas 38 g kg<sup>-1</sup> nas folhas de crotalaria juncea a 197 g kg<sup>-1</sup> nas raízes de soja. Os maiores teores de polifenóis foram encontradas nos RV da parte aérea (14,1 g kg<sup>-1</sup> MS) e raízes (22,2 g kg<sup>-1</sup> MS) da mucuna cinza. Os RV com teores de N inferior a 15 g kg<sup>-1</sup> (C/N > 29) provocam imobilização líquida de N no solo. Todas as raízes das culturas comerciais avaliadas causaram imobilização de N no solo, sendo que a predominância de mineralização líquida de N somente foi observada com as raízes das plantas de cobertura leguminosas. De maneira geral, a mineralização do C dos RV decresceu na seguinte ordem: folha>talo+folha>talo. Entre os RV das culturas comerciais, aqueles do milho (folha + talo) foram os que apresentaram menor quantidade de C mineralizado (39%). A mineralização do C das raízes apresenta valores semelhantes àqueles observados para os RV da parte aérea. A mineralização do N no solo foi significativamente correlacionada com os teores de N total na MS e na fração solúvel de Van Soest dos RV da parte aérea e raízes ( $P < 0.01$  e  $r^2$  variando de 0,90 a 0,98). Os valores de correlação entre a composição bioquímica dos RV e a mineralização do C foram menores do que aqueles observados para a mineralização do N, porém observou-se maior número de correlações significativas, com destaque para a relação C/N, polifenóis e FDN de Van Soest.

Palavras-chave: resíduos culturais; qualidade do resíduo; mineralização; carbono; nitrogênio

## ABSTRACT

Master Dissertation  
Graduate Program in Soil Science  
Federal University of Santa Maria

### BIOCHEMICAL COMPOSITION AND DECOMPOSITION OF SHOOT AND ROOTS FROM COMMERCIAL CROPS AND COVER SOIL PLANTS

AUTHOR: MARCIEL REDIN

ADVISER: SANDRO JOSÉ GIACOMINI

Date and Place of Defense: Santa Maria, February 26, 2010.

Crop residues (CR) composed by shoots and roots of plants are the main source of C for the agricultural soils. During the decomposition of these CR in the soil, part of C is evolved as CO<sub>2</sub> and nutrients are mineralized, with emphasis on the N. Among the factors that affect decomposition of CR, the biochemical composition has great importance. The objectives of this study were: a) evaluate the dry matter production and biochemical composition of CR of shoot and roots from commercial and summer cover crops; and b) evaluate the influence of biochemical composition of the transformations of C and N, when CR are kept on the surface (shoot), or incorporated to soil (roots). It was realized two studies, in the first one, it was quantified the DM and biochemical composition of CR from shoot (leaves and stalks) and roots. In the second study, it was evaluated under laboratory conditions for 120 days, the mineralization of C and N and the results were correlated with the biochemical composition of the CR studied. The DM yield of roots varied from 0.54 to 2.86 Mg ha<sup>-1</sup> in commercial crops and from 0.56 to 1.66 Mg ha<sup>-1</sup> in cover crops. Rice and millet were the species that had the highest DM production of shoots and roots between the commercial and cover crops, respectively. Most of the DM of roots was found in the topsoil (0-10cm) and near the sowing row. The relation root/shoot average of cover crops was less than commercial crops (0.10 vs. 0.17). The CR show wide variation in their biochemical composition. The N content in the DM of CR ranged from 2.8 g kg<sup>-1</sup> (sunflower stalks) to 46.3 g kg<sup>-1</sup> (velvet leaves). The soluble fraction of Van Soest ranged from 108 g kg<sup>-1</sup> (soybean stalks) to 774 g kg<sup>-1</sup> DM (bean leaves). While the values of cellulose in DM ranged from 138 g kg<sup>-1</sup> (bean leaves) to 612 g kg<sup>-1</sup> (sunflower stalks), those of lignin ranged only from 38 g kg<sup>-1</sup> in the leaves of *Crotalaria juncea* to 197 g kg<sup>-1</sup> in roots of soybean. The highest levels of polyphenols were found in the CR from shoot (14.1 g kg<sup>-1</sup> DM) and roots (22.2 g kg<sup>-1</sup> DM) of velvet beans. The CR with N content less than 15 g kg<sup>-1</sup> (C/N > 29) cause net immobilization of N in the soil. All the roots of valued commercial crops caused immobilization of N in the soil, and the predominance of net mineralization of N was observed only with the roots of cover crops legume. In general, the mineralization of C from CR decreased in the following order: leaf>stalk+leaf>stalk. Among the CR from commercial crops, those of maize (leaf+stalk) were which presented least amount of C mineralized (39%). The mineralization of C from roots presents values similar to those observed for CR from shoot. The mineralization of N in the soil was significantly correlated with the total content of N in the DM and in the Van Soest soluble fraction of shoot and roots ( $P < 0.01$  and  $r^2$  ranging from 0.90 to 0.98). The values of correlation between biochemical composition of CR and C mineralization were lower than those observed for N mineralization, but there was a greater number of significant correlations, especially for ratio C/N, polyphenols and NDF from Van Soest.

Keywords: crop residues; quality residue; mineralisation; carbon; nitrogen

## LISTA DE FIGURAS

FIGURA 2.1 – Método utilizado para coleta do sistema radicular das culturas (a e b). Esquema representativo de amostragem horizontal e vertical do solo para coleta e quantificação das raízes (milho) (b) .....	33
FIGURA 2.2 – Separação do sistema radicular do solo (a) e uniformização da secagem (b) .....	35
FIGURA 2.3 – Produção de matéria seca da parte aérea pelas culturas comerciais nos dois estádios fenológicos. Médias seguidas das mesmas letras maiúsculas no florescimento, e minúsculas na colheita não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% .....	39
FIGURA 2.4 – Produção de matéria seca da parte aérea pelas plantas de cobertura de solo .....	41
FIGURA 2.5 – Distribuição vertical no solo da fitomassa radicular nas camadas de 0-10 cm e 0-40 cm das culturas comerciais amostradas até 40 cm (a), comerciais e plantas de cobertura de solo até 20 cm (b) e próximo a linha e distante da linha na camada 0-10 cm para culturas comerciais (c) e plantas de cobertura de solo (d) .....	47
FIGURA 2.6 – Composição bioquímica dos resíduos vegetais obtidos do fracionamento de Van Soest mais polifenóis das culturas comerciais e plantas de cobertura de solo. Valores representam a média de duas repetições .....	50
FIGURA 2.7 – Concentração de carbono total nos tecidos e sua proporção nas frações obtidas do fracionamento de Van Soest dos resíduos das culturas comerciais e plantas de cobertura de solo. Valores representam a média de duas repetições .....	52
FIGURA 2.8 – Concentração de nitrogênio total nos tecidos e sua proporção nas frações obtidas do fracionamento de Van Soest dos resíduos das culturas comerciais e plantas de cobertura de solo. Valores representam a média de duas repetições .....	53
FIGURA 2.9 – Concentração de carbono (Csa) (a), N-total (Nsa) (b), N mineral (NMs) (c) da fração solúvel em água no tecido vegetal moído fino e picado das culturas comerciais e plantas de cobertura de solo .....	55
FIGURA 2.10 – Principais relações dos resíduos vegetais das culturas comerciais e plantas de cobertura de solo. Valores representam a média de duas repetições .....	59
FIGURA 3.1 – Vista parcial de cada tratamento com a utilização de feijão (a), soja (b), milho (c), girassol (d), crotalária juncea (e), feijão de porco (f), mucuna cinza (g) e milheto (h). Da	

esquerda para a direita estão os tratamentos solo (S) + folha, S + talo, S + folha + talo e S + raiz .....	67
FIGURA 3.2 – Vista dos frascos de vidro utilizados na avaliação da dinâmica do N (a) da mineralização do C (b) e dos frascos acondicionados dentro da incubadora (c) .....	68
FIGURA 3.3 – Mineralização do N no solo durante a decomposição de folhas (triângulos), talos (círculos) e folhas + talos (estrela) das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Linha contínua feijão e C. juncea; pontilhado soja e F. porco; traço curto milho e M. cinza; traço ponto girassol e milheto. Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%) .....	75
FIGURA 3.4 – Mineralização do N no solo durante a decomposição de folhas das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%) .....	76
FIGURA 3.5 – Mineralização do N no solo durante a decomposição de talos das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%) .....	77
FIGURA 3.6 – Mineralização do N no solo durante a decomposição de folha + talo das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%) .....	79
FIGURA 3.7 – Mineralização do N no solo durante a decomposição de raízes das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%) .....	81
FIGURA 3.8 – Relação entre teor de nitrogênio nos resíduos vegetais e N mineralizado no solo após a adição de resíduos da parte aérea (folhas, talos e mistura de folhas + talos) e do sistema radicular (raízes) aos 14 (a), 35 (b), 63 (c) e 120 (d) dias de incubação de culturas comerciais e plantas de cobertura de solo .....	83
FIGURA 3.9 – Velocidade de mineralização do carbono dos resíduos de milho com e sem adição de N no solo. Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%) .....	85

FIGURA 3.10 – Quantidades acumuladas de C mineralizado do solo e dos resíduos de milho com e sem adição de N no solo. Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%) .....	87
FIGURA 3.11 – Carbono mineralizado de resíduos de milho com e sem adição de N no solo. Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%) .....	88
FIGURA 3.12 – Velocidade de mineralização do carbono de folhas (a), talos (b), folhas + talos (c) das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%) .....	90
FIGURA 3.13 – Quantidades acumuladas de C mineralizado do solo e das folhas (a), talos (b) e folha + talo (c) das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%). PC = plantas cobertura; CM = culturas comerciais .....	92
FIGURA 3.14 – Carbono mineralizado de folhas (triângulos), talos (círculos) e folhas + talos (estrela) das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Linha contínua feijão e C. juncea; pontilhado soja e F. porco; traço curto milho e M. cinza; traço ponto girassol e milheto. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%) .....	94
FIGURA 3.15 – Carbono mineralizado de folhas das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%) .....	95
FIGURA 3.16 – Carbono mineralizado de talos das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%) .....	97
FIGURA 3.17 – Carbono mineralizado de folhas + talos (mistura) das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%) .....	99



FIGURA 3.18 – Velocidade de mineralização do carbono de raízes das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%) .....	100
FIGURA 3.19 – Quantidades acumuladas de C mineralizado do solo e de raízes das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%). PC = plantas cobertura; CM = culturas comerciais .....	102
FIGURA 3.20 – Carbono mineralizado de raízes das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%) .....	103

## LISTA DE TABELAS

TABELA 2.1 – Caracterização química dos solos da área experimental onde as culturas foram implantadas .....	31
TABELA 2.2 – Lista das culturas comerciais e de plantas de cobertura de solo e informações sobre a semeadura das espécies utilizadas no experimento .....	32
TABELA 2.3 – Lista das culturas comerciais e plantas de cobertura de solo avaliadas e informações sobre a coleta das raízes .....	34
TABELA 2.4 – Matéria seca da parte aérea e de raízes no florescimento das culturas comerciais e plantas de cobertura de solo .....	43
TABELA 2.5 – Proporção de folhas, talos e raízes na matéria seca total produzida pelas culturas comerciais e plantas de cobertura de solo .....	46
TABELA 2.6 – Coeficientes de correlação de Pearson ( $r$ ) entre parâmetros de qualidade dos resíduos ( $\text{g kg}^{-1}$ ) .....	57
TABELA 3.1 – Caracterização química do solo (0-10 cm) utilizado nas incubações .....	65
TABELA 3.2 – Tratamentos compostos com resíduos vegetais das culturas comerciais e das plantas de cobertura de solo .....	66
TABELA 3.3 – Composição química e quantidades adicionadas ao solo de matéria seca (MS), carbono (C), nitrogênio (N), carbono (Csa) e N-total (Nsa) da fração solúvel em água com os resíduos vegetais das culturas comerciais utilizados na incubação .....	69
TABELA 3.4 – Composição química e quantidades adicionadas ao solo de matéria seca (MS), carbono (C), nitrogênio (N), carbono (Csa) e N-total (Nsa) da fração solúvel em água com os resíduos vegetais das plantas de cobertura de solo utilizados na incubação .....	70
TABELA 3.5 – Coeficientes de correlação de Pearson ( $r$ ) entre os parâmetros de qualidade ( $\text{g kg}^{-1}$ ) dos resíduos em superfície do solo (folhas, talos e folhas + talos) e carbono ou nitrogênio mineralizado (% do C adicionado ou $\text{mg N kg}^{-1}$ de solo) nos diferentes estágios da incubação ( $n = 24$ ) .....	109
TABELA 3.6 – Coeficientes de correlação de Pearson ( $r$ ) entre os parâmetros de qualidade ( $\text{g kg}^{-1}$ ) dos resíduos de raízes e carbono ou nitrogênio mineralizado (% do C adicionado ou $\text{mg N kg}^{-1}$ de solo) nos diferentes estágios durante a incubação ( $n = 8$ ) .....	112

## LISTA DE ANEXOS

ANEXO A – Composição bioquímica dos resíduos da parte aérea e raízes das culturas comerciais .....	126
ANEXO B – Composição bioquímica dos resíduos da parte aérea e raízes das plantas de cobertura de solo.....	127
ANEXO C – Teor de carbono total nos tecidos proporcionalmente as frações obtidas do fracionamento de Van Soest nos resíduos da parte aérea e raízes das culturas comerciais ..	128
ANEXO D – Teor de carbono total nos tecidos proporcionalmente as frações obtidas do fracionamento de Van Soest nos resíduos da parte aérea e raízes das plantas de cobertura de solo .....	129
ANEXO E – Teor de nitrogênio total proporcionalmente as frações obtidas do fracionamento de Van Soest nos resíduos da parte aérea e raízes das culturas comerciais .....	130
ANEXO F – Teor de nitrogênio total proporcionalmente as frações obtidas do fracionamento de Van Soest nos resíduos da parte aérea e raízes das plantas de cobertura de solo .....	131
ANEXO G – Teor de carbono total nos tecidos e na MS das frações obtidas do fracionamento de Van Soest nos resíduos da parte aérea e raízes das culturas comerciais .....	132
ANEXO H – Teor de carbono total nos tecidos e na MS das frações obtidas do fracionamento de Van Soest nos resíduos da parte aérea e raízes das plantas de cobertura de solo .....	133
ANEXO I – Teor de nitrogênio total nos tecidos e na MS das frações obtidas do fracionamento de Van Soest nos resíduos da parte aérea e raízes das culturas comerciais ..	134
ANEXO J – Teor de nitrogênio total nos tecidos e na MS das frações obtidas do fracionamento de Van Soest nos resíduos da parte aérea e raízes das plantas de cobertura .	135
ANEXO K – Concentração de carbono (Csa), N-total (Nsa), N mineral (NMsa) da fração solúvel em água nos resíduos da parte aérea e raízes finamente moídos e picado das culturas comerciais .....	136
ANEXO L – Concentração de carbono (Csa), N-total (Nsa), N mineral (NMsa) da fração solúvel em água nos resíduos da parte aérea e raízes finamente moído e picado das plantas de cobertura de solo .....	137
ANEXO M – Relação C/N total, das frações da digestão química, fração solúvel em água e polifenóis dos resíduos das culturas comerciais .....	138
ANEXO N – Relação C/N total, das frações da digestão química, fração solúvel em água e polifenóis dos resíduos das plantas de cobertura de solo .....	140

## RELAÇÃO DE ABREVIATURAS E SIGLAS

C	carbono
Ca	cálcio
CEL	celulose
CHNS	carbono, hidrogênio, nitrogênio e enxofre
cm	centímetro (s)
C/N	relação C/N
CO <sub>2</sub>	dióxido de carbono
Csa	carbono solúvel em água
CTC	capacidade de troca de cátions a pH 7,0
C°	grau (s) Celsius
FDA	fibra detergente ácida
FDN	fibra detergente neutra
FSA	fração solúvel em água
FSVS	fração solúvel de Van Soest
g	grama (s)
g kg <sup>-1</sup>	grama (s) por quilo
g L <sup>-1</sup>	grama (s) por litro
g planta <sup>-1</sup>	grama (s) por planta
H	hidrogênio
ha	hectare (s)
HEM	hemicelulose
HOL	holocelulose
K	potássio
kg	quilograma (s)
kg ha <sup>-1</sup>	quilograma (s) por hectare
L	litro (s)
LIG	lignina
M	molaridade
m	metro (s)
Mg	magnésio
mg	miligrama (s)
mg C g <sup>-1</sup>	miligrama (s) de carbono por grama
mg dm <sup>-3</sup>	miligrama (s) por decímetro cúbico
mg g <sup>-1</sup>	miligrama (s) por grama
Mg ha <sup>-1</sup>	megagrama (s) por hectare
mg kg <sup>-1</sup>	miligrama (s) por quilo
mg mol <sub>c</sub> dm <sup>-3</sup>	miligrama (s) mol carga por decímetro cúbico
mg N g <sup>-1</sup>	miligrama (s) de nitrogênio por grama
mg N kg <sup>-1</sup>	miligrama (s) de nitrogênio por quilo
mL	mililitro (s)

MOS	matéria orgânica do solo
MS	matéria seca
N	nitrogênio
nm	nanômetro
NMsa	nitrogênio mineral solúvel em água
Nsa	nitrogênio total solúvel em água
P	fósforo
PC	planta (s) coletada (s)
pH	potencial hidrogeniônico em água
PML	planta (s) por metro linear
POL	polifenóis solúveis totais
SMP	solução tampão SMP (Shoemaker, MacClean e Pratt)
V	saturação por bases
Vmc	velocidade de mineralização do carbono
%	percentagem
Ø	diâmetro
Δ	delta

## SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO GERAL</b> .....	23
<b>1.1 Hipóteses</b> .....	25
<b>1.2 Objetivo geral</b> .....	26
<b>1.3 Objetivos específicos</b> .....	26
<b>2 ESTUDO I – CULTURAS COMERCIAIS E PLANTAS DE COBERTURA DE SOLO: PRODUÇÃO DE MATÉRIA SECA E COMPOSIÇÃO BIOQUÍMICA DA PARTE AÉREA E RAÍZES</b> .....	27
<b>2.1 Resumo</b> .....	27
<b>2.2 Introdução</b> .....	28
<b>2.3 Material e Métodos</b> .....	31
2.3.1 Culturas a campo .....	31
2.3.1.1 Semeadura e cultivo das espécies .....	31
2.3.1.2 Coleta dos resíduos vegetais .....	33
2.3.2 Análises laboratoriais .....	35
2.3.2.1 Análises bioquímicas .....	36
2.3.2.1.1 C e N totais .....	36
2.3.2.1.2 C e N solúvel em água .....	36
2.3.2.1.3 Fracionamento de Van Soest .....	37
2.3.2.1.4 Polifenóis solúveis totais .....	37
2.3.3 Análise dos resultados .....	38
<b>2.4 Resultados e Discussão</b> .....	38
2.4.1 Produção de MS da parte aérea e de raízes das culturas comerciais e plantas de cobertura .....	38
2.4.2 Composição bioquímica .....	48
2.4.3 Fração solúvel em água .....	53
2.4.4 Correlações de Pearson ( <i>r</i> ) entre os parâmetros de qualidade dos resíduos vegetais .....	56

2.4.5 Relações dos resíduos vegetais .....	59
<b>2.5 Conclusões .....</b>	<b>60</b>
<b>3 ESTUDO II – DINÂMICA DO CARBONO E DO NITROGÊNIO DURANTE A DECOMPOSIÇÃO DE RESÍDUOS VEGETAIS NO SOLO: O PAPEL DOS COMPONENTES BIOQUÍMICOS .....</b>	<b>61</b>
<b>3.1 Resumo .....</b>	<b>61</b>
<b>3.2 Introdução .....</b>	<b>62</b>
<b>3.3 Material e Métodos .....</b>	<b>65</b>
3.3.1 Solo .....	65
3.3.2 Preparo dos resíduos vegetais .....	65
3.3.3 Tratamentos .....	65
3.3.4 Incubações .....	67
3.3.5 Avaliações .....	71
3.3.5.1 Mineralização do N .....	71
3.3.5.2 Mineralização do C .....	71
3.3.5.3 Cálculos da mineralização aparente do C e N .....	72
3.3.5.4 Cálculos das correlações de Pearson ( <i>r</i> ) .....	73
3.3.6 Análise dos resultados .....	73
<b>3.4 Resultados e Discussão .....</b>	<b>73</b>
3.4.1 Mineralização do N .....	74
3.4.1.1 Resíduos vegetais da parte aérea das culturas comerciais e plantas de cobertura de solo .....	74
3.4.1.2 Raízes de culturas comerciais e plantas de cobertura de solo .....	80
3.4.1.3 Relação C/N de equilíbrio .....	82
3.4.2 Mineralização do C .....	84
3.4.2.1 Efeito do N na decomposição de resíduos de milho .....	84
3.4.2.1.1 Velocidade de mineralização do C .....	84
3.4.2.1.2 Mineralização acumulada do C .....	86

3.4.2.2 Resíduos vegetais da parte aérea das culturas comerciais e plantas de cobertura de solo .....	89
3.4.2.2.1 Velocidade de mineralização do C .....	89
3.4.2.2.2 Mineralização acumulada do C .....	91
3.4.2.3 Raízes de culturas comerciais e plantas de cobertura de solo .....	99
3.4.2.3.1 Velocidade de mineralização do C .....	99
3.4.2.3.2 Mineralização acumulada do C .....	101
3.4.3 Relação entre componentes bioquímicos dos resíduos vegetais e sua mineralização do C e do N no solo .....	104
<b>3.5 Conclusões .....</b>	<b>115</b>
<b>4 CONSIDERAÇÕES FINAIS .....</b>	<b>117</b>
<b>5 PERSPECTIVAS FUTURAS .....</b>	<b>118</b>
<b>6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....</b>	<b>119</b>
<b>7 ANEXOS .....</b>	<b>126</b>



# 1 INTRODUÇÃO GERAL

Os resíduos vegetais, compostos pela parte aérea e sistema radicular de culturas destinadas à produção de grãos e de plantas de cobertura de solo, exercem papel fundamental na proteção do solo contra agentes erosivos, ciclagem de nutrientes e adição de carbono (C) ao solo. Com a grande expansão do plantio direto nos últimos anos na Região Sul do Brasil, é cada vez mais comum o uso de plantas de cobertura de solo antecedendo o cultivo de inúmeras culturas comerciais e, conseqüentemente, quantidades e qualidades muito diferenciadas de resíduos vegetais (parte aérea e raízes) são adicionados continuamente ao solo.

Relativamente à parte aérea das plantas, pouco se conhece sobre a contribuição das raízes para a adição de C e outros nutrientes ao solo, pois geralmente não são consideradas em trabalhos nas diversas áreas de pesquisa conduzidas no Brasil. Embora seja indiscutível a importância das raízes para as plantas, pouco se sabe sobre a produção de fitomassa radicular e muito menos sobre a composição bioquímica desse órgão. Além disso, a possível presença de componentes recalcitrantes proporciona maior persistência ao processo de biodegradação e ciclagem de nutrientes, pelo fato dos elementos e da alocação do C e N nos tecidos estar em compartimentos de difícil acesso aos mediadores da decomposição.

O processo de decomposição de resíduos vegetais no solo é complexo e controlado principalmente por microrganismos, cuja atividade depende de diversos fatores bióticos e, principalmente, abióticos como temperatura e umidade. A decomposição nos ecossistemas terrestres é afetada pela ação interativa de diversos fatores como as características físico-químicas do solo; tamanho dos resíduos e sua localização no solo; atividade e biodiversidade de organismos decompositores e características bioquímicas dos materiais orgânicos.

Dentre os fatores que controlam a decomposição dos resíduos de plantas, a composição bioquímica denominada genericamente de “qualidade” é particularmente importante. A quantidade de C presente nos tecidos é pouco variável entre espécies e órgãos mesmo de diferentes plantas pelo fato de estar presente nas macromoléculas e estruturas básicas que compõem os tecidos das plantas. No entanto, outros elementos e componentes estruturais e bioquímicos são bastante variáveis, como os compostos solúveis em água, fração solúvel de Van Soest, celulose, hemicelulose, lignina e polifenóis. Os compostos solúveis em água representados principalmente por C e N solúveis exercem grande influência, principalmente na fase inicial da decomposição de resíduos vegetais. De forma semelhante, a

fração solúvel, composta de componentes orgânicos, determinada através do fracionamento centesimal de Van Soest exerce importante influência na mineralização dos resíduos, porém também em estágios mais avançados da decomposição. Entre os componentes estruturais ligninocelulosicos das paredes celulares, a celulose é presente em maior quantidade nos tecidos, e devido à sua composição estrutural (polissacarídeo) é facilmente decomposta pelos microrganismos do solo. A hemicelulose é composta de polissacarídeos flexíveis que se ligam à superfície da celulose e outras substâncias como as fibrilas hemicelulose na parede celular primária, o que confere maior resistência desse componente à decomposição. Entre os metabólitos secundários das plantas compostos por anéis aromáticos (fenóis), a lignina e os polifenóis são os principais representantes. A lignina, apesar de presente em menor quantidade entre os componentes ligninocelulosicos, em função da sua complexidade estrutural, apresenta elevada recalcitrância no solo. Os polifenóis podem afetar muitos processos no solo, como a nitrificação, ciclagem de nutrientes e decomposição, além de afetar diretamente a composição e atividade das comunidades decompositoras.

A influência da composição bioquímica dos resíduos vegetais sobre a decomposição tem sido objeto de diversos estudos, principalmente em condições de clima temperado. Os resultados indicam que a velocidade de decomposição e de liberação de N de resíduos vegetais é inversamente proporcional à concentração de celulose e às relações C/N e lignina/N e diretamente às concentrações de N total e de N solúvel em água do tecido vegetal das plantas. Nesses trabalhos, característica bastante comum é a incorporação dos resíduos vegetais ao solo e, em condições de laboratório, os resíduos são finamente moídos e distribuídos no solo. Considerando que no Brasil o sistema plantio direto está amplamente difundido e que nesse sistema os resíduos vegetais das diferentes culturas comerciais e das plantas de cobertura de solo permanecem na superfície do solo é necessário a realização de estudos com o objetivo de avançar no conhecimento sobre a influência da composição bioquímica desses resíduos na sua decomposição na superfície do solo.

A adição de resíduos vegetais ao solo aumenta a disponibilidade de nutrientes aos microrganismos do solo, influenciando a velocidade e taxas de mineralização do C e N dos resíduos e, conseqüentemente, pode afetar as emissões de CO<sub>2</sub>. Alguns trabalhos demonstram que a emissão de CO<sub>2</sub> não é apenas dependente das condições climáticas e das características do solo e seu manejo, mas também da quantidade, do tipo e da composição bioquímica dos resíduos vegetais adicionados ao solo. A relação entre a composição bioquímica dos resíduos vegetais com a emissão de CO<sub>2</sub> é ainda pouco conhecida, principalmente através das raízes e dos resíduos vegetais, quando mantidos na superfície do solo. Um melhor entendimento do

processo de mineralização do C desses resíduos vegetais pode auxiliar na tomada de decisões quanto à escolha de sistemas de cultura que promovam a adição de C ao solo com um maior tempo de residência e assim potencializar o aumento do estoque de C no solo e conseqüentemente contribuir para o seqüestro C.

A dinâmica de decomposição de raízes no solo ainda é um aspecto pouco avaliado, relativamente aos resíduos vegetais provenientes da parte aérea das culturas. As raízes geralmente apresentam velocidade de decomposição inferior àquela observada em resíduos da parte aérea, devido, principalmente, às diferenças na composição bioquímica dos materiais. Todavia, tais resultados são obtidos quando ambos os resíduos vegetais foram incorporados ao solo. Considerando o fato das raízes permanecerem no interior do solo e a parte aérea na superfície, é possível formular a hipótese de que a dinâmica de decomposição desses dois materiais orgânicos seja distinta. Assim, é preciso avaliar a mineralização do C e do N no solo durante a decomposição do sistema radicular, tanto das culturas comerciais como daquelas destinadas à cobertura de solo.

Em síntese, o presente trabalho de pesquisa fundamenta-se na necessidade de aprofundar os conhecimentos em dois aspectos principais que são ainda carentes em resultados, principalmente em condições tropicais e subtropicais: a) caracterização bioquímica dos resíduos vegetais (parte aérea e raízes) de diferentes espécies, tanto de culturas comerciais como para cobertura de solo, e b) relação dessa composição bioquímica com as biotransformações do C e do N no solo, quando os resíduos vegetais são mantidos na superfície do solo (parte aérea) ou incorporados ao solo (raízes).

Assim, dentro desse contexto, foram conduzidos experimentos em condições de campo e de laboratório que deram origem a presente dissertação, a qual foi organizada em dois estudos.

## **1.1 Hipóteses**

Resíduos vegetais compostos pela parte aérea e raízes das culturas comerciais e de plantas de cobertura de solo apresentam produção de matéria seca e composição bioquímica distintas.

Diferentes partes das plantas apresentam dinâmica de decomposição diferenciada em relação às peculiaridades de suas características bioquímicas.

A relação C/N, embora seja um indicador robusto da biodegradação de resíduos vegetais, não abrange a grande diversidade de resíduos vegetais adicionados ao solo, sendo

necessário o conhecimento de outros componentes estruturais e bioquímicos presentes nas plantas, para serem usados na previsão da decomposição desses materiais no solo.

## **1.2 Objetivo geral**

Caracterizar a composição bioquímica de resíduos vegetais provenientes da parte aérea e de raízes de culturas comerciais e de plantas de cobertura de solo de verão e investigar sua influência sobre as biotransformações do C e do N no solo.

## **1.3 Objetivos específicos**

- 1) Avaliar a produção de matéria seca da parte aérea e a fitomassa do sistema radicular das culturas comerciais e plantas de cobertura de verão.
- 2) Caracterizar os resíduos vegetais de culturas comerciais e plantas de cobertura de verão quanto às seguintes características:
  - C e N totais
  - C e N solúveis em água
  - Fracionamento bioquímico (Van Soest)
  - Polifenóis
- 3) Avaliar a mineralização do C e do N de resíduos vegetais da parte aérea e de raízes de culturas comerciais e plantas de cobertura de verão.
- 4) Relacionar a composição bioquímica dos resíduos vegetais com a mineralização do C e do N no solo.

## ESTUDO I

### 2 CULTURAS COMERCIAIS E PLANTAS DE COBERTURA DE SOLO: PRODUÇÃO DE MATÉRIA SECA E COMPOSIÇÃO BIOQUÍMICA DA PARTE AÉREA E RAÍZES

#### 2.1 Resumo

Uma grande diversidade de culturas comerciais e plantas de cobertura de solo são utilizadas em sistemas agrícolas. Conseqüentemente, quantidades e qualidades distintas de resíduos são produzidas pela parte aérea e sistema radicular. Relativamente à parte aérea das culturas, pouco se conhece sobre o sistema radicular das culturas. O objetivo deste estudo foi o de quantificar a produção de matéria seca (MS) e a composição bioquímica da parte aérea e raízes de culturas comerciais e de plantas de cobertura de solo. As 13 espécies de verão foram cultivadas na área experimental do Departamento de Solos da Universidade Federal de Santa Maria, RS. Na plena floração das espécies foi avaliada a MS da parte aérea e do sistema radicular até 20 cm para plantas de cobertura, arroz, feijão e soja e até 40 cm para girassol, mamona, milho e sorgo. As raízes coletadas foram separadas em raízes grossas ( $\varnothing \geq 2$  mm) e finas ( $1 < \varnothing < 2$  mm). A MS da parte aérea das culturas comerciais foi avaliada novamente quando as plantas encontravam-se no estágio de maturação fisiológica. A caracterização bioquímica da parte aérea e das raízes foi realizada nas culturas comerciais feijão, soja, milho e girassol e nas plantas de cobertura crotalária juncea, feijão de porco, mucuna cinza e milheto. Parâmetros como C e N totais, fração solúvel em água (C e N totais e N mineral), fração solúvel, celulose, hemicelulose, lignina (Van Soest) e polifenóis solúveis totais foram quantificados. A MS da parte aérea das culturas comerciais no florescimento variou de 3,7 Mg ha<sup>-1</sup> na mamona a 13,7 Mg ha<sup>-1</sup> no arroz irrigado e de 6,1 Mg ha<sup>-1</sup> na mucuna a 23,5 Mg ha<sup>-1</sup> no milheto, entre as de cobertura. A MS radicular das culturas comerciais variou de 0,54 Mg ha<sup>-1</sup> na mamona a 2,86 Mg ha<sup>-1</sup> no arroz. A maior parte da fitomassa radicular produzida pelas plantas avaliadas foi encontrada na camada superficial do solo (0-10 cm) e próximo à linha de semeadura. As plantas de cobertura de solo apresentam menor relação raiz/parte aérea do que as culturas comerciais. Para as plantas de cobertura, a produção de MS variou de 0,56 (feijão de porco) a 1,67 Mg ha<sup>-1</sup> (milheto). A teor de C total na MS variou de 381 g kg<sup>-1</sup> (raiz grossa milheto) a 459 g kg<sup>-1</sup> (raiz fina crotalária juncea) e o N total de 2,8 g kg<sup>-1</sup> (talos girassol) a 46,3 g kg<sup>-1</sup> (folhas mucuna). A fração solúvel de Van Soest variou de 108 g kg<sup>-1</sup> (talos de soja) a 774 g kg<sup>-1</sup> MS (folhas de feijão). Na MS das folhas de feijão e dos talos de girassol foram encontrados, respectivamente, o menor e o maior valor de celulose (138 g kg<sup>-1</sup> e 612 g kg<sup>-1</sup>). A lignina variou de 38,27 g kg<sup>-1</sup> MS para folhas de C. juncea a 197,44 g kg<sup>-1</sup> MS nas raízes grossas de soja. Os resíduos vegetais da parte aérea e do sistema radicular da mucuna apresentaram as maiores concentrações de polifenóis, de 14,1 g kg<sup>-1</sup> MS e 22,2 g kg<sup>-1</sup> MS, respectivamente. Os resíduos vegetais apresentam ampla variação na sua composição bioquímica. As raízes apresentam composição bioquímica distinta daquela determinada para os resíduos vegetais da parte aérea das culturas

Palavras-chave: sistema radicular; culturas de verão; adubação verde; matéria seca; qualidade do resíduo

## 2.2 Introdução

Muitas espécies vegetais são usadas em sistemas de rotação de culturas, e a quantidade de resíduo vegetal e a proporção das partes dessas plantas que retornam ao solo dependem do tipo de colheita e das práticas agrícolas (ABIVEN et al., 2005). Além disso, dependendo da espécie e do tipo de resíduo (folhas, talos ou raízes) variam a produção e a qualidade da matéria seca (MS) e também a quantidade de nutrientes adicionados ao solo. Esses resíduos vegetais compostos pela parte aérea e raízes de culturas comerciais e de plantas de cobertura de solo, são a principal fonte de matéria orgânica para o solo (SYLVIA et al., 1998).

As adições de C e nutrientes ao solo, através dos resíduos vegetais ocorrem continuamente durante o ciclo de vida das plantas. Durante a fase de crescimento são liberadas substâncias orgânicas no interior do solo através de rizodeposições, como exudatos solúveis em água, secreções e mucilagens para fora das células, além da decomposição de raízes, que podem influenciar a população microbiana do solo. Quando essas plantas morrem, contribuições significativas de fitomassa na forma de raízes e parte aérea são adicionadas ao solo (LU et al., 2003). Dependendo da espécie e do tipo de resíduo (folhas, talos ou raízes) variam a produção e a qualidade da matéria seca (MS) e também a quantidade de nutrientes adicionados ao solo. Esses aspectos podem afetar a taxa de mineralização do C e N desses materiais quando adicionados ao solo.

Relativamente à parte aérea, pouco se conhece sobre a adição de MS e a composição bioquímica das raízes das plantas, provavelmente por não apresentarem valor comercial agregado e também pelo fato do desenvolvimento ocorrer no interior do solo, o que dificulta trabalhos de pesquisa. Em algumas situações, as raízes das culturas representam uma larga proporção de material orgânico fresco que se decompõe no solo (ABIVEN et al., 2005). Trabalhos recentes com os resíduos vegetais incorporados ao solo têm mostrado contribuição significativa das raízes no C orgânico do solo e sugerem que as raízes se decompõem no solo mais lentamente em relação a outras partes das plantas devido a sua composição bioquímica (PUGET; DRINKWATER, 2001; LU et al., 2003). Além disso, o C fica mais protegido da atividade microbiológica pela capacidade das raízes de penetrar nos microagregados do solo (CALEGARI, 2006). O acúmulo de C orgânico proveniente de raízes representa a principal forma de adição de C em subsuperfície, enquanto o da parte aérea das culturas ocorre, principalmente, até profundidades equivalentes aos implementos para manejo do solo, em torno de 20-30 cm (TORMENA et al., 2004). A contribuição das raízes ao aporte de C no solo

é de 23 a 45% da MS da parte aérea, conforme cultura e manejo utilizados (PRAKASH et al., 2002). A quantidade de nutrientes presentes nas raízes, em especial de N, é frequentemente ignorado nos sistemas de cultivo, porque se pensa que elas contêm pequenas quantidades desse nutriente (10-15% do N total da planta) (KUMAR; GOH, 2000). Paralelo a isso, supõe-se a pensar que outros elementos e componentes estruturais e bioquímicos também estão presentes em pequenas quantidades nesse órgão das plantas.

Na maioria dos trabalhos realizados para quantificar a produção de raízes pelas plantas, são utilizados métodos destrutivos, trabalhosos e que demandam tempo (AMOS; WALTERS, 2006). Os resultados obtidos nestes estudos indicam que a produção de raízes é dependente das condições em que as culturas são conduzidas, do potencial genético da cultura, do estágio fenológico e das condições edafoclimáticas na qual a planta se desenvolveu. Raros são os resultados de pesquisa relacionados à produção, composição bioquímica e distribuição da fitomassa radicular por diferentes culturas e principalmente por plantas de cobertura de solo e, portanto, informações nessa área são necessárias.

A qualidade bioquímica dos resíduos foi definida por Swift et al. (1979) como sendo as características bioquímicas intrínsecas que afetam a sua velocidade de decomposição. De fato, a qualidade de um resíduo vegetal é geralmente definida pela sua composição bioquímica, que é fortemente influenciada pelo tipo de vegetal, condições de crescimento, idade da planta ou órgão considerado. A alta variabilidade existente entre plantas das mesmas espécies e entre órgãos diferentes na mesma planta podem ser dependentes das condições de crescimento (SARIYILDIZ; ANDERSON, 2003). Na década de 60, análises aproximadas de Van Soest (1963); Goering; Van Soest (1970) foram desenvolvidas para estimar a digestibilidade das forragens no rúmem de animais e, posteriormente foram adaptadas para caracterizar a qualidade dos resíduos vegetais. Essas análises fornecem uma estimativa da composição bioquímica dos materiais, separando os componentes da planta em diferentes graus de recalcitrância, através de tratamento químico sequencial. Tradicionalmente, os resíduos vegetais são compostos basicamente dos mesmos componentes, porém em proporções diferenciadas. A maioria desses componentes está presente nas paredes celulares primárias e secundárias das células vegetais. As paredes primárias são extensíveis e formadas por células em crescimento, sendo encontradas basicamente celulose e hemicelulose. Já nas secundárias, formadas depois de cessado o crescimento da célula, tem a lignina como o principal componente, que confere resistência à célula. Os compostos fenólicos são metabólitos secundários, como os polifenóis e lignina, e não possuem função direta no crescimento e desenvolvimento das plantas (TAIZ; ZEIGER, 2009).

Os compostos solúveis da fração solúvel determinada no fracionamento de Van Soest são essencialmente constituídos de pectinas, aminoácidos, peptídeos e proteínas. Esses constituintes, com diferentes graus de solubilidade, apresentam uma larga gama de qualidades e interações dentro dessa fração dos tecidos vegetais (TRINSOUTROT, 1999). A fração solúvel em água é composta principalmente de C e N solúveis. Os polifenóis são compostos aromáticos secundários formados de fenóis e representam cerca de 1 a 25% da MS de folhas, sendo esse órgão mais freqüentemente analisado nas plantas. Esses metabólitos secundários são conhecidos como reguladores de processos no solo, como a nitrificação (BALDWIN et al., 1983), supressão ou estimulação do crescimento e atividade das bactérias fixadoras de N (SCHIMEL et al., 1998), decomposição e ciclagem de nutrientes (KUITERS, 1990), além de prevenção contra o ataque de herbívoros (HÄTTENSCHWILER; VITOUSEK, 2000).

A celulose é a molécula mais abundante sintetizada pelas plantas, sendo um polímero linear insolúvel composto de glicose formada de microfibrilas cristalinas. A hemicelulose é o segundo componente dos ligninocelulósicos em quantidade nos tecidos vegetais, sendo formada de polissacarídeos flexíveis (principalmente xylose) que se ligam a superfície da celulose e outras fibrilas de hemicelulose na parede celular primária. A lignina é um polímero aromático tridimensional, amorfo, formado de grupos fenilpropanóides altamente ramificados e encontrado nas paredes celulares de vários tipos de tecidos de sustentação e vascular (TAIZ; ZEIGER, 2009). A celulose e hemicelulose podem ser denominadas conjuntamente de holocelulose. A composição e proporção de celulose, hemicelulose e lignina variam entre as plantas (PRASSAD et al., 2007) e podem corresponder de 15 a 60%, 10 a 30% e 5 a 30% da MS da planta, respectivamente. A quantidade de C total é pouco variável nos tecidos vegetais, já que o C faz parte dos esqueletos das biomoléculas básicas (proteínas, polissacarídeos, ácidos nucléicos e lipídeos) que formam os compostos orgânicos. Por outro lado, o conteúdo de N é extremamente variável, o que pode limitar a decomposição de resíduos vegetais quando adicionados ao solo (RECOUS et al. 1995).

Portanto, conhecer a produção de MS da parte aérea e do sistema radicular, além de sua distribuição no solo de culturas comerciais e plantas de cobertura de solo, bem como a composição bioquímica desses materiais é de fundamental importância para melhor compreender a dinâmica do C e N, quando esses materiais são adicionados ao solo. Nesse sentido este estudo teve como objetivo quantificar a produção de MS e a composição bioquímica da parte aérea e raízes de culturas comerciais e de plantas de cobertura de solo.



## 2.3 Material e métodos

O presente estudo foi desenvolvido em condições de campo e de laboratório. A seguir será apresentada a descrição das metodologias empregadas em cada uma das etapas.

### 2.3.1 Culturas a campo

Esta etapa constituiu da semeadura e condução das culturas comerciais e plantas de cobertura de solo até a coleta da parte aérea e do sistema radicular das espécies avaliadas.

#### 2.3.1.1 Semeadura e cultivo das espécies

As culturas foram instaladas na área experimental do Departamento de Solos da Universidade Federal de Santa Maria, RS. Os solos onde foram cultivadas as culturas de sequeiro e a cultura do arroz são classificados como Argissolo Vermelho Distrófico arênico e Planossolo Háptico Eutrófico arênico, respectivamente (EMBRAPA, 2006). As características químicas dos solos encontram-se na Tabela 2.1. O clima da região, segundo a classificação de Köepen, é subtropical úmido, tipo Cfa2.

Tabela 2.1 – Caracterização química dos solos da área experimental onde as culturas foram implantadas.

Solo	Prof. (cm)	pH (água)	pH (SMP)	V -----	M.O (%)	Argila -----	P mg dm <sup>-3</sup>	K mg dm <sup>-3</sup>	H+Al --- mmol <sub>c</sub> dm <sup>-3</sup> ---	Ca	Mg
Argissolo	0-10	5,4	6,5	74	1,6	17	13,5	156	2,5	2,9	3,7
	0-20	5,3	6,5	70	1,2	16	6,0	40	2,5	2,4	3,3
	10-40	5,1	6,5	57	1,0	17	3,0	24	2,5	1,0	2,3
Planossolo	0-10	4,3	5,3	46	2,2	29	8,4	100	9,7	6,2	1,8
	0-20	4,5	5,1	43	1,4	30	11,8	40	12,3	6,9	2,2

No presente estudo foram utilizadas sete espécies de culturas comerciais e seis de plantas utilizadas para cobertura do solo de verão. Com exceção da cultura do arroz, as demais foram amostradas no sistema de plantio direto. Outras informações referentes às culturas e a semeadura podem ser visualizadas na Tabela 2.2.

Na primavera/verão de 2008 as espécies em parcelas de 20 m<sup>2</sup> (4x5m) foram semeadas manualmente com objetivo de se obter maior uniformidade e distribuição das plantas na linha de semeadura. Para as espécies semeadas em covas (mamona, feijão de porco e mucuna cinza) foram utilizadas quatro sementes e após a emergência das plântulas, foram deixadas somente duas em cada cova. Antes da semeadura as sementes de todas as espécies foram tratadas com o inseticida Standak<sup>®</sup>.

Tabela 2.2 – Lista das culturas comerciais e de plantas de cobertura de solo e informações sobre a semeadura das espécies utilizadas no experimento.

Culturas	Cultivar	Densidade (pl/ha)	ELC <sup>(1)</sup> (cm)	PML	EEP (cm)
<b>Comerciais</b>					
Arroz ( <i>Oryza sativa</i> )	IRGA 422 CL	3529412	17,00	60,00	1,67
Feijão ( <i>Phaseolus vulgaris</i> )	Uirapuru	177778	45,00	8,00	12,50
Girassol ( <i>Helianthus annuus</i> )	Aguará 3	55556	60,00	5,00	20,00
Mamona ( <i>Ricinus communis</i> )	Híbrida Lyra	27778	90,00	2,50	40,00
Milho ( <i>Zea mays</i> )	Pioneer 32 R22	55556	90,00	5,00	20,00
Soja ( <i>Glycine max</i> )	CD 214 RR	266666	45,00	12,00	8,33
Sorgo ( <i>Sorghum bicolor</i> )	BR 304	155555	45,00	14,00	7,14
<b>Plantas de cobertura</b>					
<i>C. juncea</i> ( <i>Crotalaria juncea</i> )	IAC - KR-1	875000	40,00	35,00	2,87
<i>C. spectabilis</i> ( <i>Crotalaria spectabilis</i> )	-	1000000	30,00	30,00	3,33
F. porco ( <i>Canavalia ensiformis</i> )	-	148000	45,00	6,60	30,00
G. anão ( <i>Cajanus cajan</i> )	-	875000	40,00	35,00	2,87
Milheto ( <i>Pennisetum americanum</i> )	Ipa Bulk 1BF	3700000	20,00	74,00	1,35
M. cinza ( <i>Stizolobium niveum</i> )	-	222223	45,00	10,00	30,00

<sup>(1)</sup> ELC = espaçamento entre linhas ou covas; PML = plantas/metro linear; EEP = espaçamento entre plantas; *C. juncea* = crotalária juncea; *C. spectabilis* = crotalária spectabilis; F. porco = feijão de porco; G. anão = guandu anão; M. cinza = mucuna cinza.

Os cuidados inerentes aos tratamentos culturais de pragas e doenças até o momento da coleta das raízes e da parte aérea foram de acordo com a recomendação técnica de cada cultura. As plantas daninhas foram controladas manualmente através do arranquio periódico das mesmas no estágio inicial de seu desenvolvimento. Dessa forma, excluiu-se a possibilidade de contaminação por raízes de outras plantas na área em estudo.

### 2.3.1.2 Coleta dos resíduos vegetais

Os resíduos foram compostos pelas raízes e parte aérea (colmos, folhas, talos) das culturas avaliadas. A coleta das raízes, com três repetições para cada cultura, foi efetuada no estágio reprodutivo correspondente à plena floração das culturas, onde a produção de fitomassa de raízes é máxima.

Para a coleta das raízes, foi utilizado o método da escavação (Figura 2.1), o qual consistiu na abertura de uma trincheira no solo, perpendicular à linha de semeadura, com largura transversal igual ao espaçamento entre linhas. No caso do milho, por exemplo, a largura longitudinal foi equivalente àquela ocupada por duas plantas (40 cm) (Figura 2.1b). Para as culturas semeadas em covas, foi coletado o solo correspondente à área de três covas.



Figura 2.1 – Método utilizado para coleta do sistema radicular das culturas (a e b). Esquema representativo de amostragem horizontal e vertical do solo para coleta e quantificação das raízes (milho) (b).

O solo foi coletado em duas profundidades: 0-20 cm para as culturas do arroz, feijão, soja e plantas de cobertura e 0-40 cm para girassol, mamona, milho e sorgo. Para a profundidade até 20 cm o solo foi amostrado em duas camadas 0-10 e 10-20 cm. Já para as coletas realizadas até a profundidade de 40 cm, o solo foi amostrado nas camadas 0-10 e 10-40 cm (Tabela 2.3). Visando estudar a distribuição horizontal das raízes na camada de solo de 0-10 cm, a área de coleta das raízes foi dividida em duas: a primeira com 50% da área de coleta próxima a linha de semeadura e a segunda com os 50% restante da área, porém distante da linha de semeadura (Figura 2.1b). Demais informações referentes à coleta das raízes podem ser visualizadas na Tabela 2.3.

Tabela 2.3 – Lista das culturas comerciais e plantas de cobertura de solo avaliadas e informações sobre a coleta das raízes.

Culturas	Estádio da Coleta	PC <sup>(1)</sup> Número	SCL (cm)	SCEL (cm)	Prof. Coleta (cm)	AC (m <sup>2</sup> )
<b>Comerciais</b>						
Arroz	R3	54,0	90,5	17,0	0-10/10-20	0,15
Feijão	R7	3,0	37,5	45,0	0-10/10-20	0,17
Girassol	R5.5	2,0	40,0	60,0	0-10/10-40	0,24
Mamona	3ª flor	1,0	40,0	90,0	0-10/10-40	0,36
Milho	VT	2,0	40,0	90,0	0-10/10-40	0,36
Soja	R3	5,0	41,7	45,0	0-10/10-20	0,19
Sorgo	EC3	7,0	50,0	45,0	0-10/10-40	0,23
<b>Plantas de cobertura</b>						
<i>C. juncea</i>	Manejo	12,0	50,0	40,0	0-10/10-20	0,20
<i>C. spectabilis</i>	Manejo	15,0	50,0	30,0	0-10/10-20	0,15
<i>F. porco</i>	Manejo	2,0	30,0	45,0	0-10/10-20	0,14
<i>G. anão</i>	Manejo	7,0	50,0	40,0	0-10/10-20	0,20
Milheto	ED7	37,0	50,0	20,0	0-10/10-20	0,10
<i>M. cinza</i>	Manejo	2,0	30,0	45,0	0-10/10-20	0,14

<sup>(1)</sup> PC = plantas coletadas/repetição; SCL = segmento coletado na linha; SCEL = segmento coletado entre linhas; AC = área coletada; *C. juncea* = crotalária juncea; *C. spectabilis* = crotalária spectabilis; *F. porco* = feijão de porco; *G. anão* = guandu anão; *M. cinza* = mucuna cinza.

As amostras de solo (solo + raízes) foram retiradas manualmente com auxílio de pá de corte e enxada. O solo foi acondicionado em sacos plásticos e transportado com cuidado para não fragmentar as raízes. A separação das raízes presentes no solo foi realizada através da lavagem do solo com água corrente sob peneira de 1 mm (Figura 2.2a). Após a coleta e separação das raízes, elas foram secas ao ar e posteriormente em estufa a 40°C para uniformizar a secagem, quando então foi calculada a produção de fitomassa de raízes (Figura 2.2b). Depois de secas, elas foram separadas em grossas ( $\varnothing \geq 2$  mm) e finas ( $1 < \varnothing < 2$  mm) com auxílio de régua milimetrada e quantificada a proporção radicular em cada profundidade de coleta e distância da linha de semeadura/cova das culturas. As raízes foram armazenadas em sacos plásticos sob temperatura ambiente até o início das análises laboratoriais.

Juntamente com a coleta das raízes, foi realizada para todas as espécies a coleta da parte aérea das plantas. No caso das culturas comerciais foi realizada uma segunda coleta da

parte aérea no estágio de maturação fisiológica/colheita. Isso porque, nesse estágio, a parte aérea apresenta características químicas semelhantes aos resíduos vegetais que permanecerão no campo após a colheita das plantas. A parte aérea foi separada em folhas e talos, secos e armazenados igualmente às raízes. A partir dos dados da produção de raízes e da parte aérea no mesmo estágio fenológico (florescimento), foi estimada a relação raiz/parte aérea para as culturas estudadas. Naquelas culturas em que as folhas caem ao solo antes da colheita, como é o caso da cultura da soja, no início da queda foi quantificada a produção de MS das folhas.



Figura 2.2 – Separação do sistema radicular do solo (a) e uniformização da secagem (b).

Uma subamostra dos resíduos vegetais pré-secos a 40°C foi finamente moída em moinho estacionário do tipo *Willey* equipado com peneira de 1 mm e outra subamostra foi picada com auxílio de tesoura e estilete em pedaços de 1-1,5 cm de comprimento. Outra subamostra dos materiais pré-secos a 40°C foi colocada em estufa para determinação da MS a 65°C e a 105°C. Após a secagem em estufa, o material seco a 65°C foi moído.

### 2.3.2 Análises laboratoriais

Esta etapa constituiu no preparo das amostras e análises da composição bioquímica da parte aérea (folhas e talos) e raízes das espécies avaliadas. Para as amostras compostas por misturas de folhas + talos e de raízes grossas + finas, tais proporções para cada cultura foram estabelecidas de acordo com a determinação feita na etapa da coleta dos resíduos vegetais. Devido à grande dificuldade de coleta e a pequena quantidade de fitomassa obtida das raízes, as três repetições de cada cultura foram unidas e passaram a ser uma amostra composta. Posteriormente, para a caracterização bioquímica, foram analisadas uma, duas ou três triplicatas de laboratório dependendo da análise e do método utilizado.

### 2.3.2.1 Análises bioquímicas

As análises dos atributos abaixo relacionados, relativos à caracterização bioquímica das raízes e da parte aérea, foram realizadas com oito culturas. Entre elas quatro comerciais; feijão, soja, milho e girassol e quatro plantas de cobertura de solo; crotalaria juncea (*C. juncea*), feijão de porco (*F. porco*), mucuna cinza (*M. cinza*) e milheto.

#### 2.3.2.1.1 C e N totais

Os teores de C e N totais dos resíduos e nas frações fibrosas (FDN, FDA e lignina) foram determinados em autoanalisador CHNS (modelo FlashEA 1112, Thermo Finnigan, Milan, Itália). O C e N total na fração solúvel de Van Soest (FSVS), hemicelulose e celulose, foram derivados por diferença. Os resultados obtidos foram expressos em g kg<sup>-1</sup> a 65°C proporcionalmente a quantidade de cada fração.

#### 2.3.2.1.2 C e N solúveis em água

No tecido vegetal, pré-seco (40°C), finamente moído e no picado, foram determinados em triplicatas os teores de C total (Csa), N (Nsa) e N mineral (N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup> e N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup> + N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup>) (NMsa) presentes na fração solúvel em água fria (21° C) (FSA). Para a extração dessa fração, utilizou-se 0,5 g de material em 60 ml de água destilada, agitando a mistura mecanicamente durante 30 minutos (AITA, 1996). Após a agitação, o material foi filtrado em papel filtro Whatman n° 5. No filtrado, foi determinada a concentração de C solúvel em água (Csa) em uma alíquota de 10 ml de filtrado, nos quais foram adicionados 5 ml de dicromato de potássio (K<sub>2</sub>Cr<sub>2</sub>O<sub>7</sub> 1,25 mol<sub>c</sub> l<sup>-1</sup>) e 10 ml de ácido sulfúrico concentrado (18M). Foi utilizado calor externo e o excesso de K<sub>2</sub>Cr<sub>2</sub>O<sub>7</sub> foi titulado com sulfato ferroso (FeSO<sub>4</sub> 7H<sub>2</sub>O 0,5 mol<sub>c</sub> l<sup>-1</sup>) (TEDESCO et al., 1995). Para a determinação do N-total solúvel em água (Nsa) utilizou-se 10 ml do filtrado, os quais foram digeridos a partir de oxidação úmida, na presença de ácido sulfúrico concentrado (18M), peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>), mistura de digestão (sulfato de sódio + sulfato de cobre) e calor. O N-total dos extratos resultantes da digestão foi destilado em destilador de arraste de vapor semimicro-Kjeldhal. O destilado foi titulado com ácido sulfúrico 0,01 N (TEDESCO et al., 1995). A concentração do N mineral solúvel em água (NMsa) foi determinada a partir da destilação de uma alíquota de 10 ml de filtrado após a

adição simultânea de 0,2 g de MgO e 0,2 g de Liga de Devarda e titulada com ácido sulfúrico 0,00125N (TEDESCO et al., 1995). Os resultados obtidos foram calculados e expressos em  $\text{g kg}^{-1}$  da MS a 65°C.

#### 2.3.2.1.3 Fracionamento de Van Soest

Os teores de fibra em detergente neutro (FDN), fibra em detergente ácido (FDA), hemicelulose (HEM), celulose (CEL), lignina em detergente ácido (LIG) e, por subtração, da fração solúvel (FSVS) foram mensurados usando o método adaptado de Van Soest (1991).

As amostras pré-secas (40°C) e finamente moídas foram submetidas às análises laboratoriais em duplicata. A FDN foi obtida através de fervura em tubos de digestão acondicionados em bloco digestor a 150°C por 60 minutos de 0,3 g de resíduo, juntamente com 30 ml de solução detergente neutra. Posteriormente, por sucção a vácuo, foi feita filtragem e lavagem da amostra três vezes com água destilada quente (90°C) e duas com acetona (30-40 ml) em cadinhos filtrantes de 50 ml, com porosidade nº 2 previamente pesados. Os cadinhos filtrantes com a FDN foram secos em estufa a 105°C durante 8 horas, acondicionados em dessecador até temperatura ambiente e posteriormente pesados. O conteúdo de FDN, expresso como livre de cinzas, foi calculado pela diferença de peso antes e após a fervura. A FSVS foi determinada subtraindo-se de 100 a percentagem encontrada para FDN. A FDA foi obtida de modo semelhante à FDN, porém com a utilização de 0,6 g de resíduo e com 60 ml de solução detergente ácida. O conteúdo de hemicelulose dos resíduos foi obtido pela diferença entre o teor de FDN e de FDA. Os cadinhos filtrantes com a FDA foram submetidos à ação de ácido sulfúrico ( $\text{H}_2\text{SO}_4$  12M) por 3 horas e posteriormente filtrados, lavados, secos e pesados, conforme descrito anteriormente. O conteúdo de celulose foi obtido pela diferença entre a perda de peso da FDA e após o tratamento com o ácido. O material não extraído, resultante da sucessiva extração seletiva, foi colocado em mufla a 500°C por 3 horas, esfriado em dessecador, pesado e calculado o conteúdo de LIG e cinzas dos resíduos. Todos os resultados obtidos foram calculados em percentagem de MS a 105°C e posteriormente expressos em  $\text{g kg}^{-1}$  da MS.

#### 2.3.2.1.4 Polifenóis solúveis totais

A extração dos polifenóis solúveis totais (POL) em triplicatas foi feita utilizando-se 0,75 g de resíduo pré-seco (40°C) e finamente moído, que foi acondicionado em frascos de

vidro tipo *Snap Cap*, juntamente com 20 ml de solução aquosa de metanol (relação 1:1 água/metanol). Posteriormente, os POL foram extraídos em banho-maria a 80°C por 1 hora (TIAN et al., 1995). A solução aquosa, após a extração, foi filtrada em papel filtro Whatman n° 2 em balão volumétrico de 50 ml e completado com metanol. Pipetou-se 1 ml do extrato filtrado para outro balão de 50 ml onde foram adicionados 2,5 ml de reagente Folin-Denis e 10 ml de carbonato de sódio (17%) e completa-se o volume com água destilada. Após 30 minutos, foi feita a leitura por colorimétrica (absorbância de 760nm) (KING; HEATH, 1967). Ácido tânico foi utilizado como padrão. Os resultados obtidos foram calculados em percentagem de MS a 65°C e expressos em g kg<sup>-1</sup> da MS.

### 2.3.3 Análise dos resultados

Além de caracterizar os diferentes vegetais quanto a sua composição bioquímica, os resultados deste estudo servirão para a interpretação dos dados obtidos no Estudo II. Os resultados obtidos foram submetidos à análise da variância e as médias dos tratamentos foram comparadas através do teste de Tukey a 5% de probabilidade. As análises de correlação foram feitas utilizando o Software STATISTICA 5.1.

## 2.4 Resultados e discussão

Nesta etapa serão apresentados e discutidos os resultados relacionados a produção de MS seca da parte aérea e raízes, bem como a distribuição no solo da fitomassa radicular das 13 espécies avaliadas. Os resultados referentes às análises da caracterização bioquímica dos resíduos vegetais separados em folhas, talos, raízes grossas ( $\varnothing \geq 2$  mm) e finas ( $1 < \varnothing < 2$  mm) serão apresentados apenas para quatro culturas comerciais (feijão, soja, milho e girassol) e quatro plantas de cobertura de solo (crotalária juncea, feijão de porco, mucuna cinza e milheto). Tais resultados provenientes dessas culturas servirão de base para interpretação dos resultados obtidos nas incubações de laboratório, a serem apresentadas no Estudo II.

### 2.4.1 Produção de MS da parte aérea e de raízes das culturas comerciais e plantas de cobertura

A produção de MS pela parte aérea das culturas comerciais no pleno florescimento, no momento da coleta das raízes variou de 3,7 Mg ha<sup>-1</sup> na mamona a 13,6 Mg ha<sup>-1</sup> na cultura do



arroz irrigado por inundação, e na maturidade fisiológica (colheita) de 3,4 Mg ha<sup>-1</sup> a 11,6 Mg ha<sup>-1</sup> para as mesmas culturas, respectivamente (Figura 2.3).

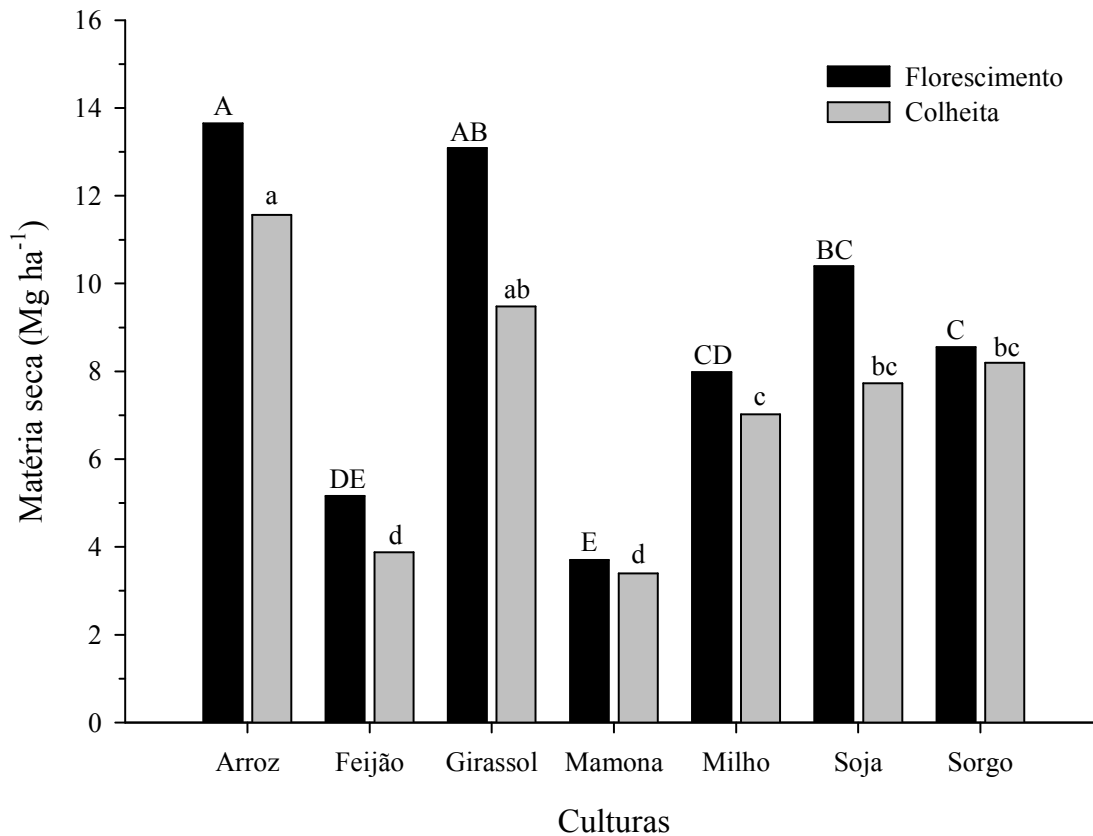


Figura 2.3 – Produção de matéria seca da parte aérea pelas culturas comerciais nos dois estádios fenológicos. Médias seguidas das mesmas letras maiúsculas no florescimento, e minúsculas na colheita não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5%.

Maiores produções no florescimento e na colheita foram encontradas para a cultura do arroz e girassol, e menores para feijão e a mamona que não diferiram estatisticamente entre si, tanto para as maiores quanto menores produções de MS. A maior produção para a cultura do arroz deve-se a característica inerente da espécie em produzir elevada produção de biomassa. Semelhantemente, a cultura do girassol, pela característica da espécie, também contribui para esse resultado, aportando uma grande quantidade de resíduos vegetais no solo após a colheita. Da mesma forma, os menores valores encontrados pela cultura da mamona tanto no florescimento quanto na colheita também podem estar relacionados às características da espécie em estudo. Trabalho conduzido por Ferro et al. (2006) para avaliar a influência dessa adubação fosfatada na cultura da mamona a produção da cultura foi semelhante a do presente trabalho (4,1 Mg ha<sup>-1</sup>). No entanto, Alcântara et al. (2008), relatam que a produção de MS

pela mamona para algumas cultivares como a AL-Guarani 2002 pode chegar à faixa de 10,5 Mg ha<sup>-1</sup>.

De maneira geral, para todas as culturas, maiores quantidades de MS foram encontradas no pleno florescimento e menores na colheita. Segundo Taiz; Zeiger (2009), as plantas acumulam nutrientes e fotoassimilados que posteriormente são lentamente transferidos para outras partes da planta, principalmente para estrutura reprodutiva (fruto). Além disso, algumas partes da planta após o florescimento, como, por exemplo, as folhas mais velhas por não terem mais função ativa, entram em senescência e caem da planta. A maioria dos trabalhos reporta a produção e a composição da MS das culturas no pleno florescimento das mesmas, embora neste estágio de desenvolvimento das plantas os resíduos não representam adequadamente aqueles que retornam ao solo após a colheita dos grãos. De acordo com Bertrand et al. (2009), o grau de maturidade da planta é o principal fator que determina a qualidade das forragens, pois, além do impacto global na morfologia da planta, muitas mudanças químicas podem ocorrer nas folhas e talos. Ainda de acordo com esses autores, próximo à maturidade dos cultivos anuais ocorre diminuição nos componentes solúveis da célula e aumenta a contribuição da parede celular na MS. Portanto, o conhecimento da produção de MS e a sua composição bioquímica na colheita são de fundamental importância, já que serão esses resíduos que permanecerão no campo após a colheita.

Quanto às plantas de cobertura de solo, a produção de MS pela parte aérea no manejo das culturas (pleno florescimento) variou de 6,1 Mg ha<sup>-1</sup> na M. cinza a 23,5 Mg ha<sup>-1</sup> no milho (Figura 2.4). O milho caracteriza-se pela elevada taxa de crescimento e produção de palhada, que confere rápida cobertura de solo, sendo utilizado principalmente em regiões tropicais. Os resultados obtidos para a produção de MS de milho são bastante variáveis, de 3 Mg ha<sup>-1</sup> (ALVARENGA et al., 2001) a 16,1 Mg ha<sup>-1</sup> (CHIGNOLLI JÚNIOR et al., 2001), devido principalmente às variedades utilizadas e às condições de cultivo. Tais fatores, associados a outros, principalmente climáticos, podem explicar o valor mais elevado encontrado no presente trabalho (23,5 Mg ha<sup>-1</sup>). A elevada produção de MS do milho associada à alta relação C/N dos seus resíduos, por ser uma gramínea, pode ser uma boa alternativa para cobertura e proteção do solo contra a erosão, além de poder aportar quantidades expressivas de C ao solo.

A M. cinza caracteriza-se pela elevada produção de massa verde para cobertura do solo e rápido desenvolvimento, mesmo em solos com baixa fertilidade e ácidos (CALEGARI et al., 1992). Em experimento conduzido por Amabile et al. (1997), na região do Cerrado, avaliando diferentes genótipos e com semeadura no início do período chuvoso, a produção de

MS da mucuna variou de 6 a 12 Mg ha<sup>-1</sup>, estando de acordo com os resultados do presente estudo. O F. porco destaca-se entre as leguminosas, utilizadas como cobertura de solo, devido ao seu rápido crescimento inicial, adaptação a solos de baixa fertilidade e tolerância a períodos sem ocorrência de chuvas. No entanto, a permanência dos resíduos vegetais no solo do F. porco é relativamente baixa, devido às suas características bioquímicas. A produção de MS para essa cultura foi de 8,6 Mg ha<sup>-1</sup>, corroborando com as faixas observadas por Teixeira et al. (2005), que as quantidades de MS produzidas situam-se na faixa de 4 a 10 Mg ha<sup>-1</sup>. Aita et al. (2000) verificaram, sob diferentes condições edafoclimáticas, produção de MS média de 5,1 Mg ha<sup>-1</sup>, com acúmulo de 144 kg N ha<sup>-1</sup>. A C. spectabilis, C. juncea e G. anão não são muito difundidas entre os produtores, principalmente devido a dificuldades de produção de sementes que, conseqüentemente, torna o custo da mesma elevado.

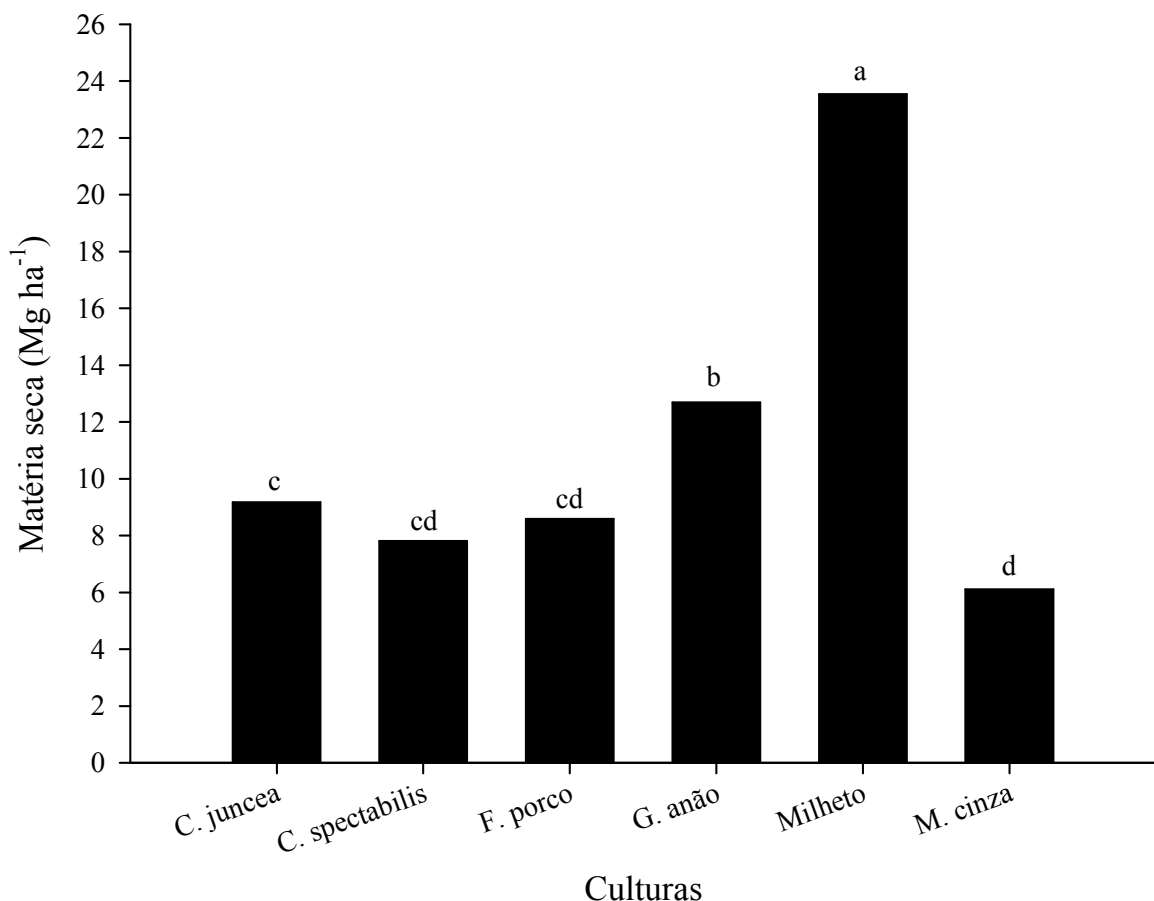


Figura 2.4 – Produção de matéria seca da parte aérea pelas plantas de cobertura de solo.

As partes componentes da parte aérea (folhas e talos/colmo) quantificadas neste estudo das culturas comerciais e plantas de cobertura de solo diferiram para cada cultura avaliada (Tabela 2.5). A maior percentagem de folhas em relação ao total da parte aérea produzida

pelas plantas nas culturas comerciais foi do sorgo (55%), mamona (52%) e arroz (50%), e menor para a cultura do milho (26%). Já para os talos, maior valor foi encontrado para o milho (74%) e menores para mamona (48%) e sorgo (45%). Para as plantas de cobertura de solo, a maior percentagem de folhas foi observada com o F. porco (72%), e a menor para a cultura da *C. juncea* (19%). Para os talos, maior valor foi encontrado para a *C. juncea* (81%) e menor para o F. porco (28%).

Em comparação à parte aérea das culturas, relativamente pouco se conhece sobre seu sistema radicular, devido, principalmente, ao seu desenvolvimento ocorrer no solo, o que dificulta observações diretas, exigindo grande quantidade, além do dificultado trabalho para a coleta dos resíduos. A produção de fitomassa e sua distribuição no solo são características ainda pouco estudadas nas culturas. A produção de fitomassa radicular das culturas comerciais variou de 0,54 Mg ha<sup>-1</sup> na mamona a 2,86 Mg ha<sup>-1</sup> na cultura do arroz irrigado por inundação (Tabela 2.4). Comparando a produção média de raízes das leguminosas com aquela das gramíneas, observa-se que as gramíneas produzem aproximadamente três vezes mais fitomassa radicular do que as leguminosas. Esse resultado evidencia a importância das gramíneas, como o sorgo e milho, entre as culturas de sequeiro na incorporação de C ao solo, através do seu sistema radicular. Nesse aspecto também se destaca o girassol, que apresentou uma fitomassa radicular de 1,95 Mg ha<sup>-1</sup>, reforçando a importância de sua inclusão em esquemas de rotação de culturas, a fim de aumentar o aporte de C ao solo. Produções pouco significativas de fitomassa, além da mamona, foram observadas com feijão (0,71 Mg ha<sup>-1</sup>) e soja (0,87 Mg ha<sup>-1</sup>). Bordin et al. (2008) determinaram a fitomassa de raízes de milho e soja em plantio direto e convencional e reportaram o acúmulo de fitomassa de raízes de 1,94 a 2,01 Mg ha<sup>-1</sup> em soja e de 2,50 a 3,79 Mg ha<sup>-1</sup> em milho, para os dois sistemas de cultivo, respectivamente. A elevada produção de fitomassa radicular, em comparação à quantificada neste estudo, pode ser devido à maior profundidade de coleta (1 m) e ao método utilizado para a coleta das raízes (anéis volumétricos). Outro fator que poderia estar contribuindo para a baixa produção de raízes estaria relacionada à malha da peneira utilizada neste estudo (1 mm), o que poderia estar acarretando perdas, principalmente de raízes finas, durante a lavagem das raízes.

Trabalhos realizados por Livesley et al. (1999); Gathumbi (2004), mostram que o uso de peneira de 1 mm pode causar perdas de fitomassa radicular e sugerem que peneira de 0,5 mm é a mais adequada para a maioria dos casos. Tais trabalhos ainda evidenciam que para cada espécie a ser mensurada, uma análise prévia deve ser feita para a escolha da melhor malha de peneira. Segundo Oliveira et al. (2000), tipicamente são perdas durante a lavagem

do sistema radicular de 20 a 40% do peso original das raízes. Porém, Böhm (1979) acreditava que a perda de raízes de cevada nunca era maior que 10% quando uma malha de 0,5 mm era usada. Livesley et al. (1999) recuperaram 95% da biomassa de raízes de milho usando uma peneira de 0,5 mm junto com peneiras 2,0 e 1,0 mm, enquanto que as de 2,0 e 1,0 mm capturaram 78% da biomassa total de 0 a 15 cm de profundidade do solo e 63% de 30 a 45 cm.

Tabela 2.4 – Matéria seca da parte aérea e de raízes no florescimento das culturas comerciais e plantas de cobertura de solo.

Culturas	MS PA <sup>(1)</sup>	MS de raízes				R/PA	
		0-10 cm	10-20 cm	10-40 cm	Total		
Comerciais		Mg ha <sup>-1</sup>				g planta <sup>-1</sup>	
Arroz	13,65 a*	2,52 a	0,34 a	-	2,86 a	0,81 c	0,21 a
Feijão	5,16 de	0,64 de	0,08 bc	-	0,71 e	4,00 c	0,14 bc
Girassol	13,09 ab	1,82 bc	-	0,01 a	1,95 c	23,40 ab	0,15 b
Mamona	3,70 e	0,38 e	-	0,02 a	0,54 e	19,38 b	0,15 b
Milho	7,98 cd	1,27 cd	-	0,03 a	1,54 cd	27,73 a	0,19 ab
Soja	10,40 bc	0,78 de	0,07 c	-	0,85 de	3,20 c	0,08 c
Sorgo	8,55 c	1,78 c	-	0,03 a	2,05 bc	6,58 c	0,24 a
Cobertura							
C. juncea	9,17 c	0,81 abc	0,09 bc	-	0,90 abc	1,50 b	0,10 abc
C. spectabilis	7,81 cd	0,54 bc	0,08 c	-	0,62 bc	0,62 b	0,08 bc
F. porco	8,58 cd	0,44 c	0,12 abc	-	0,56 c	3,69 a	0,06 c
G. anão	12,69 b	1,29 ab	0,21 a	-	1,50 ab	4,23 a	0,12 ab
Milheto	23,54 a	1,61 a	0,06 c	-	1,66 a	0,44 b	0,07 c
M. cinza	6,11 d	0,53 bc	0,19 ab	-	0,72 bc	4,70 a	0,12 a

<sup>(1)</sup> MS PA = matéria seca parte aérea; R/PA = relação raiz parte aérea; C. juncea = crotalária juncea; C. spectabilis = crotalária spectabilis; F. porco = feijão de porco; G. anão = guandu anão; M. cinza = mucuna cinza. \* Médias seguidas da mesma letra nas culturas comerciais e plantas de cobertura de solo não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade de erro.

Nas espécies utilizadas como plantas de cobertura de solo, a produção de fitomassa radicular variou de 0,56 Mg ha<sup>-1</sup> (F. porco) a 1,66 Mg ha<sup>-1</sup> (milheto). Entre as espécies leguminosas, destaca-se o G. anão com uma produção de fitomassa radicular de 1,5 Mg ha<sup>-1</sup>. De maneira geral, observa-se que a produção de raízes das plantas de cobertura foi inferior àquela obtida com as culturas comerciais (0,99 vs 1,5 Mg ha<sup>-1</sup>). Tais resultados podem ser

devido à menor profundidade de coleta do solo para quantificação da fitomassa e o tipo de sistema radicular inerente as espécies desse grupo de plantas além da fixação biológica de N pelas leguminosas. Segundo Aita; Giacomini, (2006), essas plantas possuem capacidade de produzir quantidades expressivas de MS da parte aérea, mesmo em solos ácidos e com baixa fertilidade natural e, ainda, fixar grandes quantidades de N<sub>2</sub> atmosférico, tornando-as uma alternativa interessante para recuperação de áreas degradadas e uso em solos arenosos. Embora existam outras formas dos nutrientes chegarem e serem posteriormente absorvidos pelas raízes das plantas, o grupo das leguminosas apresenta a capacidade de fixar N atmosférico. Em função da alta fixação biológica de N e boa disponibilidade deste nutriente, o sistema radicular poderia limitar seu crescimento, o que também poderia justificar a baixa produção de fitomassa pelo sistema radicular dessas culturas.

A produção de raízes em g planta<sup>-1</sup> indicam que na média das plantas avaliadas a uma profundidade de até 20 cm (plantas de cobertura de solo, arroz, feijão e soja), os valores variaram de 0,44 para a cultura do milheto a 4,70 para a M. cinza. Para as coletas realizadas até 40 cm de profundidade, a cultura do milho e do girassol foram as que apresentaram as maiores produções de fitomassa por planta. Segundo Amos; Walters (2006), esse parâmetro pode ser importante em estudos onde a população final de plantas é conhecida, pois a biomassa radicular pode ser estimada pela multiplicação da população de plantas por hectare pela biomassa radicular de cada planta (g planta<sup>-1</sup>). A partir dos valores de MS da parte aérea e fitomassa das raízes das plantas é possível estimar a relação raiz/parte aérea. Esse índice é importante, pois pode ser utilizado para estimar a produção de raízes a partir da avaliação da MS aérea das plantas. De acordo com Bolinder et al. (1997), a entrada de C da biomassa de raízes após a colheita é usualmente calculada usando a estimativa desse índice. Observa-se na Tabela 2.4, que o valor deste índice variou de 0,08 a 0,24 (valor médio de 0,17) para as culturas comerciais e de 0,06 a 0,12 (valor médio de 0,09) para as plantas de cobertura, indicando que estas últimas, comparadas às culturas comerciais, promovem maior aporte de C pela parte aérea do que via seu sistema radicular. Para o milho, o valor desta relação foi de 0,19, próximo ao encontrado por Amos; Walters (2006) ao avaliarem 45 estudos em que a produção de raízes de milho foi quantificada em condições de campo e casa de vegetação. Essa relação é basicamente inerente à espécie, tipo e condições físico-químicas do solo. Anderson (1988) estudou o efeito do revolvimento do solo e da fertilização de N no crescimento e relação raiz/parte aérea do milho. Os resultados demonstraram que a fertilização com N decresceu significativamente a relação de peso raiz/parte aérea e não foram observadas diferenças para o revolvimento do solo.

O sistema radicular das culturas na camada de 0-10 cm do solo apresentou grande contraste entre raízes grossas ( $\varnothing \geq 2$  mm) e finas ( $1 < \varnothing < 2$  mm) (Tabela 2.5). De maneira geral, os resultados indicam que na média de todas as culturas avaliadas, 58% da fitomassa radicular produzida é de raízes grossas. Analisando separadamente, em média, as plantas de cobertura apresentam maior quantidade de raízes grossas (68%) com destaque para a *C. spectabilis* (96%) e *G. anão* (91%), em relação às comerciais que apresentam equilíbrio entre grossas e finas (50%). Em contrapartida, para as raízes finas, na média, maior proporção foi encontrada para as comerciais (50%), com ênfase no arroz (100%), e menor para as de cobertura (32%). Para as culturas comerciais, girassol (69%), mamona (63%) e milho (48%) foram as que apresentaram as maiores e menor proporção de raízes grossas, respectivamente. Já para as plantas de cobertura, as maiores quantidades de raízes finas foram para *F. porco* e *M. cinza* (41%) e menor para *C. spectabilis* (4%) e *G. anão* (9%). A maior proporção de raízes finas encontradas com as não leguminosas, especialmente as gramíneas, deve-se ao fato destas culturas apresentarem um sistema radicular fasciculado, onde há o predomínio desse tipo de raiz.

Na Figura 2.5 pode ser visualizada a distribuição espacial no solo da fitomassa de raízes produzida pelas culturas. O maior volume de raízes foi encontrado na camada de 0-10 cm de profundidade, tanto para as culturas comerciais quanto para as plantas de cobertura de solo, com valores compreendidos de 71% (mamona) a 97% (milheto) da fitomassa radicular produzida. Os resultados da distribuição vertical das raízes na camada de 0-10 cm do perfil do solo demonstram que na média de todas as culturas avaliadas, 89% da fitomassa radicular produzida pelas plantas concentra-se na região próxima à superfície do solo. Para as quatro culturas amostradas, até de 0-40 cm, os valores variaram de 71% (mamona) a 93% (girassol) (Figura 2.5a). Filho et al. (2004), estudando o sistema radicular de milho e soja através de técnicas de processamento de imagens e placa de pregos, constataram que a maior densidade de raízes está na camada superficial do solo (0-10 cm). Na cultura do milho, Filho et al. (2001) observaram que, no plantio convencional, as raízes se desenvolviam mais superficialmente, na camada de até aproximadamente 15 cm do solo, devido à formação de uma camada compactada (pé-de-grade), o que limitava a penetração de raízes, enquanto que, no plantio direto consolidado, foi observado um sistema radicular bem distribuído no perfil do solo, em razão da melhor continuidade estrutural do solo.

Tabela 2.5 – Proporção de folhas, talos e raízes na matéria seca total produzida pelas culturas comerciais e plantas de cobertura de solo.

Culturas	Parte aérea <sup>(1)</sup>		Raízes <sup>(2)</sup>		Total da planta		
	Folha	Talo	Raiz grossa	Raiz fina	Folha	Talo	Raiz <sup>(3)</sup>
Comerciais	----- % -----						
Arroz	50 a*	50 d	0 b	100 a	39 abc	39 d	22 a
Feijão	44 b	56 c	59 a	41 c	37 bcd	49 c	14 bc
Girassol	39 b	61 c	69 a	31 c	33 d	52 bc	15 b
Mamona	52 a	48 d	63 a	37 c	44 a	41 d	15 b
Milho	26 c	74 a	48 a	52 bc	21 e	60 a	19 ab
Soja	38 b	62 bc	55 a	45 c	35 cd	57 ab	8 c
Sorgo	55 a	45 cd	58 a	42 c	42 ab	34 d	24 a
Plantas cobertura							
C. juncea <sup>(4)</sup>	19 d	81 a	74 bc	26 cd	17 d	73 a	10 abc
C. spectabilis	30 c	70 bc	96 a	04 e	28 c	64 bc	8 bc
F. porco	72 a	28 e	59 c	41 c	68 a	26 f	6 c
G. anão	34 c	66 c	91 ab	09 de	30 c	58 d	12 ab
Milheto	32 c	68 c	27 d	73 a	30 c	63 c	7 c
M. cinza	42 b	58 d	59 c	41 bc	37 b	51 e	12 a

<sup>(1)</sup> Maturação fisiológica para culturas comerciais e plena floração para plantas de cobertura. <sup>(2)</sup> Camada de 0-10 cm do solo. <sup>(3)</sup> Valor em relação à fitomassa total. <sup>(4)</sup> C. juncea = crotalaria juncea; C. spectabilis = crotalaria spectabilis; F. porco = feijão de porco; G. anão = guandu anão; M. cinza = mucuna cinza. Valores representam a média de três repetições. \* Médias seguidas da mesma letra nas culturas comerciais e plantas de cobertura de solo não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade de erro.

Na camada amostrada de 10-40 cm, a maior quantidade de raízes foi encontrada com a cultura da mamona (29%) e os menores com o sorgo (13%) e girassol (7%) (Figura 2.5a). Com base nos resultados, e dentre as culturas amostradas até maior profundidade (40 cm), a mamona seria a cultura mais adaptada a condições adversas de limitações do solo e falta de água, pois foi a que apresentou o sistema radicular melhor distribuído verticalmente e conseqüentemente mais profundo no solo. Para as culturas amostradas até a profundidade de 20 cm (arroz, feijão, soja e plantas de cobertura de solo) a proporção de raízes na camada de 0-10 cm de solo variou de 76% na M. cinza a 97% no milheto. Para a camada de 10-20 cm, os valores variaram de 3% no milheto a 24% na M. cinza (Figura 2.5b).



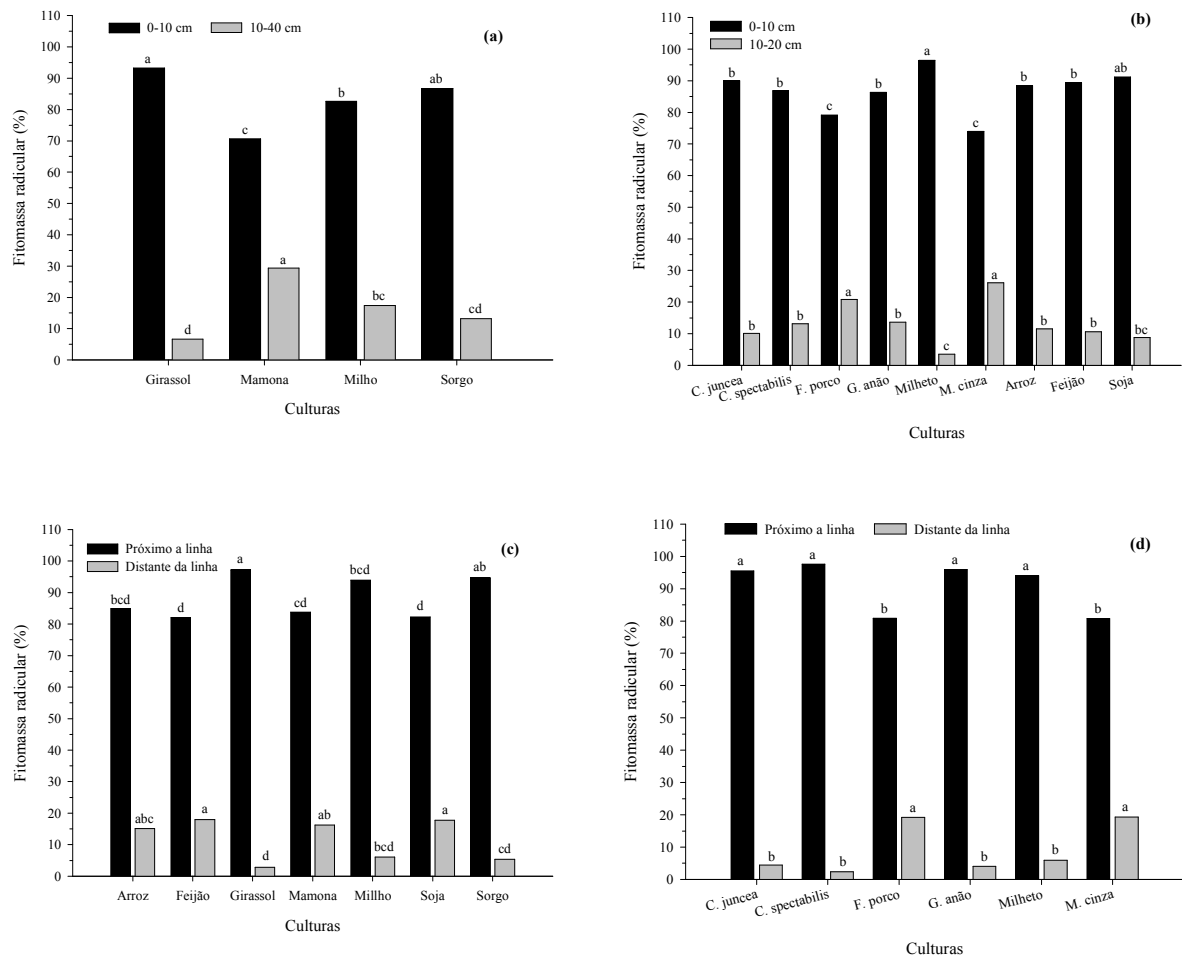


Figura 2.5 – Distribuição vertical no solo da fitomassa radicular nas camadas de 0-10 cm e 10-40 cm das culturas comerciais amostradas até 40 cm (a), comerciais e plantas de cobertura de solo até 20 cm (b) e próximo a linha e distante da linha na camada 0-10 cm para culturas comerciais (c) e plantas de cobertura de solo (d).

Os resultados da distribuição das raízes próximas a linha e distante da linha de semeadura na camada de 0-10 cm indicam que na média das culturas avaliadas, 90% da fitomassa radicular produzida pelas plantas concentra-se na região próxima à linha de semeadura ou das covas para aquelas culturas com essa modalidade de semeadura. Para as culturas comerciais, a maior concentração de raízes próxima a linha de semeadura foi observada com a cultura do sorgo e do girassol, com 95% e 97%, respectivamente (Figura 2.5c). Sistema radicular mais distribuído horizontalmente no solo foi encontrado para a cultura do feijão, soja e arroz. Para as plantas de cobertura, comportamento semelhante às comerciais foi observado com o acúmulo de raízes próximas a linha de semeadura (Figura 2.5d). Bolinder et al. (1997), que estudaram duas profundidades de coleta, 0-15 e 15-30 cm, e três posições, próxima a linha, entre linhas e posição intermediária de cevada, aveia e trigo na maturidade fisiológica, encontraram aproximadamente 70% da biomassa total na camada de

0-15 cm, com 44% desta biomassa próxima a linha, 35% nas entre-linhas e 21% na posição inetermediária. Maiores concentrações foram observadas para a *C. spectabilis*, *C. juncea*, *G. anão* e *milheto*, e menores para *F. porco* e *M. cinza*. Dentre as espécies de cobertura, o *F. porco* e *M. cinza* foram as que apresentaram maior distribuição radicular no solo fora da linha de semeadura e em profundidade (10-20 cm). Tomando como exemplo o girassol, onde 97% das raízes estão concentradas em 50% da área de abrangência da planta, pode-se estimar que a quantidade de raízes nessa área seja de 1768 kg ha<sup>-1</sup> e de apenas 55 kg ha<sup>-1</sup> no restante da área. Essa variação espacial das raízes na camada superficial do solo deve provocar uma variação espacial nos fluxos de mineralização/imobilização dos nutrientes durante a decomposição das raízes no solo. Além disso, ela afeta a distribuição do C das raízes no solo.

O acúmulo da fitomassa radicular em camadas próximas a superfície e na linha de semeadura podem denotar problemas de compactação do solo e altas concentrações de elementos tóxicos, que podem impedir ou restringir o crescimento radicular. Além disso, graves problemas associados à falta de água provocada por estiagens podem comprometer o bom crescimento e desenvolvimento das culturas e conseqüentemente afetar a produção de grãos, comparando-se com aquelas culturas que apresentam um sistema radicular mais pronunciado e distribuído no perfil do solo. Plantas com sistema radicular mais desenvolvido, além de fornecer maior suporte à planta podem explorar um volume maior de solo em busca de nutriente e de água.

O conhecimento da MS produzida pelas diferentes partes que compõem as plantas, associado com a composição química dos resíduos vegetais, é de relevante importância, pois a partir desses resultados é possível estimar a quantidade de nutrientes que poderão retornar ao solo através dos resíduos vegetais. Estudos sobre o sistema radicular devem ser intensificados com o objetivo de melhor o entendimento dos efeitos da variação espacial das raízes na camada superficial do solo sobre as transformações dos nutrientes no solo, especialmente do C e do N, durante a decomposição das raízes no solo. Além disso, essas informações permitem uma melhor avaliação da contribuição das raízes na alocação e distribuição do C nas diferentes profundidades do solo.

#### 2.4.2 Composição bioquímica

Essa etapa buscou caracterizar a composição bioquímica da parte aérea (folhas e talos) e raízes das espécies avaliadas. A composição mais detalhada dos resíduos vegetais, como a centesimal de Van Soest, e a concentração de polifenóis nas amostras em trabalhos que

avaliam a decomposição de resíduos vegetais no solo ainda é incipiente na pesquisa brasileira. Análises centesimais de Van Soest (1963) e suas adaptações têm sido utilizadas para caracterizar a qualidade dos resíduos vegetais. Essas análises fornecem uma estimativa da composição bioquímica dos materiais. Seus resultados são comumente usados para prever a biodegradação de resíduos no solo e é assumido que há uma relação inversa entre aumentar a força de química de extração com a diminuição das taxas de decomposição.

A composição bioquímica dos 48 diferentes resíduos vegetais (parte aérea e raízes) determinada através do fracionamento químico de Van Soest e da extração de polifenóis solúveis totais está apresentada na Figura 2.6. Observa-se entre os resíduos vegetais uma vasta e contrastante gama de características bioquímicas. O conteúdo de FDN variou de 218,69 g kg<sup>-1</sup> da MS (21,86%) para as folhas de feijão a 902,05 g kg<sup>-1</sup> da MS (90,2%) para as raízes grossas de soja. De maneira geral, menores valores foram encontrados para FDA variando de 215,96 g kg<sup>-1</sup> da MS (folhas de feijão) a 739,52 g kg<sup>-1</sup> da MS (talos de girassol). Esse resultado deve-se à degradação e saída da HEM durante a digestão química na determinação da FDA. O conteúdo de HEM, resultado da diferença entre a determinação da FDN e FDA, variou de 2,73 g kg<sup>-1</sup> da MS nas folhas de feijão a 330,81 g kg<sup>-1</sup> da MS nas folhas de milho. Valores médios de HEM foram maiores para as culturas comerciais (168,41 g kg<sup>-1</sup> da MS) em comparação às plantas de cobertura (149,50 g kg<sup>-1</sup> da MS). Menores quantidades de HEM foram encontradas nas folhas de leguminosas e maiores nas espécies de gramíneas, como nos resíduos de milho e da parte aérea de milheto. Trinsoutrot et al. (2000a) também constataram em seu estudo, trabalhando com várias espécies, dentre elas leguminosas e gramíneas, que o conteúdo de HEM foi menor em folhas e maior em órgãos de gramíneas.

De maneira geral, o conteúdo de CEL para resíduos de folhas foi baixo (230,41 g kg<sup>-1</sup> da MS) e maiores para raízes grossas (446,50 g kg<sup>-1</sup> da MS) e talos das culturas (484,75 g kg<sup>-1</sup> da MS). Entre as folhas, as de milho e milheto apresentaram as maiores quantidades. Para o conteúdo de HOL, tendência proporcional à verificada com CEL e HEM foi observada, tendo em vista que esse parâmetro é a soma de CEL + HEM presente nos resíduos. A FSVS foi muito variável entre os materiais estudados com valores de 108,69 g kg<sup>-1</sup> da MS (talos de soja) a 774,01 g kg<sup>-1</sup> da MS (folhas de feijão). No geral, entre os dois grupos de plantas, maiores quantidades foram encontradas com os resíduos das plantas de cobertura. Dentre as partes das plantas (órgãos), as folhas de não gramíneas, por serem tecidos pouco tenros, apresentaram a maior fração (média de 680,85 g kg<sup>-1</sup> da MS) e menores para mistura de raízes (217,33 g kg<sup>-1</sup> da MS) e talos (196,21 g kg<sup>-1</sup> da MS). As raízes finas apresentaram maior

quantidade de FSVS que as grossas, o que pode estar ligado à menor quantidade de componentes recalcitrantes naquele tipo de resíduo.

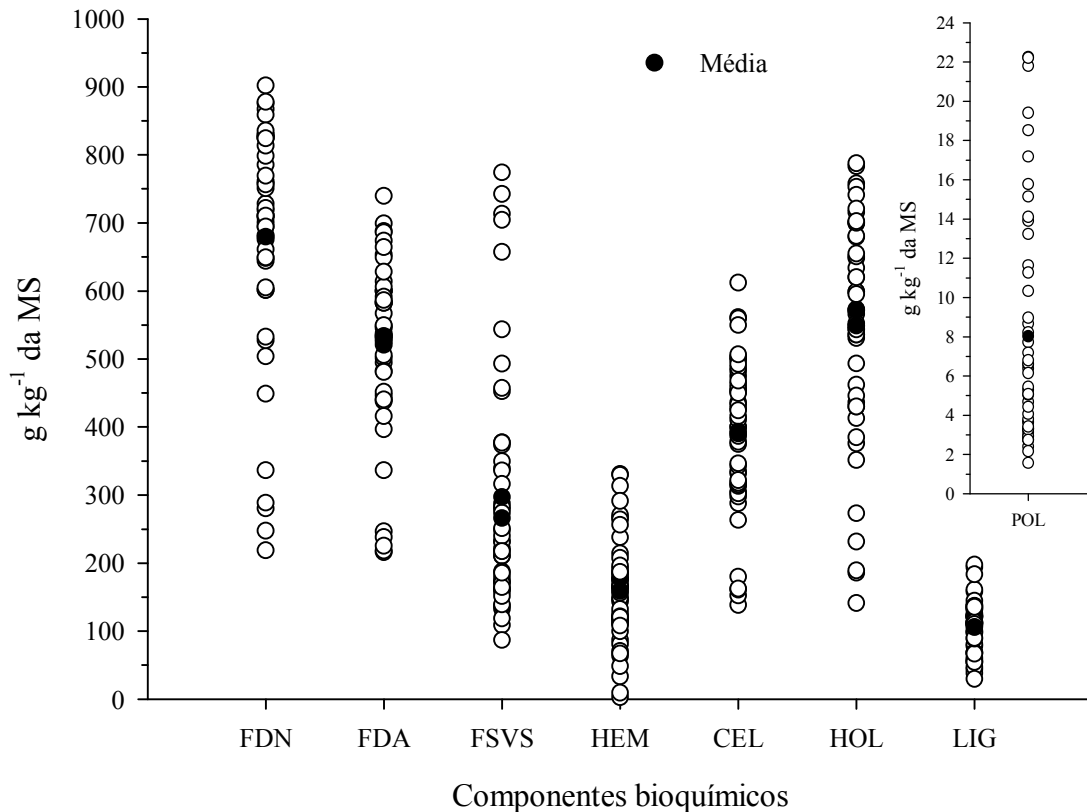


Figura 2.6 – Composição bioquímica dos resíduos vegetais obtidos do fracionamento de Van Soest mais polifenóis das culturas comerciais e plantas de cobertura de solo. Valores representam a média de duas repetições.

As culturas comerciais apresentaram maior quantidade de material lignificado que as plantas de cobertura. O conteúdo médio de LIG foi de 105,72 g kg<sup>-1</sup> da MS, variando de 38,27 g kg<sup>-1</sup> da MS para folhas de *C. juncea* a 197,44 g kg<sup>-1</sup> da MS para raízes grossas de soja. Esse resultado pode estar relacionado com o estágio de desenvolvimento das plantas no momento da coleta dos resíduos vegetais. No caso das plantas de cobertura, os resíduos vegetais foram coletados no florescimento e os das culturas comerciais na maturação fisiológica das plantas. De modo geral, menor quantidade de LIG foi mensurada nas folhas (58,68 g kg<sup>-1</sup> da MS), intermediária nas raízes (118,85 g kg<sup>-1</sup> da MS), sem muita diferenciação entre os diâmetros radiculares, e maiores nos talos (124,22 g kg<sup>-1</sup> da MS). Alguns materiais das plantas foram mais lignificados em relação aos demais analisados, como o sistema radicular da soja, girassol e *M. cinza*. Dentro de cada órgão, as folhas de girassol e os talos de soja e *M. cinza*, entre folhas e talos, respectivamente, apresentaram conteúdos mais expressivos de LIG (Anexos A

e B). Abiven et al. (2005), ao determinarem a composição bioquímica de espécies leguminosas e gramíneas de clima tropical, constataram menor quantidade de LIG nas folhas, posteriormente nos talos e diferentemente deste estudo, maiores nas raízes. Ainda os mesmos autores verificaram alta quantidade de LIG nos tecidos de talos e raízes de soja. Finalmente, a concentração de POL foi baixa, se comparada aos outros componentes bioquímicos em estudo, com valores de  $1,57 \text{ g kg}^{-1}$  da MS nos talos de girassol a  $22,24 \text{ g kg}^{-1}$  da MS nas raízes finas de M. cinza. As plantas de cobertura apresentaram aproximadamente o dobro da concentração de POL, com destaque para a cultura da M. cinza. De maneira geral a quantidade de POL entre os órgãos de todas as culturas foi maior nas folhas ( $13,87 \text{ g kg}^{-1}$  da MS), seguidas das raízes ( $6,43 \text{ g kg}^{-1}$  da MS) e talos ( $5,10 \text{ g kg}^{-1}$  da MS). Abiven et al. (2005) também verificaram em seu estudo maior conteúdo de POL para folhas e menores para talos e raízes.

A concentração de C e N total nos tecidos e nos compartimentos do fracionamento de Van Soest foi diversa (Figuras 2.7 e 2.8). O conteúdo de C total nos tecidos variou de  $381,11$  a  $459,70 \text{ g kg}^{-1}$  da MS, com valor médio para todos os tipos de resíduos de  $434,08 \text{ g kg}^{-1}$  da MS ( $43,28\%$ ), enquanto o N total variou de  $2,80$  a  $46,31 \text{ g kg}^{-1}$  da MS. De maneira geral, para o sistema radicular das culturas estudadas, as raízes finas apresentaram maior quantidade de N em seus tecidos. Chaves et al. (2004) também constataram maior concentração de N total em raízes finas ( $\varnothing < 1 \text{ cm}$ ) de alho, couves-flores e repolhos, em comparação às grossas ( $\varnothing > 1 \text{ cm}$ ). Esses resultados corroboram com os obtidos por Jensen et al. (2005), que ao avaliarem a composição bioquímica de 37 espécies vegetais e várias partes de plantas, encontraram valor médio de  $45\%$  de C e de  $2$  a  $5,9\%$  de N, em relação à MS dos tecidos. A proporção de C presente na FDN e FDA encontrado nos resíduos foi relativamente, menor que o C total. Para FDN menor teor de C foi encontrado com as folhas de feijão ( $39,34 \text{ g kg}^{-1}$ ) e maiores para raízes grossas de soja ( $194,42 \text{ g kg}^{-1}$ ). Já para FDA a menor quantidade de C foi observado novamente com as folhas de feijão ( $36,14 \text{ g kg}^{-1}$ ) e maior para os talos de soja ( $149,47 \text{ g kg}^{-1}$ ).

A grande variação da FSVS (Figura 2.6) refletiu na quantidade de C e principalmente de N solúvel presente nessa fração. A quantidade de C dessa fração em proporção ao C total dos resíduos variou de  $23,02 \text{ g kg}^{-1}$  (raízes grossas de soja) a  $284,50 \text{ g kg}^{-1}$  (folhas de feijão) e N de  $2,43 \text{ g kg}^{-1}$  (talos de girassol) a  $44,93 \text{ g kg}^{-1}$  (folhas de M. cinza), sendo que as plantas de cobertura apresentaram a maior quantidade de N nessa fração. Alguns tipos de resíduos, como as folhas de leguminosas, apresentaram altas quantidades de C nessa fração com valores acima de  $250 \text{ g kg}^{-1}$  da MS. Levando-se em consideração a quantidade de C e N total nos tecidos dos resíduos, em média, para todos os tipos de resíduos,  $21,73\%$  do C e de  $87,29\%$

para o N estão nessa fração. Em alguns casos como, por exemplo, os resíduos da parte aérea de milho (folhas e talos), praticamente todo N total está nesse compartimento. O conhecimento da quantidade de C e N presente na FSVS é importante, pois são nutrientes prontamente disponíveis e facilmente assimiláveis pelos decompositores, influenciando a mineralização do C e N dos resíduos vegetais a curto e longo prazo.

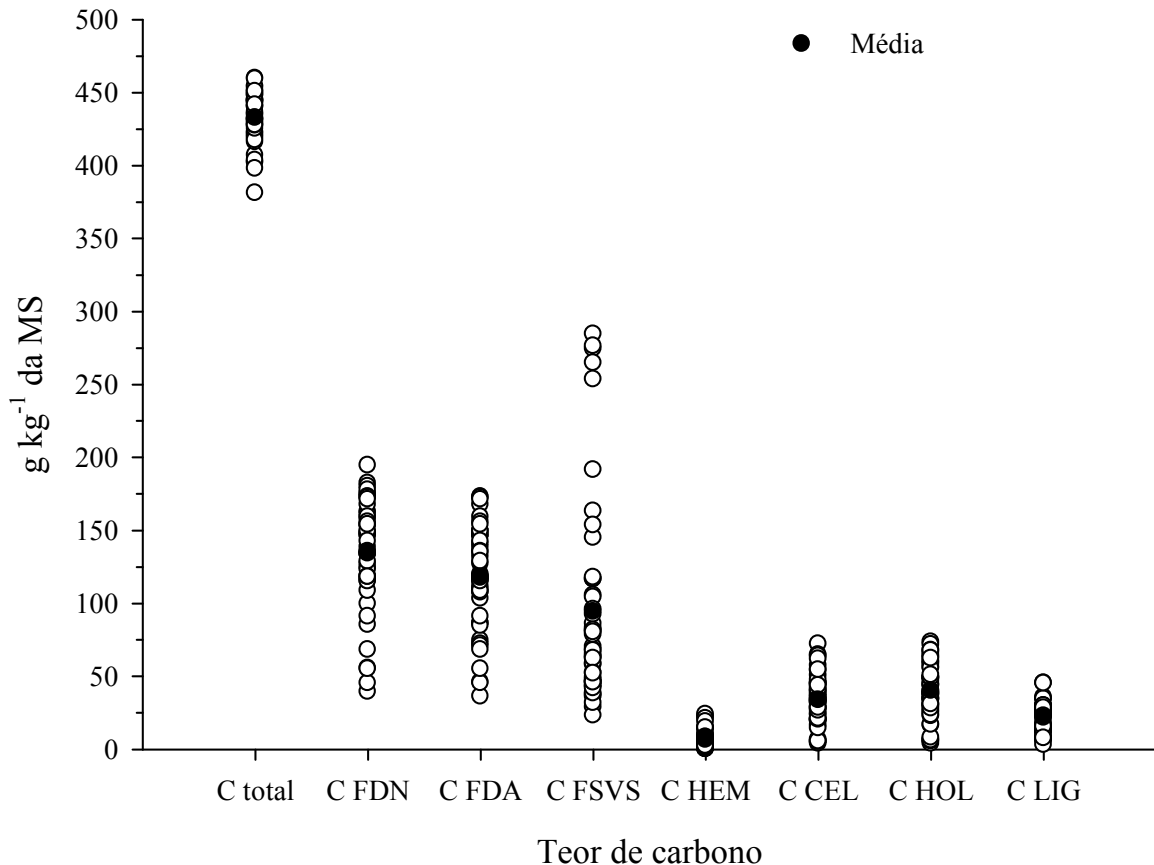


Figura 2.7 – Concentração de carbono total nos tecidos e sua proporção nas frações obtidas do fracionamento de Van Soest dos resíduos das culturas comerciais e plantas de cobertura de solo. Valores representam a média de duas repetições.

Baixa quantidade de C na HEM em relação ao C total foi observado. Menor teor ocorreu para as folhas de feijão ( $0,01 \text{ g kg}^{-1}$ ) e o maior para os talos de milho ( $23,95 \text{ g kg}^{-1}$ ). Para CEL também foram observados baixos valores, porém em níveis mais elevados que o C da HEM. Embora presentes em pequenas quantidades, o C presente na HEM e, conseqüentemente, na HOL apresenta alta recalcitrância e persistência no solo, devido a ligar-se a outras substâncias, como fibrilas de hemicelulose, formando pontes de H com a parede celular da célula vegetal. Quantidades insignificantes de N na CEL, HEM e HOL e LIG foram observadas. Pouca quantidade de C foi observada na LIG, com menor teor para as folhas de

milheto ( $2,88 \text{ g kg}^{-1}$ ) e maiores para as raízes grossas de soja ( $45,39 \text{ g kg}^{-1}$ ). Esse resultado provavelmente deve-se a pequena participação desse componente na MS dos resíduos (média de 10,57%). O C presente na MS da LIG, semelhante ao encontrado na HEM, devido a ligações fortes entre os átomos de C na sua estrutura (anéis aromáticos), confere alta recalcitrância desse compartimento dos vegetais ao ataque dos decompositores. Quantidades no teor de C total proporcionalmente as frações obtidas do fracionamento de Van Soest nos diferentes tipos de resíduos e frações podem ser visualizadas nos Anexos C a F e em relação a MS de cada um dos componentes nos Anexos G a J.

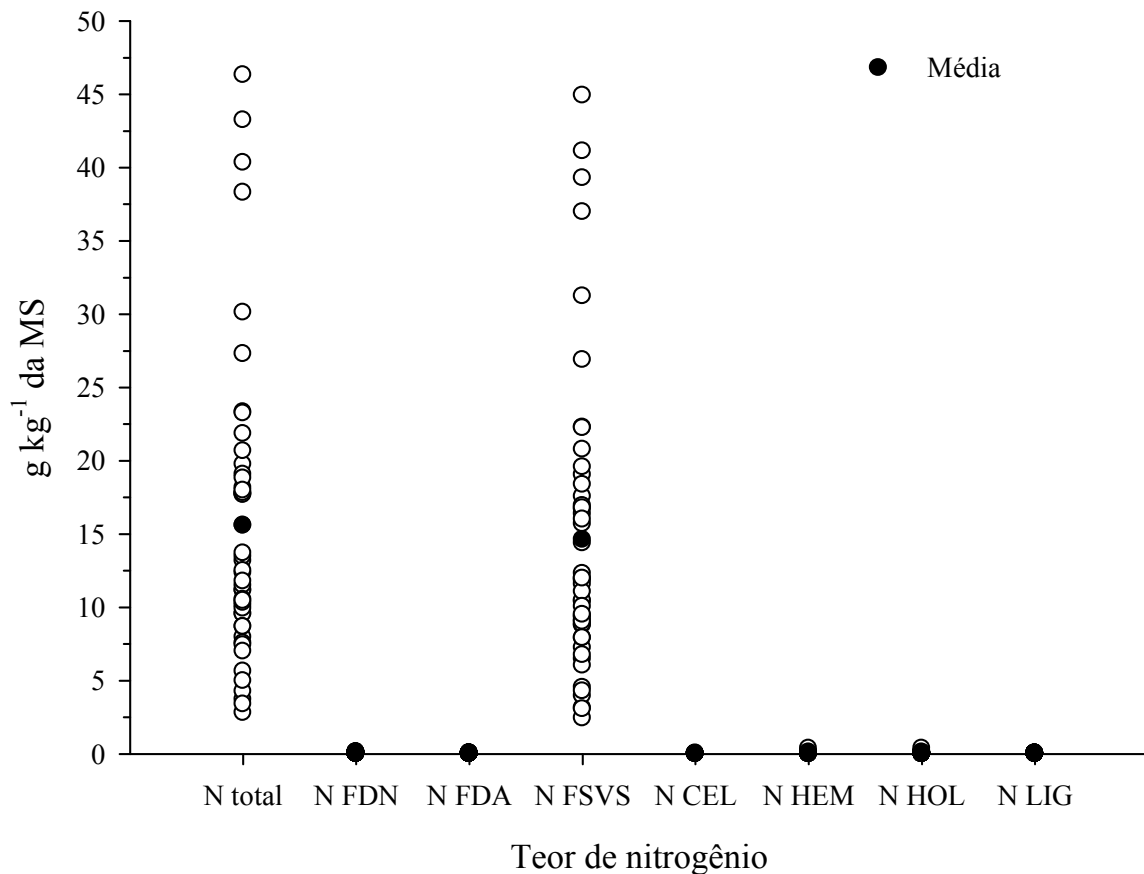


Figura 2.8 – Concentração de nitrogênio total nos tecidos e sua proporção nas frações obtidas do fracionamento de Van Soest dos resíduos das culturas comerciais e plantas de cobertura de solo. Valores representam a média de duas repetições.

#### 2.4.3 Fração solúvel em água

Essa etapa buscou primeiramente quantificar a concentração de C (Csa), N-total (Nsa), N mineral (NMsa) da FSA no tecido vegetal finamente moído e picado dos resíduos e, no Estudo II, verificar o efeito (correlação) das quantidades extraídas dos mesmos com as duas

formas de fracionamento na extração sobre a mineralização do C e N dos materiais no solo. Relativamente a outras características analisadas nos resíduos vegetais, a concentração de nutrientes, especialmente C e N, da FSA é ainda pouco estudada nas plantas. A FSA é composta por diferentes compostos orgânicos, como açúcares, aminoácidos, polissacarídeos, proteínas e compostos fenólicos. Os compostos lábeis e solúveis são rapidamente degradados nos estágios iniciais de decomposição, gerando um rápido crescimento da população microbiana, que pode demandar elevados teores de N (SWIFT et al., 1979). Segundo alguns autores (CLARK et al., 2007; LEMMA et al., 2007; BERTRAND et al., 2009), a facilidade com que a população microbiana utiliza a fração solúvel em água, especialmente carboidratos, irá determinar a velocidade inicial de decomposição dos resíduos vegetais. Portanto, a determinação desta fração, bem como o conhecimento de sua composição, é fundamental nos estudos envolvendo a decomposição e liberação de nutrientes dos resíduos de culturas. A maioria das metodologias para extração dessa fração utiliza o resíduo finamente moído, mas essa realidade não representa bem a condição quando os resíduos são adicionados (parte aérea) ou permanecem no solo (raízes) após a colheita.

A quantidade de C e N extraída com a fração solúvel variou em função do grau de fracionamento dos resíduos vegetais (Figura 2.9). Maiores quantidades para os três componentes da fração mensurados foram observadas com os resíduos finamente moídos (1 mm). Tal resultado deve-se principalmente ao efeito proporcionado pela moagem, que gerou maior quantidade de pequenas partículas, aumentou a área superficial específica e conseqüentemente maiores quantidades foram extraídas desses materiais. O elemento presente em maior porção da fração foi o Csa, intermediário para Nsa e menor para NMsa. Para o Csa dos resíduos moídos no fino, os valores variaram de 8,83 (talos girassol) até 151,60 g kg<sup>-1</sup> (folhas soja) (Figura 2.9a). Já para os materiais picados, variou de 4,11 (talos girassol) até 108,64 g kg<sup>-1</sup> (folhas feijão). Independentemente do grau de fracionamento dos resíduos para Csa e Nsa (Figura 2.9b), maiores quantidades foram correlacionadas com as folhas, posteriormente com talos e raízes. Finalmente, NMsa foi quantificado em maior quantidade em folhas, seguido das raízes e talos (Figura 2.9c). Entre as raízes, a maior quantidade de NMsa foi observada com as finas e menores para as grossas. Demais quantidades específicas de cada um desses componentes nos diferentes tipos de resíduos podem ser visualizadas nos Anexos K e L.



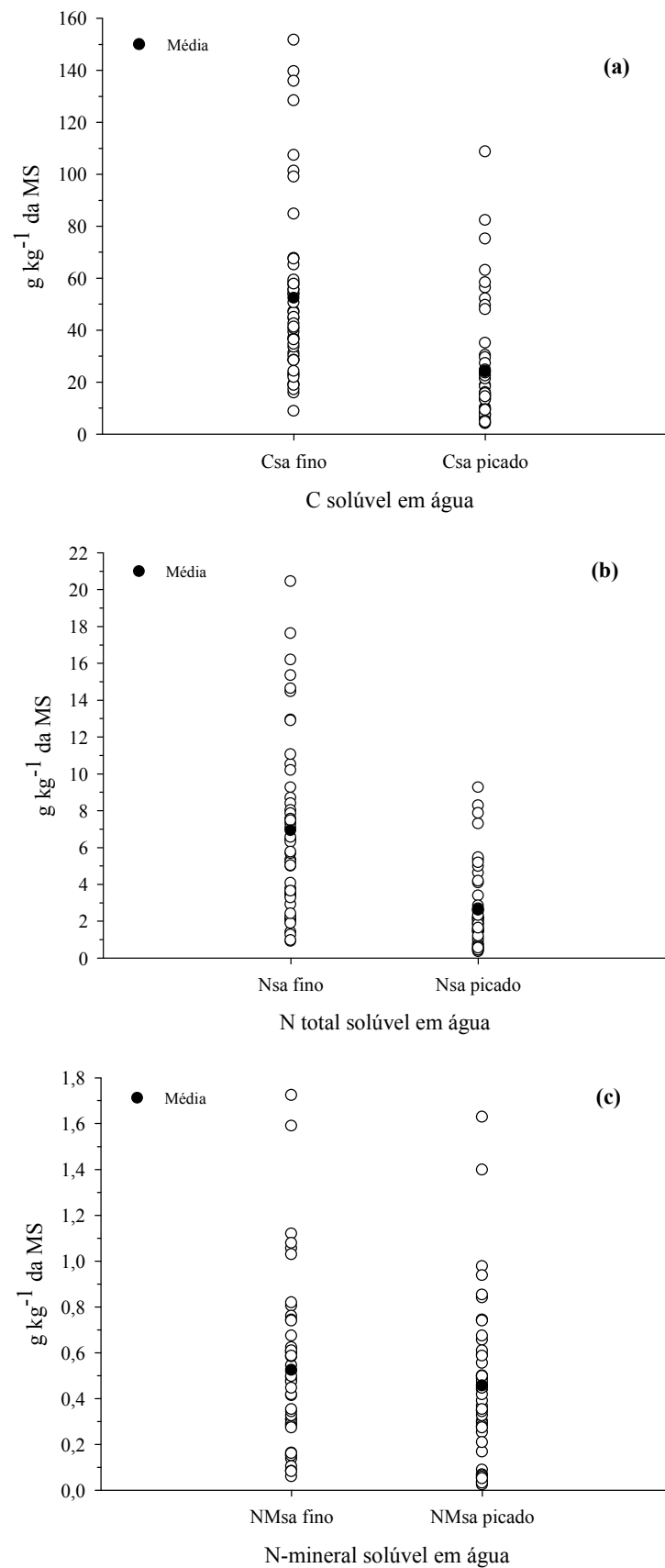


Figura 2.9 – Concentração de carbono (Csa) (a), N-total (Nsa) (b), N mineral (NMsa) (c) da fração solúvel em água no tecido vegetal moído fino e picado das culturas comerciais e plantas de cobertura de solo.

#### 2.4.4 Correlações de Pearson ( $r$ ) entre os parâmetros de qualidade dos resíduos vegetais

O conteúdo de C total nos tecidos correlacionou-se significativamente com o conteúdo de C da FDN, FDA e CEL ( $r$  variando de 0,39 a 0,54) (Tabela 2.6). Já o N total se correlacionou positivamente com o N das frações de Van Soest (menos CEL), POL ( $r$  variando de 0,46 a 1) e negativamente com a relação C/N e com os parâmetros bioquímicos (menos LIG) ( $r$  variando de -0,51 a -0,83). Entre as positivas, correlação altamente significativa ( $r = 1$ ) foi verificada com o N da FSVS. A quantidade de C da FSA correlacionou-se positivamente com o N presente em todas as frações e FSVS, N total, N FSA e negativamente principalmente com os parâmetros bioquímicos. Correlação perfeita ( $r = 1$ ) foi observada entre a quantidade de C na FSA e o N da FSA. O N total presente na FSA apresentou correlação significativa com quase todos os parâmetros cruzados (menos para CEL e LIG). O C presente na FDN e FDA somente se correlacionaram com o C FDA, LIG e N CEL. No entanto, para os parâmetros de qualidade bioquímicos somente o teor de HEM que não apresentou correlação com o C da FDN. Para o C da FDA, somente foi observada correlação para o teor de FDA e altamente significativo para LIG. Já para o N presente nas frações FDN e FDA foram observadas correlações positivas ou negativas para praticamente todas as combinações (menos para teor de LIG e N CEL). O C da FSVS, determinada do fracionamento químico, foi correlacionada negativamente com as quantidades de C na CEL, HEM, HOL, C/N total e a maioria dos parâmetros bioquímicos (menos CEL e LIG), e positivamente com o N da FSA e POL. O N da FSVS foi inversamente correlacionado com a relação C/N e a maioria dos bioquímicos. De maneira geral, o C da CEL, HEM, HOL e LIG correlacionaram-se negativamente com o N dos diversos compartimentos e positivamente com a relação C/N da maioria dos componentes bioquímicos com exceção da FSVS e POL.

A relação C/N total foi inversamente correlacionada com o N encontrado nos tecidos de todas as frações analisadas além do C FSA e FSVS ( $r$  variando de -0,37 a -0,70), ou seja, quanto maior a relação C/N menor é a quantidade de N e C encontrada nesses compartimentos, respectivamente. Esta constatação também foi observada por Jensen et al (2005) ao correlacionarem uma vasta variedade de resíduos de plantas em seu estudo. Efeito semelhante à relação C/N foi observado com os parâmetros bioquímicos, com exceção dos POL e parcialmente da FSVS.

Tabela 2.6 – Coeficientes de correlação de Pearson ( $r$ ) entre parâmetros de qualidade dos resíduos ( $\text{g kg}^{-1}$ ).

Parâmetros	Carbono ( $\text{g C kg}^{-1}$ )									Nitrogênio ( $\text{g N kg}^{-1}$ )									
	Total	FSA	FDN	FDA	FSVS	CEL	HEM	HOL	LIG	Total	FSA	FDN	FDA	FSVS	CEL	HEM	HOL	LIG	
C <sup>(1)</sup>	FSA	-0,06	1																
	FDN	<b>0,52</b>	-0,26	1															
	FDA	<b>0,54</b>	-0,10	<b>0,55</b>	1														
	FSVS	-0,14	<b>-0,49</b>	-0,12	-0,08	1													
	CEL	0,37	-0,30	0,22	0,23	<b>-0,82*</b>	1												
	HEM	0,27	<b>-0,52</b>	0,21	-0,16	<b>-0,60</b>	0,31	1											
	HOL	0,34	<b>-0,48</b>	0,26	0,08	<b>-0,90*</b>	<b>0,87*</b>	<b>0,74*</b>	1										
	LIG	<b>0,58</b>	-0,03	<b>0,51</b>	<b>0,68</b>	0,00	0,06	0,01	0,06	1									
N	Total	-0,06	<b>0,66</b>	-0,29	-0,05	0,34	-0,16	<b>-0,40</b>	-0,32	0,00	1								
	FSA	-0,06	<b>1,00*</b>	-0,27	-0,09	<b>0,48</b>	-0,29	<b>-0,52</b>	<b>-0,48</b>	-0,03	<b>0,69</b>	1							
	FDN	-0,10	<b>0,70*</b>	-0,19	0,01	0,35	-0,28	<b>-0,40</b>	<b>-0,41</b>	-0,03	<b>0,67</b>	<b>0,69</b>	1						
	FDA	-0,12	<b>0,58</b>	-0,46	0,06	0,33	-0,24	<b>-0,44</b>	<b>-0,39</b>	0,07	<b>0,46</b>	<b>0,45</b>	<b>0,70</b>	1					
	FSVS	-0,06	<b>0,66</b>	-0,29	-0,05	0,34	-0,16	<b>-0,40</b>	-0,32	0,00	<b>1,00*</b>	<b>0,85*</b>	<b>0,67</b>	<b>0,46</b>	1				
	CEL	-0,18	<b>0,40</b>	<b>-0,58</b>	0,00	0,27	-0,24	-0,35	-0,35	0,04	0,18	0,26	0,18	<b>0,72*</b>	0,17	1			
	HEM	0,11	<b>0,54</b>	-0,20	0,00	0,05	0,17	-0,30	-0,03	0,01	<b>0,78*</b>	<b>0,66</b>	<b>0,53</b>	<b>0,44</b>	<b>0,78*</b>	0,14	1		
	HOL	0,09	<b>0,58</b>	-0,26	0,00	0,07	0,16	-0,33	-0,06	0,10	<b>0,78*</b>	<b>0,68</b>	<b>0,54</b>	<b>0,51</b>	<b>0,78*</b>	0,25	<b>0,99*</b>	1	
	LIG	-0,06	<b>0,42</b>	-0,16	0,00	0,18	-0,10	-0,32	-0,24	0,03	<b>0,53</b>	<b>0,43</b>	<b>0,80*</b>	<b>0,68</b>	<b>0,53</b>	0,04	<b>0,53</b>	<b>0,52</b>	1
C/N	Total	0,23	<b>-0,43</b>	0,25	0,09	<b>-0,42</b>	<b>0,43</b>	<b>0,38</b>	<b>0,50</b>	0,02	<b>-0,71*</b>	<b>-0,57</b>	<b>-0,55</b>	<b>-0,37</b>	<b>-0,70*</b>	-0,16	<b>-0,41</b>	<b>-0,41</b>	<b>-0,41</b>

Tabela 2.6 – Continuação...

Parâmetros		Carbono (g C kg <sup>-1</sup> )									Nitrogênio (g N kg <sup>-1</sup> )								
		Total	FSA	FDN	FDA	FSVS	CEL	HEM	HOL	LIG	Total	FSA	FDN	FDA	FSVS	CEL	HEM	HOL	LIG
BQ	FDN	0,27	<b>-0,87*</b>	<b>0,43</b>	0,26	<b>-0,49</b>	0,36	<b>0,53</b>	<b>0,53</b>	0,19	<b>-0,83*</b>	<b>-0,82*</b>	<b>-0,77*</b>	<b>-0,62</b>	<b>-0,82*</b>	-0,35	<b>-0,59</b>	<b>-0,61</b>	<b>0,59</b>
	FDA	0,27	<b>-0,80*</b>	<b>0,47</b>	<b>0,45</b>	<b>-0,37</b>	0,31	0,28	0,37	0,28	<b>-0,77*</b>	<b>-0,78*</b>	<b>-0,65</b>	<b>-0,49</b>	<b>-0,77*</b>	-0,27	<b>-0,59</b>	<b>-0,61</b>	<b>-0,48</b>
	FSVS	-0,19	<b>0,91*</b>	<b>-0,38</b>	-0,16	<b>0,50</b>	-0,33	<b>-0,56</b>	<b>-0,53</b>	-0,09	<b>0,83*</b>	<b>0,85*</b>	<b>0,78*</b>	<b>0,64</b>	<b>0,83*</b>	0,36	<b>0,60</b>	<b>0,63</b>	<b>0,59</b>
	CEL	<b>0,39</b>	<b>-0,73</b>	<b>0,50</b>	0,47	-0,35	0,33	0,30	<b>0,39</b>	0,41	<b>-0,72*</b>	<b>-0,70</b>	<b>-0,68</b>	<b>-0,54</b>	<b>-0,72*</b>	-0,30	<b>0,56</b>	<b>-0,58</b>	<b>-0,53</b>
	HEM	0,13	<b>-0,58</b>	0,15	-0,18	<b>-0,46</b>	0,27	<b>0,68</b>	<b>0,54</b>	-0,06	<b>-0,51</b>	<b>-0,50</b>	<b>-0,61</b>	<b>-0,54</b>	<b>-0,51</b>	-0,31	-0,31	-0,34	<b>-0,49</b>
	HOL	0,33	<b>-0,79*</b>	<b>0,42</b>	0,24	<b>-0,46</b>	0,36	<b>0,54</b>	<b>0,53</b>	0,25	<b>-0,75*</b>	<b>-0,72*</b>	<b>-0,77*</b>	<b>-0,64</b>	<b>-0,75*</b>	-0,36	<b>-0,54</b>	<b>-0,57</b>	<b>-0,61</b>
	LIG	0,36	<b>-0,37</b>	<b>0,45</b>	<b>0,74*</b>	-0,17	0,17	-0,07	0,08	0,38	-0,35	-0,35	-0,08	-0,01	-0,35	0,00	-0,21	-0,21	-0,04
	POL	0,22	<b>-0,62</b>	-0,22	-0,12	<b>0,44</b>	-0,29	-0,34	<b>-0,38</b>	-0,16	<b>0,67</b>	<b>0,53</b>	<b>0,69</b>	<b>0,51</b>	<b>0,67</b>	0,15	<b>0,46</b>	<b>-0,47</b>	<b>0,52</b>

<sup>(1)</sup> C = carbono; N = nitrogênio; BQ = bioquímicos; FSA = fração solúvel em água; FDN = fibra detergente neutra; FDA = fibra detergente ácida; FSVS = fração solúvel de Van Soest; CEL = celulose; HEM = hemicelulose; HOL = holocelulose; LIG = lignina, POL = polifenóis solúveis totais. Correlações em negrito denotam nível de significância de  $P < 0.01$ ; \* = significativo a  $r^2 > 0.5$ . Somente os valores representam correlações não significativas.

### 2.4.5 Relações dos resíduos vegetais

O conteúdo de C total nos tecidos apresentou pouca variação, em contrapartida ao N total (Figuras 2.7 e 2.8). Conseqüentemente, a relação C/N total desses materiais foi diversificada variando de 9,8 (folhas M. cinza) a 153,27 (talos milho) (Figura 2.10). A média para os resíduos das culturas comerciais foi de 54,70 e as plantas de cobertura 29,36. Levando em consideração a mistura de resíduos da parte aérea que é adicionada ao solo (folhas + talos), as culturas comerciais apresentam uma relação de 53,26 e de 23,68 para as plantas de cobertura de solo. De maneira geral, as menores relações são observadas com as folhas, seguido das raízes finas, grossas e talos. A larga variação na relação C/N dos resíduos deve-se ao fato de serem culturas com características muito diferenciadas e, além disso, a variações na composição estrutural e bioquímica das diferentes partes (órgãos) dentro de cada planta.

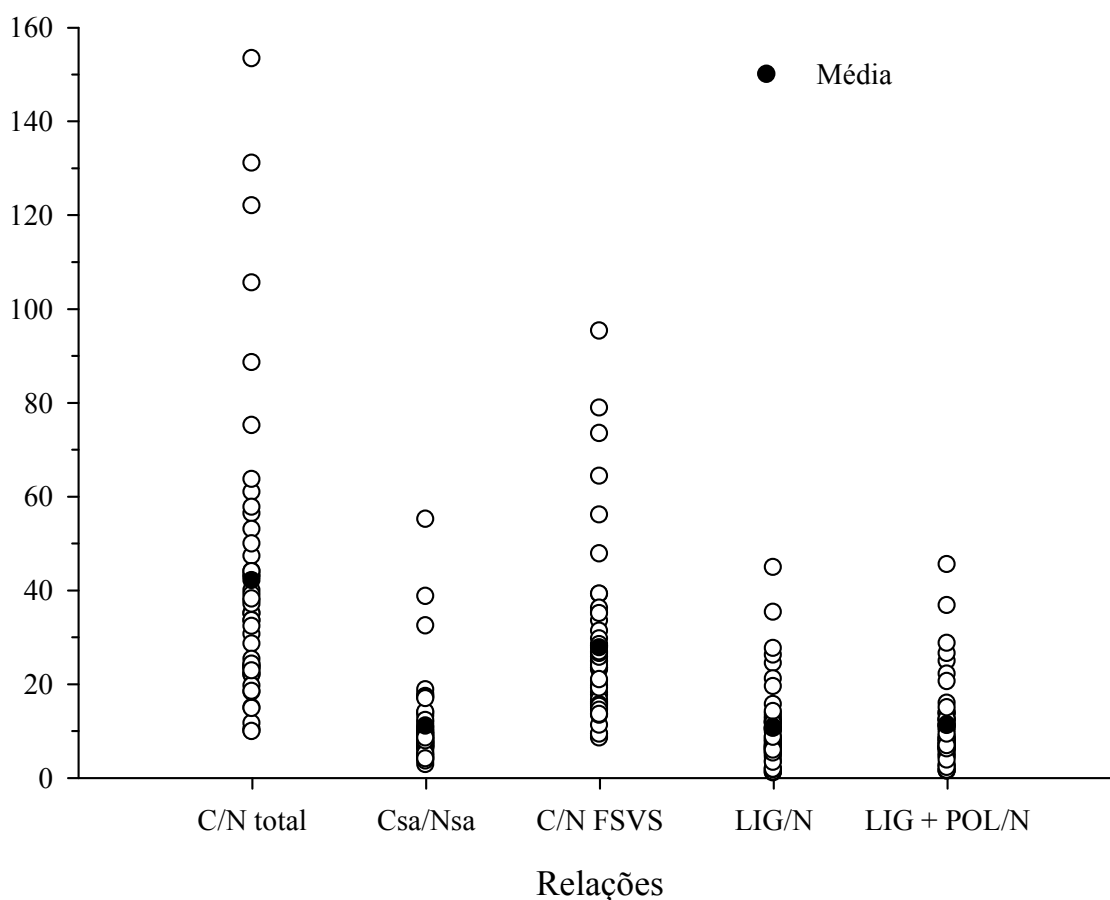


Figura 2.10 – Principais relações dos resíduos vegetais das culturas comerciais e plantas de cobertura de solo. Valores representam a média de duas repetições.

A relação Csa/Nsa referente ao tecido picado foi a menor entre as principais relações apresentadas. As culturas comerciais apresentaram em média maior relação (12,41) em comparação às plantas de cobertura (9,56). A menor relação foi encontrada para as raízes finas de milho (2,76) e maior para raízes finas de girassol (55,08). A relação C/N da FSVS, a exemplo da C/N total, foi diversa, com mínimo de 8,41 para folhas de M. cinza e máximo de 95,20 para talos de girassol, perfazendo uma média geral de 27,65. As plantas de cobertura apresentaram em média a menor relação (19,88) em comparação às comerciais (35,43). Esse resultado deve-se à maior quantidade de N solúvel em água presente nessas culturas (Anexo E e F). A relação LIG/N foi variável entre os dois grupos de plantas e entre órgãos das culturas. As maiores relações foram observadas com as culturas comerciais pelo fato dessas espécies apresentarem maior teor de LIG e menos N total em seus tecidos. Entre os resíduos de todas as culturas, as folhas apresentaram as menores relações, seguidas do sistema radicular e as maiores para os resíduos de talos, devido ao motivo mencionado acima. Finalmente, a relação LIG+POL/N manteve tendência e proporção ao encontrado para LIG/N. Demais informações específicas sobre as relações dos diversos tipos de resíduos e entre os compartimentos dos materiais podem ser visualizados nos Anexos M e N.

## 2.5 Conclusões

- 1) O arroz e o milheto foram as espécies que apresentaram as maiores produções de matéria seca da parte aérea e fitomassa radicular entre as culturas comerciais e as plantas de cobertura, respectivamente.
- 2) A maior parte da fitomassa radicular produzida pelas plantas avaliadas foi encontrada na camada superficial do solo (0-10 cm) e próximo à linha de semeadura.
- 3) As plantas de cobertura de solo apresentam menor relação raiz/parte aérea que as culturas comerciais.
- 4) Os resíduos vegetais apresentam ampla variação na sua composição bioquímica.
- 5) As raízes apresentam composição bioquímica distinta daquela determinada para os resíduos vegetais da parte aérea das culturas.

## ESTUDO II

### 3 QUALIDADE BIOQUÍMICA E SUA INFLUÊNCIA NA DINÂMICA DO CARBONO E DO NITROGÊNIO DURANTE A DECOMPOSIÇÃO DE RESÍDUOS VEGETAIS NO SOLO

#### 3.1 Resumo

A qualidade bioquímica dos resíduos vegetais tem forte influência sobre a sua decomposição no solo. Sendo assim, diferentes órgãos de plantas poderão apresentar níveis diferenciados nas quantidades de C e N mineralizados pelos microrganismos do solo. O presente estudo teve por objetivo avaliar em condições de laboratório, a mineralização do C e do N de resíduos vegetais da parte aérea e de raízes e relacionar os resultados obtidos com os parâmetros estruturais e bioquímicos que compõem os resíduos vegetais. Foram utilizadas oito espécies vegetais, totalizando 34 tratamentos, compostos por solo, folhas, talos, mistura de folhas + talos e raízes de culturas comerciais e plantas de cobertura de solo. Os teores de N mineral do solo ( $\text{N-NH}_4^+$  e  $\text{N-NO}_2^- + \text{N-NO}_3^-$ ) e a evolução de  $\text{CO}_2$  foram avaliados por 120 dias. Os resultados obtidos em diferentes datas de avaliação foram correlacionados com composição bioquímica inicial dos resíduos vegetais. As folhas das leguminosas foram as que tiveram os maiores valores de mineralização do N, desde a primeira determinação (7 dias) até a última (120 dias). Os talos de mucuna cinza e feijão de porco não imobilizaram N mineral do solo. As raízes e as misturas de folhas + talos das culturas comerciais (menos feijão) e milheto imobilizaram N do solo. Para folhas e talos de milho menor mineralização do C foi observado. A parte aérea do milho e soja apresentou menor decomposição. As raízes de girassol imobilizaram maior quantidade de N do solo. Os maiores coeficientes de correlação obtidos para mineralização do C e N foram aqueles relacionados ao N, destacando-se a concentração de N no tecido vegetal. Os resíduos vegetais com teores de N inferior a  $15 \text{ g kg}^{-1}$  ( $\text{C/N} > 29$ ) provocam imobilização líquida de N no solo. Todas as raízes das culturas comerciais avaliadas causaram imobilização de N no solo, sendo que a predominância de mineralização líquida de N somente foi observada com as raízes das plantas de cobertura leguminosas. De maneira geral, a mineralização do C dos resíduos vegetais decresceu na seguinte ordem: folha>talo+folha>talo. Entre os resíduos vegetais das culturas comerciais, aqueles do milho (folha + talo) foram os que apresentaram menor quantidade de C mineralizado (39%). A mineralização do C das raízes apresenta valores semelhantes àqueles observados para os resíduos vegetais da parte aérea. A mineralização do N no solo foi significativamente correlacionada com os teores de N total na MS e na fração solúvel de Van Soest dos resíduos vegetais da parte aérea e das raízes ( $P < 0.01$  e  $r^2$  variando de 0,90 a 0,98). Os valores de correlação entre a composição bioquímica e a mineralização do C dos resíduos vegetais foram menores do que aqueles observados para a mineralização do N, porém observou-se maior número de correlações significativas, com destaque para a relação C/N, polifenóis e FDN de Van Soest.

Palavras-chave: carbono; nitrogênio; decomposição; composição bioquímica; correlações

### 3.2 Introdução

A adição de materiais orgânicos ao solo, como os resíduos vegetais de colheita e de plantas de cobertura, exerce importante influência nos ciclos do C e do N em solos agricultáveis (JENSEN, et al. 2005). Uma larga variedade de plantas é usada em sistemas agrícolas, e, conseqüentemente, a matéria orgânica fresca derivada dos resíduos dessas plantas possui características muito diferentes. Assim, a dinâmica de mineralização do C e N do solo está diretamente ligada à decomposição desse material (ABIVEN et al., 2005).

A dinâmica da decomposição dos resíduos de plantas são complexos e controlados pela ação interativa de muitos fatores: condições climáticas, representadas principalmente pelo regime de chuvas e temperatura (BERTOL et al., 2004), o contato do resíduo com o solo e natureza física e bioquímica dos resíduos (ANGERS; RECOUS, 1997). Diversos trabalhos evidenciam que a relação C/N dos resíduos orgânicos presentes no solo é um dos principais fatores controladores do processo de decomposição (HEAL et al., 1997), pois o N é reconhecido como um fator limitante para o crescimento e atividade microbiana durante a decomposição de resíduos no solo (GIACOMINI, 2005). A diminuição do N mineral presente no solo retarda, mas não completamente, a decomposição de resíduos com alta relação C/N, alterando a relação de N imobilizado para C adicionado (RECOUS et al. 1995). Por ser um índice simples para avaliar a biodegradabilidade dos resíduos, o conteúdo de N no tecido e a relação C/N dos materiais são comumente usados como fonte de correlação em muitos estágios de decomposição (NICOLARDOT et al., 2001). No entanto, a relação C/N, como fator isolado, não permite caracterizar adequadamente a biodegradabilidade dos resíduos vegetais e devem ser levados em consideração os componentes bioquímicos dos materiais (TRINSOUTROT et al., 2000a; SILVER; MIYA, 2001).

A qualidade bioquímica dos resíduos tem sido objeto de diversos estudos, principalmente em condições de clima temperado, com o uso de resíduos finamente moídos e incorporados ao solo (TRINSOUTROT et al., 2000a; JENSEN et al., 2005, ABIVEN et al. 2005, SALL et al., 2007). A qualidade inicial dos resíduos, em particular a composição bioquímica (materiais solúveis, hemicelulose, celulose e lignina), determinada por digestão química aproximada dos materiais de plantas, apresenta papel fundamental nos padrões de decomposição e liberação do N e conseqüentemente podem constituir uma base de dados para calibração e alimentação de modelos que avaliam a dinâmica do C e N no solo (THURIÉS et al., 2002; TRINSOUTROT et al., 2000a). Além disso, carboidratos não estruturais, como



açúcares livres, amido e arabilose, podem afetar a decomposição de materiais no solo (GUNNARSSON et al., 2008).

O principal componente dos materiais ligninocelulosicos é a celulose, seguida por hemicelulose e lignina. Celulose e hemicelulose são macromoléculas constituídas de diferentes açúcares, enquanto a lignina é um polímero aromático sintetizado de precursores fenilpropano (SÁNCHEZ, 2009). Em alguns trabalhos, a celulose e a hemicelulose são denominadas conjuntamente de holocelulose. A celulose é um substrato orgânico não persistente no solo e prontamente assimilável, sendo degradada pela ação de enzimas (celulases) produzidas por uma grande variedade de fungos e bactérias. Organismos celulolíticos e os não celulolíticos podem estabelecer determinado sinergismo e, desta maneira, completar a degradação da celulose. A hemicelulose é um polissacarídeo que apresenta peso molecular mais baixo que a celulose e a principal diferença entre elas são as cadeias laterais, onde a hemicelulose apresenta cadeias laterais curtas, com diferentes açúcares, e a celulose é constituída de oligômeros de fácil decomposição (SÁNCHEZ, 2009). A hemicelulose é um substrato natural prontamente assimilável, mas de relativa persistência no solo quando se liga a outras substâncias como fibrilas de hemicelulose, formando pontes de H com a parede celular da célula vegetal (MOREIRA; SIQUEIRA, 2002). Embora enzimas semelhantes sejam envolvidas para a biodegradação da celulose e hemicelulose, pelo fato de apresentar maior heterogeneidade quando comparada à celulose, a hemicelulose necessita de um número maior de enzimas para sua completa degradação (MALHERBE; CLOETE, 2002).

A lignina é um biopolímero natural mais abundante na biosfera, e a sua degradação se dá, principalmente, através de fungos, basidiomicetos e bactérias lignolíticas, que sintetizam enzimas específicas (MOREIRA; SIQUEIRA, 2002). Devido à sua complexidade estrutural, apresenta elevada recalcitrância, e sua decomposição é mais lenta em relação à celulose e à hemicelulose (SYLVIA et al., 1998). A lignina se liga a celulose e à hemicelulose formando uma barreira física na parede celular vegetal, promovendo resistência ao ataque microbiano e ao estresse oxidativo (SÁNCHEZ, 2009). O conteúdo de lignina nos tecidos vegetais controla a médio e longo prazo o destino do C adicionado ao solo pelas plantas durante o processo de decomposição (TRINSOUTROT et al., 2000b). A grande maioria dos microrganismos possui enzimas degradadoras de amido, proteínas e celulose, que são utilizados como fonte de C e energia. Porém, alguns compostos, como a lignina, apresentam maior dificuldade de serem atacados e conseqüentemente, permanecerão por mais tempo no solo, até serem completamente mineralizados (MOREIRA; SIQUEIRA, 2002).

O conteúdo de C nos tecidos pouco influencia na mineralização do C e N dos resíduos vegetais. No entanto, o de N, embora presente em menor quantidade, pode limitar a decomposição a curto e longo prazo (RECOUS et al., 1995), e componentes específicos como os polifenóis podem interagir com a dinâmica da decomposição (OGLESBY; FOWNES, 1992). Os compostos fenólicos são definidos quimicamente pela presença de pelo menos um anel aromático (fenóis) ou mais (polifenóis). Os polifenóis são divididos em fenóis de baixo e alto peso molecular e podem afetar diretamente a composição e atividade das comunidades decompositoras, influenciando nas taxas de decomposição e ciclagem de nutrientes no solo (HÄTTENSCHWILER; VITOUSEK, 2000). Existem diferentes maneiras dos polifenóis afetarem a decomposição dos resíduos vegetais. Os polifenóis podem se complexar com enzimas digestivas (exoenzimas) e inibir o crescimento e a atividade microbiana, e também se ligar a proteínas, tornando indisponível o N necessário aos microrganismos decompositores (HOORENS et al., 2003). O conteúdo de polifenóis é um bom indicador da qualidade dos resíduos vegetais, e o cultivo de plantas com elevado teor de polifenóis contribui para o aumento dos teores de MOS (CONSTANTINIDES; FOWNES, 1994). Ainda, não apenas a quantidade de polifenóis é importante no processo de decomposição, mas também os tipos de compostos fenólicos presentes no resíduo cultural (HANDAYANTO et al., 1994).

As frações solúveis (em água e Van Soest) são compostas, além de C e N, por diferentes compostos orgânicos, como açúcares, aminoácidos, proteínas, peptídeos e pectinas. Os compostos lábeis e solúveis são rapidamente degradados nos estágios iniciais de decomposição, proporcionando um rápido crescimento da população microbiana. Além disso, os compostos carbonados e nitrogenados solúveis em água podem ser lixiviados dos resíduos vegetais, aumentando sua decomposição inicial (SWIFT et al., 1979). Estudos demonstram que durante poucos dias de decomposição dos materiais, os carboidratos solúveis são decompostos prontamente juntos com os componentes ricos em N e determinam a velocidade inicial de decomposição dos resíduos vegetais (GUNNARSSON; MARSTORP, 2002; GUNNARSSON et al., 2008; BERTRAND et al., 2009).

Poucos são os estudos realizados até o momento para avaliar esses aspectos quando os resíduos vegetais são deixados na superfície do solo. Portanto, o presente estudo teve por objetivo específico investigar, em condições de laboratório, a mineralização do C e do N de resíduos vegetais da parte aérea e de raízes de culturas comerciais e plantas de cobertura de solo, correlacionando com os diversos compartimentos estruturais e bioquímicos que compõem esses materiais.

### 3.3 Material e métodos

O presente estudo constou de três incubações em condições controladas de temperatura e umidade durante 120, dias desenvolvidas no Laboratório de Microbiologia do Solo e do Ambiente do Departamento de Solos, na Universidade Federal de Santa Maria (UFSM) - RS. Na primeira e na segunda incubação foram utilizados resíduos vegetais de culturas comerciais e na terceira, os resíduos vegetais das plantas de cobertura de solo. A seguir será apresentada a descrição das metodologias empregadas.

#### 3.3.1 Solo

O solo utilizado nas incubações foi um Argissolo Vermelho Distrófico arênico (Hapludalf) (EMBRAPA, 2006) pertencente à Unidade de Mapeamento São Pedro (BRASIL, 1973). O solo foi coletado da camada de 0-10 cm de uma área que vinha sendo manejada no sistema de plantio direto há 10 anos. Após a coleta o solo foi peneirado em peneira de malha 4 mm, homogeneizado e acondicionado em saco plástico escuro, em temperatura ambiente, por dois dias até o momento da incubação. As características químicas do solo utilizado nas incubações encontram-se na Tabela 3.1.

Tabela 3.1 Caracterização química do solo (0-10 cm) utilizado nas incubações.

Inc. <sup>(1)</sup>	pH (água)	pH (SMP)	C	N	V	M.O	Argila	P	K	H + Al	Ca	Mg
			----- (%) -----			-----		mg dm <sup>-3</sup>		-- mmol <sub>c</sub> dm <sup>-3</sup> --		
CM	5,0	6,8	0,87	0,09	78	1,4	12	24,8	88	1,7	2,6	3,1
PC	5,3	6,3	0,84	0,09	64	1,5	18	18,8	120	2,3	2,4	3,4

<sup>(1)</sup>Inc. = incubação; CM = culturas comerciais; PC = plantas cobertura.

#### 3.3.2 Preparo dos resíduos vegetais

Os resíduos vegetais pré-secos a 40°C provenientes do Estudo I e utilizados nas incubações foram cortados manualmente com auxílio de tesoura e estilete em pedaços que variaram aproximadamente de 1-1,5 cm de comprimento.

#### 3.3.3 Tratamentos

Para a avaliação da mineralização do C e do N no solo com o uso de resíduos vegetais da parte aérea (folhas e talos) e raízes foram montados diversos tratamentos que podem ser visualizados na Tabela 3.2.

Tabela 3.2 – Tratamentos compostos com resíduos vegetais das culturas comerciais e das plantas de cobertura de solo.

Incubação 1 (culturas comerciais)	Incubação 2 (plantas de cobertura)
T1 – Solo (S)	T18 – Solo (S)
T2 – S + folha feijão	T19 – S + folha crotalária juncea
T3 – S + talo feijão	T20 – S + talo crotalária juncea
T4 – S + folha + talo feijão	T21 – S + folha + talo crotalária juncea
T5 – S + raiz feijão	T22 – S + raiz crotalária juncea
T6 – S + folha soja	T23 – S + folha feijão de porco
T7 – S + talo soja	T24 – S + talo feijão de porco
T8 – S + folha + talo soja	T25 – S + folha + talo feijão de porco
T9 – S + raiz soja	T26 – S + raiz feijão de porco
T10 – S + folha milho	T27 – S + folha mucuna cinza
T11 – S + talo milho	T28 – S + talo mucuna cinza
T12 – S + folha + talo milho	T29 – S + folha + talo mucuna cinza
T13 – S + raiz milho	T30 – S + raiz mucuna cinza
T14 – S + folha girassol	T31 – S + folha milheto
T15 – S + talo girassol	T32 – S + talo milheto
T16 – S + folha + talo girassol	T33 – S + folha + talo milheto
T17 – S + raiz girassol	T34 – S + raiz milheto

O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado com três repetições. Na Figura 3.1 estão ilustrados os tratamentos avaliados com as culturas comerciais e plantas de cobertura de solo.

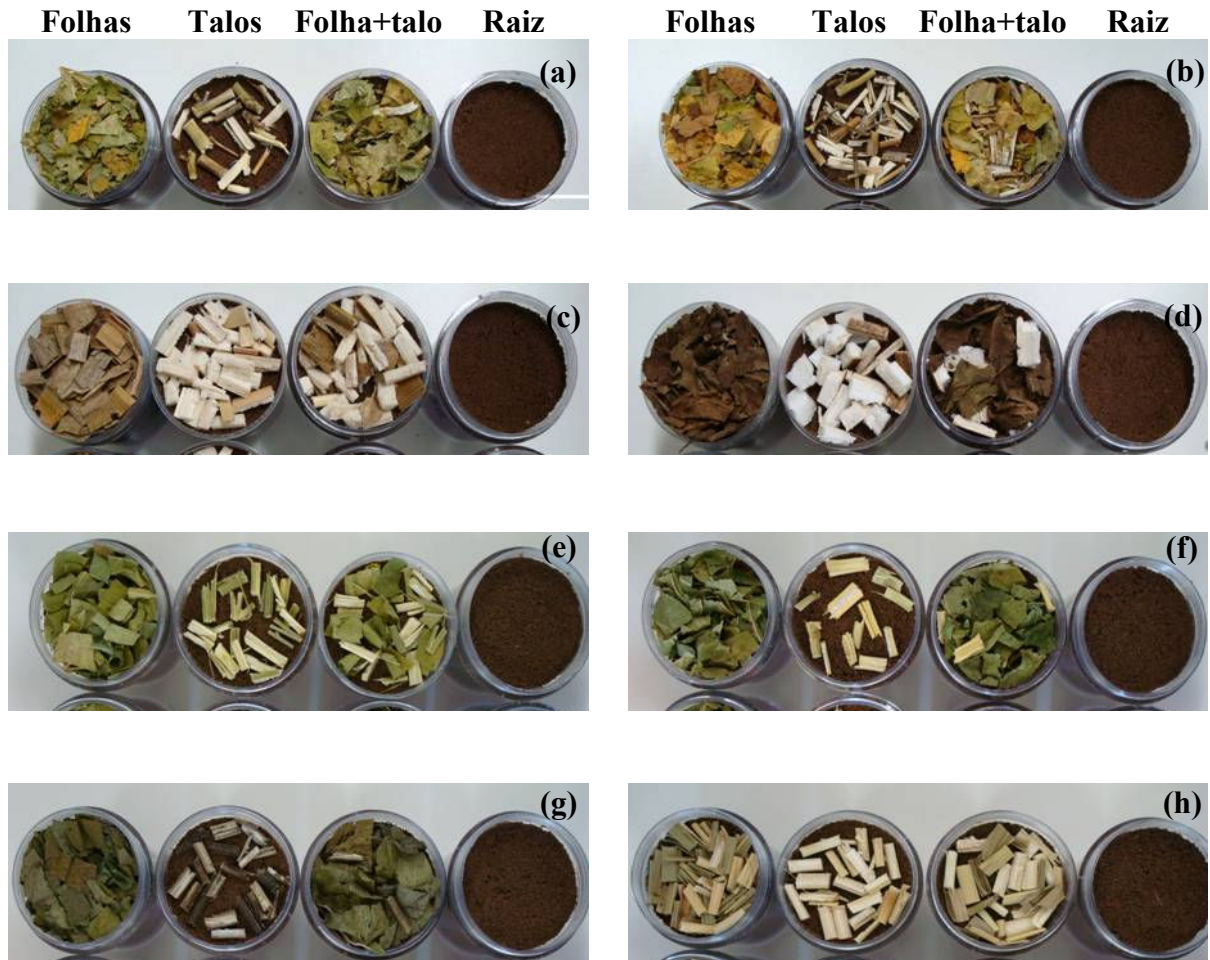


Figura 3.1 – Vista parcial de cada tratamento com a utilização de feijão (a), soja (b), milho (c), girassol (d), crotalaria juncea (e), feijão de porco (f), mucuna cinza (g) e milheto (h). Da esquerda para a direita estão os tratamentos solo (S) + folha, S + talo, S + folha + talo e S + raiz.

### 3.3.4 Incubações

As incubações foram montadas em duas etapas. Para ambas as incubações, no primeiro dia foram montadas as 54 unidades experimentais utilizadas na medida do  $\text{CO}_2$  evoluído (17 tratamentos x 3 repetições + 3 brancos) e no segundo foram montadas as 306 unidades experimentais destinadas a avaliação do N mineral (17 tratamentos x 6 datas x 3 repetições).

As unidades experimentais constaram de recipientes de acrílico com 5 cm de altura e 5 cm de diâmetro com capacidade de 110 mL. As unidades experimentais destinadas a avaliação do N mineral foram colocadas em número de quatro por frasco totalizando 77 frascos de vidro com capacidade de 2000 mL fechados com rosca e tampa plástica. Juntamente com os frascos contendo os tratamentos foi acondicionado outro recipiente aberto

(tudo de filme) contendo somente água destilada com a finalidade de saturar a atmosfera interna do frasco de vidro evitando evaporação e conseqüentemente a reposição de água nos tratamentos perdida principalmete durante a aeração periódica dos frascos (Figura 3.2a). Já as 54 unidades destinadas à avaliação da evolução de CO<sub>2</sub> foram acondicionadas individualmente em potes de vidro com tampa de pressão com capacidade de 100 mL (Figura 3.2b). Todas as unidades experimentais foram acondicionadas e mantidas em câmara de incubação do tipo DBO (Demanda Bioquímica de Oxigênio), na ausência de luminosidade e a uma temperatura de 25° C por um período de 120 dias (Figura 3.2c). A umidade do solo foi ajustada para aproximadamente 80% da capacidade de campo e mantida, nesse nível, através da adição periódica de água.

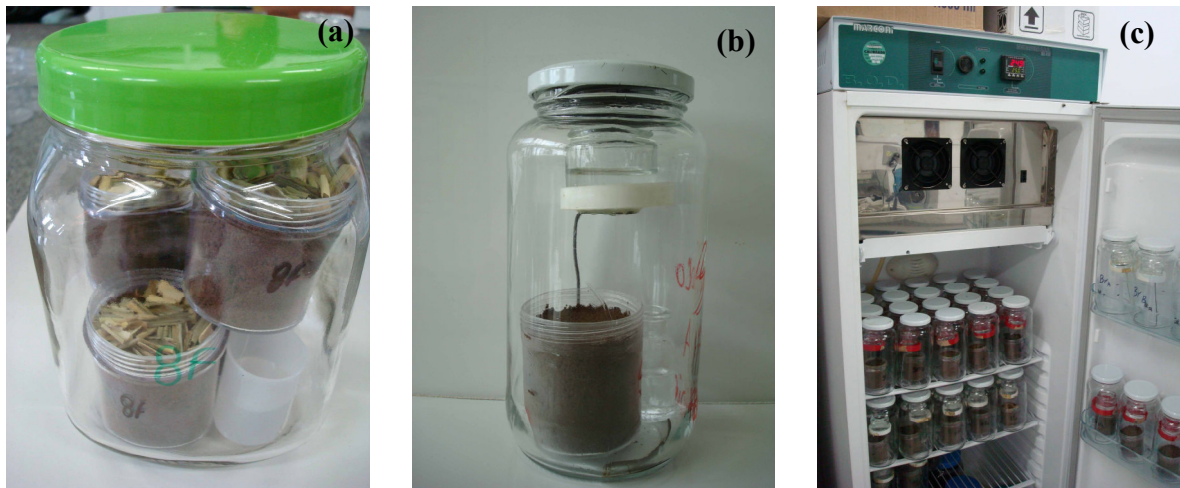


Figura 3.2 – Vista dos frascos de vidro utilizados na avaliação da dinâmica do N (a) da mineralização do C (b) e dos frascos acondicionados dentro da incubadora (c).

A montagem das unidades experimentais seguiu o mesmo procedimento, tanto para o N mineral como para o CO<sub>2</sub>. Em cada recipiente de acrílico foram colocados 133,4g de solo com 13,8% de umidade, o qual foi adicionado nos recipientes de acrílico em duas etapas. Na primeira, foram adicionadas 66,7 g de solo, compactando-o até a altura de 2,5 cm do frasco de acrílico. Na segunda, adicionou-se o restante do solo, compactando-o até a altura de 5 cm. Desta forma, alcançaram-se a densidade de 1,2 g cm<sup>-3</sup>. Nos tratamentos de parte aérea (folhas, talos e a mistura de folhas + talos), os mesmos foram aplicados na superfície do solo, simulando plantio direto, após todo o solo ter sido colocado no recipiente de acrílico. Já para os resíduos de raízes as mesmas foram misturadas e incorporadas ao solo antecedendo sua adição aos potes de acrílico.

A quantidade de raízes e de resíduos da parte aérea utilizados em cada frasco foi de 0,3 e 0,6 g, equivalendo aproximadamente 1,528 e 3,056 Mg ha<sup>-1</sup>, respectivamente. A proporção de raízes grossas e finas, bem como de folhas e talos nos tratamentos compostos de raízes e àqueles com a mistura de folhas + talos foram de acordo com a quantificada no momento da coleta dos resíduos no Estudo I (Tabela 2.5). A quantidade adicionada de resíduos vegetais em cada tratamento para as culturas comerciais e plantas de cobertura estão apresentados nas Tabelas 3.3 e 3.4, respectivamente.

Tabela 3.3 – Composição química e quantidades adicionadas ao solo de matéria seca (MS), carbono (C), nitrogênio (N), carbono (Csa) e N-total (Nsa) da fração solúvel em água com os resíduos vegetais das culturas comerciais utilizados na incubação.

Resíduo		C	N	Csa <sup>(2)</sup>	Nsa	MS	C	N	Csa	Nsa
		----- g kg <sup>-1</sup> da MS -----					----- mg kg <sup>-1</sup> de solo -----			
Feijão		406,9	27,3	108,6	8,3	4798,4	1952,5	130,9	438,4	33,4
Soja	Folha	440,2	19,8	82,3	4,6	4807,4	2116,1	94,9	330,2	18,5
Milho		422,4	5,6	7,3	1,1	4774,5	2016,8	26,9	29,1	4,3
Girassol		415,9	19,1	56,3	4,1	4741,9	1972,3	90,4	224,8	16,3
Feijão		436,4	10,1	18,7	2,6	4809,3	2098,6	48,7	75,6	10,5
Soja	Talo	447,8	8,0	9,5	1,4	4820,6	2158,8	38,3	38,4	5,8
Milho		451,9	3,7	14,7	0,8	4816,9	2176,6	17,8	59,2	3,2
Girassol		429,5	2,8	4,1	0,5	4785,3	2055,3	13,4	16,5	2,0
Feijão		419,9	17,8	58,3	5,0	4801,3	2016,1	85,2	235,6	20,1
Soja	FT <sup>(1)</sup>	444,6	11,1	35,0	2,5	4814,0	2140,1	53,6	142,0	10,2
Milho		448,4	4,3	10,1	0,9	4807,1	2155,4	20,4	40,7	3,8
Girassol		420,7	9,6	30,3	1,8	4767,1	2005,6	45,6	120,8	7,0
Feijão		431,4	12,3	15,9	2,1	2429,2	1048,0	30,0	65,0	8,7
Soja	Raiz	450,2	13,5	7,8	2,2	2410,9	1085,4	32,5	31,3	8,8
Milho		418,6	12,5	9,9	2,1	2400,9	1004,9	30,0	40,1	8,3
Girassol		440,4	5,0	13,8	0,4	2418,0	1064,8	12,0	56,1	1,7

<sup>(1)</sup> FT = folha e talo. <sup>(2)</sup> Csa e Nsa representam valores referentes ao tecido picado.

Tabela 3.4 – Composição química e quantidades adicionadas ao solo de matéria seca (MS), carbono (C), nitrogênio (N), carbono (Csa) e N-total (Nsa) da fração solúvel em água com os resíduos vegetais das plantas de cobertura de solo utilizados na incubação.

Resíduo	C	N	Csa <sup>(2)</sup>	Nsa	MS	C	N	Csa	Nsa	
	----- g kg <sup>-1</sup> da MS -----				----- mg kg <sup>-1</sup> de solo -----					
C. juncea <sup>(1)</sup>	417,2	40,3	52,1	5,3	4660,5	1998,0	188,0	204,2	20,9	
F. porco	Folha	430,8	43,2	63,0	9,3	4647,3	2002,2	200,9	244,5	35,9
M. cinza		454,0	46,3	75,1	7,3	4753,6	2158,3	220,2	299,1	29,0
Milheto		403,5	17,7	21,3	2,8	4713,5	1902,1	83,5	84,5	11,3
C. juncea		449,9	9,5	14,7	1,9	4680,8	2106,0	44,6	57,7	7,5
F. porco	Talo	454,1	20,7	22,5	5,5	4676,5	2123,5	96,6	88,4	21,5
M. cinza		427,4	17,7	23,5	4,2	4647,8	1986,6	82,1	91,6	16,3
Milheto		444,7	7,0	27,2	0,7	4705,9	2092,9	32,9	107,0	2,8
C. juncea		443,5	15,6	24,7	2,7	4742,3	2103,0	73,9	98,5	10,7
F. porco	FT	443,1	38,3	49,5	7,9	4691,7	2078,9	179,7	195,6	31,0
M. cinza		444,3	30,1	48,0	5,2	4699,9	2088,4	141,6	189,1	20,4
Milheto		435,2	9,9	24,2	1,4	4719,2	2053,9	46,8	95,3	5,6
C. juncea		450,6	10,5	9,4	1,2	2341,6	1055,2	24,7	37,0	4,7
F. porco	Raiz	441,5	13,7	9,2	2,3	2361,6	1042,6	32,3	36,4	9,1
M. cinza		427,6	23,2	14,4	1,6	2346,9	1003,4	54,5	57,0	6,5
Milheto		398,0	10,4	4,6	0,5	2353,9	936,8	24,6	18,3	2,2

<sup>(1)</sup> C. juncea = crotalaria juncea; F. porco = feijão de porco; M. cinza = mucuna cinza; FT = folha e talo. <sup>(2)</sup> Csa e Nsa representam valores referentes ao tecido picado.

Para evitar a deficiência de O<sub>2</sub>, os frascos foram periodicamente aerados durante 10 minutos. O teor de umidade foi controlado por meio da pesagem das unidades experimentais e, quando necessário, foi adicionada água destilada com o auxílio de uma pipeta de Pasteur.

Visando estudar o efeito da disponibilidade de N mineral no solo sobre a mineralização do C de resíduos vegetais foi montada uma incubação (incubação 2) em experimento somente com os resíduos provenientes da cultura do milho (folhas, talos, folhas + talos e raízes) com os mesmos procedimentos descritos acima. No solo, precedendo a incubação, a concentração de N mineral natural foi elevada a 60 mg kg<sup>-1</sup> através da adição de KNO<sub>3</sub>. Ao final da incubação (120 dias) no solo de cada unidade experimental foi avaliado os teores de N mineral (N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup> e N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup> + N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup>).



### 3.3.5 Avaliações

As avaliações referentes à mineralização do N por ser um método destrutivo foram feitas sempre em frascos diferentes e de acordo com os dias após a incubação. Já para a mineralização do C foram sempre nos mesmos frascos.

#### 3.3.5.1 Mineralização do N

Considerando que os teores de N amoniacal ( $\text{N-NH}_4^+$ ) do solo são normalmente muito baixos, neste trabalho, os teores de  $\text{N-NH}_4^+$  e  $\text{N-NO}_2^- + \text{N-NO}_3^-$  serão referenciados apenas como N mineral total. No solo de cada unidade experimental foi avaliado os teores de N mineral ( $\text{N-NH}_4^+$  e  $\text{N-NO}_2^- + \text{N-NO}_3^-$ ) após a montagem dos tratamentos (tempo 0) e aos 7, 14, 21, 35, 63, 90 e 120 dias após o início da incubação. Em cada avaliação os resíduos em superfície (folhas, talos e mistura de folhas + talos) e incorporados ao solo (raízes) foram retirados antes da homogeneização e extração do solo com KCl.

O N mineral foi extraído adicionando-se 25 g de solo úmido, previamente homogeneizado, a 100 mL de KCl  $1 \text{ mol L}^{-1}$  e posterior agitação durante 30 minutos em agitador mecânico horizontal. Em seguida, a solução ficou em repouso por 30 minutos, quando então retirou-se uma alíquota de 20 mL do sobrenadante, na qual acrescentou-se simultaneamente 0,2 g de MgO e 0,2 g de Liga de Devarda e destilado em destilador de arraste de vapores do tipo semimicro Kjeldhal (TEDESCO et al., 1995). A titulação da solução receptora na destilação (ácido bórico e indicadores) foi realizada com  $\text{H}_2\text{SO}_4$ .

#### 3.3.5.2 Mineralização do C

A decomposição dos resíduos vegetais foi avaliada através da quantificação da liberação de  $\text{CO}_2$  (STOTZKY, 1965). A evolução de  $\text{CO}_2$  foi avaliada aos 2, 4, 7, 10, 14, 21, 28, 35, 50, 70, 90 e 120 dias após o início da incubação sempre nos mesmos frascos. O  $\text{CO}_2$  liberado em cada tratamento foi captado em 10 mL de solução de NaOH  $1 \text{ mol L}^{-1}$  colocada em um recipiente de vidro com capacidade de 37 mL, suspenso internamente na parte superior do frasco, conforme ilustrado na Figura 3.2b. O excesso de NaOH em cada intervalo de coleta foi titulado com HCl  $1 \text{ mol L}^{-1}$ , após precipitação do carbonato com uma solução de  $\text{BaCl}_2$   $1 \text{ mol L}^{-1}$ .

A aeração das unidades experimentais foi feita por ocasião de cada uma das avaliações realizadas. Cada unidade experimental permanecia aberta por um período de 10 minutos, antes da adição da nova solução de NaOH 1 mol L<sup>-1</sup> nos frascos suspensos.

### 3.3.5.3 Cálculos da mineralização aparente do C e do N

A velocidade de mineralização do C ( $V_{mc}$ ) foi calculada em cada data de avaliação através da seguinte equação:

$$V_{mc} = \left[ \frac{(CO_{2rv} - CO_{2s})}{(Cad \times t)} \right] \times 100 \quad (1)$$

sendo,  $V_{mc}$  a velocidade de mineralização do C (% do C adicionado dia<sup>-1</sup>);  $CO_{2rv}$  e  $CO_{2s}$  as quantidades de CO<sub>2</sub> emitidas (mg kg<sup>-1</sup>) nos tratamentos com uso de resíduos vegetais e no tratamento testemunha, apenas com solo, respectivamente; e  $Cad$  o C adicionado (mg kg<sup>-1</sup>) com os resíduos vegetais em cada tratamento;  $t$  o tempo em dias.

O cálculo da mineralização aparente do C, em cada data de amostragem, foi calculado utilizando a seguinte fórmula:

$$C_{map} = \left( \frac{CO_{2rv} - CO_{2s}}{Cad} \right) \times 100 \quad (2)$$

Sendo,  $C_{map}$  a mineralização aparente do C do resíduo (% do C adicionado);  $CO_{2rv}$  e  $CO_{2s}$  as quantidades de CO<sub>2</sub> emitidas (mg kg<sup>-1</sup>) nos tratamentos com uso de resíduos e no tratamento testemunha, apenas com solo, respectivamente; e  $Cad$  o C adicionado (mg kg<sup>-1</sup>) com o resíduo.

O cálculo da mineralização de N no solo ( $\Delta$  mineral), em cada data de amostragem, variou conforme o tratamento. O valor resultante destes cálculos indicou, em cada situação, se houve predominância da mineralização sobre a imobilização de N pela população microbiana do solo ou vice-versa. Quando o valor foi positivo significa que o processo de mineralização bruta de N superou aquele de imobilização bruta, resultando em mineralização líquida de N. Quando for negativo, ocorreu o inverso e o valor resultante é referido como imobilização líquida de N.

**a) No tratamento testemunha (S), sem a adição de resíduo, a estimativa foi determinada pela fórmula seguinte:**

$$N_{\min} = N_2 - N_1 \quad (3)$$

Onde: *N<sub>min</sub>* representa a quantidade (mg de N kg<sup>-1</sup> solo) de N mineralizado; *N<sub>1</sub>* e *N<sub>2</sub>* representam a quantidade de N mineral do solo no início e ao final de cada intervalo de avaliação, respectivamente.

**b) Nos tratamentos com a adição isolada de resíduo a fórmula utilizada foi a seguinte:**

$$N_{\min} = (N_{rv2} - N_{rv1}) - (N_{s2} - N_{s1}) \quad (4)$$

Onde: *N<sub>min</sub>* representa a quantidade (mg de N kg<sup>-1</sup> solo) de N mineralizado; *N<sub>rv1</sub>* e *N<sub>rv2</sub>* representam as quantidades de N mineral do solo nos tratamentos com o uso isolado de resíduo no início e ao final de cada intervalo de avaliação, respectivamente; e *N<sub>s1</sub>* e *N<sub>s2</sub>* representam as quantidades de N mineral do solo no tratamento testemunha no início e ao final de cada intervalo de avaliação, respectivamente.

#### 3.3.5.4 Cálculos das correlações de Pearson (*r*)

Os resultados obtidos da mineralização do C e N e as propriedades iniciais dos resíduos (C e N totais, polifenóis e componentes do fracionamento de Van Soest) determinadas no Estudo I foram submetidos à análise de correlação usando o Software STATISTICA 5.1 para estimar os coeficientes de correlação de Pearson (*r*).

#### 3.3.6 Análise dos resultados

Os resultados obtidos para cada data de avaliação foram submetidos à análise da variância e as médias dos tratamentos foram comparadas através do teste de Tukey a 5% de probabilidade.

### 3.4 Resultados e discussão

Os resultados de mineralização do C e do N obtido nos tratamentos com resíduos vegetais dispostos em superfície (folhas, talos e folhas + talos) foram interpretados isoladamente daqueles obtidos com as raízes, que foram incorporadas ao solo. Isso foi adotado devido que as condições distintas de uso dos resíduos vegetais no solo podem provocar uma maior, ou menor mineralização, sendo esse efeito atribuído ao contato solo-resíduo e não a qualidade bioquímica do material vegetal.

### 3.4.1 Mineralização do N

#### 3.4.1.1 Resíduos vegetais da parte aérea das culturas comerciais e plantas de cobertura de solo

Na Figura 3.3 estão apresentados os valores de N mineralizado (Eq. 4) durante a decomposição dos diversos resíduos vegetais da parte aérea das culturas comerciais e plantas de cobertura de solo. Os valores de N mineralizado nos diferentes tratamentos podem ser utilizados como um indicativo da ocorrência dos processos líquidos de mineralização e imobilização de N. Para valores positivos de N mineralizado, considera-se que o processo de mineralização superou o de imobilização (mineralização líquida de N) e, para valores negativos, o inverso é verdadeiro (imobilização líquida de N).

A ocorrência de mineralização líquida de N foi observada em 50% dos 24 tipos de resíduos vegetais adicionados ao solo (Figura 3.3). Entre os resíduos vegetais das culturas comerciais apenas 34% causaram mineralização líquida de N. No caso dos resíduos vegetais das plantas de cobertura, esse valor foi de 66%. A mineralização líquida de N ocorreu principalmente nos tratamentos compostos somente por folhas e folhas + talos de plantas de cobertura de solo. Já a ocorrência do processo de imobilização foi predominante nos tratamentos compostos por talos provenientes principalmente de culturas comerciais. De maneira geral, a variação nos valores de N mineralizado no solo é reflexo principalmente da ampla variação nos teores de N nos resíduos vegetais (Figura 2.8) e também na composição estrutural e bioquímica (Figuras 2.6 a 2.9) das diferentes partes (órgãos) dentro da planta.

Analisando a mineralização de N nos tratamentos compostos somente por folhas, observa-se a ocorrência de imobilização líquida de N apenas no solo que recebeu as folhas de milho (Figura 3.4). A mineralização líquida de N no solo atingiu os maiores valores aos 21 dias após o início da incubação e nos tratamentos com as folhas das plantas de cobertura leguminosa ( $113 \text{ mg de N kg}^{-1}$ ). Entre as culturas comerciais observa-se que o tratamento com as folhas de feijão apresentou os maiores valores de mineralização de N, devido

principalmente ao baixo teor de N no tecido vegetal. Em estudo realizado por Abiven et. al (2005) em condições de laboratório com a adição de N mineral ao solo ( $80 \text{ mg kg}^{-1}$  de solo), os autores observaram que as folhas de soja com relação C/N (10,7) similar ao do presente estudo também não apresentaram imobilização de N, ao contrário das folhas de aveia (C/N = 59,3) e da brachiaria (C/N = 26,3). No trabalho de Thippayarugs et al. (2008), folhas de amendoim (C/N = 13) também apresentaram mesmo comportamento acima. Segundo Aita; Giacomini (2003) as taxas de decomposição e liberação de N de resíduos vegetais são inversamente proporcionais à relação C/N dos resíduos.

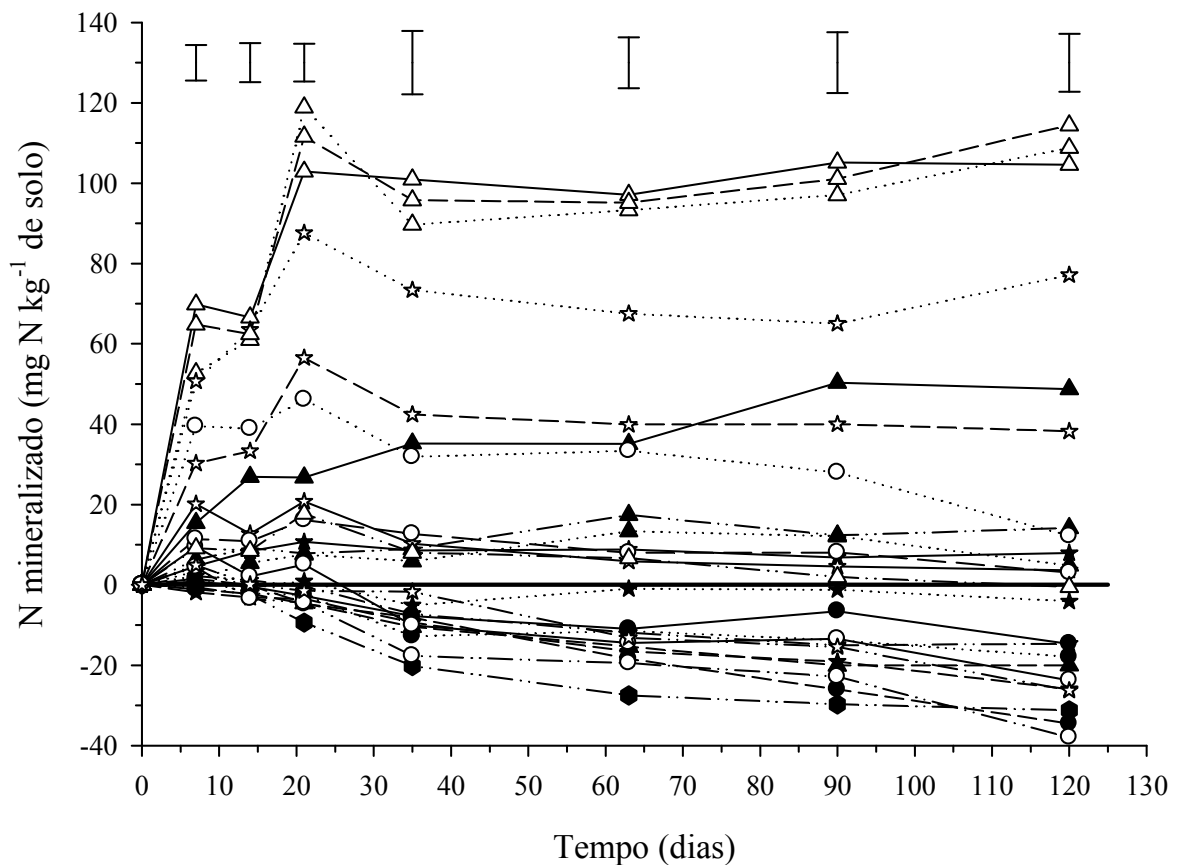


Figura 3.3 – Mineralização do N no solo durante a decomposição de folhas (triângulos), talos (círculos) e folhas + talos (estrela) das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Linha contínua feijão e C. juncea; pontilhado soja e F. porco; traço curto milho e M. cinza; traço ponto girassol e milheto. Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%).

Considerando o valor médio de N mineralizado ( $113 \text{ mg N kg}^{-1}$ ) no solo 21 dias após a adição das folhas de M. cinza, C. juncea e F. porco e a quantidade de N adicionado com esses resíduos vegetais (Tabela 3.4), pode-se estimar que aproximadamente 50% do N adicionado

foi mineralizado das folhas nesse período. Essa rápida e elevada mineralização do N das folhas é devido principalmente aos elevados teores de N nesse resíduo vegetal (Figura 2.8 e Anexos I e J) além de compostos bioquímicos de fácil decomposição como, por exemplo, alta FSVS encontrado nesses materiais (Figura 2.6 e Anexos A e B). Segundo Trinsoutrot (1999) os compostos solúveis da fração solúvel são essencialmente constituídos de pectinas, aminoácidos, peptídeos e proteínas e, portanto, facilmente assimilados e mineralizados pelos microrganismos.

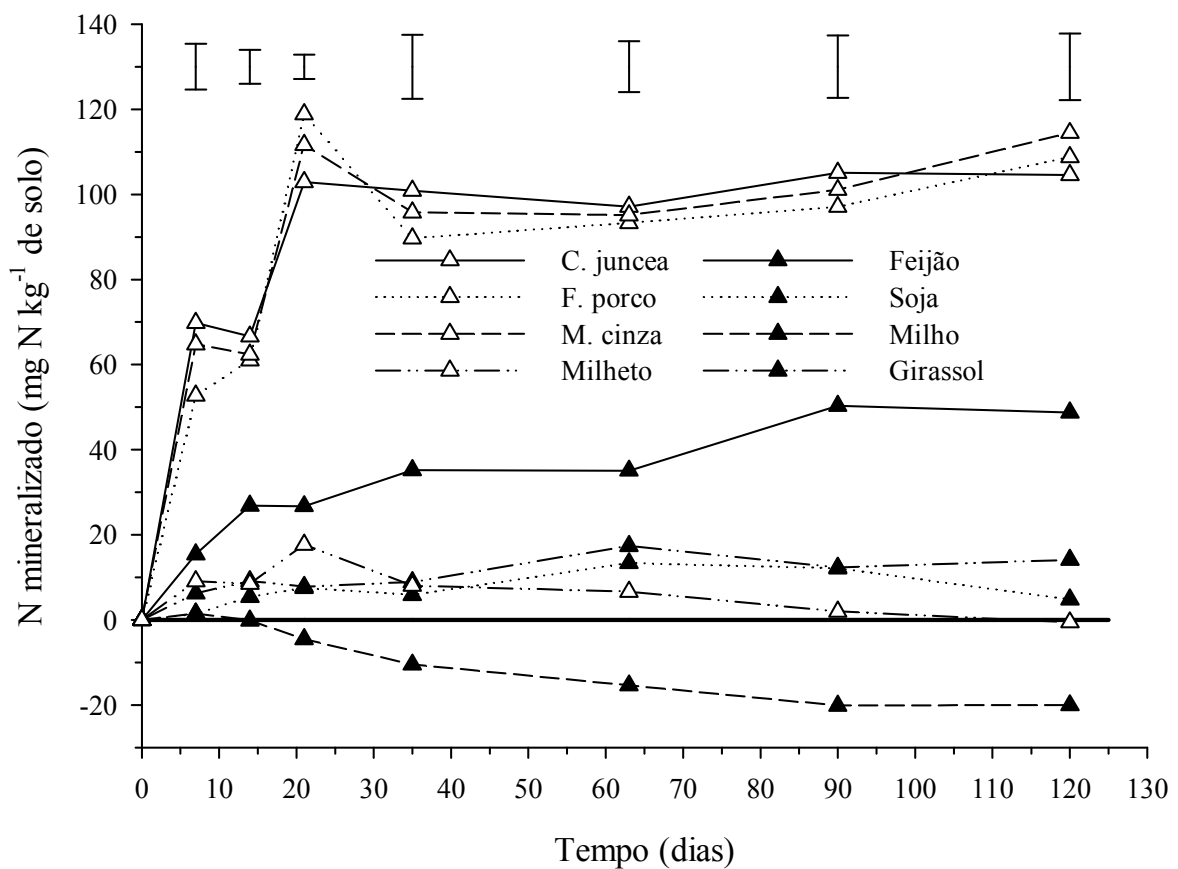


Figura 3.4 – Mineralização do N no solo durante a decomposição de folhas das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%).

Nos tratamentos compostos somente por talos (Figura 3.5), observa-se a ocorrência do processo de mineralização líquida de N somente com os resíduos vegetais das plantas de cobertura. Nos tratamentos com os talos de F. porco e M. cinza a mineralização líquida de N foi observada em todo o período de avaliação, com valores mais elevados na fase inicial do experimento e após os talos do F. porco. Já para aqueles formados com os talos da C. juncea e

do milho a mineralização líquida de N foi observada somente até os primeiros 21 e 7 dias após o início da incubação, respectivamente. Analisando as características bioquímicas (Anexo B) dos talos de F. porco e M. cinza pode-se dizer que a menor mineralização líquida de N após os talos da M. cinza comparada com os talos de F. porco pode estar ligada a maior concentração de polifenóis nos talos da M. cinza. A concentração de polifenóis foi 100% maior nos talos da M. cinza duas comparado aos talos de F. porco. Thippayarugs et al. (2008) trabalhando com talos de amendoim e com qualidade bioquímica similar a este estudo observaram mineralização positiva ao longo de 133 dias de avaliações.

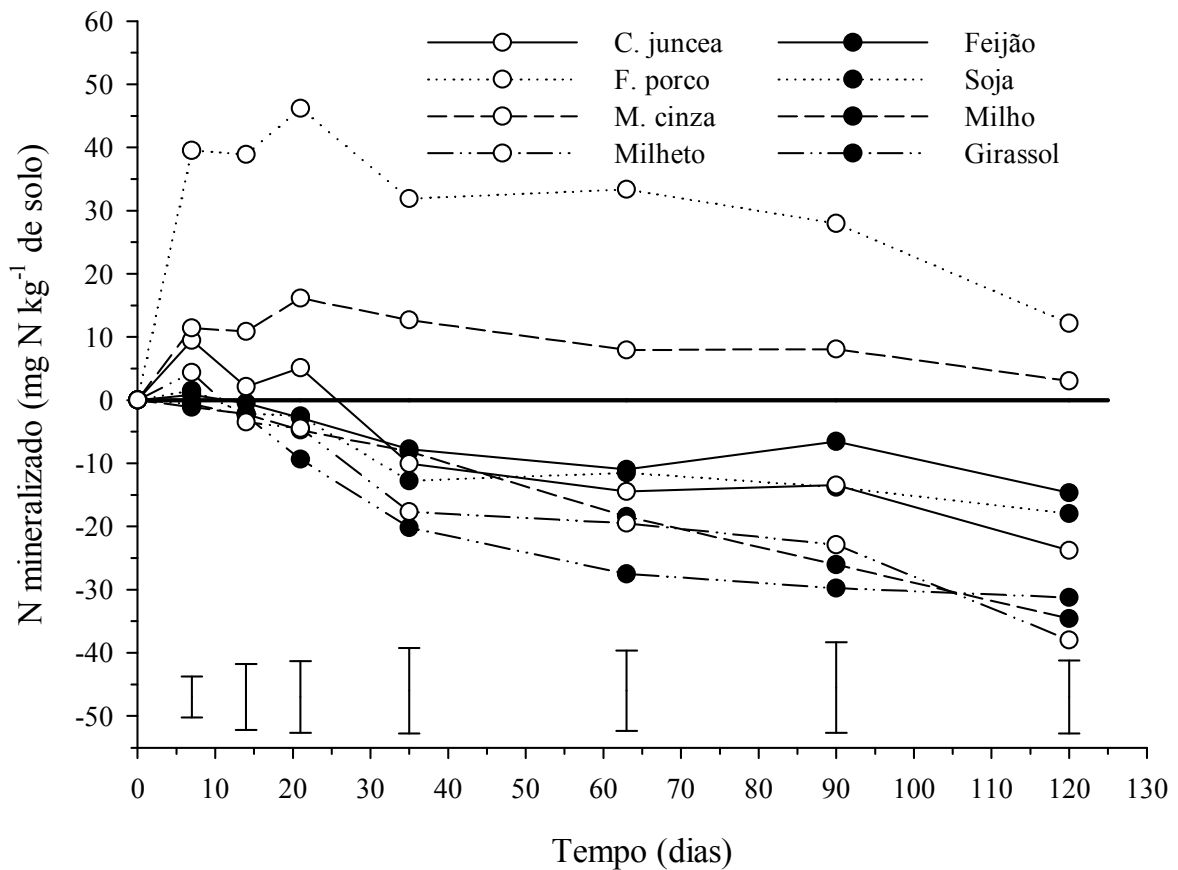


Figura 3.5 – Mineralização do N no solo durante a decomposição de talos das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%).

Os talos das culturas comerciais causaram imobilização líquida de N desde o início da incubação, com valores crescentes até o final do período de avaliação (Figura 3.5). Ao final da incubação, a imobilização de N atingiu um valor médio de 16,33 nos tratamentos com os talos de feijão e soja e de 32,92 nos tratamentos com talos de milho e girassol. É importante

ressaltar que ao final dos 120 dias a mineralização de N no solo após a adição dos talos das culturas foi influenciada principalmente pela concentração de N nesses resíduos vegetais.

Um aspecto interessante a ressaltar nos resultados de mineralização de N com a adição dos talos ao solo, é que nos tratamentos que apresentaram mineralização líquida de N, após um aumento nas quantidades de N mineralizado observa-se um decréscimo nesses valores com o passar do tempo, indicando que durante a decomposição dos talos os microrganismos não encontraram N suficiente nesses resíduos vegetais e necessitaram imobilizar o N mineral do solo. Logo após a adição dos talos ao solo, os microrganismos irão atacar principalmente os compostos solúveis de baixo peso molecular, os quais apresentam carbono facilmente biodegradável e são mais ricos em N comparado ao resíduo vegetal. Nessa fase, os microrganismos irão sustentar sua necessidade em N para a biossíntese principalmente através dessa fração, e o N não utilizado na biossíntese microbiana será liberado no solo, aumentando os valores de N mineralizado. Após a exaustão dessa fração de C e N, resta nos talos uma maior proporção de carbono de difícil decomposição com baixa disponibilidade de N para os microrganismos. Para utilizar o C ainda presente nos talos, os microrganismos irão necessitar de uma fonte externa de N e com isso irão necessitar imobilizar o N mineral do solo.

Nas misturas de folhas e talos foram verificados valores de N mineralizado intermediários aos verificados para os tratamentos compostos por somente talos ou folhas (Figura 3.6). Maiores ou menores quantidades de N mineralizado no solo estão possivelmente relacionadas com a qualidade do resíduo e com a proporção de folhas e talos na MS total adicionada ao solo com os resíduos vegetais. (Tabela 2.5). Esses resultados demonstram haver interação entre partes das plantas durante a decomposição porque além da produção de folhas e talos diferenciada apresentam qualidade bioquímica distinta. O efeito da mistura foi constatado por Quemada; Cabrera (1995) ao estudar a dinâmica do C e N de folhas, talos e misturas de folhas + talos de trevo vermelho, centeio, trigo e aveia por 160 dias observaram que a mineralização do C e do N no solo esteve de acordo com as proporções das misturas.

Observa-se na Figura 3.6 que entre os resíduos vegetais das culturas comerciais a mineralização líquida de N ocorreu somente com as folhas+talos do feijão e entre as plantas de cobertura, após os resíduos vegetais do F. porco, C. juncea e M. cinza. A imobilização de N causada pelos resíduos vegetais do milho e do girassol deve-se a baixa concentração de N nesses materiais e também aos elevados valores de celulose. Além disso, a de milho apresenta baixa FSVS (Figura 2.6 e Anexo A). Já os resíduos de milho apresentam alta quantidade de hemicelulose e baixa FSVS o que possivelmente esteja influenciando nesse resultado (Figura



2.6 e Anexo B). Comportamento semelhante entre os resíduos de feijão e C. juncea foram observadas ao longo do experimento. Embora apresentando relação C/N similar, os resíduos de F. porco (C/N = 11,57) e M. cinza (C/N = 14,75) apresentaram comportamento distinto. A menor quantidade de N mineralizado para a M. cinza pode estar relacionado com a alta concentração de polifenóis nesse tipo de resíduo, conforme também observado para as folhas dessas espécies.

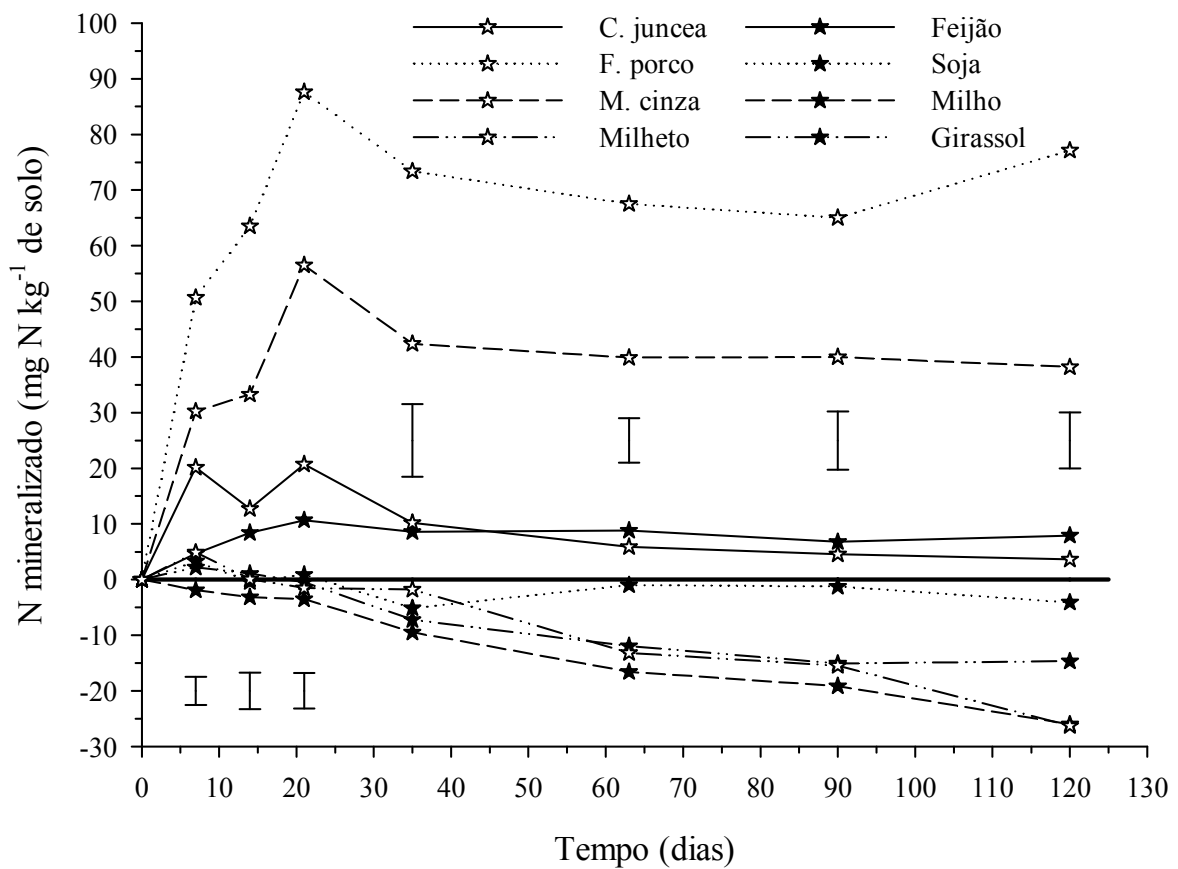


Figura 3.6 – Mineralização do N no solo durante a decomposição de folha + talo das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%).

Conforme observado com a mineralização de N após os tratamentos contendo somente talos, os tratamentos compostos com a mistura folha+talo que promoveram mineralização líquida de N, mostraram uma redução nos valores de N mineralizado após 21 dias de incubação. Tais resultados podem estar relacionados a decomposição dos talos. Os microrganismos para utilizar o C presente nesses resíduos vegetais necessitam retirar o N do solo para suprir suas demandas nutricionais.

Os resultados referentes a mineralização do N indicam que os resíduos culturais (folha+talo) das culturas comerciais avaliadas, com exceção daqueles do feijão, provocam imobilização de N, causando uma competição por esse nutriente no solo entre a planta e os microrganismos. Já os resíduos vegetais das plantas de cobertura leguminosas com destaque para os de F. porco e da M. cinza provocam um rápido aumento na disponibilidade de N solo. Esses resultados sugerem que, para um melhor aproveitamento do N mineralizado, as culturas em sucessão devem ser implantadas o mais rápido possível após a adição dos resíduos vegetais ao solo e que a cultura implantada seja exigente em N, como por exemplo, o milho após a colheita do feijão e o trigo após as plantas de cobertura leguminosas.

#### 3.4.1.2 Raízes de culturas comerciais e plantas de cobertura de solo

A rizodecomposição influenciou os níveis de N mineral no solo (Figura 3.7), sendo que as quantidades de N mineral no solo nos tratamentos com raízes das culturas comerciais foram sempre inferiores àquelas observadas no solo sem resíduos, indicando a ocorrência do processo de imobilização de N por parte da população microbiana do solo. No entanto, Abiven et al. (2005) em condição de alta concentração de N no solo e com a utilização de aproximadamente 2 Mg ha<sup>-1</sup> de raízes não encontraram imobilização de N utilizando raízes de soja com C/N similar a este estudo. Chaves et al. (2004) ao estudarem a mineralização do N de raízes grossas e finas de repolhos e couves-flores, com relações C/N similares a este estudo, também constataram imobilização do N do solo principalmente pelas raízes grossas. Os autores evidenciam esse resultado pela maior concentração de C e menor de N nos tecidos além dos bioquímicos, se comparado as finas.

A dinâmica da mineralização de N não diferiu entre as raízes das culturas de feijão, soja e milho. Possivelmente esse resultado deve-se a proximidade dos valores de concentração de N nas raízes dessas culturas. Já as raízes do girassol com baixos teores de N (C/N=88) provocaram os maiores valores de imobilização líquida de N, atingindo o valor máximo de 24 mg kg<sup>-1</sup> aos 90 dias após o início da incubação. Possivelmente, essa maior imobilização de N causada pelas raízes do girassol deve-se também aos baixos teores de C e N na FSVS das raízes dessa cultura (Figuras 2.7 e 2.8 e Anexos C e E). Com isso pode-se estimar que pequena quantidade de N foi adicionada via as raízes e os microorganismos para utilizarem o C presente nesse resíduo vegetal tiveram que imobilizar o N mineral presente no solo.

O único tratamento que apresentou em toda a fase experimental mineralização líquida de N foi aquele com as raízes da M. cinza (C/N=18,4). Nesse tratamento, a mineralização

líquida de N atingiu valor máximo aos 14 dias ( $15 \text{ mg kg}^{-1}$ ) de forma que ao final da incubação seu efeito no solo foi nulo. Jin et al. (2008) em condição inicial de alta concentração de N no solo ( $64 \text{ mg kg}^{-1}$  de solo), verificaram limitada imobilização de N por parte das raízes de aveia preta e valores positivos de mineralização para raízes de amendoim.

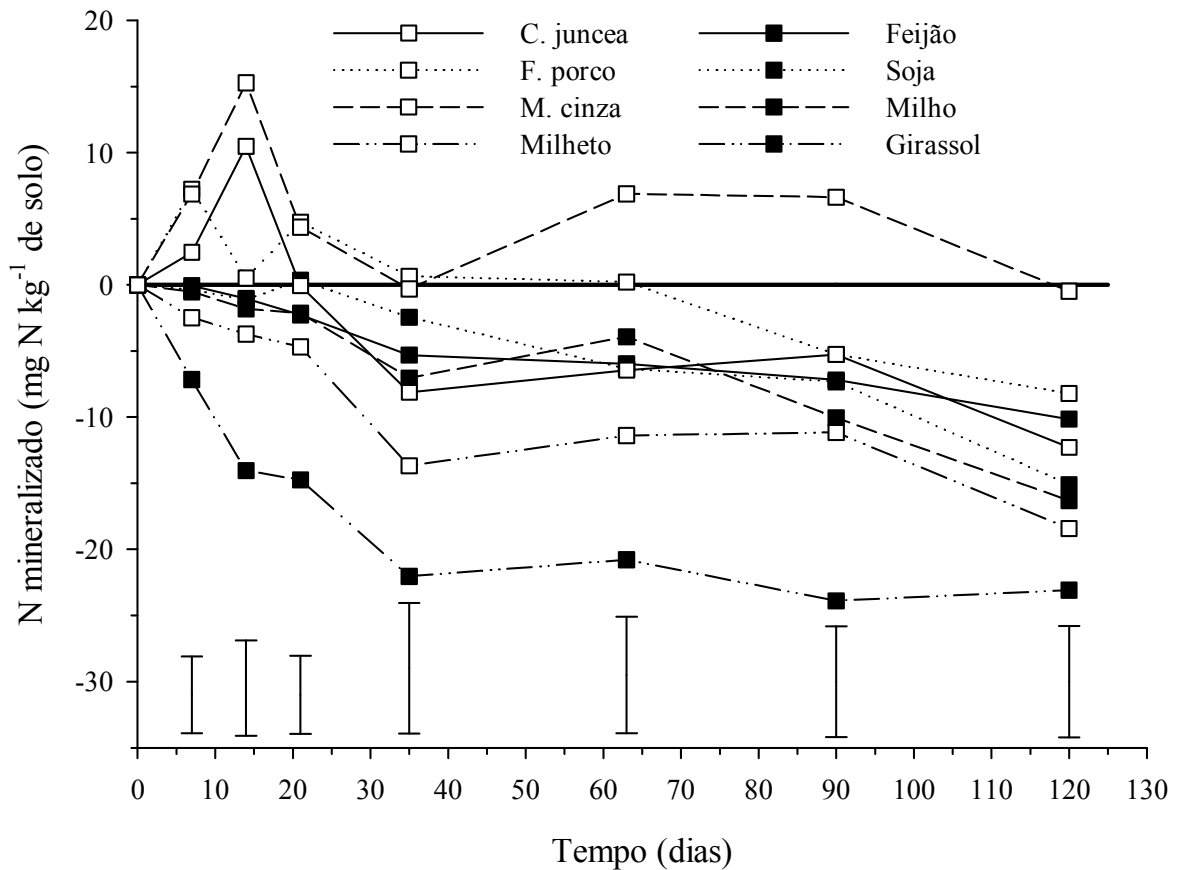


Figura 3.7 – Mineralização do N no solo durante a decomposição de raízes das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%).

Os resultados da dinâmica do N durante a rizodecomposição, além da qualidade do resíduo, podem ser influenciados pelo manejo adotado ao solo. No trabalho de Malpassi et al. (2000) as raízes de aveia e centeio causaram mineralização líquida de N quando cortadas e incorporadas ao solo. No entanto, quando crescidas *in situ* e posteriormente não fragmentadas e sem preparo do solo, os mesmos autores verificaram imobilização do N durante a decomposição das raízes. Esses autores sugerem que tal resultado foi possível pela menor perturbação do solo, fragmentação do resíduo que, conseqüentemente proporcionaram

a lenta liberação do N dos resíduos intactos e imobilização do N presente no solo pelos microrganismos necessário a decomposição.

Com base nos resultados obtidos em condição de laboratório é possível afirmar que a decomposição do sistema radicular afeta a disponibilidade de N no solo, com maior potencialde causar imobilização do que mineralização líquida de N. No entanto, novos estudos e experimentos principalmente em condição de campo, são necessários para um melhor entendimento sobre o impacto das raízes na dinâmica do N no solo. O efeito da distribuição longitudinal do sistema radicular sobre a disponibilidade de N no solo também é um aspecto que deve ser melhor estudado.

#### 3.4.1.3 Relação C/N de equilíbrio

O balanço entre a mineralização e a imobilização do N no solo durante a decomposição dos resíduos vegetais da parte aérea e das raízes foi dependente da concentração de N total nos tecidos vegetais (Figura 3.8). Observa-se uma relação direta entre os teores de N no tecido vegetal e a mineralização de N no solo. O teor de N nos resíduos vegetais em que a mineralização líquida de N no solo é nula variou durante os 120 dias de incubação. Aos 14 dias de incubação, o teor de N crítico nos tecidos vegetais foi de  $9,8 \text{ g kg}^{-1}$ . Assim, valores abaixo desse nível causam imobilização líquida de N e acima mineralização líquida de N no solo. Considerando a concentração média de C nos resíduos vegetais do presente estudo (43,4%) pode-se estimar que a relação C/N de equilíbrio para esse estágio de decomposição foi de 44 (Figura 3.8a). Já aos 35 (Figura 3.8b) e 63 dias (Figura 3.8c) após o início da incubação o teor crítico de N nos tecidos vegetais aumentou, respectivamente, para  $12,8$  e  $13,4 \text{ g kg}^{-1}$  e a relação C/N de equilíbrio para 34 e 32. Ao final da incubação (120 dias) o valor do teor crítico de N nos tecidos passou para  $15,1 \text{ g kg}^{-1}$  (Figura 3.8c) e a relação C/N de equilíbrio para 29. Abiven et al. (2005) estudando a dinâmica do N no solo durante a decomposição de folhas, talos e raízes de espécies gramíneas e leguminosas por 60 dias de incubação verificaram que o teor crítico de N nos tecidos vegetais foi de  $20 \text{ g kg}^{-1}$  ( $r^2 = 88$ ). Cabe ressaltar que neste trabalho das cinco espécies estudadas quatro eram de gramíneas, o que poderia ter elevado esse índice. Também em laboratório, Trinsoutrot et al. (1999) trabalhando com resíduos vegetais de leguminosas e gramíneas e em solo com disponibilidade de N considerada não limitante ao processo de decomposição, determinou que aos 168 dias após o início da incubação o teor crítico de N foi de  $16,8 \text{ g kg}^{-1}$ .

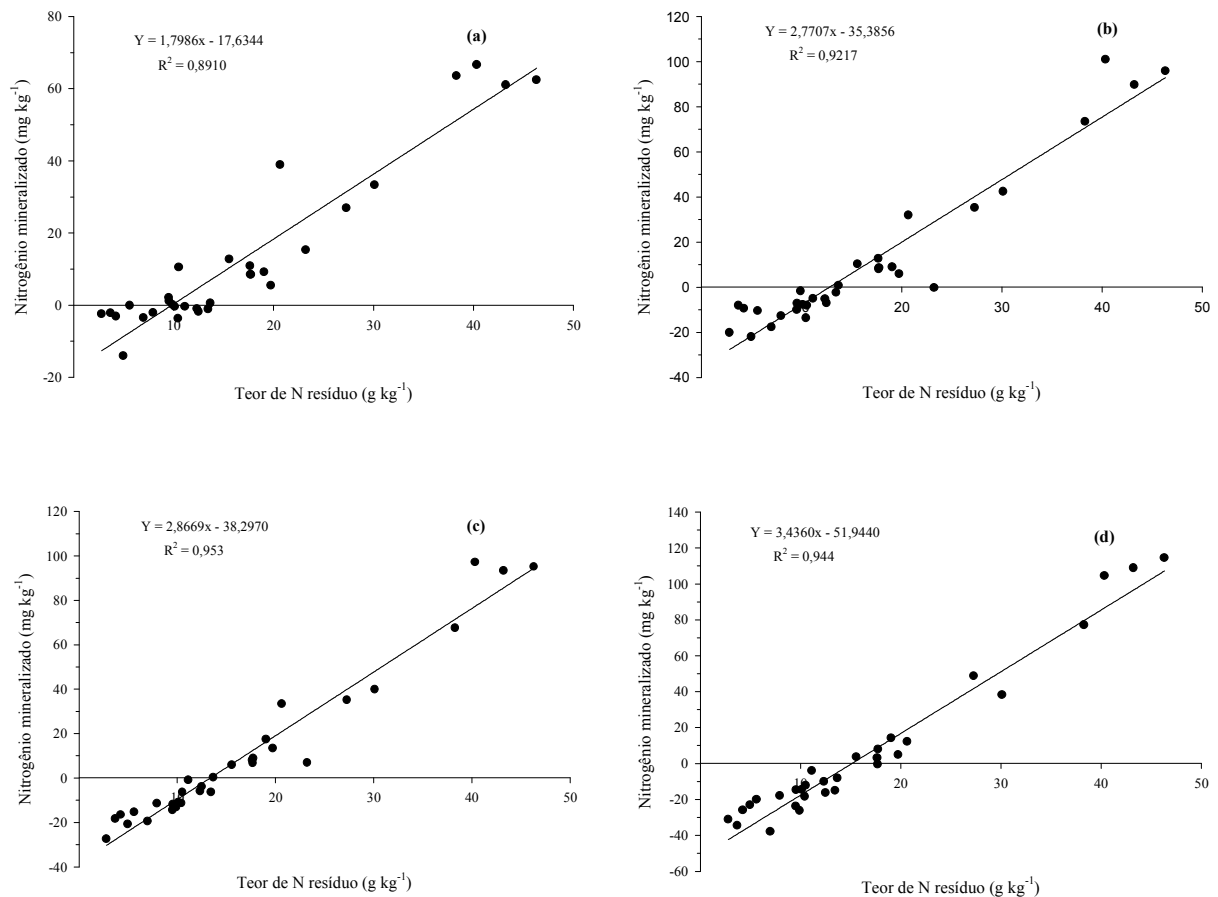


Figura 3.8 – Relação entre teor de nitrogênio nos resíduos vegetais e N mineralizado no solo após a adição de resíduos da parte aérea (folhas, talos e mistura de folhas + talos) e do sistema radicular (raízes) aos 14 (a), 35 (b), 63 (c) e 120 (d) dias de incubação de culturas comerciais e plantas de cobertura de solo.

Os resultados deste estudo demonstram que o teor crítico de N nos resíduos vegetais em que a mineralização líquida de N é nula é menor no início da incubação, conseqüentemente nesse período a relação C/N de equilíbrio é maior (44), indicando que os microrganismos ao degradarem resíduos vegetais com valores de C/N inferior a 44 estão suprindo suas necessidades em N basicamente a partir do N dos resíduos vegetais. Com o avanço do processo de decomposição observa-se um aumento no teor crítico de N e uma diminuição na relação C/N de equilíbrio, indicando que os microrganismos ficam mais dependentes da disponibilidade de N do solo para assimilar o C dos resíduos vegetais. Isso devido que nos estágios mais avançados da decomposição restam compostos de difícil decomposição como lignina, hemicelulose e polifenóis pobres em N sendo o N do solo necessário para a degradação desses compostos carbonados. Segundo Paul (2007) como regra geral, materiais com relação C/N > 25:1 estimulam imobilização líquida de N, enquanto aqueles com relação

$C/N < 25:1$  estimulam a mineralização líquida de N. Ainda, de acordo com o mesmo autor, o balanço entre a mineralização e imobilização é também afetada pela eficiência de crescimento dos microrganismos. Por exemplo, fungos têm maior relação C/N em seus tecidos do que bactérias e, portanto, tem uma menor necessidade por N comparado as bacterias. Assim, de acordo com os resultados obtidos, resíduos com alta relação C/N na fase inicial têm pouco impacto sobre a imobilização do N do solo. Embora nesse período exista uma maior atividade dos microrganismos e conseqüentemente por N, a pequena quantidade presente nos resíduos, mesmo naqueles pobres em N, podem não ser níveis limitantes aos decompositores.

O conhecimento do teor crítico de N e, ou da relação C/N de equilíbrio é importante ferramenta na previsão do impacto causado pela adição de resíduos vegetais ao solo sobre a dinâmica do N e a sua disponibilidade às culturas subseqüentes. A partir desses índices é possível prever se um determinado resíduo vegetal irá provocar uma diminuição ou um aumento na disponibilidade de N no solo. Com isso é possível aprimorar a recomendação de adubação nitrogenada maximizando sua eficiência, pois além de encarecer os custos de produção o N é o elemento que mais limita a produção de grãos.

### 3.4.2 Mineralização do C

#### 3.4.2.1 Efeito do N na decomposição de resíduos de milho

Em muitos casos, a alta demanda microbiana por N pode ser um fator limitante a decomposição em curto prazo (MARY et al., 1996) e inibir a degradação da lignina a longo prazo (CARREIRO et al., 2000). Assim, quando a disponibilidade de N é baixa, a mineralização do C, não só depende da qualidade bioquímica inicial do resíduo, mas também da disponibilidade de N durante a decomposição, e conclusões relativas aos parâmetros bioquímicos, podem ser influenciados (RECOUS et al., 1995). Com o objetivo de verificar se a disponibilidade de N no solo utilizado nas incubações poderia limitar a mineralização do C de resíduos vegetais pobres em N aplicados na superfície do solo, e com isso comprometer a avaliação do efeito da composição bioquímica sobre a decomposição dos resíduos vegetais, realizou-se um estudo com os resíduos culturais do milho (relação C/N máxima de 121) em solo com e sem a adição de N mineral ( $60 \text{ mg kg}^{-1}$ ).

##### 3.4.2.1.1 Velocidade de mineralização do C

A velocidade de mineralização do C ( $V_{mc}$ ) presente nos resíduos de milho (parte aérea e raízes) não diferiu entre os tratamentos com e sem a adição de N mineral no solo e no início da incubação foi maior nos tratamentos compostos pelas raízes (Figura 3.9). Essa maior  $V_{mc}$  inicial nas raízes deve estar relacionada com a menor relação C/N desses resíduos vegetais (Figura 2.10 e Anexo M) e também ao fato das raízes estarem incorporadas ao solo. Além disso, o fato das raízes já estarem inoculadas com microrganismos presentes nas pequenas partículas de solo aderidas na superfície das raízes também devem ter contribuído para esse resultado (MACHINET et al., 2009). A  $V_{mc}$  esteve em rápido declínio para esse tipo de resíduo até os 10 dias de incubação onde em seguida tendeu a estabilização como nos demais tratamentos. No tratamento com as folhas de milho, após os 10 primeiros dias, observa-se um aumento na  $V_{mc}$  submetidas ao solo com elevada concentração de N, indicando que o retardamento no aumento da  $V_{mc}$  pode ter ocorrido devido a uma fase de adaptação da população microbiana ao substrato, onde ocorre a síntese de enzimas e outros compostos.

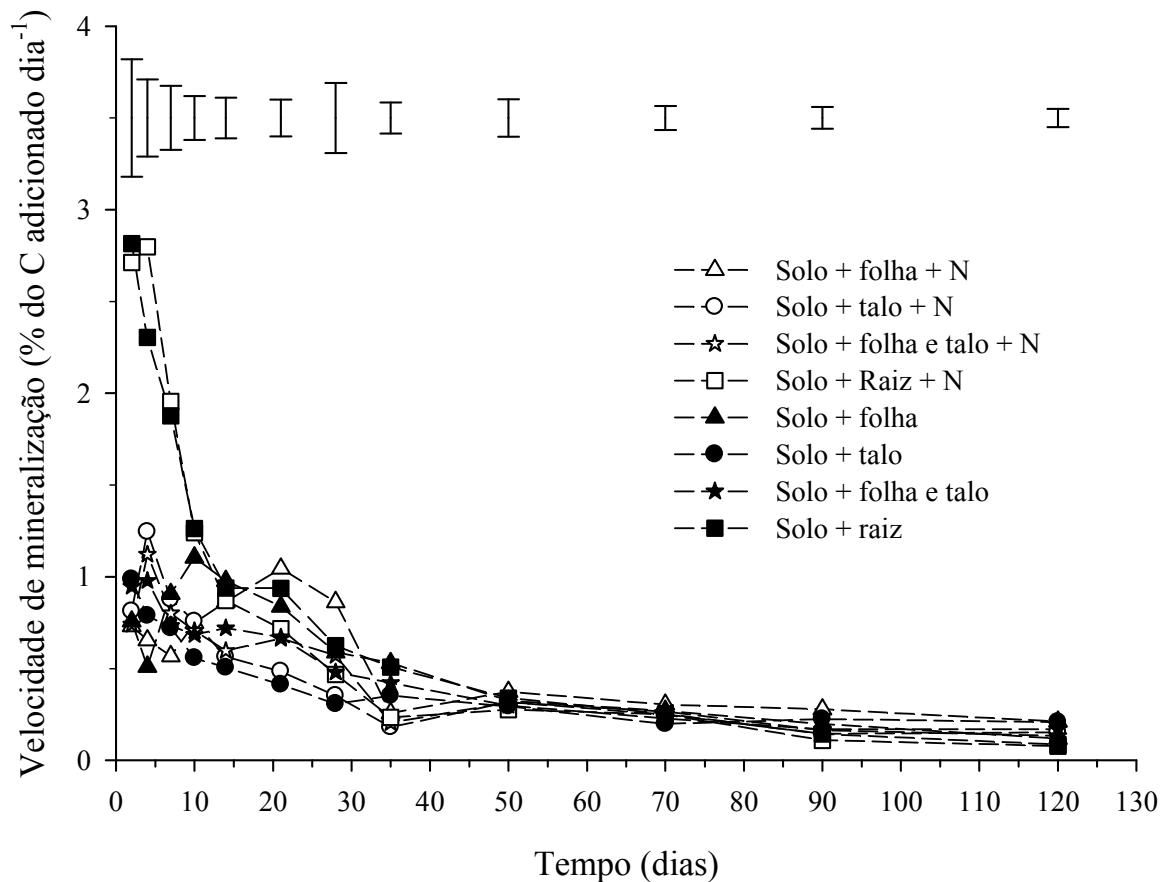


Figura 3.9 – Velocidade de mineralização do carbono dos resíduos de milho com e sem adição de N no solo. Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%).

A maior velocidade inicial de mineralização para todos os tipos de resíduos de milho deve-se ao ataque imediato dos microrganismos sobre o C e N da FSA, os quais são prontamente disponíveis e são assimilados pelos organismos decompositores aumentando rapidamente a biomassa e a liberação de CO<sub>2</sub> (REINERTSEN et al., 1984; SYLVIA et al., 1998). Esse efeito ficou claro no estudo de Cayuela et al. (2009) ao adicionar dois subprodutos animais altamente ricos em FSA (farinha de sangue e farinha de carne desossada) em comparação a resíduos de aveia preta. Após a exatão da dos compostos carbonados presentes na FSA de fácil decomposição ocorreu um declínio na V<sub>mc</sub> devido restar somente complexos bioquímicos de difícil decomposição (lignina, hemicelulose e polifenóis) pela maioria dos microrganismos. Além disso, os microrganismos por não possuírem enzimas específicas para decompor tais componentes, mais lentamente o substrato será degradado, tendendo a estabilização.

#### 3.4.2.1.2 Mineralização acumulada do C

A adição de resíduos vegetais ao solo aumentou a liberação de CO<sub>2</sub> em relação ao solo sem a adição desses materiais e também não foi observada diferenças significativas entre os tratamentos com e sem adição suplementar de N mineral ao solo (Figura 3.10). Esse aumento na liberação de CO<sub>2</sub> deve-se a adição de C e energia, através dos resíduos vegetais da parte aérea e das raízes, que estimulam o crescimento e a atividade da população microbiana. Pode-se observar que a quantidade acumulada de CO<sub>2</sub> liberada diferiu entre os tratamentos avaliados com maior e menor quantidade para o tratamento com folhas e raiz, respectivamente. Esse fato foi significativamente maior a partir dos 21 dias e manteve-se distinto até o final da incubação. Tais diferenças entre os tratamentos devem-se as distintas quantidades de C adicionadas em cada tratamento. Na Tabela 3.3 observa-se que a quantidade de C adicionada com resíduos da parte aérea foi aproximadamente duas vezes maior do que com as raízes.

O aumento da disponibilidade de N no solo através da adição de N mineral, não provocou aumento na mineralização do C em nenhum dos tratamentos avaliados (Figura 3.11). Observaram-se diferenças na mineralização do C apenas entre os diferentes órgãos da planta de milho (folha, talo e raiz) sendo que os maiores valores de C mineralizado foram observados com as raízes e menores valores nos tratamentos com os talos. Esse resultado pode ser devido às raízes estarem incorporadas ao solo, o que aumenta o contato entre os



microrganismos e o resíduo, potencializando o uso do C pelos microrganismos, e por consequência a taxa de decomposição das raízes. Ainda, esse tipo de material apresenta menores quantidades de polifenóis solúveis totais, lignina, hemicelulose e maior FSVS (Figura 2.6 e Anexo A) o que podem ditar a maior taxa decomposição.

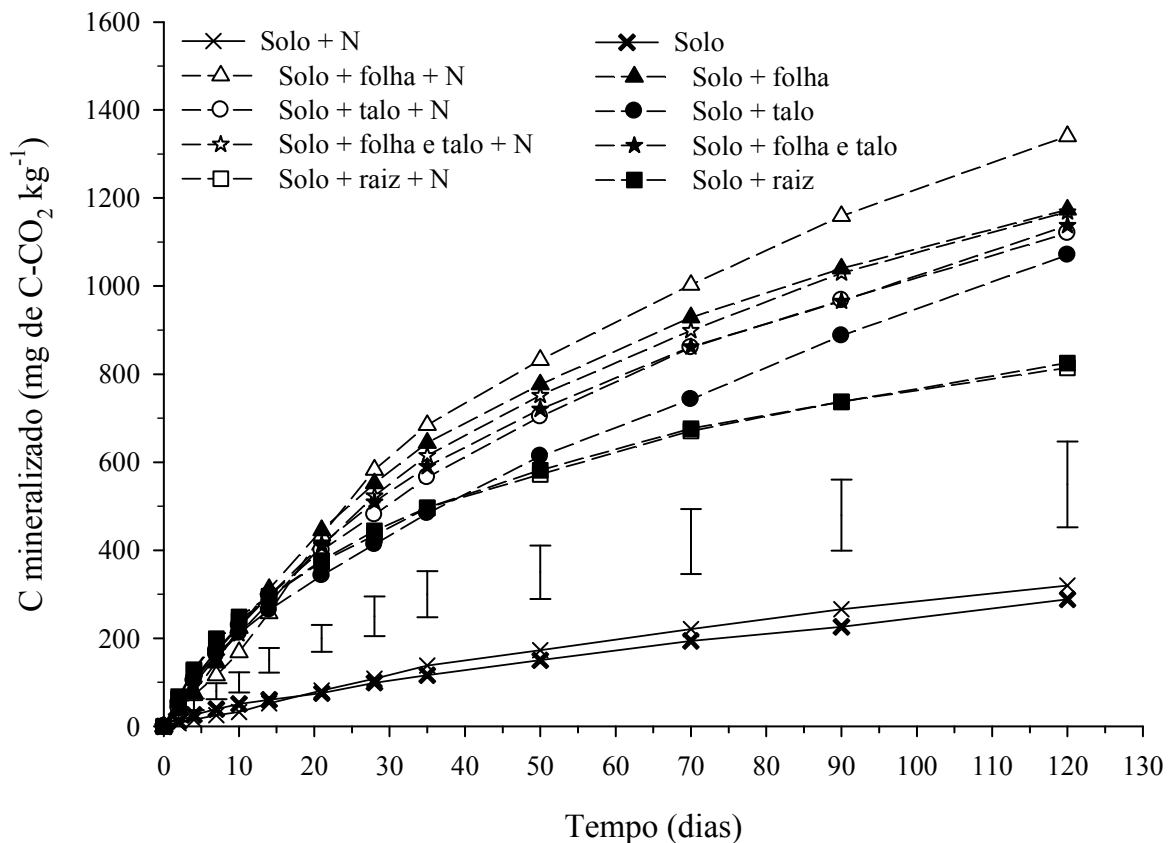


Figura 3.10 – Quantidades acumuladas de C mineralizado do solo e dos resíduos de milho com e sem adição de N no solo. Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%).

Aos 120 dias de incubação, entre os tratamentos que receberam a adição de N, a menor quantidade de N mineral no solo observada no tratamento com talos onde atingiu 76 mg kg<sup>-1</sup>. Segundo Recous et al. (1995) valores de 60 mg kg<sup>-1</sup> de solo assegura uma condição não limitante de N à decomposição de palhas de cereais, indicando que mesmo os talos apresentando a menor quantidade de C mineralizada não foi afetada pela disponibilidade de N no solo. Para os tratamentos sem adição de N, ao final da incubação (120 dias), o menor valor de N mineral no solo novamente foi observado no tratamento com talos (18 mg kg<sup>-1</sup>). Na Figura 3.11 observa-se que as duas curvas que representam os valores de C mineralizado nos

tatamentos com talos, com e sem N são próximas, indicando que o aumento dos teores de N mineral de  $18 \text{ mg kg}^{-1}$  a  $76 \text{ mg kg}^{-1}$  não resultou em maior mineralização do C.

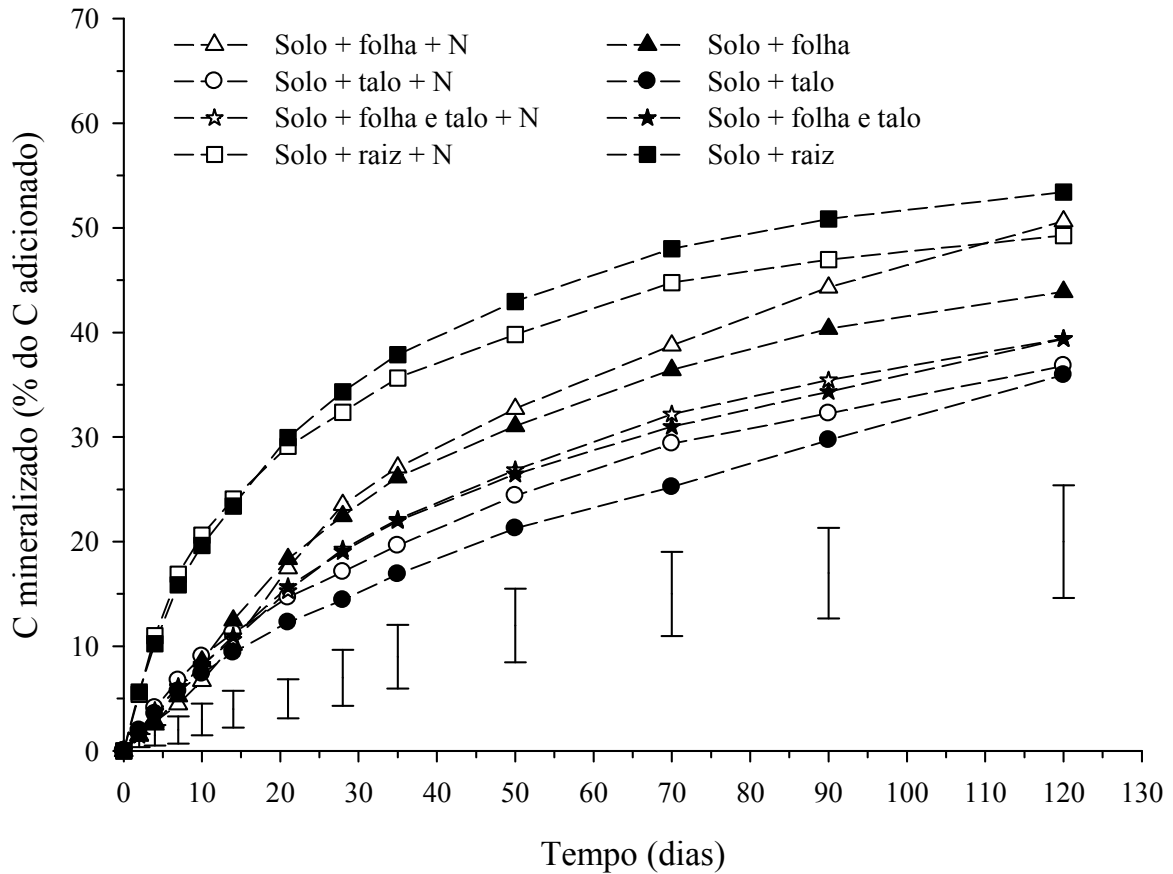


Figura 3.11 – Carbono mineralizado de resíduos de milho com e sem adição de N no solo. Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%).

A quantidade de C mineralizada decresceu na seguinte ordem: raiz > folha > folha+talo > talo. Ao final de 120 dias de incubação, aproximadamente 53% e 36% do C adicionado com as raízes e os talos, respectivamente foram mineralizados. Em função das características dos resíduos culturais do milho, principalmente dos talos (p.ex. elevada C/N), esperava-se que a adição de N ao solo aumentasse a mineralização do C contido nesses materiais orgânicos conforme observado por Recous et al. (2005). A ausência desse efeito pode ser atribuída ao contato limitado do solo com os resíduos culturais de milho deixados na superfície do solo. Nessa condição a difusão do N mineral do solo até os sítios de decomposição é diminuída e conseqüentemente a mineralização do C não é aumentada pela adição de N ao solo. Esses resultados indicam que, em sistema plantio direto, onde os resíduos culturais são mantidos na superfície do solo, a aplicação de N ao solo terá pouca

influência sobre a decomposição dos resíduos culturais. Esse aspecto foi investigado por Aita et al. (2006) com o uso de dejetos de suínos aplicados sobre a palha de aveia. Esses autores verificaram que a aplicação de N via dejetos não aumentou a mineralização do C da palha.

#### 3.4.2.2 Resíduos culturais da parte aérea das culturas comerciais e plantas de cobertura de solo

##### 3.4.2.2.1 Velocidade de mineralização do C

Para todos os tratamentos avaliados, a  $V_{mc}$  foi maior no início da incubação e diminuiu gradativamente, até atingir valores praticamente constantes a partir de 70 dias (Figura 3.12). Essa dinâmica observada na decomposição dos resíduos vegetais deve-se a mineralização, na fase inicial da decomposição, dos compostos mais lábeis presentes na fração solúvel em água. Após a degradação desse compartimento de C, ocorre a mineralização gradativa e a taxas mais constantes dos compostos mais resistentes ao ataque microbiano.

Entre dois e quatro dias após o início da incubação observa-se para a maioria dos tratamentos que a  $V_{mc}$  aumentou rapidamente e atingindo seu valor máximo. Tal comportamento possivelmente deve-se a adaptação dos microrganismos ao novo substrato adicionado ao solo. Segundo Torres et al. (2005) é necessário maior tempo para que os microrganismos decompositores colonizem e sintetizem enzimas e outros compostos capazes de degradar o substrato em superfície. Esse comportamento também foi observado por Coppens (2005) ao avaliar o efeito da incorporação de resíduos vegetais sobre a mineralização do C. Após esta adaptação, chamada de fase “Lag”, o substrato é colonizado e a  $V_{mc}$  atinge valores máximos. No presente estudo constatou-se visualmente uma intensa proliferação de fungos sobre os resíduos deixados na superfície do solo logo após essa fase. Observa-se que para as folhas de milho, e girassol e talos da C. juncea a  $V_{mc}$  apresentou um comportamento distinto comparado aos demais tratamentos, indicando que, houve possivelmente um retardamento na colonização desses resíduos vegetais pelos microrganismos. Aliado a isso, pode ter ocorrido uma fase de adaptação da população microbiana ao substrato, onde ocorre a síntese de enzimas e outros compostos.

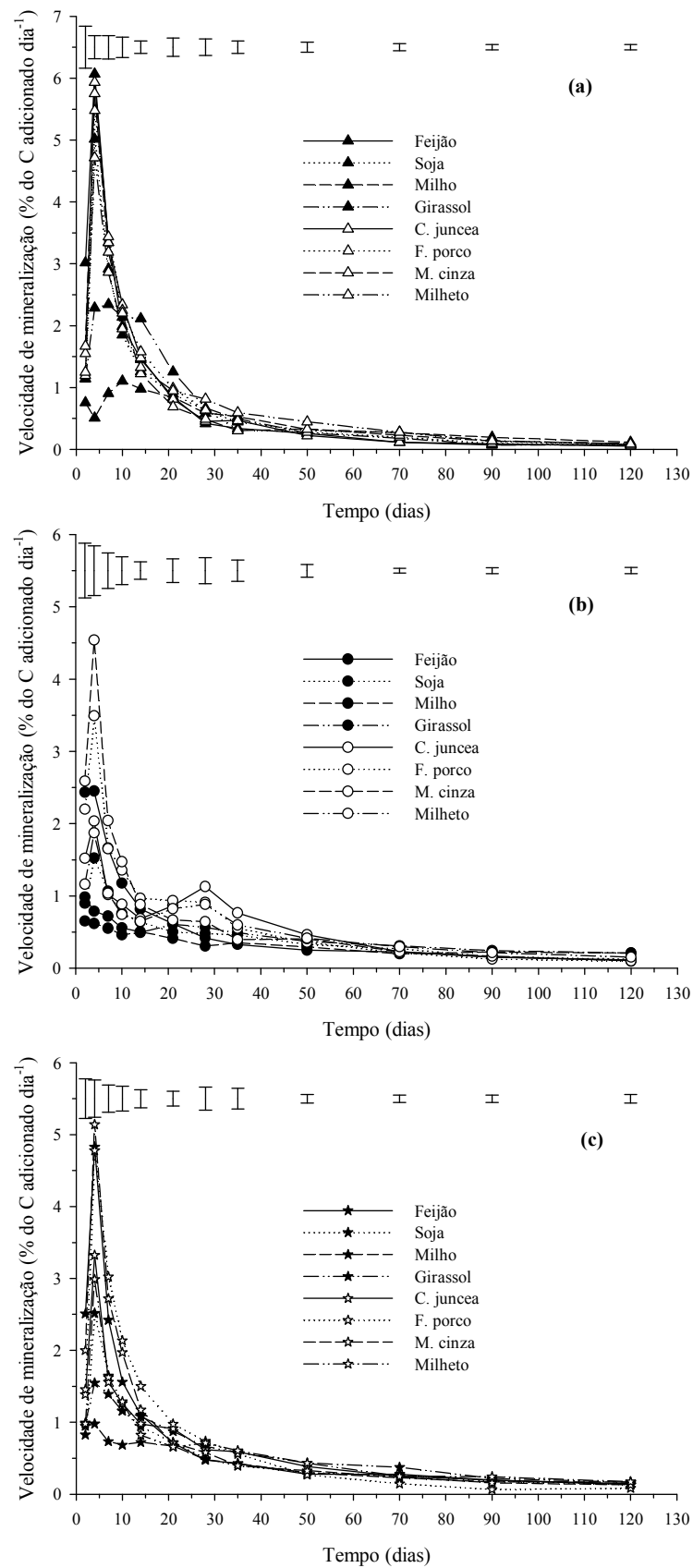


Figura 3.12 – Velocidade de mineralização do carbono de folhas (a), talos (b), folhas + talos (c) das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%).

De maneira geral, na fase inicial, maiores valores de  $V_{mc}$  foram observados para as folhas (Figura 3.12a) e deve estar relacionada com a maior quantidade de compostos solúveis em água prontamente disponíveis para os microrganismos decompositores (Figura 2.9 e Anexos K e L). Entre as folhas, as de leguminosas foram as que apresentaram as maiores velocidades iniciais de decomposição. Já entre as culturas comerciais as menores  $V_{mc}$  foram observadas com as folhas de milho devido principalmente as baixas concentrações de nutrientes solúveis em água e, apresentar o menor teor de N (maior relação C/N) entre esses materiais. Conforme demonstram diversos estudos (CLARK et al., 2007; LEMMA et al., 2007; BERTRAND et al., 2009) a FSVS exerce grande influência na taxa de mineralização dos resíduos vegetais pelo fato de estimular a biomassa microbiana quando resíduos frescos são adicionados ao solo. A importância da FSA ficou demonstrada no trabalho de Bertrand et al. (2009), que avaliaram em condições de laboratório a mineralização do C de resíduos culturais de trigo coletados em diferentes estádios fisiológicos. Esses autores verificaram que ao final de 111 dias de incubação, que tanto a emissão cumulativa de  $CO_2$ , como as taxas de decomposição dos resíduos foram inversamente proporcionais ao estágio em que foram coletados os materiais, com maior diferença na taxa de mineralização do C nos primeiros 10 dias de incubação. A explicação para tal resultado foi de que com a maturação dos tecidos há uma redução no teor de componentes solúveis, aumentando a contribuição de substâncias mais recalcitrantes, ou seja, de difícil decomposição, como por exemplo, a hemicelulose e lignina.

Em relação à decomposição dos talos observa-se comportamento semelhante ao observado com as folhas, porém com taxas iniciais menores (Figura 3.12b). Novamente as plantas leguminosas apresentaram as maiores velocidades iniciais entre as espécies em estudo e deve estar relacionado à maior fração solúvel e melhor qualidade bioquímica desses resíduos. Dentre os talos, as mais altas taxas iniciais foram observadas com os de M. cinza e F. porco em contraste às menores de girassol e milho. Comportamento semelhante e com valores intermediários de folhas e talos foram verificados com as mistura desses materiais (Figura 3.12c).

#### 3.4.2.2.2 Mineralização acumulada do C

Para todos os tipos de resíduos vegetais da parte aérea das culturas incubados ao solo ocorreu um aumento na liberação de  $CO_2$  em relação ao solo sem a adição desses materiais (Figura 3.13).

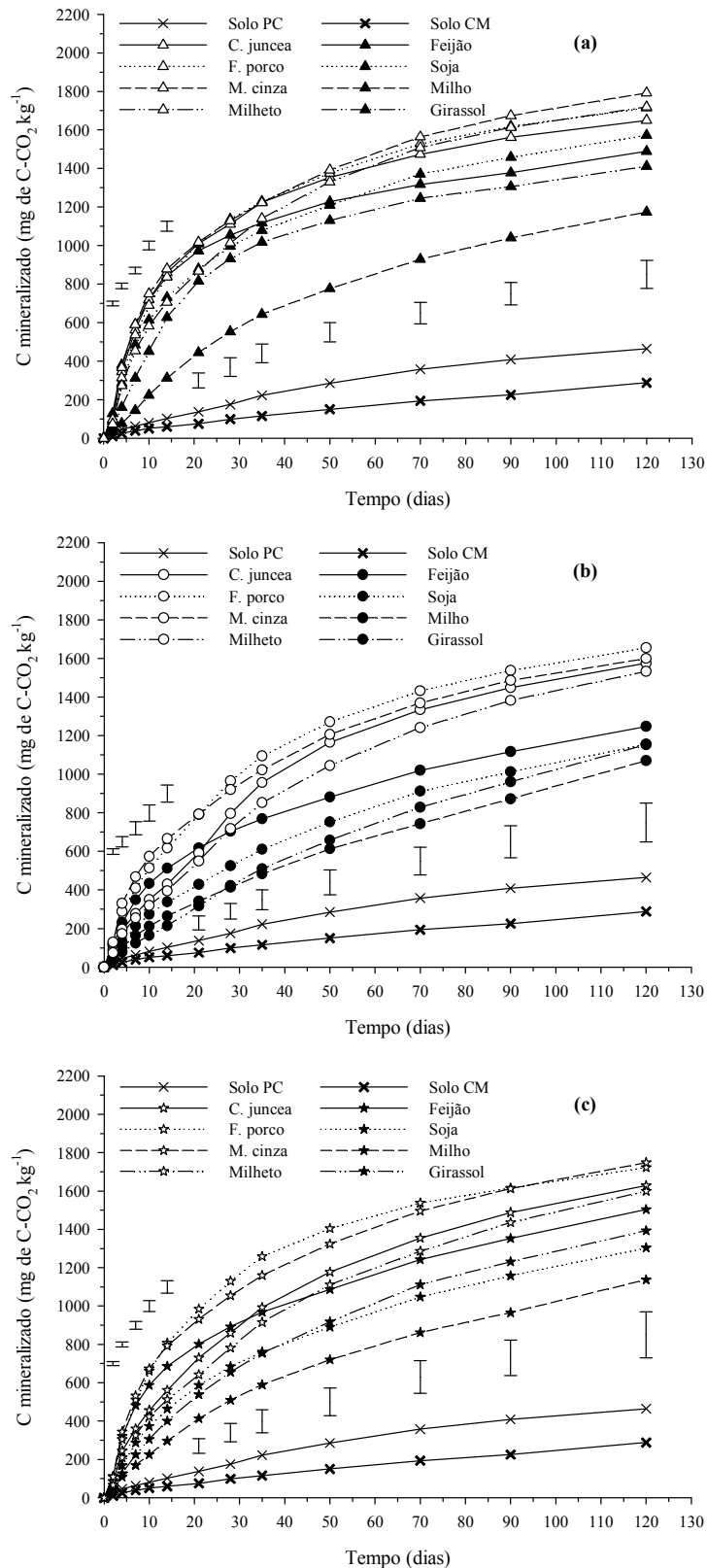


Figura 3.13 – Quantidades acumuladas de C mineralizado do solo e das folhas (a), talos (b) e folha + talo (c) das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%). PC = plantas cobertura; CM = culturas comerciais.

O aumento deve-se ao maior crescimento e atividade dos microrganismos decompositores presentes no solo estimulados pela presença de fonte de alimento proporcionado pelos resíduos vegetais. A emissão de CO<sub>2</sub> do tratamento testemunha (somente solo) da incubação dos resíduos provenientes das plantas de cobertura foi relativamente superior daquele com as culturas comerciais. Possivelmente maior oxidação da MOS e a presença em maior quantidade de fragmentos de resíduos a esse solo estariam contribuindo para a maior liberação de CO<sub>2</sub>.

Através dos resultados obtidos pode-se observar de forma geral que a quantidade acumulada de CO<sub>2</sub> liberada diferiu entre os tratamentos avaliados com maior e menor quantidade para o tratamento com folhas e talos, respectivamente. Esse fato pode ser atribuído a maior presença de N e componentes bioquímicos de fácil biodegradação, como por exemplo, FSVS e celulose. Tais diferenças entre os tratamentos devem-se as distintas taxas de C decomposto ao longo do tempo. Além disso, nota-se um agrupamento entre os resíduos dos dois grupos de plantas com emissões maiores para as plantas de cobertura.

Nos tratamentos somente com talos (Figura 3.13b) pode-se observar uma menor variação nas quantidades emitidas se comparado a folhas (Figura 3.13a) e mistura de folhas + talos (Figura 3.13c). Essas diferenças estão ligadas a contrastante composição estrutural e bioquímica dos diferentes resíduos. Entre as folhas, as de milho foram as que apresentaram sempre as menores quantidades de CO<sub>2</sub> evoluídas. Para os talos a maior e a menor quantidade de CO<sub>2</sub> evoluído foi com F. porco e milho, respectivamente. Já para a mistura de folhas + talos quantidades intermediárias foram observados.

Na Figura 3.14 é apresentada a mineralização aparente do C expressa em relação à quantidade de C adicionada com todos os resíduos vegetais das culturas comerciais e plantas de cobertura de solo, adicionados na superfície do solo. Considerando a percentagem de C adicionado com os materiais que foi mineralizado a CO<sub>2</sub>, foram observadas taxas variadas ao longo dos 120 dias de incubação. Ao final da incubação cerca de 66% do C adicionado com os resíduos das folhas de milheto e de apenas 36% nos talos de milho foram mineralizados até CO<sub>2</sub>. De maneira geral, a maior quantidade de C mineralizado ocorreu até os 35 dias, diminuindo e tendendo a estabilização até o final das avaliações. Analisando a mineralização do C dos diferentes órgãos vegetativos, pode-se também observar que de maneira geral as menores quantidades mineralizadas ocorreram com os resíduos de milho e com os talos das outras culturas comerciais. Já para as plantas de cobertura as taxas de mineralização nos diferentes órgãos foram semelhantes, porém maiores para as folhas. Tais diferenças na

quantidade de C mineralizado devem-se as diferentes composições estruturais e bioquímicas dos resíduos.

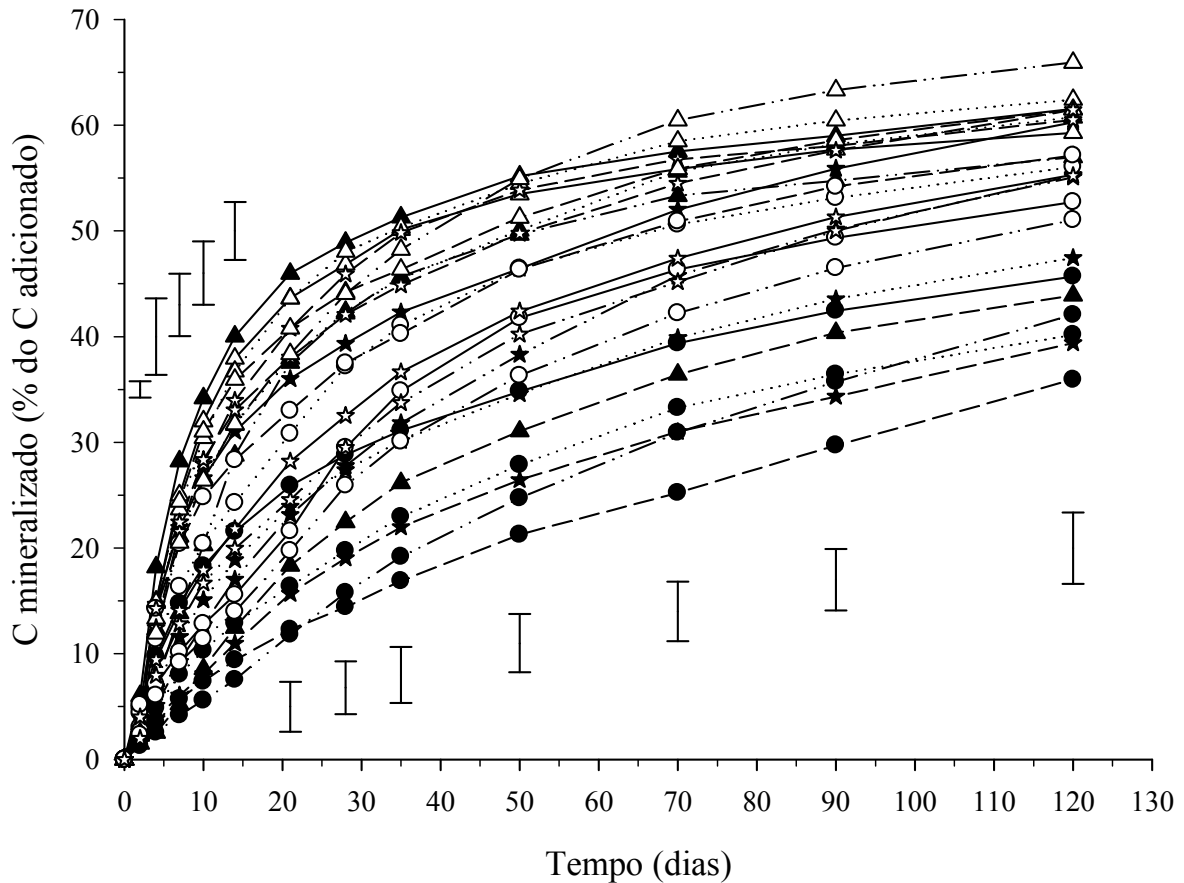


Figura 3.14 – Carbono mineralizado de folhas (triângulos), talos (círculos) e folhas + talos (estrela) das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Linha contínua feijão e *C. juncea*; pontilhado soja e *F. porco*; traço curto milho e *M. cinza*; traço ponto girassol e milho. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%).

As folhas de milho apresentaram sempre valores inferiores aos observados com as folhas das demais culturas (Figura 3.15). Esse resultado pode estar relacionado a baixa concentração de C e N na FSA (Figura 2.9 e Anexo K). Ainda, as folhas de milho apresentam baixa FSVS e altas quantidades de celulose e hemicelulose (holocelulose) (Figura 2.6 e Anexo A). Segundo Marstorp (1996) e Bertrand et al. (2009) a concentração da fração solúvel em água e aquela determinada pelo fracionamento de Van Soest exercem papel fundamental na decomposição, principalmente na fase inicial do processo, por ser facilmente assimilada e decomposta pelos microrganismos do solo. No trabalho de Jensen et al. (2005) o C presente na holocelulose apresentou correlação negativa com a mineralização do C e N dos resíduos



vegetais incorporados ao solo. Ao final da incubação, observa-se que para as culturas comerciais foram mineralizados cerca de 44% do C adicionado com as folhas de milho e 60% do C adicionado com as folhas de feijão e soja. Esse resultado está relacionado com a relação C/N dos resíduos, ficando evidente o seu efeito. Aliado a isso, as folhas de milho apresentam altas relações LIG/N e LIG+POL/N que podem ter correlação negativa com a decomposição (Figura 2.10 e Anexo M). Segundo Aita; Giacomini (2003) a relação LIG/N foi um dos melhores indicadores da decomposição em condições de campo de resíduos culturais de plantas de cobertura de solo de estação outono/inverno

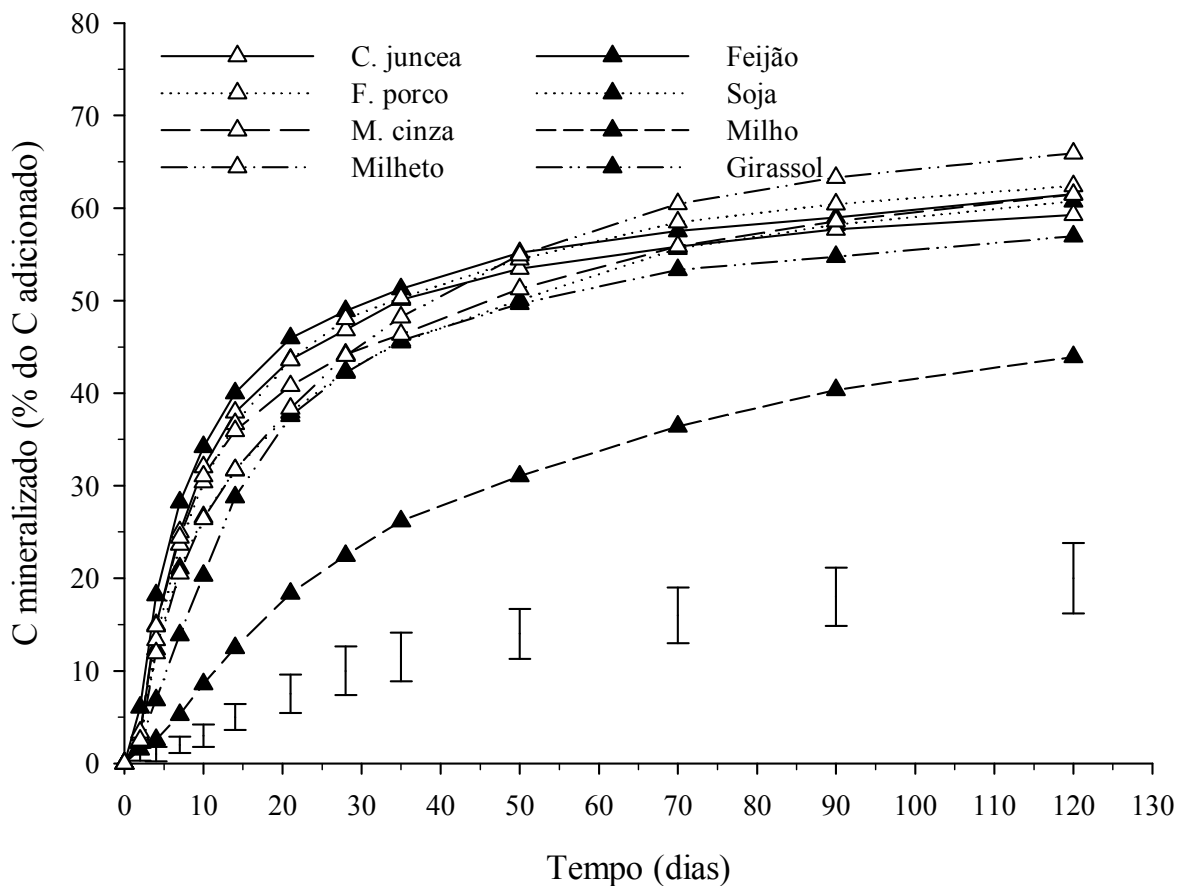


Figura 3.15 – Carbono mineralizado de folhas das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%).

Em contrapartida, as folhas provenientes das plantas de cobertura, apresentaram cinética semelhante desde o início ao final da incubação mesmo para a cultura do milho. Aos 120 dias a quantidade média do C adicionado que foi mineralizado das folhas de plantas de cobertura atingiu 62%. A rápida decomposição das folhas proporcionou a elevação dos

níveis de N mineral do solo, principalmente com as plantas leguminosas (Figura 3.4). O milho por se tratar de uma planta não leguminosa era esperada uma baixa quantidade de C mineralizado na fase inicial e na taxa final de decomposição, mas esse comportamento não foi observado. Esses resultados demonstram que nem sempre resíduos de gramíneas são biodegradados mais lentamente no solo.

Nos tratamentos compostos por somente talos, observa-se ao final da incubação uma diferenciação na quantidade de C mineralizado entre os resíduos provenientes das culturas comerciais e das plantas de cobertura de solo (Figura 3.16). As maiores quantidades foram observadas com os talos das plantas de cobertura e deve-se aos menores valores de relação C/N desses materiais (Figura 2.10 e Anexo N). Os maiores valores de C mineralizado foram observados com os talos da M. cinza (57%) e os menores com os talos do milho (36%). A maior mineralização dos talos de F. porco e M. cinza entre as espécies de cobertura podem ter sido influenciadas pela composição bioquímica, em especial ao elevado teor de FSVS além da maior disponibilidade de N mineral no solo gerado por esses resíduos (Figura 3.5).

Os talos de milho apresentaram uma menor percentagem de mineralização (36%), se comparado com os de soja (40%), girassol (42%) e feijão (46%). Os talos de girassol embora possuindo maior relação C/N (153,3) que os de milho (122), apresentaram uma maior percentagem de C mineralizado ao fim dos 120 dias de incubação. Outra constatação refere-se à menor decomposição dos talos de feijão mesmo com maior quantidade de N no tecido (menor C/N) se comparado com os de C. juncea. Analisando os valores da relação C/N desses resíduos, para ambos os casos, era esperado que ocorresse uma maior mineralização com talos mais ricos em N. Tais resultados indicam que outros componentes bioquímicos podem estar influenciando na decomposição destes materiais.

Para os talos de milho a alta quantidade de hemicelulose e níveis mais elevados de polifenóis podem estar influenciando esse resultado (Figura 2.6 e Anexo A). Segundo Malherbe; Cloete, (2002) a hemicelulose é um substrato natural prontamente assimilável, mas de relativa persistência no solo quando se liga a outras substâncias e pelo fato de apresentar maior heterogeneidade quando comparada a celulose, a hemicelulose necessita de um número maior de enzimas para sua completa degradação. De acordo com Palm; Sánchez (1990) o teor de polifenóis pode influenciar mais nas taxas de decomposição do que os teores de N e lignina, devido ao fato da ligação estabelecida entre os fenóis e o N gerar compostos resistentes a decomposição, precursores de formas estáveis de N na matéria orgânica do solo. Existem diferentes maneiras de os polifenóis afetarem decomposição dos resíduos vegetais. Para Hoorens et al. (2003) os fenóis podem se complexar com enzimas degradativas de

fungos, inibindo o crescimento e a atividade microbiana, e também se ligar a proteínas, tornando indisponível o N necessário aos microrganismos decompositores.

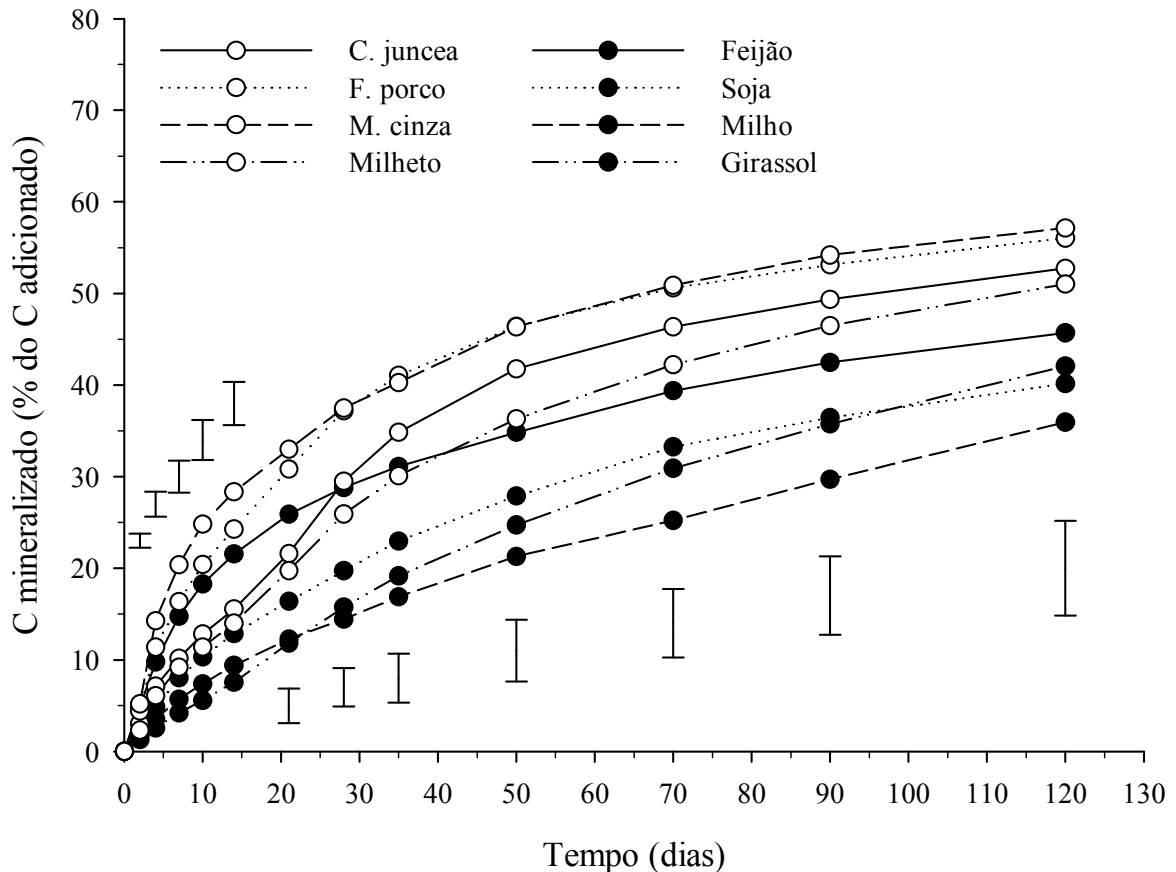


Figura 3.16 – Carbono mineralizado de talos das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%).

Os talos de girassol e *C. juncea* apresentam altas quantidades de celulose em seus tecidos, mas de acordo com Sánchez (2009) esse componente é um substrato orgânico não persistente no solo e prontamente assimilável, sendo degradado pela ação de enzimas (celulases) produzidas por uma grande variedade de fungos e bactérias. O comportamento da decomposição dos talos de soja e feijão, embora apresentando menor relação C/N que girassol, milho e *C. juncea*, respectivamente, deve-se a maior quantidade de lignina fazendo parte da estrutura desse tecido vegetal. Sua degradação se dá, principalmente, através de fungos, basidiomicetos e bactérias lignolíticas, que sintetizam enzimas específicas. Para Trinsoutrot et al. (2000b) o conteúdo de lignina nos tecidos vegetais controla a médio e longo prazo o destino do C adicionado ao solo pelas plantas. Ainda de acordo com Sánchez (2009) a

lignina se liga a celulose e a hemicelulose formando uma barreira física na parede celular vegetal, promovendo resistência ao ataque microbiano e ao estresse oxidativo. Segundo Rasse et al. (2006); Heim; Schmidt (2007) o tempo de resistência de polímeros recalcitrantes de lignina incorporados no solo pode chegar de 20 a 38 anos.

Esses resultados indicam e evidenciam que somente o uso da relação C/N dos resíduos vegetais de forma isolada não permite avaliar a biodegradabilidade desses materiais quando adicionados ao solo. Outros componentes bioquímicos dos materiais em estudo devem ser levados em consideração nesses tipos de trabalhos.

A quantidade de C mineralizado de folhas + talos (mistura) foi ampla e diversa (Figura 3.17). Tais comportamentos devem-se principalmente pelas distintas proporções de folhas e talos produzidos pelas culturas (Tabela 2.5), e utilizadas na incubação, resultando principalmente em diferentes relações entre o C e o N contidos nos diferentes compostos orgânicos que compoem os resíduos vegetais (C/N, Csa/Nsa, LIG/N, POL/N, LIG+POL/N) e a composição bioquímica desses materiais orgânicos.

Dentre os oito tratamentos compostos pelas misturas de folhas + talos, maior biodegradação ao final da incubação foi observada com o F. porco (60%) e a menor com o milho (39%). Esse resultado pode ser explicado pela baixa relação C/N e maiores relações LIG/N e LIG+POL/N do resíduo proveniente da espécie leguminosa. Conforme comentado anteriormente e de acordo com resultado obtido por Aita e Giacomini (2003), a relação LIG/N e LIG+POL/N mencionada por Trinsoutrot et al. (2000a) podem exercer grande influência na mineralização do C dos resíduos vegetais.

Comparando os resultados de C mineralizado da mistura de folhas + talos, observa-se maiores e menores taxas de mineralização, respectivamente, com resíduos vegetais de feijão e milho observa-se. Essa menor decomposição da parte aérea do milho pode ser devido que cerca de 75% da MS adicionada com essa cultura era formada por talos (Tabela 2.5), os quais apresentaram pobre qualidade bioquímica. Para os resíduos dessa cultura foram observados maiores teores de hemicelulose e menores da FSVS. Entre as leguminosas, os resíduos culturais da soja foram os que apresentaram a menor decomposição ao final da incubação. Tal resultado deve se à baixa FSVS e aos elevados teores de lignina encontrados nos resíduos dessa espécie (Anexo A). Já entre as plantas de cobertura de solo, com menor amplitude em relação às culturas comerciais, maior decomposição ocorreu com a M. cinza (60%) e menor com milheto (55%).

A rápida decomposição e elevada mineralização do N dos resíduos vegetais de F. porco, exige práticas culturais que visam à maximização do aproveitamento desse nutriente

liberado. Segundo Chagas et al. (2007), a maximização da ciclagem de nutrientes, pelo adequado manejo dos resíduos vegetais produzidos num cultivo, é uma opção para aumentar a sustentabilidade dos sistemas agrícolas. A semeadura da cultura subsequente o mais próximo possível do manejo das plantas e a utilização de plantas com alta exigência em e N são algumas alternativas. Em contrapartida, dentre as plantas de cobertura o milho manejado na floração é uma boa alternativa pela alta produção de MS e pela baixa decomposição dos resíduos culturais conferindo maior proteção ao solo.

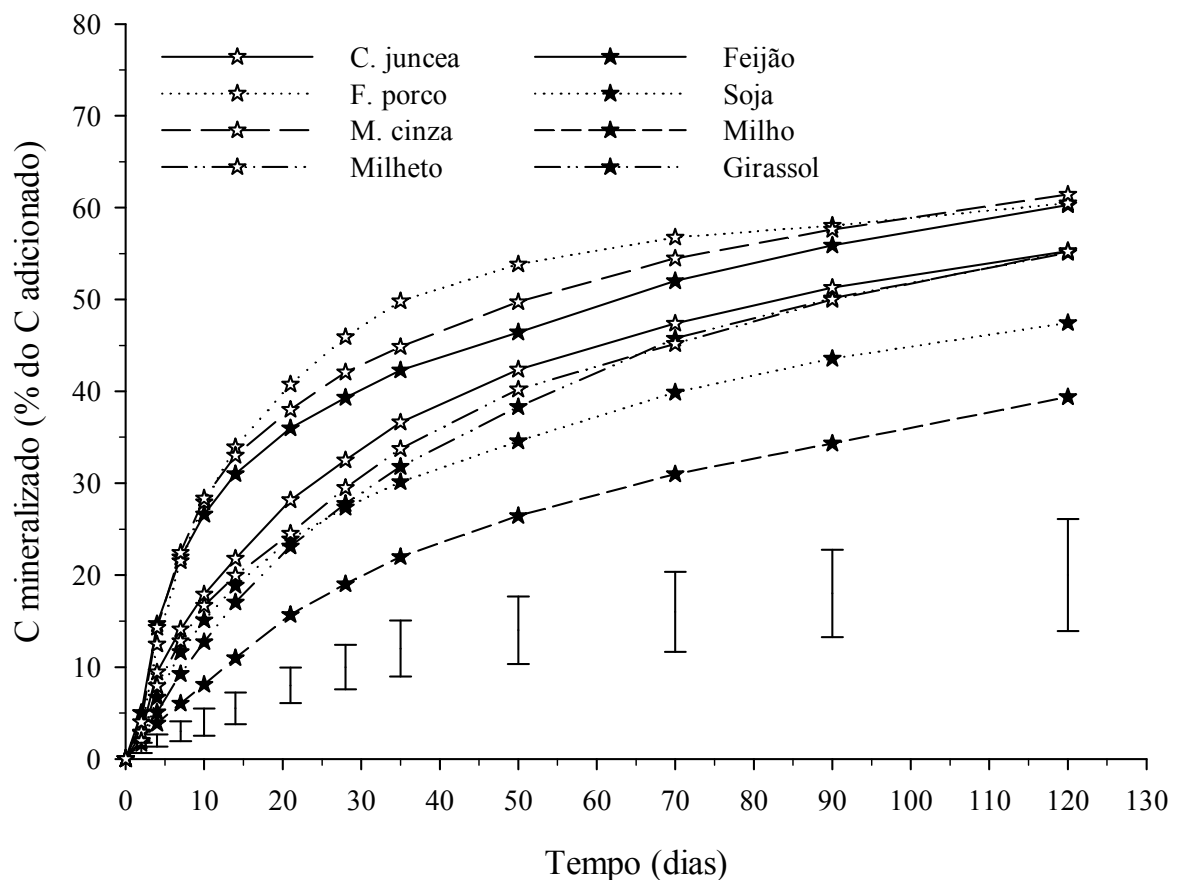


Figura 3.17 – Carbono mineralizado de folhas + talos (mistura) das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%).

### 3.4.2.3 Raízes de culturas comerciais e plantas de cobertura de solo

#### 3.4.2.3.1 Velocidade de mineralização do C

Embora a Vmc das raízes tenha diferido entre as espécies avaliadas a decomposição das raízes (Figura 3.18) apresentou comportamento semelhante ao observado para os resíduos vegetais da parte aérea (Figura 3.12), porém com elevada Vmc já no início da incubação. A maior velocidade inicial de mineralização do C foi observada com as raízes de feijão e M. cinza. Já os menores valores de Vmc foram observados com as raízes de milho. Esse resultado possivelmente ocorreu devido à menor concentração de C e N solúveis em água nas raízes de milho (Figura 2.9 e Anexo L).

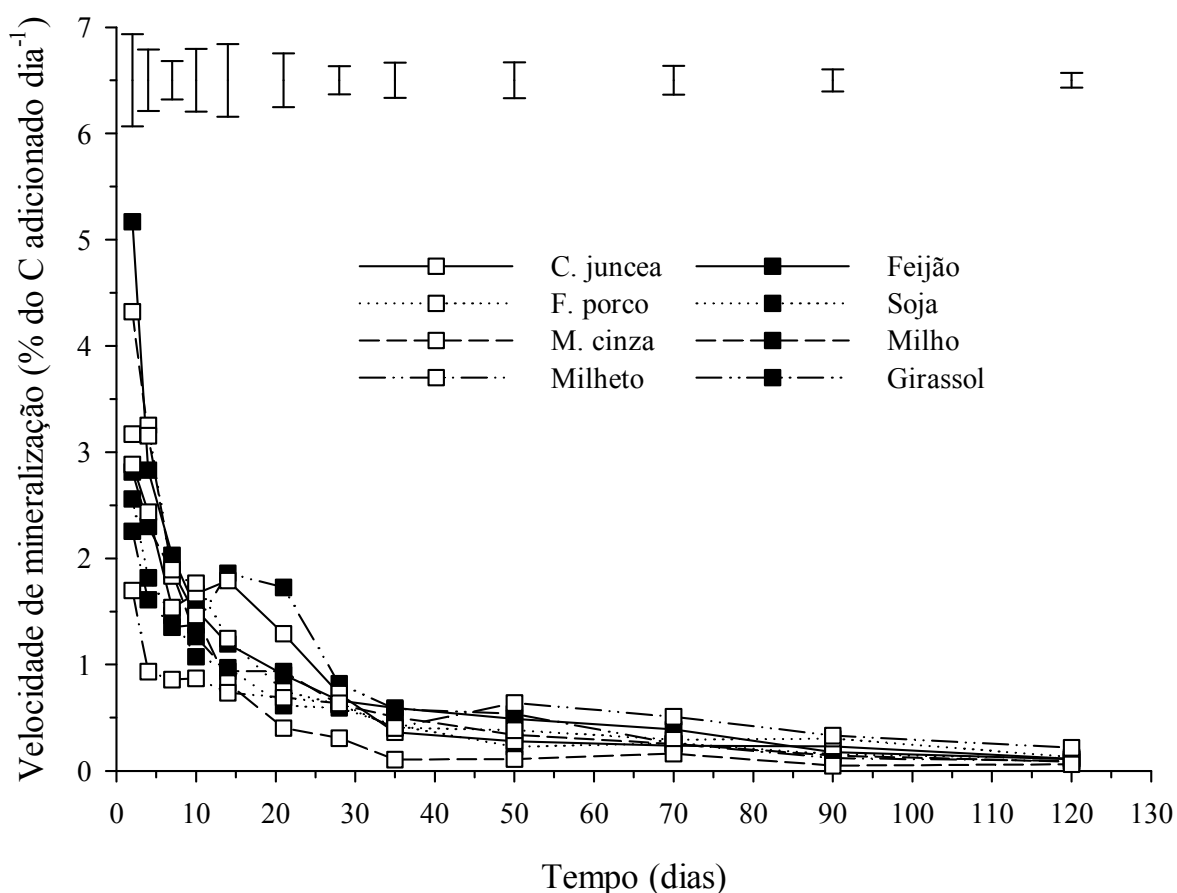


Figura 3.18 – Velocidade de mineralização do carbono de raízes das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%).

Diferentemente dos resíduos da parte aérea a decomposição do sistema radicular das culturas não apresentou entre dois e quatro dias de incubação aumentos na velocidade de decomposição. Os valores de Vmc das raízes foram elevados desde início das avaliações e decresceram gradativamente ao longo do tempo. Esse efeito também foi constatado por Malpassi et al. (2000) estudando em incubação de laboratório a mineralização de raízes de

aveia e centeio cortadas e incorporadas ao solo. Esse resultado deve-se ao fato de que as raízes já estarem inoculadas com microrganismos presentes nas partículas de solo aderidas na superfície do resíduo (MACHINET et al., 2009) o que não acontece com os resíduos da parte aérea. Além disso, a incorporação das raízes ao solo proporciona maior contato com os microrganismos e mais rapidamente o substrato é colonizado pela população microbiana do solo. De maneira geral menor velocidade inicial foi observada em comparação a maioria dos resíduos da parte aérea. Isso pode ser atribuído a presença de complexos recalcitrantes de lignina-N, grande quantidade de células suberizadas, e características da arquitetura das células (estrias de Caspary), que todos constituem uma barreira eficiente ao ataque microbiano (ABIVEN et al., 2005; BERTRAND et al., 2006). Segundo Kim et al. (2000), a lavagem das raízes com água pode resultar em perdas significativas de C solúvel das raízes antes da incubação, o que pode provocar uma diminuição da  $V_{mc}$ .

#### 3.4.2.3.2 Mineralização acumulada do C

A adição de C através das raízes ao solo proporcionou um aumento na liberação de  $CO_2$  em relação ao solo sem a adição desses resíduos vegetais (Figura 3.19). As quantidades de C mineralizadas das raízes foram inferiores as observadas pelos resíduos vegetais da parte aérea das culturas (folhas, talos e mistura de folhas + talos) (Figura 3.13). Isso se deve a menor quantidade de C adicionado com as raízes, a qual representou aproximadamente 50% da quantidade adicionada com os resíduos vegetais da parte aérea.

A quantidade de C mineralizado das raízes diferiu significativamente entre as espécies avaliadas (Figura 3.20). Entre as culturas comerciais observa-se uma maior mineralização do C nas raízes do feijão e do girassol. Ao final dos 120 dias de incubação, mais de 60% do C contido nas raízes dessas culturas foram mineralizados. Nesse mesmo período, as raízes de milho apresentaram uma mineralização do C de 53% e da soja de 47%. As raízes de feijão e girassol, embora com distintas relações C/N, apresentaram as maiores porcentagens de mineralização ao fim da incubação. Apesar da maior relação C/N das raízes de girassol (88,5) essas apresentam menores quantidades de componentes recalcitrantes (lignina, hemicelulose e polifenóis) e maior concentração de celulose se comparado com aquelas de feijão (C/N = 34,9). As diferenças nas quantidades desses compartimentos presentes nesse tipo de resíduo provavelmente influenciaram o resultado encontrado. A elevada quantidade de C mineralizado das raízes do girassol foi acompanhada por intensa imobilização de N do solo

pela população de microrganismos decompositores das raízes (Figura 3.7), reforçando a estreita relação entre os ciclos do C e do N (Mary et al., 1996).

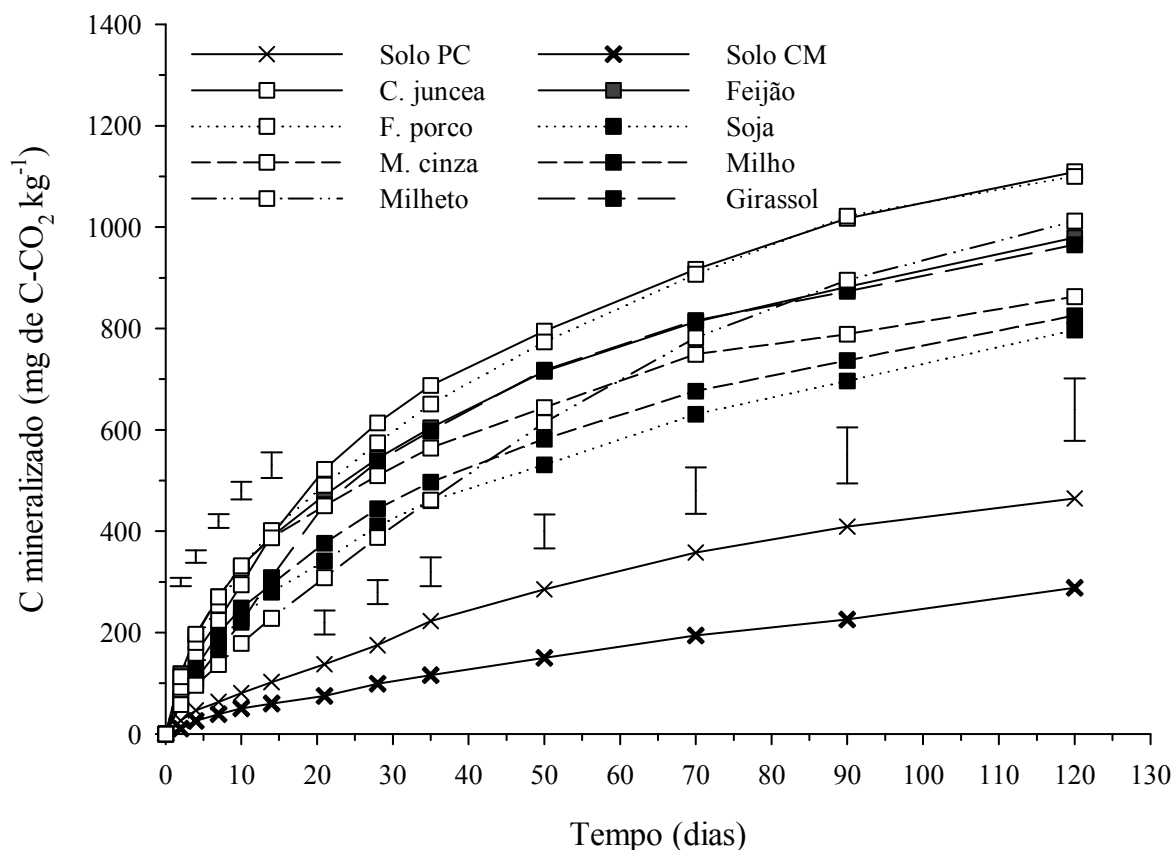


Figura 3.19 – Quantidades acumuladas de C mineralizado do solo e de raízes das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%). PC = plantas cobertura; CM = culturas comerciais.

As raízes de soja, apesar de equivalente relação C/N do feijão e milho apresentaram mais baixas taxas de mineralização do C. Tal resultado possivelmente está relacionado com a composição bioquímica diferenciada presente nesses resíduos. As raízes de soja apresentam a maior quantidade de lignina e menor de FSVS se comparado com feijão e milho e entre as demais culturas estudadas. A lignina devido a sua complexidade estrutural é o componente encontrado nas plantas que apresenta maior recalcitrância química (RASSE et al., 2006; HEIM; SCHMIDT 2007; SÁNCHEZ 2009). Embora possuindo maior quantidade de lignina em seus tecidos, as raízes de feijão apresentaram maior mineralização do C em relação às de milho. A menor quantidade mineralizada com as raízes de milho pode ser devido à baixa quantidade de celulose e a maior quantidade de hemicelulose presente nesse resíduo vegetal. Esses resultados obtidos com as raízes de soja, indicam que o uso dessa cultura pode



promover maior retenção do C no solo via sistema radicular se comparado as demais culturas comerciais.

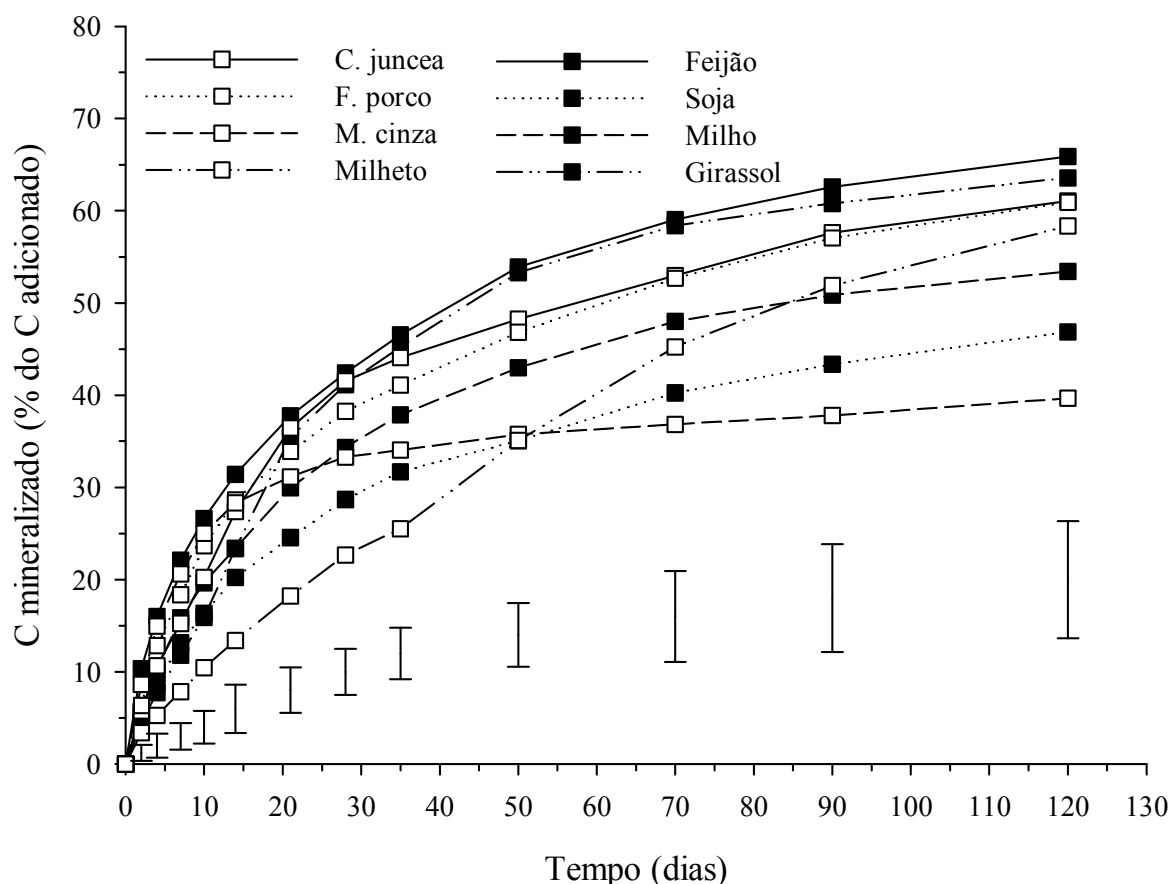


Figura 3.20 – Carbono mineralizado de raízes das culturas comerciais (negrito) e plantas de cobertura de solo (branco). Valores representam a média de três repetições. As barras verticais representam a diferença mínima significativa entre as médias de cada tratamento (Tukey a 5%).

Entre as plantas de cobertura os maiores valores de C mineralizado foram obtidos com a C. juncea, o F. porco e o milho sendo que o valor médio obtido para esses tratamentos foi de 60%. A M. cinza foi à planta de cobertura que apresentou os menores valores de C mineralizado das raízes (40%). Com exceção do tratamento com as raízes de milho que apresentou comportamento linear para a mineralização acumulada do C, nos demais tratamentos esse comportamento foi curvilíneo. Possivelmente esse resultado esteja ligado à baixa concentração de compostos solúveis nas raízes dessa espécie o que provoca menores taxas de mineralização de C na fase inicial de decomposição.

As raízes da M. cinza mesmo tendo apresentado elevada taxa de mineralização na fase inicial de decomposição foram as que apresentaram ao final dos 120 dias de incubação a

menor quantidade de C mineralizado. Esse comportamento possivelmente esteja relacionado a dois fatores principais. As elevadas taxas de mineralização do C no início da incubação são suportadas pela alta concentração de compostos solúveis presentes nas raízes dessa espécie. Já a redução na quantidade de C mineralizada das raízes da mucuna devem estar ligado à presença em alta concentração de compostos fenólicos nesse órgão vegetal. Segundo Hoorens et al. (2003) os polifenóis podem complexar as proteínas ricas em N, formando compostos indissociáveis pelos microrganismos decompositores e, conseqüentemente, diminuindo a decomposição do C. Esses resultados indicam que as raízes de M. cinza apresentam potencial para contribuir para o aumento dos estoques de matéria orgânica do solo comparado com as demais culturas.

Embora alguns resultados de pesquisa indiquem que o C presente nas raízes é mineralizado mais lentamente no solo do que aquele presente nos resíduos vegetais da parte aérea (PUGET; DRINKWATER, 2001; LU et al., 2003; ABIVEN et al., 2005), no presente trabalho isso não foi observada. Uma característica bastante comum nesses trabalhos é a utilização de resíduos vegetais da parte aérea e raízes moídos e incorporados ao solo. Nessa condição, a mineralização do C presente tanto nos resíduos da parte aérea como nas raízes é potencializada. Lu et al. (2003) avaliando a decomposição do sistema radicular de arroz, verificaram valores extremamente baixos de C mineralizado nos tratamentos com raízes intactas indicando que o sistema radicular inalterado conserva mais C orgânico no solo comparado com a incorporação de resíduos frescos da parte aérea. No presente estudo os resíduos da parte aérea foram mantidos na superfície do solo como ocorre no sistema plantio direto e as raízes foram incorporadas ao solo. Essa diferença na modalidade de uso dos resíduos vegetais resultou em valores próximos de C mineralizados da parte aérea e das raízes.

### 3.4.3 Relação entre componentes bioquímicos dos resíduos vegetais e sua mineralização do C e do N no solo

Essa etapa do trabalho foi desenvolvida para avaliar o grau de correlação existente entre os diversos parâmetros de qualidade dos resíduos vegetais e a mineralização do C e do N em diferentes estágios de decomposição dos resíduos vegetais da parte aérea, mantidos na superfície (folhas, talos e folhas + talos) e de raízes incorporados ao solo.

A mineralização do N foi correlacionada com a maioria dos parâmetros analisados (Tabela 3.5). A mineralização inicial foi altamente correlacionada com o conteúdo de N total,

Nsa (resíduo picado) e N da FSVS ( $r = 0,91, 0,74$  e  $0,91$ , respectivamente aos 7 dias). Esse resultado corrobora com os obtidos por Jensen et al. (2005) que, ao avaliar a mineralização do N com a adição de resíduos vegetais de 37 espécies, verificaram na fase inicial, correlação positiva com os teores de N total e N da FSVS. A importância desses parâmetros se manteve ao longo da incubação com  $r$  variando de  $0,81$  a  $0,98$ .

Dos 14 dias até o final da incubação (120 dias) a mineralização do N correlacionou-se negativamente com a FDN e FDA e positivamente com a FSVS ( $r$  variando de  $-0,71$  a  $-0,84$  e  $0,71$  a  $0,84$ , respectivamente). Ainda, aos 35 dias correlações negativas foram observadas com celulose e hemicelulose, o que pode explicar a diminuição nos valores observados de mineralização líquida de N a partir desse período (Figura 3.3). Nenhuma correlação foi observada com a lignina em todo o período de avaliação semelhante ao observado por Jensen et al. (2005). No entanto, ao comparar a decomposição dos resíduos culturais de canola e folha jovens de centeio, Coppens et al. (2007), verificaram correlação negativa entre os teores de lignina e a quantidade de C mineralizado durante 63 dias. Entre as relações, constatação interessante foi observada com a C/N, embora apresentando interação, não foi altamente significativa como outros componentes (N total, Nsa e N da FSVS). Esse resultado demonstra que somente a relação C/N, como fator isolado, não permite caracterizar adequadamente a biodegradabilidade dos resíduos vegetais (TRINSOUTROT et al., 2000a; SILVER; MIYA, 2001; JENSEN et al., 2005). A relação POL/N se mostrou um bom parâmetro para avaliar a mineralização do N somente até os 21 dias. No entanto, LIG+POL/N, apresentou uma boa interação e com valores de correlação pouco variáveis do início ao fim da incubação.

Semelhante à parte aérea das culturas a dinâmica do N no solo durante a decomposição do sistema radicular das plantas foi diversa (Figura 3.7), porém menos influenciada significativamente pelos parâmetros de qualidade dos materiais (Tabela 3.6). Possivelmente esse resultado deve-se ao limitado número de espécies avaliadas ( $n=8$ ). Na fase inicial, embora não havendo significância, maiores valores positivos de correlação foram observados para N total, Nsa e N da FSVS e negativamente para a maioria dos componentes bioquímicos e as relações em especial para C/N, C/N da FSVS, LIG/N e LIG+POL/N. Chaves et al. (2004) verificaram efeito negativo da relação C/N ( $r = -0,86$ ) ao estudar a mineralização do N de folhas, talos e principalmente raízes (grossas e finas) de adubos verdes de gramíneas e mostardas, além de couves-flores e repolhos. Entre as correlações negativas, àquelas com a relação C/N, Csa/Nsa e C/N da FSVS, aumentaram a partir dos 21 dias também aumentou a importância ( $r$  variando de  $-0,86$  a  $-0,91$ ) ao contrário dos resíduos da parte aérea que não foi observado esse efeito. A elevada relação Csa/Nsa das raízes de girassol (34,5) poderia estar

relacionada com a grande imobilização de N por esse resíduo (Figura 3.7). Ainda em relação à parte aérea, o conteúdo de lignina nos tecidos e as relações  $LIG/N$  e  $LIG+POL/N$  influenciaram menos e mais significativamente na mineralização do N, respectivamente. Chaves et al. (2004) constataram em seu estudo grande efeito negativo da relação  $LIG/N$  ( $r = -0,94$ ) na mineralização do N. As relações ligadas a FSA ( $Csa/Nsa$  e  $Csa/NMsa$ ) exerceram maior influência, negativamente no início e positiva posteriormente, na dinâmica do N em relação a parte aérea.

A percentagem do C adicionado que foi mineralizado a  $CO_2$  com os diferentes resíduos vegetais da parte aérea apresentou ampla variação (Figura 3.14). Os menores valores de percentagem do C mineralizado foram observados com os talos e os maiores ocorreram com as folhas. Em referência ao C mineralizado pode-se verificar que de maneira geral um maior número de parâmetros de qualidade e interações mais significativas foram observados em relação à mineralização do N (Tabela 3.5). A decomposição inicial dos resíduos vegetais foi altamente correlacionada positivamente com os parâmetros relacionados ao N além de Csa, C da FSVS e POL. A importância do conteúdo de N total, Nsa e N da FSVS no resíduo mantiveram-se ao longo do tempo, porém em menor significância em relação à mineralização do N ( $r$  variando de 0,74 a 0,79). Jensen et al. (2005), também verificaram correlação positiva entre a mineralização do C com os teores de N total, C solúvel em água e o N da FSVS dos resíduos vegetais. Ainda, esses autores também verificaram uma diminuição da importância desses parâmetros sobre a mineralização do C a partir dos 35 dias. Trinsoutrot et al. (2000a) verificaram correlação positiva entre a concentração de Csa e a taxa de decomposição no período inicial da incubação. Posteriormente, esses autores observaram que outros parâmetros, tais como, celulose, lignina, hemicelulose e  $LIG/N$ , foram os melhores indicadores da decomposição dos resíduos vegetais evidenciando que a velocidade de decomposição dos materiais vegetais está relacionada à qualidade do C presente nos resíduos. Aita; Giacomini (2003), ao avaliar a decomposição de aveia preta, nabo forrageiro e ervilhaca verificaram para MS e N remanescentes correlação linear positiva com as relações  $C/N$ ,  $Csa/Nsa$ ,  $LIG/N$  e teor de celulose e hemicelulose e negativos para N total, Nsa, Csa e lignina.

Correlações altamente significativas e positivas foram observadas entre a mineralização do C e do N e os teores de POL nos resíduos vegetais. Assim, resíduos vegetais com maiores teores de polifenóis, como é o caso da maioria das folhas avaliadas, apresentaram taxas mais elevadas de decomposição. É importante destacar que nas folhas além dos elevados teores de POL foram determinados os maiores valores de N e fração solúvel. Com isso, possivelmente o efeito inibitório indireto dos polifenóis sobre a

atividade dos microrganismos decompositores, frequentemente relatada em estudos sobre a decomposição, foi superado pela alta disponibilidade de C e N facilmente biodegradável presente no tecido das folhas. Embora resíduos com alta concentração de polifenóis apresentarem geralmente altas taxas de decomposição podem contribuir significativamente para o acúmulo de C no solo tendo em vista que a estrutura dos POL é um composto fenólico recalcitrante. O coeficiente de correlação entre os teores de POL e a decomposição é semelhante ao verificado por Trinsoutrot et al. (2000a), ao avaliar a decomposição de espécies de clima temperado. Cabe ressaltar que, diferentemente das condições desse estudo, na maior parte desses trabalhos os resíduos foram incorporados ao solo (TRINSOUTROT et al., 2000a; JENSEN et al., 2005; ABIVEN et al., 2005).

Correlações negativas entre a mineralização do C e um grande número de parâmetros, principalmente bioquímicos (CEL + HEM) e as relações C/N total, C/N da FSVS e HOL, LIG/N e LIG+POL/N foram observadas em praticamente todo o período de avaliação. A maior correlação negativa foi observada com a relação C/N, indicando que este pode ser um bom parâmetro para prever a velocidade de decomposição de resíduos vegetais. Esse resultado é parcialmente contrário do obtido por Jensen et. al. (2005) que observaram interação não significativa entre essas variáveis. O conteúdo de holocelulose e a relação LIG/N também apresentaram correlação negativa com a mineralização do C e explicam a baixa decomposição observada naqueles resíduos ricos nesses parâmetros, como nos resíduos da parte aérea de milho (Figuras 2.6, 2.10, 3.16 e 3.17 e Anexo M) e os talos das culturas comerciais.

A dinâmica de mineralização do C presente nas raízes apresentou comportamento semelhante ao observado pelos resíduos da parte aérea das espécies avaliadas (Figura 3.20). A maior decomposição foi observada com as raízes de feijão e girassol e menores com soja e M. cinza. Na Tabela 3.6 pode-se verificar que de maneira geral um menor número de parâmetros de qualidade significativos foi observado em relação à mineralização do N das raízes (Tabela 3.5). Na fase inicial, embora não apresentando correlações significativas, maiores índices foram observados para C da FSVS, N total, Nsa e FSVS (primeiros 10 dias) e Csa (até 35 dias). Esses índices, após a fase inicial de decomposição, perderam importância e outros como a holocelulose (após 21 dias) e POL, N das frações de Van Soest (FDN, FDA, FS, HEM e HOL), relações C/N HOL e C/N LIG após 70 dias elevaram sua importância no processo de decomposição. A importância dos polifenóis pode justificar a estabilização da decomposição das raízes de mucuna após esse período (Figura 3.19). O conteúdo de lignina nos tecidos das raízes também apresentou baixa correlação com a mineralização do C e do N

no solo em todo o período de avaliação. Valores baixos de correlação linear a 100 dias de incubação entre os teores de lignina e a mineralização do C e do N ( $r = 0,16$ ) também foram constatados por Abiven et al. (2005).

A inexistência de correlação significativa entre a mineralização do C e do N e os teores de lignina evidencia a recalcitrância deste componente do tecido vegetal. Segundo Sánchez, (2009) a lignina na parede celular forma uma barreira de proteção que impede a decomposição da celulose e hemicelulose. Assim, a lignina passa a exercer maior influência na fase final do processo de decomposição, o que pode ser verificado pelo aumento do coeficiente de correlação da relação  $LIG/N$  ao longo do período de incubação. Durante os 120 dias de incubação os teores de celulose, comparados a hemicelulose, apresentaram maior correlação com o processo de decomposição dos resíduos. Sendo assim, a celulose, dentre os biopolímeros, é a que mais influencia a decomposição dos resíduos vegetais no solo.

Tabela 3.5 – Coeficientes de correlação de Pearson ( $r$ ) entre os parâmetros de qualidade ( $\text{g kg}^{-1}$ ) dos resíduos em superfície do solo (folhas, talos e folhas + talos) e carbono ou nitrogênio mineralizado (% do C adicionado ou  $\text{mg N kg}^{-1}$  de solo) nos diferentes estágios da incubação ( $n = 24$ ).

Parâmetros	Dias:	Carbono mineralizado							Nitrogênio mineralizado						
		Coeficiente de correlação ( $r$ )													
		4	10	21	35	70	90	120	7	14	21	35	63	90	120
Carbono	C total <sup>(1)</sup>	-0,26	-0,34	-0,40	-0,39	-0,40	-0,40	-0,40	0,09	0,01	0,04	-0,05	-0,06	-0,09	-0,12
	Csa <sup>(2)</sup>	<b>0,75*</b>	<b>0,80*</b>	<b>0,81*</b>	<b>0,75*</b>	<b>0,70*</b>	<b>0,69</b>	<b>0,68</b>	<b>0,42</b>	<b>0,53</b>	0,50	<b>0,58</b>	<b>0,64</b>	<b>0,67</b>	<b>0,67</b>
	Csa <sup>(3)</sup>	<b>0,84*</b>	<b>0,89*</b>	<b>0,89*</b>	<b>0,85*</b>	<b>0,80*</b>	<b>0,78*</b>	<b>0,76*</b>	<b>0,62</b>	<b>0,70</b>	<b>0,68</b>	<b>0,74*</b>	<b>0,78*</b>	<b>0,80*</b>	<b>0,77*</b>
	C FDN	-0,15	-0,32	-0,46	-0,46	-0,41	-0,38	-0,35	-0,19	-0,24	-0,23	-0,29	-0,34	-0,33	-0,37
	C FDA	-0,14	-0,21	-0,21	-0,19	-0,17	-0,16	-0,15	-0,01	-0,08	-0,06	-0,13	-0,13	-0,14	-0,13
	C FSVS	<b>0,76*</b>	<b>0,85*</b>	<b>0,86*</b>	<b>0,82*</b>	<b>0,76*</b>	<b>0,73*</b>	<b>0,71*</b>	<b>0,70</b>	<b>0,77*</b>	<b>0,76*</b>	<b>0,82*</b>	<b>0,86*</b>	<b>0,87*</b>	<b>0,87*</b>
	C CEL	<b>-0,72*</b>	<b>-0,83*</b>	<b>-0,85*</b>	<b>-0,79*</b>	<b>-0,73*</b>	<b>-0,71*</b>	<b>-0,69</b>	<b>-0,55</b>	<b>-0,65</b>	<b>-0,65</b>	<b>-0,72*</b>	<b>-0,76*</b>	<b>-0,77*</b>	<b>-0,76*</b>
	C HEM	-0,51	<b>-0,55</b>	<b>-0,59</b>	<b>-0,57</b>	<b>-0,55</b>	<b>-0,54</b>	<b>-0,53</b>	-0,36	-0,41	-0,37	-0,41	-0,47	-0,49	-0,51
	C HOL	<b>-0,77*</b>	<b>-0,86*</b>	<b>-0,89*</b>	<b>-0,84*</b>	<b>-0,80*</b>	<b>-0,78*</b>	<b>-0,75*</b>	<b>-0,57</b>	<b>-0,66</b>	<b>-0,64</b>	<b>-0,72*</b>	<b>-0,77*</b>	<b>-0,79*</b>	<b>-0,80*</b>
	C LIG	-0,15	-0,22	-0,23	-0,22	-0,20	-0,18	-0,13	-0,04	-0,06	-0,04	-0,09	-0,10	-0,12	-0,11
Nitrogênio	N total	<b>0,80*</b>	<b>0,88*</b>	<b>0,88*</b>	<b>0,84*</b>	<b>0,79*</b>	<b>0,77*</b>	<b>0,74*</b>	<b>0,91*</b>	<b>0,95*</b>	<b>0,96*</b>	<b>0,97*</b>	<b>0,98*</b>	<b>0,98*</b>	<b>0,98*</b>
	Nsa <sup>(2)</sup>	<b>0,85*</b>	<b>0,90*</b>	<b>0,90*</b>	<b>0,86*</b>	<b>0,79*</b>	<b>0,76*</b>	<b>0,74*</b>	<b>0,74*</b>	<b>0,84*</b>	<b>0,81*</b>	<b>0,84*</b>	<b>0,87*</b>	<b>0,88*</b>	<b>0,88*</b>
	Nsa <sup>(3)</sup>	<b>0,72*</b>	<b>0,76*</b>	<b>0,77*</b>	<b>0,72*</b>	<b>0,64</b>	<b>0,61</b>	<b>0,58</b>	0,45	<b>0,58</b>	0,51	<b>0,58</b>	<b>0,64</b>	<b>0,66</b>	<b>0,64</b>
	N FDN	0,44	<b>0,58</b>	<b>0,65</b>	<b>0,60</b>	<b>0,57</b>	<b>0,54</b>	<b>0,52</b>	0,48	0,54	<b>0,57</b>	<b>0,60</b>	<b>0,65</b>	<b>0,65</b>	<b>0,69</b>
	N FDA	0,44	0,58	0,65	0,60	0,57	0,54	0,52	0,48	0,54	0,57	0,60	0,65	0,65	0,69
	N FSVS	<b>0,80*</b>	<b>0,88*</b>	<b>0,88*</b>	<b>0,84*</b>	<b>0,79*</b>	<b>0,77*</b>	<b>0,74*</b>	<b>0,91*</b>	<b>0,95*</b>	<b>0,96*</b>	<b>0,97*</b>	<b>0,98*</b>	<b>0,98*</b>	<b>0,98*</b>
	N CEL	-0,06	0,09	0,24	0,24	0,20	0,16	0,13	-0,08	-0,03	-0,05	0,01	0,08	0,07	0,08

Tabela 3.5 – Continuação...

Parâmetros	Carbono mineralizado								Nitrogênio mineralizado							
	Dias:	Coeficiente de correlação ( <i>r</i> )														
		4	10	21	35	70	90	120	7	14	21	35	63	90	120	
Bioquímicos	N HEM	0,48	<b>0,56</b>	<b>0,55</b>	0,50	0,48	0,47	0,47	<b>0,67</b>	<b>0,69</b>	<b>0,75*</b>	<b>0,73*</b>	<b>0,74*</b>	<b>0,73*</b>	<b>0,77*</b>	
	N HOL	0,47	<b>0,57</b>	<b>0,57</b>	<b>0,52</b>	0,50	0,49	0,48	<b>0,66</b>	<b>0,68</b>	<b>0,74*</b>	<b>0,72*</b>	<b>0,74*</b>	<b>0,73*</b>	<b>0,77*</b>	
	NMsa <sup>(2)</sup>	<b>0,87*</b>	<b>0,83*</b>	<b>0,77*</b>	<b>0,75*</b>	<b>0,73*</b>	<b>0,73*</b>	<b>0,71*</b>	<b>0,65</b>	<b>0,71*</b>	<b>0,72*</b>	<b>0,72*</b>	<b>0,72*</b>	<b>0,73*</b>	<b>0,72*</b>	
	NMsa <sup>(3)</sup>	<b>0,82*</b>	<b>0,78*</b>	<b>0,72*</b>	<b>0,66</b>	<b>0,63</b>	<b>0,61</b>	<b>0,58</b>	0,49	<b>0,58</b>	<b>0,55</b>	<b>0,59</b>	<b>0,61</b>	<b>0,63</b>	<b>0,62</b>	
	FDN	<b>-0,79*</b>	<b>-0,89*</b>	<b>-0,90*</b>	<b>-0,85*</b>	<b>-0,80*</b>	<b>-0,78*</b>	<b>-0,75*</b>	<b>-0,64</b>	<b>-0,73*</b>	<b>-0,71*</b>	<b>-0,78*</b>	<b>-0,82*</b>	<b>-0,84*</b>	<b>-0,84*</b>	
	FDA	<b>-0,73*</b>	<b>-0,84*</b>	<b>-0,84*</b>	<b>-0,79*</b>	<b>-0,73*</b>	<b>-0,71*</b>	<b>-0,69</b>	<b>-0,63</b>	<b>-0,71*</b>	<b>-0,71*</b>	<b>-0,78*</b>	<b>-0,80*</b>	<b>-0,81*</b>	<b>-0,80*</b>	
	FSVS	<b>0,79*</b>	<b>0,89*</b>	<b>0,90*</b>	<b>0,85*</b>	<b>0,80*</b>	<b>0,78*</b>	<b>0,76*</b>	<b>0,64</b>	<b>0,73*</b>	<b>0,71*</b>	<b>0,78*</b>	<b>0,82*</b>	<b>0,84*</b>	<b>0,84*</b>	
	CEL	<b>-0,76*</b>	<b>-0,87*</b>	<b>-0,88*</b>	<b>-0,81*</b>	<b>-0,75*</b>	<b>-0,72*</b>	<b>-0,69</b>	<b>-0,60</b>	<b>-0,69</b>	<b>-0,68</b>	<b>-0,76*</b>	<b>-0,80*</b>	<b>-0,81*</b>	<b>-0,81*</b>	
	HEM	<b>-0,58</b>	<b>-0,61</b>	<b>-0,63</b>	<b>-0,60</b>	<b>-0,58</b>	<b>-0,56</b>	<b>-0,55</b>	-0,40	-0,46	-0,42	-0,47	<b>-0,52</b>	<b>-0,56</b>	<b>-0,56</b>	
	HOL	<b>-0,79*</b>	<b>-0,87*</b>	<b>-0,89*</b>	<b>-0,83*</b>	<b>-0,78*</b>	<b>-0,75*</b>	<b>-0,73*</b>	<b>-0,59</b>	<b>-0,68</b>	<b>-0,66</b>	<b>-0,73*</b>	<b>-0,79*</b>	<b>-0,81*</b>	<b>-0,81*</b>	
Relações	LIG	-0,31	-0,38	-0,40	-0,40	-0,39	-0,39	-0,40	-0,40	-0,42	-0,44	-0,46	-0,43	-0,42	-0,42	
	POL	<b>0,87*</b>	<b>0,92*</b>	<b>0,90*</b>	<b>0,87*</b>	<b>0,85*</b>	<b>0,84*</b>	<b>0,83*</b>	<b>0,57</b>	<b>0,64</b>	<b>0,64</b>	<b>0,71*</b>	<b>0,74*</b>	<b>0,76*</b>	<b>0,74*</b>	
	C/N total	<b>-0,80*</b>	<b>-0,85*</b>	<b>-0,87*</b>	<b>-0,89*</b>	<b>-0,89*</b>	<b>-0,88*</b>	<b>-0,85*</b>	<b>-0,57</b>	<b>-0,60</b>	<b>-0,59</b>	<b>-0,62</b>	<b>-0,67</b>	<b>-0,67</b>	<b>-0,65</b>	
	Csa/Nsa <sup>(2)</sup>	-0,23	-0,23	-0,22	-0,20	-0,16	-0,14	-0,10	-0,30	-0,33	-0,31	-0,30	-0,29	-0,29	-0,31	
	Csa/Nsa <sup>(3)</sup>	0,10	0,08	0,05	0,12	0,18	0,22	0,26	0,10	0,02	0,07	0,05	0,02	0,02	-0,02	
	Csa/NMsa <sup>(2)</sup>	-0,33	-0,22	-0,12	-0,15	-0,19	-0,20	-0,20	-0,28	-0,23	-0,25	-0,19	-0,17	-0,19	-0,17	
	Csa/NMsa <sup>(3)</sup>	-0,14	-0,10	-0,04	0,02	0,02	0,03	0,05	-0,06	-0,10	-0,09	-0,09	-0,07	-0,08	-0,12	
C/N FDN	-0,17	-0,25	-0,23	-0,20	-0,17	-0,13	-0,11	-0,05	-0,14	-0,12	-0,15	-0,18	-0,19	-0,17		



Tabela 3.5 – Continuação...

Parâmetros	Carbono mineralizado							Nitrogênio mineralizado						
	Dias:	Coeficiente de correlação ( <i>r</i> )							Coeficiente de correlação ( <i>r</i> )					
	4	10	21	35	70	90	120	7	14	21	35	63	90	120
C/N FDA	-0,41	-0,47	-0,55	-0,60	-0,66	-0,67	-0,66	-0,32	-0,38	-0,34	-0,37	-0,36	-0,36	-0,35
C/N FSVS	<b>-0,80*</b>	<b>-0,83*</b>	<b>-0,85*</b>	<b>-0,87*</b>	<b>-0,87*</b>	<b>-0,86*</b>	<b>-0,83*</b>	<b>-0,58</b>	<b>-0,61</b>	<b>-0,60</b>	<b>-0,63</b>	<b>-0,67</b>	<b>-0,67</b>	<b>-0,65</b>
C/N CEL	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
C/N HEM	-0,21	-0,31	-0,29	-0,26	-0,23	-0,20	-0,17	-0,07	-0,17	-0,15	-0,19	-0,22	-0,22	-0,21
C/N HOL	<b>-0,62</b>	<b>-0,75*</b>	<b>-0,82*</b>	<b>-0,81*</b>	<b>-0,83*</b>	<b>-0,84*</b>	<b>-0,85*</b>	-0,37	-0,45	-0,44	-0,51	-0,52	-0,52	-0,54
C/N LIG	-0,25	-0,31	-0,31	-0,25	-0,22	-0,20	-0,17	-0,18	-0,25	-0,23	-0,28	-0,28	-0,28	-0,32
LIG/N	<b>-0,70</b>	<b>-0,76*</b>	<b>-0,79*</b>	<b>-0,81*</b>	<b>-0,80*</b>	<b>-0,79*</b>	<b>-0,77*</b>	<b>-0,53</b>	<b>-0,56</b>	<b>-0,55</b>	<b>-0,60</b>	<b>-0,62</b>	<b>-0,61</b>	<b>-0,59</b>
POL/N	-0,23	-0,27	-0,31	-0,31	-0,28	-0,25	-0,21	<b>-0,56</b>	<b>-0,55</b>	<b>-0,53</b>	-0,49	-0,49	-0,48	-0,50
LIG+POL/N	<b>-0,70</b>	<b>-0,76*</b>	<b>-0,79*</b>	<b>-0,81*</b>	<b>-0,80*</b>	<b>-0,79*</b>	<b>-0,77*</b>	<b>-0,54</b>	<b>-0,57</b>	<b>-0,56</b>	<b>-0,61</b>	<b>-0,63</b>	<b>-0,62</b>	<b>-0,60</b>

<sup>(1)</sup> C total = carbono total; Csa = C solúvel em água; FDN = fração detergente neutra; FDA = fração detergente ácida; FSVS = fração solúvel de Van Soest; HEM = hemicelulose; CEL = celulose; HOL = holocelulose (CEL + HEM); LIG = lignina; N = nitrogênio; Nsa = N solúvel em água; NMsa = N mineral solúvel em água; POL = polifenóis solúveis totais. <sup>(2)</sup> Resíduo picado. <sup>(3)</sup> Resíduo moído. Correlações em negrito denotam nível de significância de  $P < 0.01$ ; \* = significativo a  $r^2 > 0.5$ . Somente os valores representam correlações não significativas.

Tabela 3.6 – Coeficientes de correlação de Pearson ( $r$ ) entre os parâmetros de qualidade ( $\text{g kg}^{-1}$ ) dos resíduos de raízes e carbono ou nitrogênio mineralizado (% do C adicionado ou  $\text{mg N kg}^{-1}$  de solo) nos diferentes estágios durante a incubação ( $n = 8$ ).

Parâmetros	Dias:	Carbono mineralizado							Nitrogênio mineralizado						
		Coeficiente de correlação ( $r$ )													
		4	10	21	35	70	90	120	7	14	21	35	63	90	120
Carbono	C total <sup>(1)</sup>	0,28	0,36	0,60	0,57	0,20	0,13	0,05	0,18	0,13	0,13	0,22	0,02	0,02	0,13
	Csa <sup>(2)</sup>	0,72	0,71	0,77	0,69	0,42	0,26	0,14	0,02	0,06	-0,15	0,01	0,09	0,06	0,32
	Csa <sup>(3)</sup>	<b>0,85*</b>	0,83	0,50	0,29	-0,07	-0,18	-0,26	0,59	0,63	0,43	0,45	0,68	0,66	0,81
	C FDN	0,28	0,32	0,54	0,54	0,31	0,26	0,21	0,10	0,04	0,05	0,15	-0,10	-0,02	0,11
	C FDA	0,32	0,32	0,44	0,38	0,13	0,08	0,04	0,20	0,19	0,11	0,17	0,01	0,14	0,28
	C FSVS	0,55	0,51	0,08	-0,15	-0,49	-0,58	-0,63	0,58	0,61	0,46	0,44	0,74	0,68	0,74
	C CEL	-0,31	-0,26	0,25	0,34	0,40	0,43	0,44	-0,27	-0,24	-0,37	-0,43	-0,56	-0,42	-0,34
	C HEM	0,04	0,14	0,28	0,39	0,35	0,34	0,30	-0,07	-0,18	0,03	0,10	-0,04	-0,23	-0,27
	C HOL	-0,24	-0,13	0,42	0,57	0,60	0,62	0,60	-0,29	-0,34	-0,30	-0,30	-0,52	-0,53	-0,49
	C LIG	0,51	0,54	0,56	0,53	0,24	0,18	0,12	0,30	0,17	0,30	0,44	0,17	0,19	0,31
Nitrogênio	N total	0,61	0,54	-0,08	-0,33	-0,68	-0,72	-0,75	0,79	0,80	0,80	0,80	<b>0,93*</b>	<b>0,94*</b>	<b>0,90*</b>
	Nsa <sup>(2)</sup>	0,64	0,65	0,21	0,14	-0,10	-0,14	-0,19	0,58	0,30	0,70	<b>0,85*</b>	0,66	0,51	0,53
	Nsa <sup>(3)</sup>	0,46	0,47	0,09	0,03	-0,23	-0,32	-0,39	0,20	0,19	0,35	0,53	0,48	0,34	0,30
	N FDN	0,47	0,40	-0,14	-0,32	-0,68	-0,76	-0,80	0,49	0,50	0,58	0,69	0,69	0,68	0,65
	N FDA	0,47	0,40	-0,14	-0,32	-0,68	<b>-0,86*</b>	<b>-0,88*</b>	0,49	0,50	0,58	0,69	0,69	0,68	0,65
	N FSVS	0,61	0,54	-0,08	-0,33	-0,68	-0,72	-0,75	0,80	0,80	0,80	0,80	<b>0,93*</b>	<b>0,94*</b>	<b>0,90*</b>
	N CEL	-0,54	-0,63	-0,74	-0,74	-0,50	-0,47	-0,40	-0,37	-0,27	-0,34	-0,38	-0,24	-0,16	-0,25

Tabela 3.6 – Continuação...

Parâmetros	Carbono mineralizado								Nitrogênio mineralizado						
	Dias:	Coeficiente de correlação ( <i>r</i> )													
		4	10	21	35	70	90	120	7	14	21	35	63	90	120
Bioquímicos	N HEM	0,55	0,48	-0,08	-0,28	-0,65	-0,74	-0,78	0,55	0,53	0,61	0,72	0,74	0,73	0,72
	N HOL	0,51	0,44	-0,12	-0,32	-0,67	-0,76	-0,80	0,53	0,51	0,59	0,69	0,72	0,71	0,70
	NMsa <sup>(2)</sup>	0,19	0,18	-0,24	-0,28	-0,43	-0,41	-0,41	0,35	0,31	0,61	0,69	0,51	0,44	0,25
	NMsa <sup>(3)</sup>	0,24	0,26	0,00	0,02	-0,05	-0,07	-0,11	0,12	0,10	0,28	0,36	0,34	0,17	0,07
	FDN	-0,29	-0,20	0,25	0,42	0,47	0,50	0,49	-0,35	-0,40	-0,28	-0,23	-0,54	-0,52	-0,52
	FDA	-0,37	-0,36	0,02	0,12	0,24	0,28	0,32	-0,34	-0,31	-0,34	-0,34	-0,56	-0,40	-0,38
	FSVS	0,64	0,58	0,15	-0,08	-0,39	-0,48	-0,53	0,55	0,57	0,41	0,42	0,69	0,67	0,77
	CEL	0,07	0,14	0,58	0,64	0,52	0,49	0,45	-0,08	-0,16	-0,18	-0,14	-0,35	-0,29	-0,14
	HEM	0,11	0,21	0,33	0,42	0,33	0,31	0,26	-0,03	-0,14	0,06	0,14	0,01	-0,18	-0,21
	HOL	0,11	0,23	0,65	0,75	0,60	0,57	0,51	-0,08	-0,21	-0,12	-0,04	-0,28	-0,34	-0,23
Relações	LIG	0,08	0,04	0,03	-0,01	-0,21	-0,27	-0,29	-0,01	0,03	0,03	0,14	-0,04	0,08	0,12
	POL	0,30	0,23	-0,11	-0,33	-0,61	-0,68	-0,71	0,38	0,57	0,27	0,21	0,52	0,59	0,60
	C/N total	-0,48	-0,41	0,25	0,42	0,57	0,54	0,51	-0,77	-0,74	<b>-0,91*</b>	<b>-0,88*</b>	<b>-0,89*</b>	<b>-0,89*</b>	-0,76
	Csa/Nsa <sup>(2)</sup>	-0,31	-0,27	0,27	0,36	0,41	0,34	0,30	-0,66	-0,56	<b>-0,86*</b>	-0,83	-0,72	-0,70	-0,52
	Csa/Nsa <sup>(3)</sup>	-0,58	-0,60	-0,35	-0,28	0,09	0,20	0,30	-0,30	-0,19	-0,40	-0,60	-0,46	-0,31	-0,35
	Csa/NMsa <sup>(2)</sup>	-0,26	-0,21	0,33	0,42	0,44	0,35	0,31	-0,63	-0,62	-0,83	-0,77	-0,70	-0,72	-0,52
	Csa/NMsa <sup>(3)</sup>	-0,26	-0,22	0,29	0,36	0,35	0,27	0,23	-0,56	-0,53	-0,77	-0,74	-0,64	-0,64	-0,45
C/N FDN	-0,63	-0,70	-0,75	-0,66	-0,14	0,02	0,16	-0,25	-0,18	-0,19	-0,37	-0,29	-0,17	-0,33	

Tabela 3.6 – Continuação...

Parâmetros	Carbono mineralizado							Nitrogênio mineralizado							
	Dias:	4	10	21	35	70	90	120	Coeficiente de correlação ( <i>r</i> )						
		4	10	21	35	70	90	120	7	14	21	35	63	90	120
C/N FDA		-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
C/N FSVS		-0,50	-0,44	0,21	0,38	0,56	0,53	0,51	-0,79	-0,76	<b>-0,93*</b>	<b>-0,91*</b>	<b>-0,90*</b>	<b>-0,90*</b>	-0,77
C/N CEL		-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
C/N HEM		-0,75	-0,79	-0,75	-0,65	-0,04	0,12	0,25	-0,55	-0,45	-0,67	-0,88	-0,66	-0,51	0,60
C/N HOL		-0,05	0,10	0,46	0,67	0,74	0,76	0,76	-0,18	-0,70	-0,34	-0,41	-0,41	-0,71	-0,49
C/N LIG		0,08	0,09	0,23	0,35	0,73	0,81	<b>0,85*</b>	-0,04	-0,32	-0,10	-0,12	-0,27	-0,27	-0,13
LIG/N		-0,40	-0,36	0,22	0,36	0,42	0,37	0,35	-0,70	-0,66	-0,81	-0,74	-0,81	-0,77	-0,64
POL/N		-0,23	-0,26	-0,06	-0,11	-0,15	-0,21	-0,23	-0,34	-0,15	-0,53	-0,57	-0,29	-0,23	-0,14
LIG+POL/N		-0,40	-0,36	0,21	0,34	0,40	0,35	0,33	-0,70	-0,65	-0,82	-0,75	-0,81	-0,76	-0,63

<sup>(1)</sup> C total = carbono total; Csa = C solúvel em água; FDN = fração detergente neutra; FDA = fração detergente ácida; FSVS = fração solúvel de Van Soest; HEM = hemicelulose; CEL = celulose; HOL = holocelulose (CEL + HEM); LIG = lignina; N = nitrogênio; Nsa = N solúvel em água; NMsa = N mineral solúvel em água; POL = polifenóis solúveis totais. <sup>(2)</sup> Resíduo picado. <sup>(3)</sup> Resíduo moído. Correlações em negrito denotam nível de significância de  $P < 0.01$ ; \* = significativo a  $r^2 > 0.5$ . Somente os valores representam correlações não significativas.

### 3.5 Conclusões

- 1) Resíduos vegetais com teor de N inferior a  $15 \text{ g kg}^{-1}$  ( $C/N > 29$ ) provocam imobilização líquida de N no solo.
- 2) Para os resíduos culturais das culturas comerciais e das plantas de cobertura de solo compostos por folhas + talos, aqueles do feijão e do milheto foram os únicos que promoveram mineralização e imobilização líquida de N, respectivamente.
- 3) Todas as raízes das culturas comerciais avaliadas causaram imobilização de N no solo. A predominância de mineralização líquida de N somente foi observada nos tratamentos com as raízes das plantas de cobertura leguminosas.
- 4) A mineralização do C dos resíduos culturais de milho com elevada relação C/N não é favorecida com o aumento da disponibilidade de N no solo.
- 5) De maneira geral, a mineralização do C dos resíduos vegetais avaliados decresceu na seguinte ordem folha>talo+folha>talo.
- 6) Maior variação nos valores de C mineralizado ao final da incubação foi observado entre as culturas comerciais, com os resíduos do milho (folha + talo) apresentando o menor valor (39%). Já a mineralização do C dos resíduos vegetais (folha + talo) das plantas de cobertura atingiu um valor médio de 58%.
- 7) A mineralização do C contido nas raízes das culturas é semelhante àquela observada para os resíduos vegetais da parte aérea.
- 8) Apenas 40% do C das raízes da mucuna cinza foram mineralizados durante 120 dias de incubação, indicando que seu cultivo deve promover maior acúmulo de C no solo via sistema radicular comparado com as demais espécies avaliadas.
- 9) A relação C/N mostrou-se mais adequada à previsão da mineralização do carbono dos resíduos vegetais do que da mineralização do nitrogênio.

- 10) A mineralização do N no solo foi significativamente correlacionada com os teores de N total na MS e na fração solúvel de Van Soest dos resíduos vegetais da parte aérea e das raízes.
  
- 11) Os valores de correlação entre a composição bioquímica e a mineralização do C dos resíduos vegetais foram menores do que aqueles observados para a mineralização do N, porém observaram-se maior número de correlações significativas, com destaque para a relação C/N, polifenóis e FDN de Van Soest.

## 4 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Como proposto, este trabalho investigou primeiramente, a produção de MS da parte aérea e sistema radicular e a distribuição das raízes no solo de culturas comerciais e plantas de cobertura de solo e, além disso, avaliou-se a composição bioquímica destes diversos resíduos vegetais. Com base nisso verificou a possibilidade de algumas culturas em função da produção de fitomassa e composição bioquímica diferenciada aportarem grande quantidade de C via sistema radicular ao solo.

Foi possível em seguida, através das incubações de laboratório, evidenciar que tais parâmetros de qualidade dos resíduos apresentaram correlações positivas ou negativas com a mineralização do C e N presente nesses materiais e com isso podem exercer papéis fundamentais na dinâmica desses elementos no solo.

Com base nos resultados obtidos, foi possível comprovar, que outras relações, além da tradicional C/N, e componentes bioquímicos dos resíduos, podem ser bons indicadores para a biodegradação dos resíduos vegetais no solo. Embora sendo ainda incipientes na pesquisa brasileira, é importante que tais parâmetros sejam incluídos nesse tipo de trabalho.

Ainda de acordo com os resultados obtidos foi possível indicar que o sistema radicular das culturas, de forma generalizada, apresenta taxas de decomposição semelhante às folhas e misturas de folhas + talos e superior aos talos das culturas em situação de plantio direto onde as raízes ficam incorporadas e a parte aérea disposta em superfície do solo.

Porém, existe a necessidade de realização de novos estudos na caracterização mais detalhada dos principais parâmetros de qualidade evidenciados neste estudo como, por exemplo, análise dos componentes solúveis (tipos) de polifenóis e da fração solúvel em água, além das frações da hemicelulose (açúcares) para posteriormente avaliar sua magnitude a curto e longo prazo na decomposição desses resíduos vegetal quando adicionados ao solo.

## 5 PERSPECTIVAS FUTURAS

A partir da realização, obtenção e análise dos resultados do presente trabalho, foi possível identificar alguns aspectos que merecem ser priorizados em estudos futuros relacionados a decomposição de resíduos vegetais no solo:

- 1) Ampliar o número de espécies vegetais a serem avaliadas quanto a composição bioquímica e a mineralização do C e N de resíduos vegetais da parte aérea e raízes, com destaque para culturas comerciais e plantas de cobertura de outono/inverno.
- 2) Realizar experimentos em condições de campo para avaliar a cinética de decomposição dos resíduos vegetais provenientes da parte aérea e do sistema radicular de culturas comerciais e plantas de cobertura de solo de primavera/verão e outono/inverno.
- 3) Realizar estudos em conjunto com outros grupos de pesquisa com reconhecida experiência na caracterização bioquímica de resíduos vegetais.
- 4) Quantificar o acúmulo bem como a mineralização de outros nutrientes, com destaque ao P e o S que estão ligados ao C dos resíduos vegetais da parte aérea e das raízes, buscando com isso melhorar a ciclagem desses nutrientes nos sistemas agrícolas.
- 5) Usar a modelização como ferramenta de apoio na previsão da dinâmica de mineralização do C e do N durante a decomposição de resíduos culturais da parte aérea mantidos na superfície e das raízes incorporadas ao solo.



## 6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABIVEN, S. et al. Mineralisation of C and N from root, stem and leaf residues in soil and role of their biochemical quality. **Biology and Fertility of Soils**, Berlin, v. 42, n. 2, p. 19-128, June 2005.

ALCÂNTARA, M. J. et al. **Distribuição de matéria seca e produtividade primária de mamona em diferentes populações**. Lavras do Sul, MG: Universidade Federal de Lavras, 2008.

ALVARENGA, R. C. et al. Plantas de cobertura de solo para sistema plantio direto. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 22, n. 208, p. 25-36, 2001.

AMABILE, R. F. et al. Produção de fitomassa e exportação de nutrientes pela parte aérea de genótipos de mucuna. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE CIÊNCIA DO SOLO, 1997, Rio de Janeiro. **Anais...** Rio de Janeiro: [s.n.], 1997. 1 CD-ROM.

AMOS, B.; WALTERS, D. T. Maize Root Biomass and Net Rhizodeposited Carbon: An Analysis of the Literature. **Soil Science Society of America Journal**, Madison, v. 70, n. 5, p. 1489-1503, sep./oct.2006.

ANDERSON, E. L. Tillage and N fertilization effects on maize root growth and root:shoot ratio. **Plant and Soil**, Amsterdam, v. 108, n. 2, p. 245-251, May 1988.

ANGERS, D. A.; RECOUS, S. Decomposition of wheat straw and rye residues as affected by particle size. **Plant and Soil**, Amsterdam, v. 189, n. 2, p. 197-203, Feb. 1997.

AITA, C. **Couplage des cycles du carbone et de l'azote dans les sols cultivés: étude, au champ, des processus de décomposition après apport de matière organique fraîche**. 1996. 209 f. Thèse (Doutorado em Ciência do Solo) - Université Paris VI, Paris.

\_\_\_\_\_ et al. Ciclagem de nutrientes no solo com plantas de cobertura e dejetos de animais. In: FERTBIO 2000, Santa Maria, 2000. **Anais...** Santa Maria: UFSM, 2000. 1 CD-ROM.

\_\_\_\_\_ ; GIACOMINI, S. J. Decomposição e liberação de nitrogênio dos resíduos culturais de plantas de cobertura solteiras e consorciadas. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 27, n. 4, p. 601-612, jul./ago. 2003.

\_\_\_\_\_. Plantas de cobertura de solo em sistemas agrícolas. In: ALVES, B. J. R. et al. **Manejo de sistemas agrícolas: impacto no sequestro de C e nas emissões de gases de efeito estufa**. Porto Alegre: Genesis, 2006. p. 59-79.

BALDWIN, I. T. et al. Protein binding phenolics and the inhibition of nitrification in subalpine balsam fir soils. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, v. 15, n. 4, p. 419-423, 1983.

BERTOL, I.; LEITE, D.; ZOLDAN JR., W. A. Decomposição do resíduo de milho e variáveis relacionadas. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 28, n. 2, p. 369-375, mar./apr. 2004.

BERTRAND, I. et al. Can the biochemical features and histology of wheat residues explain their decomposition in soil? **Plant and Soil**, Amsterdam, v. 281, n. 1-2, p. 291-307, mar. 2006.

\_\_\_\_\_ et al. Soil decomposition of wheat internodes of different maturity stages: relative impact of the soluble and structural fractions. **Bioresource Technology**, Oxford, v. 100, n. 1, p. 155-163, jan. 2009.

BÖHM, W. **Methods of studying root systems**. Berlin: Springer-Verlag. 1979. 188 p.

BOLINDER, M. A.; ANGERS, D. A.; DUB, J. P. Estimating shoot to root ratios and annual carbon inputs in soils for cereal crops. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v. 63, n. 1, p. 61-66, may 1997.

BORDIN, et al. Matéria seca, carbono e nitrogênio de raízes de soja e milho em plantio direto e convencional. **Pesquisa agropecuária brasileira**, Brasília, v. 43, n. 12, p. 1785-1792, dez. 2008.

BRASIL. Ministério da Agricultura. Departamento Nacional de Pesquisa Agropecuária. Divisão de Pesquisas Pedológicas. **Levantamento de reconhecimento dos solos do estado do Rio Grande do Sul**. Recife: [s.n.], 1973. 431 p. (Boletim Técnico, 30).

CALEGARI, A. et al. Caracterização das principais espécies. In: COSTA, M. B. B. (Coord.) **Adução verde no Sul do Brasil**. Rio de Janeiro: AS-PTA, 1992. 342 p.

\_\_\_\_\_. **Seqüestro de carbono, atributos físicos e químicos em diferentes sistemas de manejo em um Latossolo argiloso do Sul do Brasil**. 2006. 191 f. Tese (Doutorado em Ciência do Solo) - Universidade Estadual de Londrina, Londrina.

CARREIRO, M. M. et al. Microbial enzyme shifts explain litter decay responses to simulated nitrogen deposition. **Ecology**, Washington, v. 81, n. 9, p. 2359-2365, 2000.

CAYUELA, M. L.; SINICCO, T.; MONDINI, C. Mineralization dynamics and biochemical properties during initial decomposition of plant and animal residues in soil. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 41, n. 1, p. 118-127, jan. 2009.

CHAVES, et al. Nitrogen mineralization of vegetable root residues and green manures as related to their (bio)chemical composition. **European Journal of Agronomy**, Amsterdam, v. 21, n. 2, p. 161-170, aug. 2004.

CHAGAS, E. et al. Decomposição e liberação de nitrogênio, fósforo e potássio de resíduos da cultura do feijoeiro. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 31, n. 4, p. 723-729, july/aug. 2007.

CHIGNOLLI JÚNIOR, W. et al. Influência da época de semeadura e do manejo da fitomassa no acúmulo de macronutrientes em milho. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE CIÊNCIA DO SOLO, 28., Londrina, 2001. **Anais...** Londrina: [s.n.], 2001. 1 CD-ROM.

CLARK, G. J. et al. Changes in chemical and biological properties of a sodic clay subsoil with addition of organic amendments. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, v. 39, n. 11, p. 2806-2817, nov. 2007.

CONSTANTINIDES, M; FOWNES, J. H. Nitrogen mineralization from leaves and litter of tropical plants: relationship to nitrogen, lignin and soluble polyphenol concentrations. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, v. 26, n. 1, p. 49-55, jan. 1994.

COPPENS, F. **Water, carbon and nitrogen dynamics in soil: influence of crop residue location and quality**. 2005. 203 f. Thesis (Doctor) - Catholic University Leuven, Leuven.

\_\_\_\_\_ et al. Decomposition of mulched versus incorporated crop residues: Modelling with PASTIS clarifies interactions between residue quality and location. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, v. 39, n. 9, p. 2339-2350, may 2007.

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA. Centro Nacional de Pesquisa de Solos (Rio de Janeiro, RJ). **Sistema Brasileiro de Classificação de Solos**. 2. ed. Brasília: Embrapa Produção de Informação, 2006. 306 p.

FERRO, J. H. A. et al. **Avaliação do crescimento e da produtividade de duas variedades de mamona (*Ricinus communis* L.) em função da adubação fosfatada no município de Rio Largo - AL**. Rio Largo, AL: Universidade Federal de Alagoas, 2006.

FILHO, J. et al. Resistência à penetração e desenvolvimento do sistema radicular do milho (*Zea mays*) sob diferentes sistemas de manejo em Latossolo Roxo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 25, p. 725-730, 2001.

FILHO, S. P. V. et al. Root systems and soil microbial biomass under no-tillage system. **Scientia Agrícola**, Piracicaba, v. 61, n. 5, p. 529-537, sept./oct. 2004.

GATHUMBI, S. M. Root recovery of five tropical tree and shrub species by sieves of different mesh sizes. **Agroforestry Systems**, Dordrecht, v. 60, n. 3, p. 233-237, may 2004.

GIACOMINI, S. J. **Avaliação e modelização da dinâmica de carbono e nitrogênio em solo com o uso de dejetos de suínos**. 2005. 247 f. Tese (Doutorado em Ciência do Solo) - Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria.

GOERING, H. K.; VAN SOEST, P. J. **Forage fibre analyses (apparatus, reagents, procedures and some applications)**. Washington, DC: U.S. Government Printing Office, 1970. 20 p. (USDA-ARS Agricultural Handbook, n. 379).

GUNNARSSON, S., MARSTORP, H. Carbohydrate composition of plant materials determines N mineralisation. **Nutrient Cycling in Agroecosystems**, Dordrecht, v. 62, n. 2, p. 175-183, feb. 2002.

GUNNARSSON, A. S. et al. Influence of non-cellulose structural carbohydrate composition on plant material decomposition in soil. **Biology and Fertility of Soils**, Berlin, v. 45, n. 1, p. 27-36, oct. 2008.

HANDAYANTO, E.; CADISH, G.; GILLER, K. E. Nitrogen release from prunings of legume hedgerow threes in relation to quality of the prunings and incubation method. **Plant and Soil**, Amsterdam, v. 160, n. 2, p. 237-248, mar. 1994.

HÄTTENSCHWILER, S.; VITOUSEK, P. M. The role of polyphenols in terrestrial ecosystem nutrient cycling. **Tree**, Washington, v. 15, n. 6, june 2000.

HEAL, O. W.; ANDERSON, J. M.; SWIFT, M. J. Plant litter quality and decomposition: An historical overview. In: CADISCH, G.; GILLER, K. E. (Org.). **Driven by nature: plant litter quality and decomposition**. London: CAB INTERNATIONAL, 1997. p. 3-30.

HEIM, A.; SCHMIDT, M. W. I. Lignin turnover in arable soil and grassland analysed with two different labelling approaches. **European Journal of Soil Science**, Oxford, v. 58, n. 3, p. 599-608, 2007.

HOORENS, B.; AERTS, R.; STROETENGA, M. Does initial litter chemistry explain litter mixture effects on decomposition? **Oecologia**, Berlin, v. 137, n. 4, p. 578-586, dec. 2003.

JENSEN, L.S. et al. Influence of biochemical quality on C and N mineralisation from a broad variety of plant materials in soil. **Plant and Soil**, Amsterdam, v. 273, n. 1-2, p. 307- 326, june 2005.

JIN, K. et al. Nitrogen and carbon mineralization of surface-applied and incorporated winter wheat and peanut residues. **Biology and Fertility of Soils**, Berlin, v. 44, n. 4, p. 661-665, mar. 2008.

KING, H. G.; HEALTH, G. W. The chemical analyses of small samples of leaf material and the relationship between the disappearance and composition of leaves. **Pedobiologia**, Jena, v. 7, n. 1, p. 192-197, 1967.

KIM, Y. C et al. Superoxide dismutase activity in pseudomonas putida affects utilization of sugars and growth on root surfaces. **Applied and Environmental Microbiology**, Washington, v. 66, n. 4, p. 1460-1467, apr. 2000.

KUITERS, A. T. Role of phenolic substances from decomposing forest litter in plant-soil interactions. **Acta Botanica Neerlandica**, Amsterdam, v. 39, n. 1, p. 329-348, 1990.

KUMAR, K., GOH, K. M. Biological nitrogen fixation, accumulation of soil nitrogen and nitrogen balance for white clover (*Trifolium repens* L.) and field pea (*Pisum sativum* L.) grown for seed. **Field Crops Research**, Amsterdam, v. 68, n. 1, p. 49-59, sep. 2000.

LEMMA, B. et al. Decomposition and substrate quality of leaf litters and fine roots from three exotic plantations and a native forest in the southwestern highlands of Ethiopia. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, v. 39, n. 9, p. 2317-2328, sep. 2007.

LIVESLEY, S. J. et al. Sieve size effects on root length and biomass measurements of maize (*Zea mays*) and *Grevillea robusta*. **Plant and Soil**, Amsterdam, v. 207, n. 2, p. 183-193, dec. 1999.

LU, Y.; WATANABE, A.; KIMURA, M. Carbon dynamics of rhizodeposits, root- and shoot-residues in a rice soil. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, v. 35, n. 9, p. 1223-1230, sep. 2003.

MACHINET, G. E. et al. Soil biodegradation of maize root residues: Interaction between chemical characteristics and the presence of colonizing micro-organisms. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, v. 41, n. 6, p. 1253-1261, june 2009.

MALHERBE, S.; CLOETE, T. E. Lignocellulose biodegradation: fundamentals and applications. **Reviews in Environmental Science and Biotechnology**, Dordrecht, v. 1, n. 2, p. 105-114, june 2002.

MALPASSI, R. N. et al. Oat and Rye Root Decomposition Effects on Nitrogen Mineralization. **Soil Science Society of America Journal**, Madison, v. 64, n. 1, p. 208-215, jan. 2000.

MARSTORP, H. Influence of soluble carbohydrates, free amino acids, and protein content on the decomposition of *Lolium multiflorum* shoots. **Biology and Fertility of Soils**, Berlin, v.21, n. 4, p. 257-263, mar. 1996.

MARY, B. et al. Interactions between decomposition of plant residues and nitrogen cycling in soil. **Plant and Soil**, Amsterdam, v. 181, n. 1, p. 71-82, apr. 1996.

MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O. **Microbiologia e bioquímica do solo**. 2. ed. Lavras: UFLA, 2002. 626 p.

NICOLARDOT, B.; RECOUS, S.; MARY, B. Simulation of C and N mineralisation during crop residue decomposition: A simple dynamic model based on the C:N ratio of the residues. **Plant and Soil**, Amsterdam, v. 228, n. 1, p. 83-103, jan. 2001.

OGLESBY, K. A.; FOWNES, J. H. Effects of chemical composition on N mineralization from green manures of seven tropical species. **Plant and Soil**, Amsterdam, v. 143, n. 1, p. 127-132, 1992.

OLIVEIRA, M. R. G. et al. Auger Sampling, Ingrowth Cores, and Pinboard Methods. p. 175-210 In: SMIT, A. L. et al (Ed.) **Root methods: a handbook**. Springer-Verlag, Berlin, 2000.

PALM, C. A.; SÁNCHEZ, P. A. Decomposition and nutrient release patterns of the leaves of three tropical legumes. **Biotrópica**, Washington, v. 22, n. 4, p. 330-338, nov. 1990.

PAUL, E. A. **Soil microbiology, Ecology, and Biochemistry**. 3rd ed. Oxford: Elsevier Academic Press, 2007. 532 p.

PRAKASH, V. et al. Annual carbon input to soil through rainfed soybean (*Glycine max*) wheat (*Triticum aestivum*) cropping sequence in mid-hills of Northwest Himalaya. **Indian Journal of Agricultural Sciences**, New Delhi, v. 72, n. 1, p. 14-17, 2002.

PRASSAD, S.; SINGH, A.; JOSHI, H. C. Ethanol as an alternative fuel from agricultural, industrial and urban residues. **Resources, Conservation and Recycling**, Amsterdam, v. 50, n. 1, p. 1-39, mar. 2007.

PUGET, P.; DRINKWATER, L. E. Short-term dynamics of root- and shoot-derived carbon from a leguminous green manure. **Soil Science Society of America Journal**, Madison, v. 65, n. 3, p. 771-779, 2001.

QUEMADA, M.; CABRERA, L. M. Carbon and Nitrogen Mineralized from leaves and Stems of Four Cover Crops. **Soil Science Society of America Journal**, Madison, v. 59, n. 2, p. 471-477, 1995.

RASSE, D. P et al. Lignin turnover in an agricultural field: from plant residues to soil-protected fractions. **European Journal of Soil Science**, Oxford, v. 57, n. 4, p. 530-538, mar. 2006.

RECOUS, S. et al. Soil inorganic N availability: effect on maize residue decomposition. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, v. 7, n. 12, p. 1529-1538, July 1995.

REINERTSEN, S. A. et al. The role of available C and N in determining the rate of wheat straw decomposition. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, v. 16, n. 5, p. 459-464, 1984.

SALL, S. et al. Separate effects of the biochemical quality and N content of crop residues on C and N dynamics in soil. **Biology and Fertility of Soils**, Berlin, v. 43, n. 6, p. 797-804, aug. 2007.

SÁNCHEZ, C. Lignocellulosic residues: biodegradation and bioconversion by fungi. **Biotechnology Advances**, New York, v. 27, n. 2, p. 185-194, mar./apr. 2009.

SCHIMMEL, J. P. et al. The role of balsam poplar secondary chemicals in controlling soil nutrient dynamics through succession in the Alaskan taiga. **Biogeochemistry**, Dordrecht, v. 42, n. 1-2, p. 221-234, aug. 1998.

SILVER, W. L; MIYA, R. K. Global patterns in root decomposition: comparisons of climate and litter quality effects. **Oecologia**, New York, v. 129, n. 1, p. 407-419, June 2001.

STOTZKY, G. Microbial respiration. In: BLACK, C. A. (Eds.). **Methods of soil analysis**. Part 2. Madison, American Society of Agronomy, p. 1550-1572. 1956.

SWIFT, M. J.; HEAL, O. W.; ANDERSON, J. M. **Decomposition in terrestrial ecosystem**. Oxford: Blackwell Scientific, 1979. 372 p.

SYLVIA, D. M. et al. **Principles and applications of soil microbiology**. New Jersey: Prentice Hall, 1998. 550 p.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. 4. ed. Porto Alegre: Artmed, 2009. 819 p.

TEIXEIRA, C. M. et al. Produção de biomassa e teor de macronutrientes do milho, feijão-de-porco e guandu-anão em cultivo solteiro e consorciado. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 29, n. 1, p. 93-99, jan./fev. 2005.

TEDESCO, M. J. et al. **Análises de solo, plantas e outros materiais**. Porto Alegre: Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Departamento de Solos, 1995. 174 p. (Boletim Técnico, 5).

THIPPAYARUGS, S. et al. Interactions in decomposition and N mineralization between tropical legume residue components. **Agroforestry Systems**, Dordrecht, v. 72, n. 2, p. 137-148, feb. 2008.

TIAN, G.; BRUSSAARD, L.; KANG, B. T. An index for assessing the quality of plant residues and evaluating their effects on soil and crop in the subhumid tropics. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 2, n. 1, p. 25-32, mar. 1995.

TORMENA, C. A. et al. Propriedades físicas e taxa de estratificação de carbono orgânico num Latossolo Vermelho após dez anos sob dois sistemas de manejo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 28, n. 6, p. 1023-1031, nov./dec. 2004.

TORRES, J. L. R. et al. Decomposição e liberação de nitrogênio de resíduos culturais de plantas de cobertura em um solo de cerrado. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 29, n. 4, p. 609-618, july/aug. 2005.

TRINSOUTROT, I. **Influence de la qualité biochimique et de la teneur en azote de résidus de colza (*Brassica napus* L.) sur les biotransformations du carbone et de l'azote au cours de leur décomposition dans le sol**. 1999. 143 f. Thèse (Doutorado em Ciência do Solo) - l'Université Claude Bernard, Lyon I.

\_\_\_\_\_. Biochemical quality of crop residues and carbon and nitrogen mineralization kinetics under nonlimiting nitrogen conditions. **Soil Science Society of America Journal**, Madison, v. 64, n. 3, p. 918-926, apr. 2000a.

\_\_\_\_\_. C and N fluxes of decomposing  $^{13}\text{C}$  and  $^{15}\text{N}$  *Brassica napus* L.: effects of residue composition and N content. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, v. 32, n. 11-12, p. 1717-1730, sep. 2000b.

VAN SOEST, P. J. Use of detergent in the analysis of fibrous feeds. Preparation of fiber residues of low nitrogen content. **Journal Association of Official Analytical Chemists**, Arlington, v. 46, n. 5, p. 825-835, 1963.

\_\_\_\_\_; ROBERTSON, J. B.; LEWIS, B. A. Methods for dietary fiber, neutral detergent fiber, and nonstarch polysaccharides in relation to animal nutrition. **Journal of Dairy Science**, Champaign, v. 74, n. 10, p. 3583-3597, 1991.

## 7 ANEXOS

**ANEXO A** – Composição bioquímica dos resíduos da parte aérea e raízes das culturas comerciais.

Resíduo	FDN <sup>(1)</sup>	FDA	FSVS	CEL	HEM	LIG	POL	
	----- g kg <sup>-1</sup> da MS -----							
Feijão	218,69	215,96	774,01	138,47	2,73	53,97	19,40	
Soja	Folha	279,99	246,47	713,35	152,14	33,53	68,11	18,52
Milho		825,52	494,71	160,96	427,00	330,81	43,92	2,40
Girassol		503,67	440,37	493,06	287,83	63,30	133,98	8,66
Feijão	Talo	761,13	614,13	221,75	451,55	147,00	157,98	2,94
Soja		875,41	699,03	108,69	502,91	176,38	193,86	3,32
Milho		866,80	537,36	132,45	453,74	329,44	78,08	3,69
Girassol		826,23	739,52	172,32	612,18	86,71	125,64	1,57
Feijão	Folha talo	527,30	446,48	452,19	331,90	80,83	98,35	11,64
Soja		643,82	525,51	339,03	374,77	118,31	138,63	10,33
Milho		858,61	545,37	136,61	474,47	313,24	55,00	3,62
Girassol		648,24	599,80	349,56	482,23	48,44	112,51	5,29
Feijão	Raiz grossa	785,46	599,94	210,08	462,76	185,52	132,13	2,74
Soja		902,05	688,01	86,79	486,95	214,04	197,44	2,16
Milho		675,43	437,51	248,03	297,77	237,91	67,78	4,69
Girassol		877,64	686,04	118,69	561,29	191,60	119,68	5,04
Feijão	Raiz fina	700,55	534,49	287,56	399,83	166,06	122,82	3,32
Soja		727,97	584,33	232,49	400,15	143,64	161,09	3,79
Milho		718,40	451,57	210,83	304,34	266,83	57,36	4,06
Girassol		707,46	582,12	279,25	410,62	125,34	144,58	7,72
Feijão	Raiz grossa fina	750,78	566,83	231,01	436,11	183,96	120,90	3,14
Soja		829,62	653,20	157,98	457,43	176,42	183,26	3,33
Milho		710,76	440,28	217,73	302,37	270,48	60,58	4,43
Girassol		798,41	649,16	187,64	501,35	149,25	137,01	5,44

<sup>(1)</sup> FDN = fibra detergente neutra; FDA = fibra detergente ácida; FSVS = fração solúvel de Van Soest; CEL = celulose; HEM = hemicelulose; LIG = lignina; POL = polifenóis solúveis totais. Valores representam a média de duas repetições.



**ANEXO B** – Composição bioquímica dos resíduos da parte aérea e raízes das plantas de cobertura de solo.

Resíduo	FDN <sup>(1)</sup>	FDA	FSVS	CEL	HEM	LIG	POL	
	----- g kg <sup>-1</sup> da MS -----							
C. juncea	247,36	237,95	742,51	179,85	9,40	38,27	17,18	
F. porco	Folha	288,65	217,92	704,43	160,97	70,73	47,00	15,14
M. cinza		336,20	225,34	657,13	162,32	110,86	54,49	15,77
Milheto		660,97	396,83	335,97	334,74	264,14	29,68	13,90
C. juncea	Talo	829,34	673,47	162,47	559,38	155,87	112,04	5,08
F. porco		710,69	548,31	282,38	432,85	162,39	112,84	6,38
M. cinza		681,88	549,56	316,31	415,57	132,33	132,62	11,27
Milheto		824,60	533,49	173,32	449,85	291,11	80,70	6,57
C. juncea	Folha talo	721,60	600,00	273,99	498,22	121,60	100,34	7,19
F. porco		448,77	336,29	543,57	263,30	112,47	68,69	13,23
M. cinza		532,50	415,87	457,19	313,28	116,64	97,57	14,10
Milheto		757,65	501,44	239,86	424,37	256,21	66,86	8,97
C. juncea	Raiz grossa	835,49	664,23	138,95	549,55	171,26	110,71	2,76
F. porco		813,36	606,09	179,75	492,44	207,27	110,45	2,92
M. cinza		601,35	482,21	377,16	342,80	119,14	121,27	21,79
Milheto		756,18	591,22	170,37	378,46	164,96	107,95	8,22
C. juncea	Raiz fina	694,43	529,17	251,18	386,90	165,27	122,55	6,62
F. porco		710,29	531,77	266,03	393,07	178,52	121,13	3,27
M. cinza		601,36	480,84	373,26	315,47	120,52	136,46	22,24
Milheto		649,06	582,16	151,54	317,99	66,91	89,06	6,15
C. juncea	Raiz grossa fina	824,12	628,15	164,34	506,51	195,97	113,34	3,42
F. porco		769,33	582,39	217,35	467,92	186,95	110,31	2,74
M. cinza		605,12	505,67	376,99	346,43	99,45	135,57	22,21
Milheto		694,33	586,40	185,62	321,94	107,94	89,84	6,80

<sup>(1)</sup> FDN = fibra detergente neutra; FDA = fibra detergente ácida; FSVS = fração solúvel de Van Soest; CEL = celulose; HEM = hemicelulose; LIG = lignina; POL = polifenóis solúveis totais; C. juncea = crotalaria juncea; F. porco = feijão de porco; M. cinza = mucuna cinza. Valores representam a média de duas repetições.

**ANEXO C – Teor de carbono total nos tecidos proporcionalmente as frações obtidas do fracionamento de Van Soest nos resíduos da parte aérea e raízes das culturas comerciais.**

Resíduo	C <sup>(1)</sup>	C	C	C	C	C	C	C	
	Total	FDN	FDA	FSVS	CEL	HEM	HOL	LIG	
----- g kg <sup>-1</sup> -----									
Feijão	406,91	39,34	87,88	284,50	3,91	0,01	3,92	7,88	
Soja	Folha	440,18	55,55	108,49	274,38	5,16	0,32	5,48	11,97
Milho		422,40	153,85	208,97	43,23	33,89	22,41	56,30	6,75
Girassol		415,94	85,17	183,17	163,09	16,32	0,04	16,35	27,88
Feijão		436,36	153,06	267,98	62,82	45,04	3,84	48,88	27,22
Soja	Talo	447,82	182,26	313,04	28,86	57,24	5,78	63,02	35,65
Milho		451,87	180,02	242,82	36,01	40,36	23,95	64,32	18,35
Girassol		429,51	162,73	317,63	45,97	72,03	1,42	73,45	28,73
Feijão		419,91	99,50	187,48	144,88	24,18	1,06	25,24	13,56
Soja	FT	444,56	133,47	233,62	105,47	28,24	2,80	31,05	34,43
Milho		448,37	175,26	244,53	37,31	45,09	21,16	66,25	12,68
Girassol		420,71	123,13	252,34	104,02	44,37	0,29	44,66	25,22
Feijão		434,82	158,76	260,87	57,99	39,65	7,18	46,83	34,38
Soja	RG	459,70	194,42	316,28	23,02	50,61	9,65	60,26	45,39
Milho		401,93	118,73	175,85	70,24	19,80	10,54	30,34	7,93
Girassol		445,10	177,56	305,36	31,75	64,50	7,06	71,56	25,81
Feijão		422,52	133,70	225,83	83,05	29,20	5,06	34,26	30,18
Soja	RF	440,51	147,71	257,41	68,07	35,63	4,14	39,77	29,87
Milho		402,27	124,42	181,65	58,58	20,04	13,93	33,97	6,37
Girassol		428,55	138,54	249,47	80,98	36,05	2,83	38,87	28,20
Feijão		431,44	148,58	244,55	65,34	37,09	6,77	43,87	26,71
Soja	RGF	450,23	174,50	294,09	43,56	42,73	6,34	49,07	45,13
Milho		418,57	127,04	184,29	63,47	19,22	15,20	34,43	7,26
Girassol		440,37	161,52	285,87	52,32	54,01	4,41	58,42	24,25

<sup>(1)</sup> C = carbono; FDN = fibra detergente neutra; FDA = fibra detergente ácida; FSVS = fração solúvel de Van Soest; CEL = celulose; HEM = hemicelulose; HOL = holocelulose; LIG = lignina; FT = folha e talo; RG = raiz grossa; RF = raiz fina; RGF = raiz grossa fina. Valores representam a média de duas repetições.

**ANEXO D** – Teor de carbono total nos tecidos proporcionalmente as frações obtidas do fracionamento de Van Soest nos resíduos da parte aérea e raízes das plantas de cobertura de solo.

Resíduo	C <sup>(1)</sup>	C	C	C	C	C	C	C
	Total	FDN	FDA	FSVS	CEL	HEM	HOL	LIG
----- g kg <sup>-1</sup> -----								
C. juncea	417,23	45,21	42,22	276,23	6,55	0,03	6,58	5,78
F. porco	430,83	55,03	42,50	264,72	5,10	0,89	5,98	10,83
M. cinza	454,04	68,14	45,50	253,58	5,44	2,51	7,95	12,01
Milheto	403,53	118,19	65,10	95,87	20,83	14,02	34,85	2,88
C. juncea	449,92	167,62	141,56	45,87	63,75	4,06	67,81	27,59
F. porco	454,08	149,51	116,27	86,01	38,27	5,40	43,66	27,86
M. cinza	427,44	135,35	109,87	92,39	33,27	3,37	36,64	29,81
Milheto	444,75	171,05	106,18	47,44	40,66	18,88	59,55	15,79
C. juncea	443,45	146,11	114,77	81,47	45,24	3,81	49,05	23,97
F. porco	443,10	90,90	69,15	191,45	14,37	2,45	16,82	14,58
M. cinza	444,34	108,65	86,46	153,48	20,22	2,59	22,80	21,93
Milheto	435,22	153,89	96,47	67,48	34,05	14,71	48,76	16,23
C. juncea	448,61	172,97	139,56	38,30	61,77	5,72	67,50	27,15
F. porco	431,58	159,11	119,54	48,98	47,30	8,20	55,50	23,49
M. cinza	425,08	116,57	93,36	116,36	23,52	2,77	26,29	24,74
Milheto	381,11	135,16	101,06	41,90	32,19	5,63	37,82	16,00
C. juncea	459,28	146,76	112,36	78,50	32,27	5,69	37,96	28,95
F. porco	443,97	142,44	107,39	80,22	31,88	6,26	38,14	26,28
M. cinza	427,40	115,21	94,73	116,53	21,00	2,47	23,46	28,18
Milheto	431,73	128,69	102,46	45,92	27,66	1,75	29,41	15,48
C. juncea	450,63	172,35	131,71	45,73	54,34	7,96	62,31	24,42
F. porco	441,48	155,77	117,67	62,10	43,71	7,12	50,83	24,27
M. cinza	427,55	115,13	98,80	117,78	26,40	1,62	28,02	22,60
Milheto	397,96	118,06	95,95	51,96	28,46	2,39	30,84	7,56

<sup>(1)</sup> C = carbono total; FDN = fibra detergente neutra; FDA = fibra detergente ácida; FSVS = fração solúvel de Van Soest; CEL = celulose; HEM = hemicelulose; HOL = holocelulose; LIG = lignina; C. juncea = crotalaria juncea; F. porco = feijão de porco; M. cinza = mucuna cinza; FT = folha e talo; RG = raiz grossa; RF = raiz fina; RGF = raiz grossa fina. Valores representam a média de duas repetições.

**ANEXO E – Teor de nitrogênio total nos tecidos proporcionalmente as frações obtidas do fracionamento de Van Soest nos resíduos da parte aérea e raízes das culturas comerciais.**

Resíduo	N <sup>(1)</sup>	N	N	N	N	N	N	N
	Total	FDN	FDA	FSVS	CEL	HEM	HOL	LIG
----- g kg <sup>-1</sup> -----								
Feijão	27,29	0,07	0,02	26,87	0,00	0,00	0,00	0,02
Soja	Folha	19,75	0,05	0,02	19,03	0,00	0,00	0,02
Milho		5,63	0,00	0,00	4,52	0,00	0,00	0,00
Girassol		19,06	0,03	0,07	17,55	0,02	0,00	0,01
Feijão	10,12	0,01	0,00	9,06	0,00	0,00	0,00	0,00
Soja	Talo	7,95	0,01	0,00	7,23	0,00	0,00	0,00
Milho		3,71	0,00	0,00	3,12	0,00	0,00	0,00
Girassol		2,80	0,00	0,00	2,43	0,00	0,00	0,00
Feijão	17,75	0,05	0,00	16,70	0,00	0,00	0,00	0,00
Soja	FT	11,14	0,01	0,00	10,39	0,00	0,00	0,00
Milho		4,25	0,00	0,00	4,15	0,00	0,00	0,00
Girassol		9,57	0,04	0,02	8,75	0,00	0,00	0,01
Feijão	11,15	0,02	0,00	9,31	0,00	0,00	0,00	0,00
Soja	RG	7,55	0,01	0,00	6,47	0,00	0,00	0,00
Milho		11,48	0,02	0,00	10,45	0,00	0,00	0,00
Girassol		3,40	0,00	0,00	3,06	0,00	0,00	0,00
Feijão	18,15	0,05	0,01	16,93	0,00	0,01	0,01	0,01
Soja	RF	18,81	0,11	0,03	18,37	0,00	0,01	0,03
Milho		13,16	0,02	0,00	11,84	0,00	0,00	0,00
Girassol		7,43	0,01	0,01	6,02	0,00	0,00	0,01
Feijão	12,35	0,02	0,00	12,30	0,00	0,00	0,00	0,00
Soja	RGF	13,46	0,05	0,02	11,94	0,00	0,01	0,02
Milho		12,50	0,02	0,00	11,57	0,00	0,00	0,00
Girassol		4,98	0,00	0,00	4,28	0,00	0,00	0,00

<sup>(1)</sup>N = nitrogênio; FDN = fibra detergente neutra; FDA = fibra detergente ácida; FSVS = fração solúvel de Van Soest; CEL = celulose; HEM = hemicelulose; HOL = holocelulose; LIG = lignina; FT = folha e talo; RG = raiz grossa; RF = raiz fina; RGF = raiz grossa fina. Valores representam a média de duas repetições.

**ANEXO F** – Teor de nitrogênio total nos tecidos proporcionalmente as frações obtidas do fracionamento de Van Soest nos resíduos da parte aérea e raízes das plantas de cobertura de solo.

Resíduo	N <sup>(1)</sup>	N	N	N	N	N	N	N
	Total	FDN	FDA	FSVS	CEL	HEM	HOL	LIG
----- g kg <sup>-1</sup> -----								
C. juncea	40,34	0,04	0,02	39,28	0,00	0,00	0,00	0,01
F. porco	43,23	0,09	0,04	41,11	0,00	0,00	0,01	0,01
M. cinza	46,31	0,10	0,03	44,93	0,00	0,01	0,01	0,03
Milheto	17,71	0,03	0,00	16,37	0,00	0,01	0,01	0,00
C. juncea	9,53	0,00	0,00	9,40	0,00	0,00	0,00	0,00
F. porco	20,66	0,02	0,01	19,56	0,00	0,00	0,00	0,01
M. cinza	17,66	0,04	0,00	15,69	0,00	0,00	0,00	0,00
Milheto	7,00	0,00	0,00	6,74	0,00	0,00	0,00	0,00
C. juncea	15,58	0,00	0,00	14,38	0,00	0,00	0,00	0,00
F. porco	38,30	0,11	0,01	36,98	0,00	0,01	0,01	0,01
M. cinza	30,12	0,10	0,01	31,23	0,00	0,01	0,01	0,01
Milheto	9,91	0,00	0,00	8,82	0,00	0,00	0,00	0,00
C. juncea	17,78	0,01	0,00	16,77	0,00	0,00	0,00	0,00
F. porco	17,97	0,02	0,01	15,99	0,00	0,00	0,00	0,02
M. cinza	23,31	0,08	0,02	22,28	0,00	0,01	0,01	0,02
Milheto	10,30	0,00	0,00	9,03	0,00	0,00	0,00	0,00
C. juncea	8,67	0,02	0,00	7,89	0,00	0,00	0,00	0,01
F. porco	11,78	0,02	0,01	11,05	0,00	0,00	0,00	0,00
M. cinza	21,84	0,11	0,05	20,77	0,00	0,01	0,01	0,05
Milheto	8,67	0,01	0,00	7,90	0,00	0,00	0,00	0,00
C. juncea	10,53	0,00	0,00	10,04	0,00	0,00	0,00	0,00
F. porco	13,69	0,02	0,00	11,97	0,00	0,00	0,00	0,03
M. cinza	23,24	0,08	0,03	22,23	0,00	0,01	0,00	0,03
Milheto	10,44	0,00	0,00	9,51	0,00	0,00	0,00	0,00

<sup>(1)</sup> N = nitrogênio total; FDN = fibra detergente neutra; FDA = fibra detergente ácida; FSVS = fração solúvel de Van Soest; CEL = celulose; HEM = hemicelulose; HOL = holocelulose; LIG = lignina; C. juncea = crotalária juncea; F. porco = feijão de porco; M. cinza = mucuna cinza; FT = folha e talo; RG = raiz grossa; RF = raiz fina; RGF = raiz grossa fina. Valores representam a média de duas repetições.

**ANEXO G – Teor de carbono total nos tecidos e na MS das frações obtidas do fracionamento de Van Soest nos resíduos da parte aérea e raízes das culturas comerciais.**

Resíduo	C <sup>(1)</sup>	C	C	C	C	C	C	C
	Total	FDN	FDA	FSVS	CEL	HEM	HOL	LIG
----- g kg <sup>-1</sup> -----								
Feijão	406,91	442,10	411,27	367,57	28,26	3,20	31,46	358,84
Soja	440,18	450,71	422,90	384,63	33,91	9,67	43,58	399,13
Milho	422,40	441,22	412,10	268,55	79,37	67,74	147,11	363,66
Girassol	415,94	406,53	461,66	330,77	56,68	0,61	57,29	500,24
Feijão	436,36	460,84	473,78	283,30	99,75	26,09	125,84	394,80
Soja	447,82	464,92	477,49	265,56	113,82	32,79	146,60	410,69
Milho	451,87	459,60	441,92	271,85	88,96	72,71	161,67	520,06
Girassol	429,51	458,55	460,90	266,78	117,67	16,33	134,00	532,41
Feijão	419,91	449,39	460,85	320,41	60,45	13,10	73,56	328,27
Soja	444,56	466,33	469,95	311,09	75,36	23,68	99,04	558,61
Milho	448,37	455,24	440,50	273,12	95,04	67,54	162,58	514,07
Girassol	420,71	451,48	464,61	297,58	92,02	5,89	97,90	532,89
Feijão	434,82	464,86	460,20	276,05	71,02	38,71	109,74	598,37
Soja	459,70	468,84	472,11	265,28	103,93	45,10	149,03	500,10
Milho	401,93	437,34	423,23	283,21	66,50	44,30	110,80	290,94
Girassol	445,10	454,55	460,87	267,54	114,92	36,84	151,75	484,51
Feijão	422,52	451,69	456,99	288,82	67,84	30,49	98,33	581,50
Soja	440,51	460,62	461,96	292,80	89,04	28,80	117,84	420,91
Milho	402,27	430,54	397,51	306,74	65,84	23,31	89,15	276,01
Girassol	428,55	456,95	464,92	290,01	87,78	22,56	110,34	455,12
Feijão	431,44	458,71	457,01	282,86	85,05	36,82	121,88	512,02
Soja	450,23	467,17	471,10	275,73	93,42	35,95	129,36	547,00
Milho	418,57	427,03	384,36	291,52	63,58	56,21	119,79	286,17
Girassol	440,37	459,39	461,65	278,85	107,72	29,55	137,27	401,91

<sup>(1)</sup> C = carbono; FDN = fibra detergente neutra; FDA = fibra detergente ácida; FSVS = fração solúvel de Van Soest; CEL = celulose; HEM = hemicelulose; HOL = holocelulose; LIG = lignina; FT = folha e talo; RG = raiz grossa; RF = raiz fina; RGF = raiz grossa fina. Valores representam a média de duas repetições.

**ANEXO H** – Teor de carbono total nos tecidos e na MS das frações obtidas do fracionamento de Van Soest nos resíduos da parte aérea e raízes das plantas de cobertura de solo.

Resíduo	C <sup>(1)</sup>	C	C	C	C	C	C	C	
	Total	FDN	FDA	FSVS	CEL	HEM	HOL	LIG	
----- g kg <sup>-1</sup> -----									
C. juncea	417,23	438,08	425,26	372,02	36,44	2,99	39,43	362,01	
F. porco	Folha	430,83	442,50	452,68	282,30	113,97	26,06	140,02	534,63
M. cinza		454,04	446,37	444,66	297,34	117,41	4,73	122,14	485,31
Milheto		403,53	443,10	406,54	275,64	112,41	33,42	145,83	240,15
C. juncea		449,92	449,21	467,18	312,52	83,41	34,40	117,81	547,37
F. porco	Talo	454,08	457,14	464,07	278,28	107,29	40,63	147,93	479,04
M. cinza		427,44	464,37	467,74	375,80	31,67	12,53	44,20	525,80
Milheto		444,75	466,40	447,52	304,57	88,41	33,24	121,65	439,85
C. juncea		443,45	456,61	431,37	352,20	54,57	21,75	76,32	538,79
F. porco	FT	443,10	453,26	456,99	272,47	96,05	39,57	135,62	492,70
M. cinza		444,34	459,18	467,89	301,54	81,12	35,04	116,16	505,85
Milheto		435,22	466,69	442,05	285,71	93,41	38,09	131,50	557,79
C. juncea		448,61	461,50	468,35	385,90	33,49	22,64	56,13	546,60
F. porco	RG	431,58	451,68	454,88	292,09	80,07	25,47	105,54	488,59
M. cinza		425,08	456,03	455,46	335,69	64,53	22,19	86,72	480,04
Milheto		381,11	469,02	448,53	308,51	68,61	23,21	91,83	389,02
C. juncea		459,28	460,16	462,34	312,19	66,56	20,48	87,04	514,38
F. porco	RF	443,97	458,61	457,68	312,42	76,20	16,33	92,53	498,36
M. cinza		427,40	448,27	460,97	285,35	62,22	53,08	115,31	483,13
Milheto		431,73	459,23	407,68	273,70	90,40	64,87	155,26	402,70
C. juncea		450,63	464,09	465,32	281,33	80,24	57,41	137,66	478,17
F. porco	RGF	441,48	446,37	444,66	245,94	85,06	34,10	119,16	485,31
M. cinza		427,55	445,00	456,98	303,04	86,98	26,22	113,20	389,87
Milheto		397,96	427,27	411,17	279,90	88,39	22,11	110,50	211,35

<sup>(1)</sup> C = carbono total; FDN = fibra detergente neutra; FDA = fibra detergente ácida; FSVS = fração solúvel de Van Soest; CEL = celulose; HEM = hemicelulose; HOL = holocelulose; LIG = lignina; C. juncea = crotalaria juncea; F. porco = feijão de porco; M. cinza = mucuna cinza; FT = folha e talo; RG = raiz grossa; RF = raiz fina; RGF = raiz grossa fina. Valores representam a média de duas repetições.

**ANEXO I** – Teor de nitrogênio total nos tecidos e na MS das frações obtidas do fracionamento de Van Soest nos resíduos da parte aérea e raízes das culturas comerciais.

Resíduo	N <sup>(1)</sup>	N	N	N	N	N	N	N
	Total	FDN	FDA	FSVS	CEL	HEM	HOL	LIG
----- g kg <sup>-1</sup> -----								
Feijão	27,29	11,29	3,73	27,22	0,01	0,05	0,05	10,56
Soja	Folha	19,75	9,69	4,87	19,70	0,01	0,03	12,30
Milho		5,63	0,00	0,00	5,63	0,00	0,00	3,11
Girassol		19,06	3,26	7,85	18,83	0,04	0,07	2,08
Feijão	Talo	10,12	1,79	0,28	10,11	0,00	0,01	1,58
Soja		7,95	1,09	0,00	7,94	0,00	0,01	0,67
Milho		3,71	0,00	0,00	3,71	0,00	0,00	0,00
Girassol		2,80	0,00	0,00	2,80	0,00	0,00	2,23
Feijão	FT	17,75	4,96	0,00	17,70	0,00	0,05	2,57
Soja		11,14	1,89	0,05	11,13	0,00	0,01	2,78
Milho		4,25	0,00	0,00	4,25	0,00	0,00	0,00
Girassol		9,57	6,94	2,81	9,52	0,00	0,03	13,86
Feijão	RG	11,15	1,74	0,00	11,14	0,00	0,02	2,95
Soja		7,55	2,02	0,00	7,54	0,00	0,01	2,56
Milho		11,48	2,36	0,00	11,46	0,00	0,02	4,98
Girassol		3,40	0,78	0,00	3,40	0,00	0,00	2,68
Feijão	RF	18,15	3,84	1,00	18,10	0,00	0,04	6,58
Soja		18,81	7,79	2,82	18,70	0,00	0,08	10,58
Milho		13,16	1,76	0,17	13,14	0,00	0,02	4,43
Girassol		7,43	2,27	1,60	7,42	0,00	0,01	8,35
Feijão	RGF	12,35	2,15	0,00	12,33	0,00	0,02	2,43
Soja		13,46	4,80	1,87	13,41	0,00	0,04	7,71
Milho		12,50	1,81	0,00	12,48	0,00	0,02	4,15
Girassol		4,98	0,00	0,00	4,98	0,00	0,00	3,21

<sup>(1)</sup>N = nitrogênio; FDN = fibra detergente neutra; FDA = fibra detergente ácida; FSVS = fração solúvel de Van Soest; CEL = celulose; HEM = hemicelulose; HOL = holocelulose; LIG = lignina; FT = folha e talo; RG = raiz grossa; RF = raiz fina; RGF = raiz grossa fina. Valores representam a média de duas repetições.



**ANEXO J** – Teor de nitrogênio total nos tecidos e na MS das frações obtidas do fracionamento de Van Soest nos resíduos da parte aérea e raízes das plantas de cobertura de solo.

Resíduo	N <sup>(1)</sup>	N	N	N	N	N	N	N
	Total	FDN	FDA	FSVS	CEL	HEM	HOL	LIG
----- g kg <sup>-1</sup> -----								
C. juncea	40,34	4,43	1,58	40,30	0,00	0,03	0,03	6,68
F. porco	Folha	43,23	7,55	3,81	43,01	0,01	0,18	14,80
M. cinza		46,31	6,13	2,81	45,91	0,00	0,38	13,29
Milheto		17,71	2,36	0,00	17,68	0,00	0,03	1,66
C. juncea		9,53	0,00	0,00	9,53	0,00	0,00	0,00
F. porco	Talo	20,66	1,60	0,63	20,64	0,00	0,02	4,25
M. cinza		17,66	3,03	0,00	17,63	0,00	0,04	1,41
Milheto		7,00	0,00	0,00	7,00	0,00	0,00	0,05
C. juncea		15,58	0,06	0,00	15,58	0,00	0,00	2,16
F. porco	FT	38,30	6,65	0,63	38,18	0,00	0,11	4,71
M. cinza		30,12	6,44	0,49	30,02	0,00	0,10	2,94
Milheto		9,91	0,00	0,00	9,91	0,00	0,00	0,00
C. juncea		17,78	0,96	0,00	17,77	0,00	0,01	2,06
F. porco	RG	17,97	1,07	0,52	17,96	0,00	0,01	4,30
M. cinza		23,31	5,48	1,53	23,24	0,00	0,06	7,45
Milheto		10,30	0,26	0,00	10,30	0,00	0,00	2,51
C. juncea		8,67	2,65	0,49	8,66	0,00	0,01	6,10
F. porco	RF	11,78	2,88	1,76	11,76	0,00	0,01	10,56
M. cinza		21,84	8,74	4,64	21,73	0,00	0,07	16,73
Milheto		8,67	1,07	0,00	8,66	0,00	0,01	3,32
C. juncea		10,53	0,00	0,00	10,53	0,00	0,00	3,52
F. porco	RGF	13,69	1,59	0,00	13,67	0,00	0,02	2,41
M. cinza		23,24	5,75	2,47	23,16	0,00	0,05	9,86
Milheto		10,44	0,17	0,00	10,44	0,00	0,00	1,24

<sup>(1)</sup> N = nitrogênio total; FDN = fibra detergente neutra; FDA = fibra detergente ácida; FSVS = fração solúvel de Van Soest; CEL = celulose; HEM = hemicelulose; HOL = holocelulose; LIG = lignina; C. juncea = crotalaria juncea; F. porco = feijão de porco; M. cinza = mucuna cinza; FT = folha e talo; RG = raiz grossa; RF = raiz fina; RGF = raiz grossa fina. Valores representam a média de duas repetições.

**ANEXO K** – Concentração de carbono (Csa), N-total (Nsa), N mineral (NMsa) da fração solúvel em água nos resíduos da parte aérea e raízes finamente moídos e picado das culturas comerciais.

Resíduo	Csa	Nsa	NMsa	Csa	Nsa	NMsa	
	----- g kg <sup>-1</sup> da MS -----						
	----- Moído fino -----			----- Picado -----			
Feijão	139,51	20,43	0,80	108,65	8,28	0,59	
Soja	Folha	151,61	17,62	0,60	82,27	4,62	0,37
Milho		15,88	3,36	0,31	7,28	1,07	0,09
Girassol		67,69	8,69	0,16	56,31	4,08	0,07
Feijão	Talo	44,54	8,39	0,48	18,72	2,60	0,30
Soja		18,75	5,33	0,31	9,47	1,42	0,17
Milho		31,12	3,55	0,08	14,69	0,79	0,02
Girassol		8,83	1,41	0,14	4,11	0,50	0,05
Feijão	Folha talo	84,71	14,45	0,55	58,31	4,97	0,50
Soja		65,11	10,51	0,58	35,04	2,52	0,25
Milho		19,22	3,54	0,15	10,08	0,94	0,04
Girassol		37,07	8,01	0,15	30,31	1,75	0,06
Feijão	Raiz grossa	47,23	6,43	0,60	15,52	2,20	0,46
Soja		17,15	4,99	0,28	9,11	1,42	0,55
Milho		46,78	12,93	1,05	13,45	2,13	0,35
Girassol		18,80	2,12	0,10	4,32	0,35	0,06
Feijão	Raiz fina	39,28	7,85	1,12	18,22	1,86	0,98
Soja		28,51	11,04	1,03	13,62	3,39	1,63
Milho		23,27	9,26	1,72	4,23	1,53	1,40
Girassol		40,57	2,12	0,08	29,43	0,53	0,03
Feijão	Raiz grossa fina	44,96	7,30	0,82	15,95	2,14	0,50
Soja		22,66	7,50	0,61	7,75	2,18	0,84
Milho		36,46	10,18	1,59	9,90	2,05	0,74
Girassol		30,10	1,94	0,06	13,75	0,42	0,05

Valores representam a média de três repetições.

**ANEXO L** – Concentração de carbono (Csa), N-total (Nsa), N mineral (NMsa) da fração solúvel em água nos resíduos da parte aérea e raízes finamente moído e picado das plantas de cobertura de solo.

Resíduo	Csa	Nsa	NMsa	Csa	Nsa	NMsa
	----- g kg <sup>-1</sup> da MS -----					
	----- Moído fino -----			----- Picado -----		
C. juncea <sup>(1)</sup>	135,84	14,62	0,52	52,11	5,33	0,49
F. porco	Folha	128,27	16,18	0,76	63,02	9,25
M. cinza		101,22	7,53	0,62	75,11	7,29
Milheto		57,31	5,22	0,41	21,30	2,84
C. juncea		42,46	3,77	0,16	14,68	1,92
F. porco	Talo	67,35	12,88	0,58	22,47	5,45
M. cinza		55,47	6,30	1,08	23,54	4,18
Milheto		54,10	2,23	0,08	27,19	0,70
C. juncea		53,69	5,68	0,26	24,69	2,69
F. porco	Folha talo	107,27	15,34	0,68	49,52	7,86
M. cinza		98,96	7,05	0,81	47,95	5,17
Milheto		55,48	2,91	0,12	24,15	1,41
C. juncea		28,41	1,88	0,14	5,54	0,68
F. porco	Raiz grossa	33,46	3,26	0,29	6,82	1,50
M. cinza		58,35	7,46	0,63	14,78	1,60
Milheto		28,33	1,26	0,31	7,28	0,43
C. juncea		50,50	4,06	0,40	14,74	2,01
F. porco	Raiz fina	41,20	5,02	0,61	13,19	2,63
M. cinza		59,30	5,76	0,68	15,56	1,83
Milheto		21,82	0,91	0,19	5,09	0,60
C. juncea		34,56	2,41	0,18	9,43	1,20
F. porco	Raiz grossa fina	36,27	3,64	0,40	9,21	2,31
M. cinza		57,72	6,55	0,70	14,38	1,63
Milheto		24,17	0,96	0,20	4,60	0,55

<sup>(1)</sup> C. juncea = crotalária juncea; F. porco = feijão de porco; M. cinza = mucuna cinza. Valores representam a média de três repetições.

**ANEXO M – Relação C/N total, das frações da digestão química, fração solúvel em água e polifenóis dos resíduos das culturas comerciais.**

Resíduo	C/N <sup>(1)</sup>	Csa/Nsa	Csa/NMsa	C/N	C/N	C/N	C/N	C/N	C/N	C/N	LIG/	POL/	LIG +
	Total	(2)	(2)	FDN	FDA	FSVS	CEL	HEM	HOL	LIG	N	N	POL/N
Feijão	14,91	13,12	183,99	39,17	110,20	13,50	4384,75	70,56	607,29	33,99	1,98	0,71	2,69
Soja	22,29	17,82	224,22	46,52	86,81	19,53	4734,01	323,76	1177,07	32,44	3,45	0,94	4,39
Milho	75,06	6,80	81,86	-	-	47,72	-	-	-	116,82	7,81	0,43	8,23
Girassol	21,83	13,80	822,48	124,57	58,80	17,56	1337,88	8,24	494,53	240,48	7,03	0,45	7,49
Feijão	43,10	7,21	62,20	257,31	1699,48	28,02	-	2162,14	11165,18	249,49	15,60	0,29	15,89
Soja	56,31	6,67	56,54	425,10	-	33,43	-	4306,21	22271,07	614,15	24,38	0,42	24,80
Milho	121,96	18,70	620,68	-	-	73,37	-	-	-	-	21,08	1,00	22,07
Girassol	153,27	8,23	77,27	-	-	95,20	-	-	-	238,35	44,83	0,56	45,40
Feijão	23,66	11,73	117,27	90,67	-	18,10	-	282,47	1755,50	127,72	5,54	0,66	6,20
Soja	39,90	13,91	138,78	246,15	8968,68	27,96	-	1782,92	10655,47	200,95	12,44	0,93	13,37
Milho	105,48	10,68	279,82	-	-	64,25	-	-	-	-	12,94	0,85	13,79
Girassol	43,98	17,31	472,41	65,08	165,11	31,25	-	219,06	3484,40	38,44	11,76	0,55	12,31
Feijão	39,00	7,05	34,05	267,20	-	24,79	-	2540,85	10069,96	203,15	11,85	0,25	12,10
Soja	60,86	6,42	16,43	232,06	-	35,18	-	3276,11	14979,39	195,38	26,14	0,29	26,42
Milho	35,01	6,31	38,71	185,08	-	24,71	-	2417,72	7667,87	58,44	5,90	0,41	6,31
Girassol	131,00	12,16	75,07	584,16	-	78,80	-	-	-	180,65	35,22	1,48	36,71
Feijão	23,28	9,81	18,65	117,51	457,25	15,96	-	778,39	2874,04	88,44	6,77	0,18	6,95
Soja	23,42	4,02	8,37	59,14	163,76	15,65	-	380,67	1579,62	39,78	8,56	0,20	8,77
Milho	30,57	2,76	3,03	244,34	2395,10	23,34	-	1487,61	6697,08	62,27	4,36	0,31	4,67

## ANEXO M – Continuação...

Resíduo	C/N <sup>(1)</sup>	Csa/Nsa	Csa/NMsa	C/N	C/N	C/N	C/N	C/N	C/N	C/N	LIG/	POL/	LIG +
	Total	(2)	(2)	FDN	FDA	FSVS	CEL	HEM	HOL	LIG	N	N	POL/N
Girassol	57,64	55,08	938,25	200,96	290,55	39,07	-	4480,54	-	54,54	19,45	1,04	20,48
Feijão	34,94	7,46	31,88	213,66	-	22,95	-	1850,27	7489,19	210,69	9,79	0,25	10,05
Soja	33,45	3,56	9,23	97,30	251,57	20,57	-	967,61	3737,98	70,98	13,61	0,25	13,86
Milho	33,49	4,82	13,33	236,39	-	23,35	-	3502,68	9282,02	68,95	4,85	0,35	5,20
Girassol	88,48	32,37	268,28	-	-	56,03	-	-	-	125,31	27,53	1,09	28,62

<sup>(1)</sup> C = carbono; N = nitrogênio; Csa = C solúvel em água, Nsa = N solúvel em água; NMsa = N mineral solúvel em água; FDN = fibra detergente neutra; FDA = fibra detergente ácida; FSVS = fração solúvel de Van Soest; LIG = lignina; POL = polifenóis solúveis totais; FT = folha e talo; RG = raiz grossa; RF = raiz fina; RGF = raiz grossa fina. <sup>(2)</sup> Referentes ao resíduo picado.

**ANEXO N – Relação C/N total, das frações da digestão química, fração solúvel em água e polifenóis dos resíduos das plantas de cobertura de solo.**

Resíduo	C/N <sup>(1)</sup>	Csa/Nsa	Csa/NMsa	C/N	C/N	C/N	C/N	C/N	C/N	C/N	LIG/	POL/	LIG +
	Total	(2)	(2)	FDN	FDA	FSVS	CEL	HEM	HOL	LIG	N	N	POL/N
C. juncea	10,34	9,78	106,94	98,87	268,47	9,23	-	103,12	1163,46	54,16	0,95	0,43	1,37
F. porco	9,96	6,81	73,93	58,58	118,68	8,74	19457,89	142,31	740,96	36,12	1,09	0,35	1,44
M. cinza	9,80	10,31	114,67	72,77	158,39	8,41	-	12,53	327,11	36,53	1,18	0,34	1,52
Milheto	22,79	7,51	54,53	187,42	-	16,14	-	1207,59	5441,53	144,50	1,68	0,79	2,46
C. juncea	47,20	7,65	53,41	-	-	29,62	-	-	-	-	11,75	0,53	12,29
F. porco	21,98	4,12	51,14	286,08	745,11	14,76	-	2483,04	10910,90	112,73	5,46	0,31	5,77
M. cinza	24,20	5,63	25,13	153,03	-	16,57	-	342,79	1330,07	371,65	7,51	0,64	8,15
Milheto	63,57	38,63	130,24	-	-	39,12	-	-	-	8878,18	11,54	0,94	12,47
C. juncea	28,47	9,19	84,52	8202,13	-	19,09	-	-	-	249,54	6,44	0,46	6,90
F. porco	11,57	6,30	66,58	68,14	733,75	9,22	-	372,67	1330,51	104,60	1,79	0,35	2,14
M. cinza	14,75	9,27	71,18	71,32	956,02	11,18	-	360,79	1227,53	172,29	3,24	0,47	3,71
Milheto	43,93	17,10	86,34	-	-	28,40	-	-	-	-	6,75	0,91	7,65
C. juncea	25,23	8,10	20,33	481,04	-	15,51	-	1588,43	5506,07	265,06	6,23	0,15	6,38
F. porco	24,02	4,56	20,98	421,49	881,85	15,18	-	2542,61	14808,26	113,61	6,15	0,16	6,31
M. cinza	18,23	9,23	30,01	83,22	297,00	13,28	-	372,37	1555,07	64,42	5,20	0,93	6,14
Milheto	36,99	16,81	17,48	1804,01	-	23,87	-	-	-	155,18	10,48	0,80	11,27
C. juncea	52,95	7,33	24,23	173,54	939,68	36,09	-	1493,35	9176,94	84,27	14,13	0,76	14,89
F. porco	37,69	5,02	17,85	159,25	257,73	25,65	-	1252,56	10251,37	47,19	10,28	0,28	10,56
M. cinza	19,57	8,49	26,54	51,31	99,37	14,37	-	803,80	1776,89	28,88	6,25	1,02	7,27

## ANEXO N – Continuação....

Resíduo	C/N <sup>(1)</sup>	Csa/Nsa	Csa/NMsa	C/N	C/N	C/N	C/N	C/N	C/N	C/N	LIG/	POL/	LIG +
	Total	(2)	(2)	FDN	FDA	FSVS	CEL	HEM	HOL	LIG	N	N	POL/N
Milheto	49,81	8,49	14,84	429,21	-	34,99	-	10777,27	-	121,24	10,28	0,71	10,99
C. juncea	42,78	7,84	19,99	-	-	26,42	-	-	-	135,89	10,76	0,32	11,09
F. porco	32,25	3,98	18,53	280,02	-	20,89	-	2031,02	9057,92	201,65	8,06	0,20	8,26
M. cinza	18,40	8,81	32,24	77,42	185,02	13,49	-	506,05	2274,41	39,53	5,83	0,96	6,79
Milheto	38,11	8,42	13,04	2444,23	-	26,80	-	-	-	170,28	8,60	0,65	9,25

<sup>(1)</sup> C = carbono; N = nitrogênio; Csa = C solúvel em água, Nsa = N solúvel em água; NMsa = N mineral solúvel em água; FDN = fibra detergente neutra; FDA = fibra detergente ácida; FSVS = fração solúvel de Van Soest; LIG = lignina; POL = polifenóis solúveis totais; C. juncea = crotalaria juncea; F. porco = feijão de porco; M. cinza = mucuna cinza; FT = folha e talo; RG = raiz grossa; RF = raiz fina; RGF = raiz grossa fina. <sup>(2)</sup> Referentes ao resíduo picado.

# Livros Grátis

( <http://www.livrosgratis.com.br> )

Milhares de Livros para Download:

[Baixar livros de Administração](#)

[Baixar livros de Agronomia](#)

[Baixar livros de Arquitetura](#)

[Baixar livros de Artes](#)

[Baixar livros de Astronomia](#)

[Baixar livros de Biologia Geral](#)

[Baixar livros de Ciência da Computação](#)

[Baixar livros de Ciência da Informação](#)

[Baixar livros de Ciência Política](#)

[Baixar livros de Ciências da Saúde](#)

[Baixar livros de Comunicação](#)

[Baixar livros do Conselho Nacional de Educação - CNE](#)

[Baixar livros de Defesa civil](#)

[Baixar livros de Direito](#)

[Baixar livros de Direitos humanos](#)

[Baixar livros de Economia](#)

[Baixar livros de Economia Doméstica](#)

[Baixar livros de Educação](#)

[Baixar livros de Educação - Trânsito](#)

[Baixar livros de Educação Física](#)

[Baixar livros de Engenharia Aeroespacial](#)

[Baixar livros de Farmácia](#)

[Baixar livros de Filosofia](#)

[Baixar livros de Física](#)

[Baixar livros de Geociências](#)

[Baixar livros de Geografia](#)

[Baixar livros de História](#)

[Baixar livros de Línguas](#)



[Baixar livros de Literatura](#)  
[Baixar livros de Literatura de Cordel](#)  
[Baixar livros de Literatura Infantil](#)  
[Baixar livros de Matemática](#)  
[Baixar livros de Medicina](#)  
[Baixar livros de Medicina Veterinária](#)  
[Baixar livros de Meio Ambiente](#)  
[Baixar livros de Meteorologia](#)  
[Baixar Monografias e TCC](#)  
[Baixar livros Multidisciplinar](#)  
[Baixar livros de Música](#)  
[Baixar livros de Psicologia](#)  
[Baixar livros de Química](#)  
[Baixar livros de Saúde Coletiva](#)  
[Baixar livros de Serviço Social](#)  
[Baixar livros de Sociologia](#)  
[Baixar livros de Teologia](#)  
[Baixar livros de Trabalho](#)  
[Baixar livros de Turismo](#)