



UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARÁ
INSTITUTO DE GEOCIÊNCIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS AMBIENTAIS

Giselle Nerino Brito de Souza

FLUXO DE ÓXIDO NITROSO (N₂O) DO SOLO EM UM SISTEMA
AGROFLORESTAL EM TOMÉ AÇU, NORDESTE DO PARÁ

Belém - PA

2013

GISELLE NERINO BRITO DE SOUZA

**FLUXO DE ÓXIDO NITROSO (N₂O) DO SOLO EM UM SISTEMA
AGROFLORESTAL EM TOMÉ AÇU, NORDESTE DO PARÁ**

Dissertação submetida como requisito para obtenção do grau de mestre em Ciências Ambientais do Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais do Instituto de Geociências da Universidade Federal do Pará em convênio com a EMBRAPA Amazônia Oriental e Museu Paraense Emílio Goeldi.

Orientador: Steel Silva Vasconcelos

Belém - PA

Dados Internacionais de Catalogação-na-Publicação (CIP)

Souza, Giselle Nerino Brito de, 1988-
Fluxo de Óxido nitroso (n₂o) do solo em um
sistema agroflorestal em Tomé-Açu, nordeste do
Pará / Giselle Nerino Brito de Souza. - 2013.

Orientador: Steel Silva Vasconcelos.
Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal
do Pará, Instituto de Geociências, Programa de
Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Belém,
2013.

1. Óxido nitroso atmosférico - Aspectos
ambientais - Tome-Açu (PA). 2. Química agrícola
- Aspectos ambientais - Tome-Açu (PA). 3. Solos
- Poluição - Tome-Açu (PA). I. Título.

CDD 22. ed. 363.73874098115


GISELLE NERINO BRITO DE SOUZA

**FLUXO DE ÓXIDO NITROSO (N₂O) DO SOLO EM UM SISTEMA
AGROFLORESTAL EM TOMÉ-AÇU, NORDESTE DO PARÁ**


Dissertação apresentada para obtenção do grau de
Mestre em Ciências Ambientais do Programa de Pós-
Graduação em Ciências Ambientais, Instituto de
Geociências, Universidade Federal do Pará. Área de
Ecossistemas Amazônicos e Dinâmica Sócio-
Ambiental
Orientador: Dr. Steel Silva Vasconcelos

Data de aprovação: 14 / 08 / 2013

Banca Examinadora:


Orientador
Steel Silva Vasconcelos
EMBRAPA – Amazônia Oriental


Raimundo Cosme de Oliveira Junior
EMBRAPA – Amazônia Oriental


Maria de Lourdes Pinheiro Ruivô
Museu Paraense Emílio Goeldi


Alessandro Carioca de Araújo
EMBRAPA – Amazônia Oriental

À Deus

Aos meus pais

Gilberto Nerino de Souza e

Maria da Conceição Brito de Souza

Ao meu irmão Junior

E a todos os meus amigos

pela força, incentivo, companheirismo e amizade

Dedico este trabalho

AGRADECIMENTOS

Primeiramente agradecer a Deus e à Maria Santíssima, por me guiarem neste caminho, intercedendo a cada desafio encontrado.

À minha família, em especial, aos meus pais, Gilberto e Conceição, pelo amor incondicional, compreensão e direcionamento em decisões importantes da vida, dando valor sempre ao que é justo e verdadeiro. Ao meu irmão Junior por ser meu grande amigo. Sua serenidade e capacidade em me fazer rir foram fundamentais durante esse período. A minha vitória é de vocês também. Agradeço também à minha cunhada Andrea pelo carinho de sempre e por trazer alegria às nossas vidas. Amo vocês!

Ao meu grande amigo Eduardo Cardoso Rodrigues (*in memoriam*), que disseminou alegria por onde passou, sorrindo meus sorrisos e chorando minhas lágrimas. Que honra eu sinto em ter convivido com alguém que só me fez bem. Hoje sei que tenho um anjo protetor que se faz presente de outra maneira intercedendo por mim... Saudades eternas. Estendo meus agradecimentos a toda sua família, que sempre me acolheu bem em seu lar.

Ao meu orientador, Dr. Steel Silva Vasconcelos pelo convívio equilibrado e humano. Agradeço-lhe pelo apoio e disposição em diferentes fases do trabalho e, acima de tudo, por respeitar ideias e incentivar novos desafios.

À família Peixoto, de forma especial, por estarem comigo em momentos importantes durante muitos anos, vibrando em cada novo passo, demonstrando carinho e admiração. Obrigada!

Aos amigos de longa data da Escola Tenente Rêgo Barros, Samara Santos e Hugo Assuero, por mostrar-me que mesmo com diferentes caminhos que a vida tem, o valor de amizades verdadeiras pode perdurar por muito tempo.

A todos os amigos e colegas de graduação, em especial ao Elisson Oliveira por ser meu "minutos de sabedoria". Suas palavras muitas vezes me encorajavam a seguir.

Às minhas grandes amigas Ana Carolina, Érika Kzan, Kamila Leão e Rose Luiza pelo incentivo, pelo ombro amigo de todas as horas e alegrias a cada resultado positivo.

A todos os amigos do grupo PET Agronomia/UFRA, pela convivência e aprendizado em grupo, que até hoje fazem parte dos meus dias.

Ao prof. Dr. Carlos Costa, meu amigo e grande incentivador no caminho da pós-graduação.

À professora Ariadne Contente, pela orientação no estágio de docência e pela experiência profissional dividida nesse período. Minha gratidão.

Às amizades conquistadas durante esses dois anos: Camila Pires, Izabela Santos e Jakeline Viana, pelo prazer em conviver com vocês. Aos anjos que ganhei: Saime Rodrigues e Fabíola Fernandes. Sem dúvidas formamos, naturalmente, um trio imbatível. Obrigada pelos "corujões", finais de semanas e feriados de trabalho, momentos estes que ficarão guardados para sempre nas minhas lembranças.

À Cristiane Formigosa, pela ajuda em momentos críticos para a realização desse trabalho, pelo incentivo e por acreditar no futuro desse projeto, contribuindo para meu crescimento profissional e pessoal. Você foi fundamental.

Aos funcionários do LASS: Cleo Marcelo, Everson Rocha, Ivanildo Trindade e Neusa Ferreira. Deixo meu desejo de sucesso a todos vocês como forma de agradecimento aos inúmeros momentos de aprendizado compartilhados. Agradeço também à Dra. Juliana Fellizola, pelos esclarecimentos durante o trabalho.

Aos funcionários da EMBRAPA, em especial, aos motoristas e guardas, por zelarem pela nossa segurança de diferentes maneiras.

Às estagiárias: Anna Carolina, Greiziane Soares, Isabel Cristina, Ivana Reis e Mary Machado, pelo auxílio incondicional no trabalho de campo e de laboratório. Vocês foram meus braços, não teria conseguido alcançar meus objetivos sem a colaboração de vocês.

Aos colegas e professores do PPGCA, pela oportunidade do convívio e aprendizado.

A CAPES, pela bolsa concedida, e a FAPESPA, pelo financiamento da pesquisa.

Ao Sr. Edgar Sasahara, pela área concedida para a condução do experimento, e à CAMTA, por sempre que preciso, ter contribuído para o trabalho de campo.

As senhoras Lenita e Elizângela, pelas refeições e limpeza do alojamento durante as coletas de campo em Tomé Açu.

A todos aqueles que se preocupavam e torciam pelo meu sucesso, meu muito obrigada.

RESUMO

O estudo sobre a emissão de óxido nitroso (N_2O) do solo em sistemas agrícolas contribui para o entendimento da mudança climática global, podendo auxiliar na minimização de impactos negativos sobre o ambiente. A importância desse gás deve-se à sua relação direta com o efeito estufa global e com a destruição do ozônio estratosférico. Algumas práticas agrícolas realizadas em sistemas agroflorestais, quando manejados corretamente podem ajudar a conter esses impactos negativos. O uso de leguminosas nesses sistemas tem se tornado cada vez mais usual, porém sua relação com as emissões de N_2O ainda não é bem esclarecida. Diante da importância de processos e fatores que contribuem para o aumento nas emissões de N_2O , este trabalho teve como objetivo verificar a contribuição de espécies leguminosa (*Inga edulis* Mart.) e não leguminosa (*Theobroma cacao*) nas emissões de óxido nitroso do solo para a atmosfera através do uso de câmaras estáticas e características climáticas diferentes em um sistema agroflorestal situado no município de Tomé Açu, nordeste do estado do Pará. O experimento foi realizado em uma área de sistema agroflorestal (SAF) localizado em Tomé Açu (PA) ($02^{\circ}33'38,5''$ S; $48^{\circ}21'36,1''$ W) no período de agosto/2012 a fevereiro/2013, totalizando 11 campanhas de campo, numa frequência quinzenal. Câmaras estáticas de tipo circular (diâmetro = 300 mm) e retangular (37,5 cm x 57 cm) foram usadas para determinar a emissão de N_2O do solo, com auxílio de seringas de polipropileno com volume de 20 mL e transferidas para frascos de borossilicato. A concentração de N_2O foi determinada pela técnica de cromatografia gasosa, usando o cromatógrafo a gás de modelo CP 3800 VARIAN, com um detector de captura de elétrons. A variação das emissões de N_2O foi de 2,74 a 42,54 $\mu\text{g N m}^{-2} \text{ h}^{-1}$ para leguminosas e 1,65 a 30,46 $\mu\text{g N m}^{-2} \text{ h}^{-1}$ para não leguminosas. Maiores emissões foram constatadas no período mais úmido em relação ao período seco. A umidade gravimétrica do solo, temperatura do solo e estoque de resíduos vegetais sobre o solo foram os fatores que mais interferiram nas emissões de N_2O do solo.

Palavras-chave: Câmara estática. Liteira. Nitrogênio

ABSTRACT

The study on the emission of nitrous oxide (N₂O) from soil in agricultural systems contributes to the understanding of global climate change, which could aid in minimizing negative impacts on the environment. The importance of this gas due to its direct relationship with the global greenhouse effect and to stratospheric ozone depletion. Some agricultural practices performed in agroforestry systems, when managed correctly can help curb these negative impacts. The use of legumes in these systems has become increasingly common, but its relationship with N₂O emissions is still not well understood. Given the importance of processes and factors contributing to the increase in N₂O emissions, this study aimed to examine the contribution of legume species (*Inga edulis* Mart.) And non-legume (*Theobroma cacao*) in nitrous oxide emissions from soil to the atmosphere through the use of static cameras and different climatic characteristics in an agroforestry system in the city of Tome Açu northeastern state of Para the experiment was conducted in an area of agroforestry (SAF) located in Tome Acu (PA) (02 ° 33'38 , 5 " S , 48 ° 21'36 , 1 " W) within the February/2013 August/2012, totaling 11 field campaigns, a fortnightly basis. Static chambers of circular type (diameter = 300 mm) and rectangular (37.5 cm x 57 cm) were used to determine the emission of N₂O from the soil, with the aid of polypropylene syringes with a volume of 20 ml and transferred to flasks borosilicate. The N₂O concentration was determined by gas chromatography using a gas chromatograph Varian CP 3800 gas model with an electron capture detector. The variation of N₂O emissions were 2.74 to 42.54 mg N m⁻² h⁻¹ pulses to and from 1.65 to 30.46 mg N m⁻² h⁻¹ for non-legumes. Higher emissions were observed in the wet season compared to the dry season. The gravimetric soil moisture, soil temperature and inventory of plant residues on the soil were the factors that most N₂O emissions from the soil.

Keywords: Static chambers. Litter. Nitrogen

SUMÁRIO

CAPÍTULO 1	11
1.1- Contextualização	11
1.2- Hipóteses	13
1.3- Objetivo.....	13
REFERÊNCIAS	21
CAPÍTULO 2	26
1- Introdução.....	26
2- Material e métodos	27
3- Resultados	34
4- Discussão.....	42
REFERÊNCIAS	45

CAPÍTULO 1

1.1- Contextualização

O aumento das emissões de gases de efeito estufa (GEE) tornou-se um dos principais problemas ambientais nas últimas décadas. O fenômeno do efeito estufa, caracterizado por um aquecimento gradual da temperatura do planeta, é um mecanismo natural que mantém a temperatura média da Terra em níveis adequados para a sobrevivência humana, em torno de 14 a 16 °C (IPCC, 2005). Entretanto, a concentração de GEE na atmosfera, como o dióxido de carbono (CO₂), óxido nitroso (N₂O) e metano (CH₄), vem aumentando nos últimos anos, principalmente em decorrência de atividades antrópicas. De acordo com o Quarto Relatório de Avaliação do Painel Intergovernamental de Mudanças Climáticas (IPCC, 2007), a alteração da concentração de GEE na atmosfera desencadeia um aumento de temperatura da Terra que poderá atingir 5,8 °C em 100 anos, afetando os sistemas naturais do planeta. Os gases CO₂, N₂O e CH₄, juntamente com o vapor d'água, absorvem parte da radiação infravermelha emitida pela superfície terrestre, elevando a temperatura do planeta (BAEDE et al. 2001).

A preocupação atual da sociedade não concerne ao aquecimento provocado de forma natural e, sim, ao aquecimento adicional provocado por atividades antrópicas, como desmatamento, queimadas e mudança do uso da terra que colaboram para esse impacto no balanço da radiação solar no planeta. Dessa forma, no intuito de compreender o papel dos ecossistemas naturais e antropizados no controle dos fluxos de GEE, pesquisas têm se intensificado visando a quantificação dos fluxos de GEE. No Brasil, estudos incluindo esta temática vêm aumentando, inclusive na Amazônia, devido às inúmeras mudanças no uso e cobertura da terra que ocorreram nesta região desde os anos 70 até a atualidade, como a ocupação desordenada, conversão de ecossistemas naturais em sistemas agrícolas, cultivo de grãos e produção animal.

A agricultura é um importante setor da economia e provavelmente o que mais sofrerá com as alterações climáticas. Nesse sentido, é importante ressaltar que é o setor que mais contribui para as emissões de N₂O. Globalmente, estima-se que a agricultura é responsável por 80% das emissões de N₂O (IPCC, 2007). No Brasil, devido a forte vocação para a agricultura, esse percentual pode ser ainda maior. Cerca de 94% do N₂O liberado para a atmosfera anualmente é proveniente da agricultura, totalizando aproximadamente 480 Gg N₂O ano⁻¹ (CERRI e CERRI, 2007).

Segundo inventários coordenados pelo Ministério da Ciência e Tecnologia, algumas atividades e práticas agrícolas contribuem expressivamente para as emissões de N₂O no

Brasil, como a retirada e queima de floresta, preparo intensivo de solos agrícolas, queima de resíduos culturais, criação extensiva de animais e uso de fertilizantes nitrogenados (EMBRAPA, 2006). Os solos agrícolas, pelo uso de fertilizantes nitrogenados, fixação biológica de nitrogênio, adição de dejetos animais, incorporação de resíduos agrícolas, entre outros fatores, são responsáveis por significativas emissões de N_2O à atmosfera (LIMA, 2001). Essa expressiva contribuição do setor agrícola nas emissões de N_2O à atmosfera indicam que são necessários esforços na identificação e desenvolvimento de estratégias e tecnologias para ajudar na mitigação dessas emissões.

O N_2O embora ocorra em baixa concentração na atmosfera, é um dos GEE mais importantes porque apresenta potencial de aquecimento global 296 vezes maior do que o CO_2 (IPCC, 2001). A principal fonte de N_2O origina-se da utilização de fertilizantes nitrogenados, adubações orgânicas, decomposição de resíduos culturais, excretas de animais e da mineralização da matéria orgânica, elevando as concentrações das formas minerais de nitrogênio do solo (DAVIDSON et al., 2001).

Grande parte do N_2O é emitido por processos de nitrificação e desnitrificação do solo que podem ocorrer simultaneamente ou não (HUTCHINSON e DAVIDSON, 1993). Esses processos são influenciados por fatores como temperatura, pluviosidade, umidade do solo, radiação solar, atividade microbiana e concentração de nitrato (NO_3^-) e amônio (NH_4^+) do solo, que variam de acordo com a região de estudo.

A nitrificação é comumente definida como a oxidação biológica de NH_4^+ a NO_3^- , tendo o nitrito (NO_2^-) como intermediário. A nitrificação ocorre em duas etapas: na primeira, o NH_4^+ é convertido a NO_2^- por bactérias do tipo *Nitrosomonas*, consideradas as mais importantes para o processo. Na segunda etapa, o NO_2^- é oxidado a NO_3^- por bactérias do gênero *Nitrobacter*. Durante a oxidação de NH_4^+ a NO_2^- , pode haver produção de N_2O no solo em condições aeróbias durante a nitrificação, bem como por condições anaeróbias no processo de desnitrificação (BREMNER, 1997). A desnitrificação é o processo redutivo de N mais conhecido e que consiste na redução bioquímica de formas oxidadas a formas gasosas (N_2 , NO e N_2O). A desnitrificação é o principal processo biológico pelo qual o N reativo retorna a atmosfera na forma de N_2 . Esse processo é realizado por grande número de espécies de bactérias anaeróbias facultativas, as quais, na ausência de O_2 , utilizam o NO_3^- como receptor de elétrons. Na natureza o N_2O é subproduto do processo de desnitrificação biológica em ambientes anaeróbios e do processo de nitrificação biológica em ambientes aeróbios (BAIRD, 2002).

Tratando-se de solos agrícolas, o tipo de manejo também pode resultar em aumento das emissões de N_2O , pois a atividade microbiana do solo é estimulada por práticas como adubações químicas e orgânicas, cobertura do solo por resíduos vegetais, irrigação e plantio de leguminosas. Tais práticas, muitas vezes, são características de um sistema agroflorestal (SAF), importante alternativa de uso sustentado da terra e que se aproxima ecologicamente de uma floresta natural. Sistemas agroflorestais, segundo Medrado (2000), são uma alternativa interessante de uso da terra, mas ainda carecem de conhecimentos sobre sua utilização e potencial. Mesmo com elevado potencial que o Brasil tem de implantar sistemas agrícolas sustentáveis, ainda há pouca informação sobre a emissão de GEE em SAF's, e seu papel em ser fonte ou dreno de GEE.

Na Amazônia, estudos a respeito da capacidade dos SAF's em prestar serviços ambientais são importantes para o manejo destes sistemas e na geração de dados que possam ser contemplados em políticas de incentivo do ponto de vista social e econômico. Para tal, também é necessário avaliar se o arranjo de espécies desses sistemas de produção agroflorestais pode influenciar nessas emissões.

1.2- Hipóteses

- i. A emissão de N_2O é maior em áreas sob influência de leguminosas fixadoras de nitrogênio em relação às espécies não fixadoras.
- ii. A emissão de N_2O é influenciada por umidade do solo e temperatura do solo.

1.3- Objetivo

1.3.1. Objetivo Geral

Quantificar a emissão de N_2O do solo para a atmosfera sob influência de espécies leguminosas fixadoras de nitrogênio e não leguminosas e avaliar a relação entre a emissão e variáveis bióticas e abióticas, em um sistema agroflorestal.

1.3.2. Objetivos Específicos

- i. Comparar o fluxo de N_2O do solo sobre influência de espécies leguminosas fixadoras de nitrogênio e não leguminosas em um SAF.

- ii. Correlacionar o fluxo de N_2O do solo com variáveis abióticas (temperatura, umidade e pH do solo, precipitação, temperatura, nitrato, amônio) e bióticas (mineralização e nitrificação).

1.4 - Referencial Teórico

1.4.1- Gases de efeito estufa e agricultura

Em meados do século XX ficou evidente a relação entre a ação do homem e o aumento dos gases de efeito estufa (GEE) na atmosfera. Segundo Dulal (2011), estima-se que a agricultura contribui com 15% do total das emissões mundiais de dióxido de carbono (CO_2), óxido nitroso (N_2O) e metano (CH_4), importantes gases de efeito estufa. A contribuição do setor agrícola para o aumento das emissões de GEE ocorreu principalmente pelo desmatamento, queimadas, mudança do uso da terra, altas doses de fertilizantes e uso incorreto de dejetos como fonte de nutrientes (REICOSKY & LINDSTROM, 1993), caracterizando esse setor como um dos responsáveis pelo aquecimento global (CERRI et al., 2004).

No Brasil, mais de 70 % da emissão de GEE está relacionada com a atividade agropecuária, com destaque para a mudança de uso da terra (BRASIL, 2009). Segundo Jantalia (2008), em termos de quantidade, as emissões de CO_2 são muito superiores às emissões de N_2O e CH_4 . Porém, os potenciais de aquecimento do N_2O e do CH_4 são, respectivamente, 296 e 23 vezes maiores que o do CO_2 . Por isso é necessário ampliar estudos para avaliar a emissão e o potencial de aquecimento não apenas do CO_2 , como também de outros GEE, como o CH_4 e o N_2O para avaliar melhor os impactos dos diferentes sistemas agrícolas (JANTALIA et al., 2008).

Em termos globais, 60% das emissões de N_2O provem da agricultura (SMITH et al., 2007). Estima-se que para atender a demanda por alimentos, o consumo de fertilizantes a base

de N na Ásia, por exemplo, deva aumentar cerca de 50% até 2030 (ZHENG et al., 2002), o que provavelmente irá ser acompanhada por um proporcional aumento das emissões de N_2O . No Brasil, observou-se um aumento nas emissões de N_2O do solo diretamente relacionado a áreas destinadas a agricultura e pecuária, a queima de combustíveis fósseis, a aplicação de fertilizantes nitrogenados e ao cultivo de plantas fixadoras de nitrogênio (GALLOWAY et al. 2008).

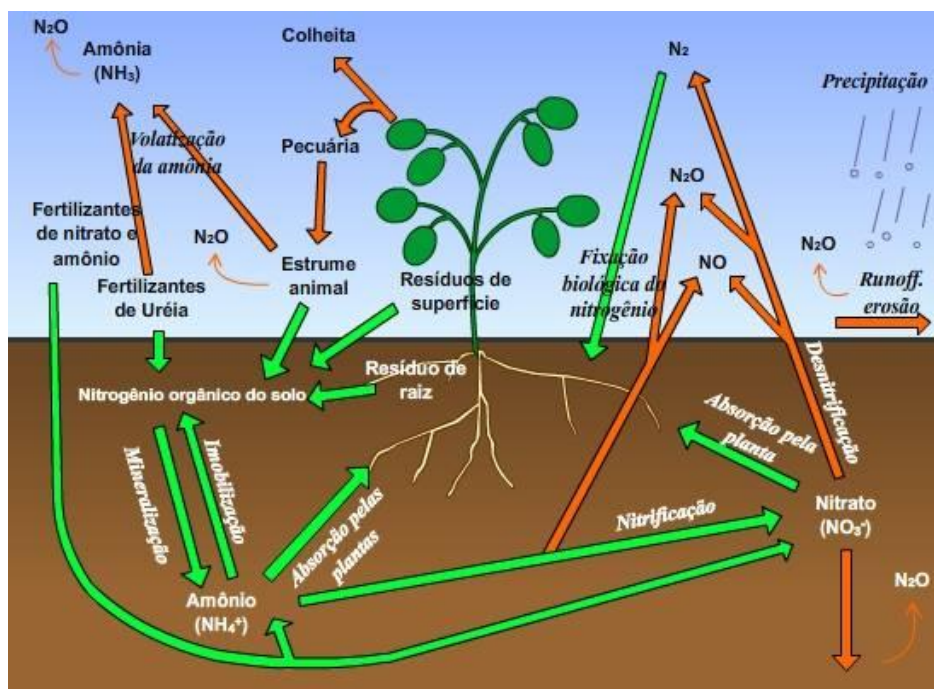
1.4.2- Emissão de óxido nitroso (N_2O)

Em termos globais, o nitrogênio (N) é um elemento importante para a produtividade de todos os ecossistemas, e o que sofre maior número de transformações bioquímicas no solo (MOREIRA & SIQUEIRA, 2006). Pode estar presente no sistema solo-planta por deposições atmosféricas, fixação biológica e aporte de adubos químicos ou orgânicos. Também pode ser perdido por processos de lixiviação, volatilização e desnitrificação. O ciclo do N é controlado por fatores físicos, químicos e biológicos do solo, além de condições climáticas que são imprevisíveis e variam de acordo com a região (CANTARELLA, 2007).

O grande reservatório de nitrogênio consiste no gás N_2 na atmosfera terrestre. Embora a atmosfera seja constituída por cerca de 78% de N_2 , a maioria dos seres vivos não tem a capacidade de usá-lo diretamente. Para ser utilizado pelos seres vivos, o nitrogênio precisa estar na forma dos íons amônio (NH_4^+) ou nitrato (NO_3^-). Os principais estágios do ciclo do nitrogênio são: amonificação ou mineralização, nitrificação e assimilação (RAVEN, 2007).

Os organismos heterotróficos requerem compostos orgânicos como fonte de energia, e são capazes de assimilar esses compostos por meio da decomposição da matéria orgânica (GRANIER et al, 2004). Esse processo de decomposição é conhecido como mineralização e seu produto final é o NH_4^+ . A energia produzida a partir da decomposição permite aos organismos decompositores assimilarem o NH_4^+ nas proteínas. A nitrificação consiste na oxidação do amônio, processo que libera energia que depois é utilizada por bactérias do solo. Essas bactérias quimiossintetizantes (*Nitrossomonas*) são responsáveis pela oxidação do amônio a íons nitrito (NO_2^-). Neste momento, outro tipo de bactéria (*Nitrobacters*) oxida o nitrito para formar íons NO_3^- , forma mais assimilável por plantas no solo. A principal perda de nitrogênio no sistema solo-planta ocorre pela desnitrificação, um processo anaeróbico no qual o nitrato é reduzido a formas voláteis de nitrogênio, como o nitrogênio gasoso (N_2) e o N_2O (RAVEN, 2007).

Figura 1: Esquema do ciclo do nitrogênio (N). As emissões diretas e indiretas de óxido nitroso (N_2O) são identificadas por setas vermelhas grossas e finas, respectivamente. As emissões diretas referem-se ao N_2O produzido e lançado a partir de solos agrícolas; as emissões indiretas referem-se ao N_2O produzido e lançado a partir de N (por exemplo, N orgânico, NH_3 , NH_4^+ , NO_3^-) que se perde a partir do solo por meio de lixiviação, escoamento, erosão ou volatilização



Fonte: (CAVIGELLI et al., 2012).

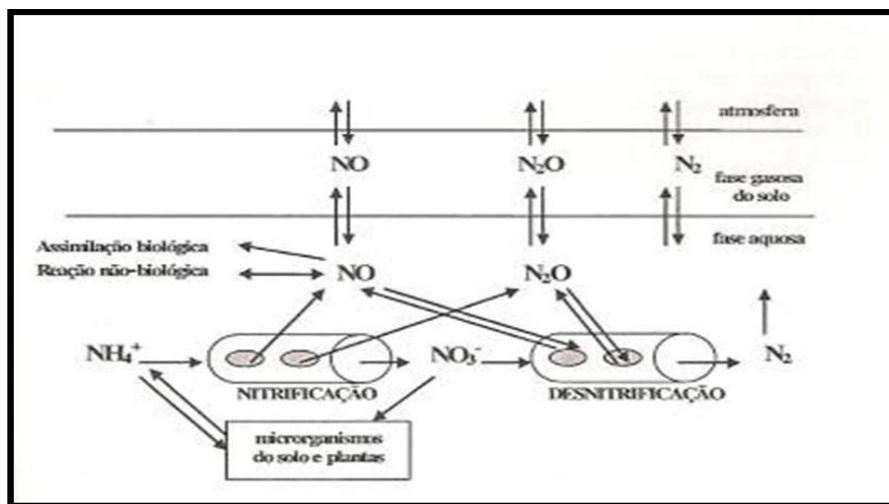
O N_2O pode ser produzido por atividades naturais e antropogênicas. As fontes naturais de N_2O incluem oceanos, solo de florestas, savanas e campos, enquanto que as fontes antropogênicas são solos agrícolas, dejetos de animais, fertilizantes nitrogenados, resíduos vegetais, produção de nylon e de ácido nítrico, queima de resíduos e de combustíveis fósseis (FORSTER et al., 2007). O N_2O é um gás traço que contribui diretamente para o aumento do efeito estufa global e possui tempo de vida de 120 anos (SCHINDLBACHER, et al., 2004). Sua concentração na atmosfera aumentou desde 1750 em cerca de 16 % (de 270 para 320 ppbv - partes por bilhão em volume) e sua taxa de aumento é de $0,8 \text{ ppbv ano}^{-1}$ (IPCC, 2007).

Na agricultura, esse gás é produzido principalmente por processos biológicos do solo e pela entrada de nitrogênio por fertilizantes químicos ou orgânicos (MOSIER, 1998). Tais processos biológicos do solo geralmente aumentam a taxa de nitrificação ou desnitrificação

dos solos, resultando conseqüentemente no aumento da produção de N_2O (FIRESTONE e DAVIDSON, 1989).

Para auxiliar na compreensão de estudos relacionados à emissão de NO (óxido nítrico) e N_2O dos solos, Firestone e Davidson (1989) elaboraram um modelo conceitual, com diferentes níveis de regulação, conhecido como modelo “hole-in-the-pipe” (HIP). O modelo descreve a emissão de N_2O e NO como sendo regulada em dois níveis. Em um primeiro nível, o fluxo através do tubo (“pipe”) é análogo à taxa de ciclagem de N em geral, ou seja, especificamente às taxas de oxidação de amônio (NH_4^+) por bactérias nitrificantes e redução de nitrato (NO_3^-) por bactérias desnitrificantes. Num segundo nível, a quantidade de N que “vaza” para fora do tubo corresponde aos óxidos de N gasosos (por um “buraco” como NO, e por outro, como N_2O), e é determinada por várias propriedades de solo.

Figura 2: Modelo conceitual “Hole-in-the-pipe”



Fonte: FIRESTONE ; DAVIDSON, 1989.

Segundo Moortel (2000), as emissões de N_2O podem ser divididas em diretas e indiretas. As emissões diretas são provenientes do uso de fertilizantes sintéticos, esterco animal, N derivado da fixação biológica, resíduos de culturas que retornam ao campo depois da colheita e, até certo ponto, pela aplicação de lodo de esgoto doméstico. As emissões indiretas de N_2O são representadas pela emissão e conseqüente deposição de NH_3 e NO_x , lixiviação e escoamento superficial e pela formação de N_2O na atmosfera a partir de NH_3 .

O N_2O é muito importante em sistemas agropecuários uma vez que 70% das emissões globais desse gás se derivam da dinâmica de N do solo em sistemas de produção, principalmente pela adição de fertilizantes nitrogenados e resíduos agrícolas (MOSIER et al., 2004). A intensa contribuição do setor agrícola para as emissões de N_2O indica que é

necessário concentrar esforços para gerar novas tecnologias e estratégias eficazes em promover a redução das emissões deste gás para a atmosfera (CARVALHO et al., 2010). Para tal, é importante estudar fatores que afetam a emissão do N₂O dos solos.

1.4.3- Fatores que afetam a emissão de N₂O

O desenvolvimento de sistemas de manejo do solo com capacidade de mitigar as emissões de gases de efeito estufa (GEE) tem sido um dos focos de pesquisa recentemente (JANZEN et al., 1998; BAYER et al., 2000; ROBERTSON et al., 2000). Entre esses sistemas, destacam-se o plantio direto e cultivos incluindo leguminosas.

Diversas variáveis podem afetar a emissão de N₂O do solo em sistemas agrícolas, como o fornecimento de N, temperatura, pH e umidade do solo, tipo de resíduo depositado no solo além de fatores climáticos. Com relação ao fornecimento de N no solo, estudos realizados por Bouwman (1996) e Maggiotto et al. (2000) indicam que o tipo de adubação pode ser uma fonte em potencial de N₂O dependendo diretamente de condições climáticas e de como é aplicado. Ainda, segundo os autores, medições *in situ* são necessárias para comprovar a magnitude de perdas de N. O tipo de resíduo depositado no solo também é um fator que influencia a emissão de N₂O, pois é um importante meio de ciclagem de nutrientes interferindo também em outros fatores como umidade e temperatura do solo (AULAKH et al., 1991, MCKENNEY et al., 1993; SHELP et al., 2000).

A emissão de N₂O é muito sensível a umidade do solo. O status hídrico do solo afeta a disponibilidade de oxigênio no solo e influencia diretamente processos biológicos, como nitrificação e desnitrificação (SIGNOR, D. 2010; RUSER et al. 2006). Ligada à umidade do solo, está a temperatura do solo, que é determinada pelas propriedades do solo, bem como por condições meteorológicas, influenciando processos químicos, físicos e biológicos e ainda, alterando processos importantes no solo como, por exemplo, otimizando o processo de nitrificação dos solos (PAUL e CLARK, 1996).

O pH do solo também é uma variável importante, pois as taxas de nitrificação aumentam com a diminuição da acidez do solo. As bactérias nitrificadoras, como as *Nitrossomonas* e *Nitrobacter*, são organismos favorecidos por condições de pH superiores a 5 (ALVES et al., 2012).

1.4.4- Sistemas Agroflorestais, leguminosas e gases de efeito estufa

De acordo com o IPCC (2007), as conversões de ecossistemas nativos em agroecossistemas contribuem atualmente com 85 % do total das emissões de N₂O para a atmosfera. Alguns sistemas agrícolas ou condições de manejos adotados podem potencializar ou mitigar a emissão de GEE para a atmosfera (CARVALHO et al., 2010). Dentre as práticas de manejo destacam-se o plantio direto e o uso de leguminosas como plantas de cobertura em sistemas de rotação de culturas, contribuindo para mitigação das emissões de CO₂ e N₂O, a partir do sequestro de C e maior eficiência no uso e manejo de N (COSTA et al., 2008; GOMES, 2006). No cenário mundial, existem fortes tendências para mudanças significativas na forma do uso da terra, com a utilização de sistemas produtivos sustentáveis que considerem, além da produtividade, os aspectos socioeconômicos e ambientais (RIBASKI et al., 2002).

Uma importante alternativa de uso sustentado da terra em um ecossistema tropical úmido e que se aproxima ecologicamente da floresta natural são os chamados sistemas agroflorestais (SAF's). Os SAF's são consórcios de culturas agrícolas com espécies arbóreas que recuperam aspectos dos ecossistemas florestais, como a estrutura da cobertura vegetal e a biodiversidade, restabelecendo funções ecológicas como a ciclagem de nutrientes e a proteção do solo (MacDICKEN & VERGARA, 1990). No Brasil, em especial na Amazônia, os SAF's estão sendo amplamente estudados nos últimos anos, com ênfase na agricultura familiar (LUIZÃO et al., 2006; PORRO, 2009). A utilização de sistemas agroflorestais representa uma importante alternativa para a preservação (MELO, 2008) e a conservação dos recursos naturais que, quando manejados corretamente, poderão ajudar na redução dos impactos negativos provenientes da ação antrópica (DIXON, 1995).

Como previsto no protocolo de Kyoto, a adoção de sistemas de uso da terra como o SAF também é uma medida de mitigação dos efeitos do aquecimento global. Tais sistemas produtivos, além de contribuírem na recuperação de áreas degradadas, permitem também a produção de cultivos diversificados (alimentares e biocombustíveis) e a geração de serviços ambientais como a infiltração d'água, aumento do estoque de matéria orgânica e aumento da diversidade de plantas e organismos do solo (KATO et al., 2006). Essa prestação de serviços ambientais, dependendo da diversidade dos SAF's e dos critérios de avaliação utilizados, pode ocorrer em maior ou menor intensidade (MCGINLEY & FINEGAN, 2002).

Os SAF's objetivam atingir a eficiência no uso de nutrientes observada na floresta, sendo, portanto, importante selecionar espécies adequadas, como é o caso de algumas

leguminosas que apresentam a capacidade de retirar nitrogênio da atmosfera e incorporá-lo à matéria orgânica por meio de um processo conhecido como fixação biológica do nitrogênio (FBN). Esta capacidade proporciona, num manejo adequado, acúmulo de nitrogênio no solo, reduzindo assim a necessidade do uso de fertilizantes nitrogenados.

As leguminosas desempenham um papel vital no estabelecimento dos sistemas agroflorestais, no balanço dos nutrientes e na economia de recursos, tornando-se uma alternativa importante para a agricultura na Amazônia. Exemplo de espécie com potencial para uso em consórcios agroflorestais a *Inga edulis* Mart, amplamente difundida na Amazônia, é uma frutífera tolerante a solos ácidos, que tem sido utilizada para sombreamento, fertilização do solo por meio da fixação de N_2 , controle de invasoras e proteção do solo (COSTA & ARRUDA, 2005; PENNINGTON E FERNANDES, 1998).

Com o uso de leguminosas, os teores de N do solo são elevados, o que pode acarretar aumento nas emissões de N_2O para a atmosfera (DALAL, et al, 2003). Os trabalhos de BREMNER et al. (1980) e de DUXBURY et al. (1982) foram os primeiros a sugerir que o processo de FBN teria relação direta com as emissões de N_2O , o que foi reforçado com a demonstração da capacidade desnitrificadora do rizóbio (O'HARA & DANIEL, 1985). A relação entre a emissão de N_2O no solo e a FBN por leguminosas em agroecossistemas envolve dois processos, pois ao mesmo tempo em que pode contribuir para a mitigação dos GEE, pela possível redução no uso de fertilizantes nitrogenados nestes sistemas, por outro lado pode contribuir para maiores emissões por meio do aumento na disponibilidade de N decorrente do processo de FBN. No entanto, a relação entre estes dois processos ainda não é bem compreendida quando inseridas na temática dos gases de efeito estufa (ALVES et al, 2010).

Mesmo com o elevado potencial do Brasil em implantar sistemas agrícolas sustentáveis, ainda há pouca informação sobre a emissão de GEE em SAF's, e seu papel em ser fonte ou dreno de GEE. Na Amazônia, em especial, estudos a respeito da capacidade dos SAFs em prestar serviços ambientais são importantes para o manejo destes sistemas e na geração de dados para que estes possam ser contemplados com políticas de incentivo do ponto de vista social e econômico. Para tal, também é necessário avaliar se o arranjo de espécies desses sistemas de produção agroflorestais pode influenciar as emissões.

REFERÊNCIAS

- ALVES, B. J. R. A fixação biológica de nitrogênio não é uma fonte direta de N₂O de solos agrícolas. Comunicado Técnico. Embrapa, 2010.
- AULAKH, M. S.; DORAN, J. W.; WAITERS, D. T.; MOSIER, A. R.; FRANCIS, D. D.; Crop residue type and placement effects on denitrification and mineralization. **Soil Science Society of America journal**, v. 55, p. 1020–1025. 1991.
- BAEDE, A. P. M.; AHLONSOU, E.; DING, Y.; SCHIMEL, D. **Climate Change 2001: the scientific basis**. Cambridge University Press: Cambridge, 2001.
- BAIRD, C. **Química ambiental**. Porto Alegre: Bookman, 2.ed. 2002. 622 p.
- BAYER, C.; MIELNICZUK, J.; AMADO, T.J.C.; MARTIN- NETO, L.; FERNANDES, S.V. Organic matter storage in a sandy clay loam Acrisol affected by tillage and cropping systems in southern Brazil. **Soil & Tillage Research**, 54, p. 101-109. 2000.
- BOUWMAN, A.F. Direct emissions of nitrous oxide from agricultural soils. **Nutrient Cycling in Agroecosystems**, v. 46, 1996. p. 53-70.
- BRASIL. Ministério de Ciência e Tecnologia. **Inventário brasileiro das emissões e remoções antrópicas de gases de efeito estufa**. Brasília, 2009. 19 p.
- BREMNER, J. M. Sources of nitrous oxide in soils. **Nutrient Cycling in Agroecosystems**, Heidelberg, v.49, 1997. p. 7-16.
- BREMNER, J. M.; ROBBINS, S. G.; BLACKMER, A. M. Seasonal variability in emission of nitrous oxide from soil. **Geophysical Research Letters**, v.7, p. 641- 644, 1980.
- CANTARELLA, H. Nitrogênio. In: NOVAIS, R. F.; ALVAREZ V., V. H.; BARROS, N. F.; FONTES, R. L. F.; CANTARUTTI, R. B.; NEVES, J. C. L. **Fertilidade do solo**. Viçosa, MG, Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, p.375-470. 2007.
- CARVALHO, J. L. N.; AVANZI, J. C.; SILVA, M. L. N.; MELO, C. R.; CERRI, C. E. P. Potencial de sequestro de carbono em diferentes biomas do Brasil. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.34, n.2 Viçosa. 2010.
- CAVIGELLI, M. A.; DEL GROSSO, S. J.; LIEBIG, M. A., SNYDER, C. S.; PAUL E FIXEN, VENTEREA, R.T.; LEYTEM, A. B.; MCLAIN, J. E.; AND WATTS, D. B. US agricultural nitrous oxide emissions: context, status, and trends. **Frontiers in Ecology and the Environment**. 10(10): 537–546, 2012.
- CERRI, C. C.; CERRI, C. E. P.; DAVIDSON, E. A.; BERNOUX, M.; FELLER, C. A ciência do solo e o sequestro de carbono. **Boletim Informativo da Sociedade Brasileira de Ciência do Solo**. v. 29, p. 29-34, 2004.
- CERRI, C.; CERRI, C. E. Agricultura e aquecimento global. **Boletim informativo da sociedade brasileira de ciência do solo**, Viçosa, v.32, n.1, p.40-44, 2007.

COSTA, J. R. e ARRUDA, M. R. **O uso de leguminosas em sistemas agroflorestais.** EMBRAPA Amazônia Ocidental, 2005.

COSTA, F. DE S.; GOMES, J.; BAYER, C.; MIELNICZUK, J. Métodos para avaliação das emissões de gases do efeito estufa no sistema solo-atmosfera. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.36, n.2, p.693-700, 2006.

COSTA, F. S.; ZANATTA, J. A.; BAYER, C. Emissões de gases de efeito estufa em agroecossistemas e potencial de mitigação. **Fundamentos da matéria orgânica do solo: ecossistemas tropicais e subtropicais.** Porto Alegre: Metrópole, p. 545-559. 2008.

DALAL, R. C.; WANG, W.; ROBERTSON, G. P.; PARTON, W. J. Nitrous oxide emission from Australian agricultural lands and mitigation options: a review. **Australian Journal Soil Research**, v. 41, p. 165-195, 2003.

DAVIDSON, E. A.; BUSTAMANTE, M. M. C.; PINTO, A. S. Emissions of nitrous oxide and nitric oxide from soils of native and exotic ecosystems of the Amazon and Cerrado regions of Brazil. **The Scientific World**, v.1, p.312-319, 2001.

DIXON, R.K. SAF's y gases invernadores. **Agrofloresteria en las Américas**, Turrialba, San Jose, v.2, n.7, p.22-27. 1995.

DULAL, H. B.; BRODNIG, G.; SHAH, K.U. Capita assets and institutional constraints to implementation of greenhouse gas mitigation options in agriculture. **Mitigation and Adaptation Strategies for Global Change**, 2011.

DUXBURY J., M; BOULDIN D., R., TERRY R., E & TATE R., L. Emissions of nitrous oxide from soils. **Nature** **298**: 462-464. 1982.

EMBRAPA. Centro Nacional em Pesquisa e Meio Ambiente. **Primeiro inventário brasileiro de emissões antrópicas de gases de efeito estufa:** emissões de óxido nitroso provenientes de solos agrícolas. 2006.

FIRESTONE, M. K., DAVIDSON, E. A. **Microbiological basis of NO and N₂O production and consumption in soil.** In: ANDREAE, M. O.; SCHIMMEL, D. S. (Eds) Exchange of trace gases between terrestrial ecosystems and the atmosphere. Berlin: John Wiley & Sons, p. 7-21. 1989.

FORSTER, P., V; RAMASWAMY, P.; ARTAXO, T.; BERNTSEN, R.; BETTS, D. W.; FAHEY, J.; HAYWOOD, J.; LEAN, D. C.; LOWE, G.; MYHRE, J.; NGANGA, R.; PRINN, G.; RAGA, M.; SCHULZ AND R.; VAN DORLAND. **Changes in atmospheric constituents and in radioactive forcing.** In: Climate Change 2007: **The Physical Science Bases. Contribution of Working Group I to the Fourth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change.** Cambridge University Press, Cambridge, United Kingdom and New York, NY, USA. 2007.

GALLOWAY J. N.; TOWNSEND A. R.; ERISMAN J. W.; BEKUNDA, M.; CAI, Z.; FRENEY, J. R.; MARTINELLI, L. A.; SEITZINGER, S. P.; SUTTON, M. A. Transformation of the nitrogen cycle: recent trends, questions, and potential solutions. **Science**. Vol. 320 n°. 5878 p. 889-892. 2008.

GOMES, J. Emissão de gases do efeito estufa e mitigação do potencial de **aquecimento global por sistemas conservacionistas de manejo do solo**. 2006. 126 f. Tese (Doutorado em Ciência do Solo) – Universidade Federal de Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2006.

GRANIER, C.; ARTAXO, P.; REEVES, C.E.; (Eds). Emissions of Atmospheric Trace Compunds. In: **Advances in Global Change Research**, 18, Kluwer Academic Publishers, 2004.

HUTCHINSON, G. L.; DAVIDSON, E. A. Processes for production and consumption of gaseous nitrogen oxides in soil. In: HARPER, L. A.; MOSIER, A. R.; DUXBURY, J. M (eds) **Agricultural Ecosystems on Trace Gases and Global Climate Change**, p. 79-93. 1993.

IPCC – Intergovernmental Panel on Climate Change. Climatic Change 2001: The scientific basis. HOUGHTON J.T.; DING, Y.; GRIGGS, D.J.; NOGUER, M.; VAN DER LINDEN, P.J.; DAI, X.; MASKELL, K.; JOHNSON, C.A (Eds). Cambridge University Press, Cambridge, 881 p. 2001.

IPCC –Intergovernmental Panel on Climate Change. Climate Change, 2005. **The Science of Climate Change** - (eds). HOUGHTON, J. T.; MEIRA FILHO, L.G. 2005.

IPCC – Intergovernmental Panel on Climate Change. Climate Change 2007: The Physical Science Basis. Contribution of Working **Group I to the Fourth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change**. Cambridge University Press, Cambridge, United Kingdom and New York, NY, USA. 2007.

JANTALIA, C.P.; SANTOS, H.P.; URQUIAGA, S.; BODDEY, R. M.; ALVES, B. J. R. Fluxes of nitrous oxide from soil under different crop rotations and tillage systems in the South of Brazil. **Nutrient Cycling in Agroecosystems**, v.82, p.161-173, 2008.

JANZEN, H. H.; CAMPBELL, C. A.; IZAURRALDE, R. C.; ELLERT, B. H.; JUMA, N.; McGill, W. B; ZENTNER, R.P. Management effects on soil C storage on the Canadian prairies. **Soil & Tillage Research**, 47, p. 181-195, 1998.

KATO, O. R.; KATO, M. S. A.; CARVALHO, C. J. R.; FIGUEIREDO, R. DE O.; CAMARAO, A.; SA, T. D. DE A.; DENICH, M.; VIELHAUER, K. **Uso de agroflorestas no manejo de florestas secundárias**. In: VI CBSAF, Campos dos Goytacazes, 2006. Anais. Campos dos Goytacazes: UENF p.119-138, 2006.

LIMA, M. A.; CABRAL, O. M. R.; MIGUEZ, J. D. G. Mudanças climáticas globais e a agropecuária brasileira. Jaguariuna: **Embrapa Meio Ambiente**, 397p. 2001.

LUIZÃO, F. J.; TAPIA-CORAL, S.; GALLARDO-ORDINOLA, J.; SILVA, G. C.; LUIZÃO, R. C. C.; TRUJILLO-CABRERA, L.; WANDELLI, E.; FERNANDES, E. C. M. **Ciclos biogeoquímicos em agroflorestas na Amazônia**. In: CBSAF. VI. 2006. Anais. Campos dos Goytacazes: UENF, 2006, p.87-100.

MacDICKEN, K.G.; VERGARA, N.T. Agroforestry: Classification and management. New York: **John Wiley & Sons**; 382p. 1990.

MAGGIOTTO, S. R.; WEBB, J. A.; WAGNER-RIDDLE, C.; THURTELL, G. W. Nitrous and nitrogen oxide emissions from turfgrass receiving different forms of nitrogen fertilizer.

Atmospheric Pollutants and Trace Gases. **Alliance of Crop, Soil, and Environmental Science Societies**. 29:621-630 (2000).

MCGINLEY, K.; FINEGAN, B. **Evaluation for sustainable forest management**. Turrialba, CR: CIFOR: CATIE. 2002.

MCKENNEY D. J; WANG S. W; DRURY C. F & FINDLAY W. Denitrification and mineralization in soil amended with legume, grass, and corn residues. *Soil Science Society of America J* 57: 1013–1020. 1993.

MEDRADO, M. J. S. Sistemas agroflorestais: aspectos básicos e indicações. IN: GALVÃO, P. M. (Organizador). **Reflorestamento de propriedades rurais para fins produtivos e ambientais: um guia para ações municipais e regionais**. Colombo: Embrapa Florestas, p.273-276, 285. 2000.

MELO, J. T.; Guimarães, D. P. **Sistemas agroflorestais no cerrado com Guariroba (Syagrus oleracea Becc.)** IX Simpósio Nacional do Cerrado – ParlaMundi, Brasília – DF – 2008.

MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O. S. **Microbiologia e bioquímica do solo**. 2. ed. Lavras: UFLA. p. 729. 2006.

MOORTEL, E.V.; BOECKX, P.; CLEEMPUT, O. V. Inventory of nitrous oxide emissions from agriculture in Belgium – calculations according to the revised 1996 Intergovernmental Panel on Climate Change guidelines. **Biol Fertil Soils** 30:500–509 (2000).

MOSIER, A.; WASSMANN, R.; VERCHOT, L.; KING, J.; PALM, C. **Methane and nitrogen oxide fluxes in tropical agricultural soils: sources, sinks and mechanisms**. *Environment, Development and Sustainability*, 6, p. 11–49, 2004.

O'HARA, G. W. & DANIEL, R. M. Rhizobial denitrification: a review. *Soil Biol. Biochem.* 17: 1–9, 1985.

PAUL, E. A.; CLARK, F. E. **Soil microbiology and biochemistry**. 2nd ed. California: Academic Press, 340p. 1996.

PENNINGTON T. D., FERNANDES E. C. M. (1998): The genus *Inga* utilization. The Royal Botanic Gardens, Kew, London, UK. 1998.

RAVEN, P.H.; EVERT, R.F.; EICHHORN, S. E. *Biologia Vegetal* .7ª ed. Editora Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, 2007.

REICOSKY, D. C.; LINDSTROM, N. J. **Fall tillage method: effect on short-term carbon dioxide flux from soil**. *Agronomy Journal*, v. 85, p. 1237-1245, 1993.

RIBASKI, J.; MONTOYA, L. J.; RODIGHERI, H. R. **Sistemas Agroflorestais: aspectos ambientais e sócio-econômicos**. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE SISTEMAS AGROFLORESTAIS, 4, 2002, Ilhéus. Anais. Ilhéus: EMBRAPA, 2002.CD-Rom.

ROBERTSON, G. P.; PAUL, E. A.; HARWOOD, R. R. Greenhouse gases in intensive agriculture: contributions of individual gases to the radiative forcing of the atmosphere. **Science**, v.289, p.1922-1925, 2000.

RUSER, R.; FLESSA, H.; RUSSOW, R.; SCHMIDT, G.; BUEGGER, F.; MUNCH, J. C. Emission of N₂O, N₂ and CO₂ from soil fertilized with nitrate: effect of compaction, soil, moisture and rewetting. **Soil Biology and Biochemistry**, Oxford, v.38, n.2, p- 263-274, 2006.

SCHINDLBACHER, A.; ZECHMEISTER-BOLTENSTERN, S.; BUTTERBACH-BAHL, K. Effects of soil moisture and temperature on NO, N₂O emissions from European forest soils. **Journal of Geophysical Research**, 109, D17302, 2004.

SHELP, M. L., BEAUCHAMP, E. G., THURELL, G. W. Nitrous oxide emissions from soil amended with glucose, alfalfa, or corn residues. **Communication Soil Science Plant Annals** 31, 877–892. 2000.

SIGNOR, D. **Estoques de carbono e nitrogênio e emissões de gases do efeito estufa em áreas de cana-de-açúcar na região de Piracicaba**. 2010. 120 p. Tese (Mestrado em Ciências) - Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz".

SMITH, P.; MARTINO, D.; CAI, Z.; GWARY, D.; JANZEN, H.; KUMAR, P.; MCCARL, B.; OGLE, S.; O'MARA, F.; RICE, C.; SCHOLLES, B.; SIROTENKO, O. Agriculture. In: METZ, B.; DAVIDSON, O. R.; BOSH, P. R.; DAVE, R.; MEYER, L.A. (Ed.). **Climate Change 2007: mitigation of climate change**. Cambridge. University Press, p. 497-540. 2007.

ZHENG, X., FU, C., XU, X., YAN, X., HUANG, Y., CHEN, G., HAN, S., HU, F. **The Asian nitrogen cycle case study**. **AMBIO** 31, 79–87. 2002.

CAPÍTULO 2

1 INTRODUÇÃO

O óxido nitroso (N_2O) é um dos gases traços que mais contribuem para o efeito estufa do planeta. O aumento no uso de fertilizantes nitrogenados sintéticos na agricultura, a fixação biológica do nitrogênio (FBN) e a mineralização da matéria orgânica resultante do cultivo de solos orgânicos são fontes desse gás e são indicados como maiores responsáveis pela crescente emissão de N_2O para a atmosfera (IPCC, 1997).

A contribuição da agricultura para o efeito estufa antropogênico pode ser reduzida pelo desenvolvimento e adoção de sistemas de manejo do solo com capacidade para mitigar as emissões de gases de efeito estufa (GEE) (BAYER et al., 2000; JANZEN et al., 1998; ROBERTSON et al., 2000). Segundo Carter (2009), a existência de estratégias para mitigar as emissões de N_2O é baseada na melhor eficiência no uso de N e em ações que interferem diretamente nos processos biológicos do solo.

No solo, o N_2O é produzido principalmente por processos microbianos de nitrificação e desnitrificação (FIRESTONE e DAVIDSON 1989). A nitrificação comumente definida como a oxidação biológica de amônio (NH_4^+) a nitrato (NO_3^-), tendo o nitrito (NO_2^-) como intermediário, requer condições aeróbias, necessitando da atividade de bactérias autotróficas para sua realização (CONRAD, 1996; BREMNER, 1997). A desnitrificação é o processo redutivo de nitrogênio (N) que consiste na redução bioquímica de formas oxidadas a formas gasosas (N_2 , NO e N_2O), realizada por bactérias heterotróficas anaeróbias facultativas (MOREIRA e SIQUEIRA, 2006).

As emissões de N_2O também são fortemente influenciadas por fatores como temperatura e pluviosidade; umidade, pH e temperatura do solo; composição do resíduo e quantidade de biomassa adicionada ao solo (AULAKH et al., 1991; FIRESTONE e DAVIDSON 1989; SKIBA et al. 1998; SKIBA e SMITH 2000). Segundo Mosier (1983), as interações entre as variáveis físicas, químicas e biológicas são complexas e, por isso, a emissão de N_2O é variável tanto no tempo quanto no espaço.

Na Amazônia, a maioria dos estudos sobre emissão de N_2O foi desenvolvida em sistemas de pastagens, florestas e agricultura itinerante (CARVALHO, 2011). Sistemas agroflorestais são amplamente recomendadas para adoção na região amazônica, porém existem poucas estimativas de emissão de N_2O nesses sistemas.

Culturas agrícolas podem influenciar distintamente a emissão de N₂O. As plantas leguminosas e sua capacidade de realizar a fixação biológica do nitrogênio (FBN) proporcionam benefícios ao solo e à produtividade do sistema, ao mesmo tempo apresentam dúvidas a respeito da sua relação e a emissão direta de N₂O (BREMNER, et al.,1980; DUXBURY et al.,1982). Desta forma, medições *in situ* de emissões de N₂O, sob diferentes tipos de solo e sistemas de cultivo, são necessárias para obter estimativas globais mais precisas (KAISER *et al.*,1998).

Objetivou-se nesse trabalho verificar a contribuição de espécies leguminosa (*Inga edulis*) e não leguminosa (*Theobroma cacao*) quanto ao fluxo de N₂O do solo para a atmosfera, considerando-se diferentes câmaras de coleta de gás e períodos climáticos, em um sistema agroflorestal.

2- MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Área de estudo

Este estudo foi conduzido no município de Tomé Açu, situado na mesorregião do nordeste paraense e limitado ao norte pelos municípios de Acará e Concórdia do Pará, ao sul por Ipixuna, a leste por Aurora do Pará e a Oeste por Tailândia (IBGE, 2008). A área de estudo consistiu em um sistema agroflorestal (SAF) com 10 anos de idade, ocupando uma área de 1,3 ha em uma propriedade particular (02°33'38,5" S; 48°21'36,1" W).

O relevo no município é pouco acidentado, incluindo baixos platôs aplainados, terraços e várzeas, com amplitude altimétrica entre 14 m e 96 m. Os solos são representados principalmente por Latossolo Amarelo distrófico com textura média e argilosa (RODRIGUES et al., 2001). A drenagem é representada pela Bacia do Rio Acará-Mirim, cuja nascente situa-se ao sul do município, toma a direção norte-nordeste e deságua no Rio Acará.

O município de Tomé-Açu apresenta clima tropical quente e úmido do tipo Ami, de acordo com a classificação de Köppen, com temperatura média anual de 26,6 °C, variando entre 21°C (julho, agosto) a 34 °C (outubro) e umidade relativa do ar em torno de 86%. A média anual de precipitação é 2.439 mm, distribuída em uma estação chuvosa, normalmente, entre dezembro e junho, e uma menos chuvosa, de julho a novembro (EMBRAPA, 2010).

A vegetação original é composta por Floresta Ombrófila Densa das Terras Baixas, atualmente bastante alterada, com grande ocorrência de florestas secundárias. Remanescentes florestais são observados principalmente às margens dos cursos d'água. As partes urbanas,

sistemas agroflorestais, pecuária e a expansão do cultivo de palma de óleo completam a paisagem da região (BRANCHER, 2010).

O sistema agroflorestal selecionado era composto por cacau (*Theobroma cacao*), ingá (*Inga edulis*), castanheira (*Bertholletia excelsa*) e mogno (*Swietenia macrophylla*) (Tabela 1). Antes da implantação do SAF em 2000, a área era cultivada apenas com pimenta do reino (*Piper nigrum* L.), que permaneceu até 2005, ano em que a produtividade da cultura declinou e o cultivo tornou-se insustentável. Pela necessidade em diversificar a produção, o plantio de cacau foi instalado em 2003, o ingá em 2007, devido seu papel em fixar nitrogênio e o mogno em 2005, a fim de aproveitar a área de plantio para produção madeireira. As castanheiras em 2003 para ajudar o produtor a dividir os SAF's (delimitar). Valores médios das características granulométricas do solo são apresentados na Tabela 2.

Tabela 1: Espécies vegetais cultivadas no sistema agroflorestal, no município de Tomé - Açú PA (média \pm erro padrão).

Nome científico	Nome popular	Espaçamento (m)	Número de indivíduos	DAP ¹ (cm)	Altura (m)
<i>Theobroma cacao</i>	Cacau	5 x 2,5	248	12,01 \pm 0,24	4,95 \pm 0,07
<i>Inga edulis</i>	Ingá	25 x 10	21	19,43 \pm 1,75	10,46 \pm 0,61
<i>Swietenia macrophylla</i>	Mogno	25 x 7	13	17,31 \pm 1,29	9,93 \pm 0,53
<i>Bertholletia excelsa</i>	Castanheira	25 x 10	12	28,67 \pm 0,78	11,61 \pm 0,57

¹ Diâmetro à altura do peito, medido a 1,30 m da superfície do solo

Tabela 2: Características granulométricas do solo no sistema agroflorestal, no município de Tomé Açú (PA), em março de 2012.

Prof. (cm)	Areia	Silte (g/ kg ⁻¹)	Argila
0–5	695,9	142,4	161,7
5–10	666,3	129,6	204,1
10–20	644,3	91,2	264,6
20–30	595,5	96,3	308,2
30–50	559,3	57,3	383,4

2.2 Determinação do fluxo de óxido nitroso (N_2O)

A coleta de amostras de ar para análise da concentração de óxido nitroso (N_2O) foi realizada com dois sistemas de câmaras estáticas, compostas de base e tampa, com formatos retangular e cilíndrico (Figura 3).

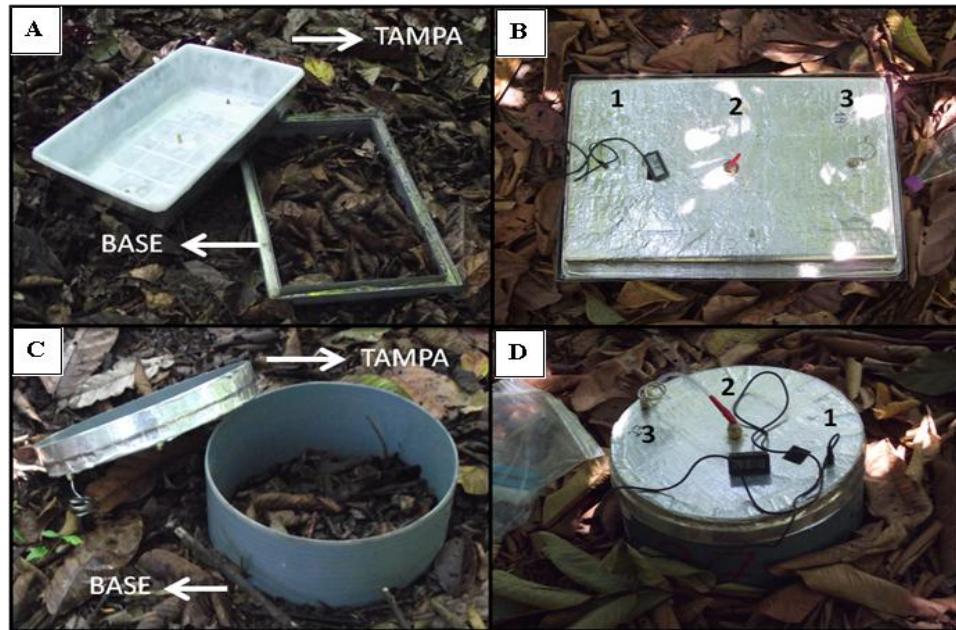


Figura 3: Câmaras estáticas de geometria retangular (A) e circular (C) com seus respectivos compartimentos (B e D): 1-orifício para termômetro; 2-conector para coleta de ar com seringa; 3- válvula de pressão.

Cada câmara retangular consistiu em uma base de metal (espessura de 1 mm) com medidas de 37,5 cm x 57 cm, inseridas no solo em aproximadamente 3 cm. No momento da amostragem, a parte superior da câmara, uma caixa plástica com 9 cm de altura e com as mesmas dimensões de largura e espessura da base de metal, foi encaixada em uma canaleta com cerca de 2 cm de largura no perímetro superior de base contendo água para garantir a vedação do sistema.

As bases das câmaras de formato cilíndrico, com 16 cm de altura, foram construídas com tubos de PVC de 30 cm e 29 cm de diâmetro interno. Aproximadamente 3 cm da base ficou inserida no solo.

Foram distribuídas 32 câmaras para coleta de gases, sendo 16 delas do tipo retangular e outras 16 do tipo circular. Foram selecionadas de forma aleatória 16 árvores de cacau e 16 árvores de ingá e, para cada indivíduo, destinou-se um par de câmaras distintas, distante em

aproximadamente 2 metros de cada árvore. As bases das câmaras foram instaladas 3 dias antes da primeira coleta de gás e permaneceram no local durante todo o experimento, diminuindo, assim, perturbações ao solo.

Durante os períodos de estiagem (agosto e setembro), transição (outubro e novembro) e chuvoso (janeiro e fevereiro), foram coletadas amostras de ar do solo quinzenalmente, com exceção do mês de dezembro de 2012 e a segunda quinzena do mês de janeiro de 2013, totalizando, portanto, 11 coletas. As amostras foram coletadas entre 8:30 h e 9:30 h da manhã (horário local).

A coleta de ar (Figura 5) foi realizada com seringas de polipropileno com volume de 20 mL. Após a coleta, as amostras foram imediatamente transferidas para frascos de borossilicato, com volume de 14 mL, previamente evacuados a -70 kPa, com bomba manual, vedados com tampa de borracha. A passagem do ar da seringa para o frasco foi realizada com agulha (0,45 x 13 mm BD- Becton & Dickinson). Em cada câmara foram coletadas amostras de ar do solo em quatro tempos: logo após a colocação da tampa sobre a base (tempo zero) e, após 10, 20 e 30 minutos. A altura da câmara foi medida com régua milimetrada, em quatro pontos, para cálculo do volume da câmara.

A concentração de N₂O foi determinada por cromatografia gasosa, usando-se cromatógrafo a gás modelo CP 3800 VARIAN®, com detector de captura de elétrons (ECD) que operava à temperatura de 370 °C, tendo o hélio como gás de arraste. A concentração de N₂O foi determinada em até 72 horas após a amostragem. Até o momento da leitura as amostras foram preservadas em refrigerador com temperatura de -4 °C.

A injeção da amostra no equipamento foi realizada manualmente. Antes de determinar a concentração de N₂O, foi feita uma curva de calibração com padrões de 0,34; 0,810 e 1,32 $\mu\text{mol mol}^{-1}$. As curvas de calibração foram feitas sempre antes do procedimento de leituras das amostras e quando havia a necessidade de desligar o aparelho durante as análises. Para a curva de calibração foram usados 3 pontos, com pelo menos 2 replicatas de cada tipo de padrão.

A concentração de N₂O na amostra de ar obtida da câmara foi calculada com a aplicação da curva analítica, que relaciona as áreas dos picos de gás padrão, obtida do cromatógrafo, e as concentrações dos padrões. Para o cálculo da emissão, foi determinada a taxa de variação de concentração do gás, considerando-se o modelo de ajuste linear. Para calcular o fluxo de N₂O, foi utilizada a seguinte equação:

$$\text{Fluxo } (\mu\text{g N m}^{-2} \text{h}^{-1}) = (\Delta C/\Delta t) \cdot V/A \cdot (m/V_m)$$

Onde,

$\Delta C/\Delta t$ é a taxa de variação do gás dentro da câmara por tempo, em ppm/hora; V e A são volume, em litros, e área da câmara, em m^2 , respectivamente; m é o peso molecular, em g; V_m é o volume molecular do gás, em L.



Figura 4: Detalhes das bases das câmaras retangular (A) e cilíndrica (B) inseridas no solo. Coleta de gases com seringas (C).

2.3 Coleta de solo

As amostras de solo foram coletadas mensalmente na camada 0-5 cm, com auxílio de um trado do tipo calador, a cerca de 1 metro das bases das câmaras. Próximo de cada base foi coletada uma amostra composta de quatro amostras simples de solo, resultando em 32 amostras compostas por coleta, para determinação das concentrações de nitrato (NO_3^-) e de amônio (NH_4^+), e das taxas de nitrificação e mineralização.

Imediatamente após as coletas, as amostras compostas foram acondicionadas em sacos plásticos sob refrigeração (4°C) e transportadas para o Laboratório de Ecofisiologia e Propagação de Plantas na EMBRAPA Amazônia Oriental, onde foram peneiradas em malha de 2 milímetros, retirando-se fragmentos visíveis de raízes e restos vegetais. As amostras peneiradas foram acondicionadas a 4°C por no máximo 7 dias até o momento das análises químicas.

2.4 Determinação de nitrato (NO_3^-) e amônio (NH_4^+)

Para a determinação das concentrações de nitrato (NO_3^-) e amônio (NH_4^+) foi usado o método proposto por Cantarella & Trivelin (2001). Foram pesadas em frasco de plástico subamostras de 20 g, aos quais foram adicionados 100 mL de solução de KCl 1M. Em

seguida, os frascos foram agitados em movimento circular horizontal (150 rpm) por duas horas. No dia seguinte, foram retiradas alíquotas de 20 mL do sobrenadante de cada amostra e congeladas para posterior análise. A determinação das concentrações de N- NO_3^- e N- NH_4^+ foi realizada por colorimetria. Os resultados foram expressos em $\mu\text{g N g}^{-1}$ solo seco. As taxas líquidas de mineralização (TLM) foram calculadas pela diferença entre as concentrações de N-inorgânico ($\text{N-NH}_4^+ + \text{N-NO}_3^-$) antes e após sete dias de incubação a 25 °C, e as taxas líquidas de nitrificação (TLN) corresponderam às diferenças entre as concentrações finais e iniciais de N- NO_3^- , após sete dias de incubação. Os valores foram expressos em $\mu\text{g N g}^{-1}$ solo seco dia^{-1} (CANTARELLA & TRIVELIN, 2001; KEMPERS & ZWEERS, 1986 e YANG et al., 1998).

2.5 Coleta de serapilheira

A serapilheira foi coletada mensalmente entre agosto de 2012 e fevereiro de 2013 (com exceção de outubro de 2013, cujas amostras foram perdidas), próximo aos indivíduos de *I. edulis* e *T. cacao* selecionados, com o auxílio de uma moldura quadrada com área interna de 0,25 m² (Figura 5 A). Após cada coleta, as amostras foram secas em estufa de circulação forçada de ar a 65 °C, durante 48 horas, no Laboratório de Ecofisiologia e Propagação de Plantas da Embrapa Amazônia Oriental. Após a separação em frações lenhosas (galhos e cascas) e não lenhosas (folhas, folíolos e pecíolos), as amostras foram secas em estufa de circulação forçada a 60-70 °C por 72 horas e pesadas em balança digital com precisão de 0,01 g para obtenção da massa seca.

Para avaliar a produção de serapilheira (*litterfall*), foi instalado um coletor próximo a cada árvore avaliada, totalizando 16 coletores. Tais coletores foram construídos com arame galvanizado de bitola 12, com área de coleta de 1 m x 1 m, fundo em tela de *nylon* (malha de 1 x 1 mm) e instalados 15 cm acima do solo (Figura 5 B). O material depositado foi coletado quinzenalmente. Amostras de um mesmo coletor, coletadas no mesmo mês, foram reunidas para compor uma amostra única, que foi separada em frações lenhosa e não lenhosa.

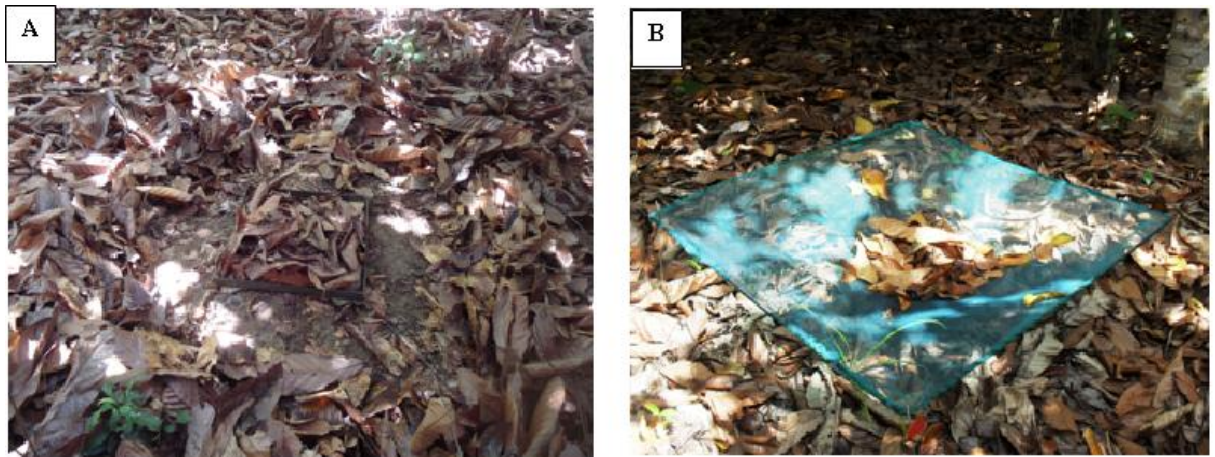


Figura 5: Moldura quadrada com área interna de $0,25 \text{ m}^2$ para coleta de serapilheira (A). Coletor de *litterfall*, com área interna de 1m^2 (B).

2.6 Outras variáveis edáficas/ambientais

As amostragens de ar foram acompanhadas por medições de temperatura do solo utilizando-se termômetro digital Beta probe com $\pm 0,06 \text{ }^\circ\text{C}$ de precisão, temperatura atmosférica com psicrômetro e temperatura interna da câmara com termômetro digital CLCD2. A umidade gravimétrica do solo foi obtida pela secagem de subamostras de solo na profundidade de 0-5 cm, em estufa a $105 \text{ }^\circ\text{C}$ por 24 horas (EMBRAPA, 1997).

A temperatura média diária do ar e precipitação local no período do experimento foi obtida pela estação meteorológica da EMBRAPA, localizada a 4 km da área do experimento.

O pH do solo foi determinado em água, em uma suspensão de 10 g de solo seco ao ar (amostra) em 25 mL de água milli-q (solo:água=1:2,5). Cada amostra permaneceu em repouso por 1 hora após agitação manual. Em seguida, cada amostra foi agitado com bastão de vidro e imerso em eletrodo na suspensão homogeneizada, para posterior leitura (EMBRAPA, 1997).

2.7 Análise estatística

As análises estatísticas foram realizadas com o auxílio do programa SigmaPlot versão 11.0. Foram analisados os efeitos de espécie, tempo e interação entre espécie x tempo, por meio de análise de variância de 2 fatores. A normalidade dos dados foi avaliada pelo teste de Kolmogorov-Smirnov ($P > 0,05$). Quando necessário, os dados foram transformados ($\log 10$),

para atender os requisitos de normalidade dos erros e homogeneidade das variâncias. Aplicou-se o teste Tukey a 5% de probabilidade, para a comparação das médias. Os coeficientes de correlação foram determinados pelo teste de Pearson ($P < 0,10$).

3 RESULTADOS

Valores de F e seus correspondentes níveis descritivos (valor de P) das fontes de variações estão apresentados na Tabela 3.

Tabela 3 - Valores de teste dos níveis descritivo (valor P) das fontes de variação analisadas.

Variáveis	Espécies		Tempo		Espécie x Tempo	
	F	P	F	P	F	P
Fluxo de N ₂ O	2,861	0,101	2,996	0,001	1,169	0,312
Ug	12,042	< 0,001	95,539	< 0,001	0,330	0,972
T solo	0,0519	0,820	46,398	< 0,001	0,424	0,832
pH solo	6,605	0,011	9,269	< 0,001	2,355	0,05
NO ₃ ⁻	17,866	< 0,001	15,275	< 0,001	2,560	0,046
NH ₄ ⁺	3,514	0,065	13,07	< 0,001	0,342	0,849
TLM	0,239	0,627	3,297	0,016	3,596	0,010
TLN	0,519	0,474	7,926	< 0,001	5,143	0,001

Fluxo de N₂O – Fluxo de óxido nitroso do solo; Ug - Umidade gravimétrica do solo; T solo - temperatura do solo; pH solo - pH do solo; NO₃⁻ - nitrogênio nítrico; NH₄⁺ - nitrogênio amoniacal; TLM – taxa líquida de mineralização do nitrogênio; TLN – taxa líquida de nitrificação;

3.1 Variáveis meteorológicas

O período experimental (agosto/2012 a fevereiro/2013) foi compreendido por um período seco (agosto, setembro e outubro), de transição (novembro) e úmido (janeiro e fevereiro) para precipitação média mensal menor que 50mm, acima de 50 e abaixo de 100mm e, acima de 100mm. A temperatura do ar variou de 25,7 °C em fevereiro/2013 a 27,7 °C em novembro/2012 (Figura 7). No mesmo período a precipitação mensal variou de 6,6 mm em setembro/2012 a 271,4 mm em fevereiro/2013 (Figura 7).

A temperatura média mensal foi ligeiramente mais quente que a média histórica (26,4°C) considerando-se o período entre 1985 e 2008. Quanto a precipitação média mensal, historicamente foram registrados menores volumes de chuvas (2.300 mm) em comparação com a média encontrada no período experimental (2.903 mm).

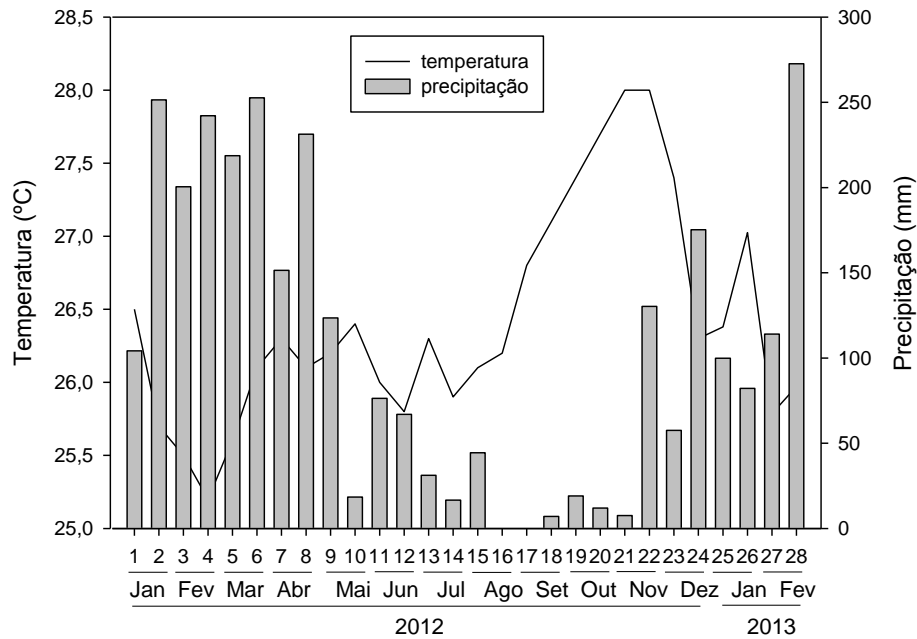


Figura 6: Precipitação pluviométrica e temperatura quinzenal, entre janeiro de 2012 e fevereiro de 2013, no município de Tomé Açu (PA). (Dados da estação meteorológica/ EMBRAPA).

3.2 Fluxos de N₂O do solo a partir de diferentes espécies

Houve uma tendência de fluxos de N₂O mais elevados nas áreas sob influencia de *I. edulis* (2,74 a 42,54 $\mu\text{g N m}^{-2} \text{h}^{-1}$) do que sob *T. cacao* (1,65 a 30,46 $\mu\text{g N m}^{-2} \text{h}^{-1}$). Houve diferença significativa entre datas de coleta ($P=0,001$), com maior fluxo no período chuvoso e menor no período seco (Figura 7 B).

3.3 Temperatura e Umidade gravimétrica do solo

Houve efeito significativo entre a interação da temperatura do solo e tempo ($P < 0,001$), variando para áreas sob influência de *T. cacao* de 21°C (agosto/2012) a 29 °C (novembro/2012) e para *I. edulis* de 21°C (agosto/2012) a 29°C (setembro/2012).

A umidade gravimétrica do solo apresentou diferença significativa entre espécies ($P < 0,001$), bem como entre os tempos ($P < 0,001$) (Figura 8 D). A Ug variou para cacau de 7,5% (novembro/2012) a 22,0% (fevereiro/2013) e para ingá de 8,7% (novembro) a 25,9% (fevereiro).

Neste estudo, os resultados de temperatura do solo, em geral, seguiram a mesma tendência da temperatura do ar, com temperatura amena em agosto/2012 e temperatura elevada em novembro/2012.

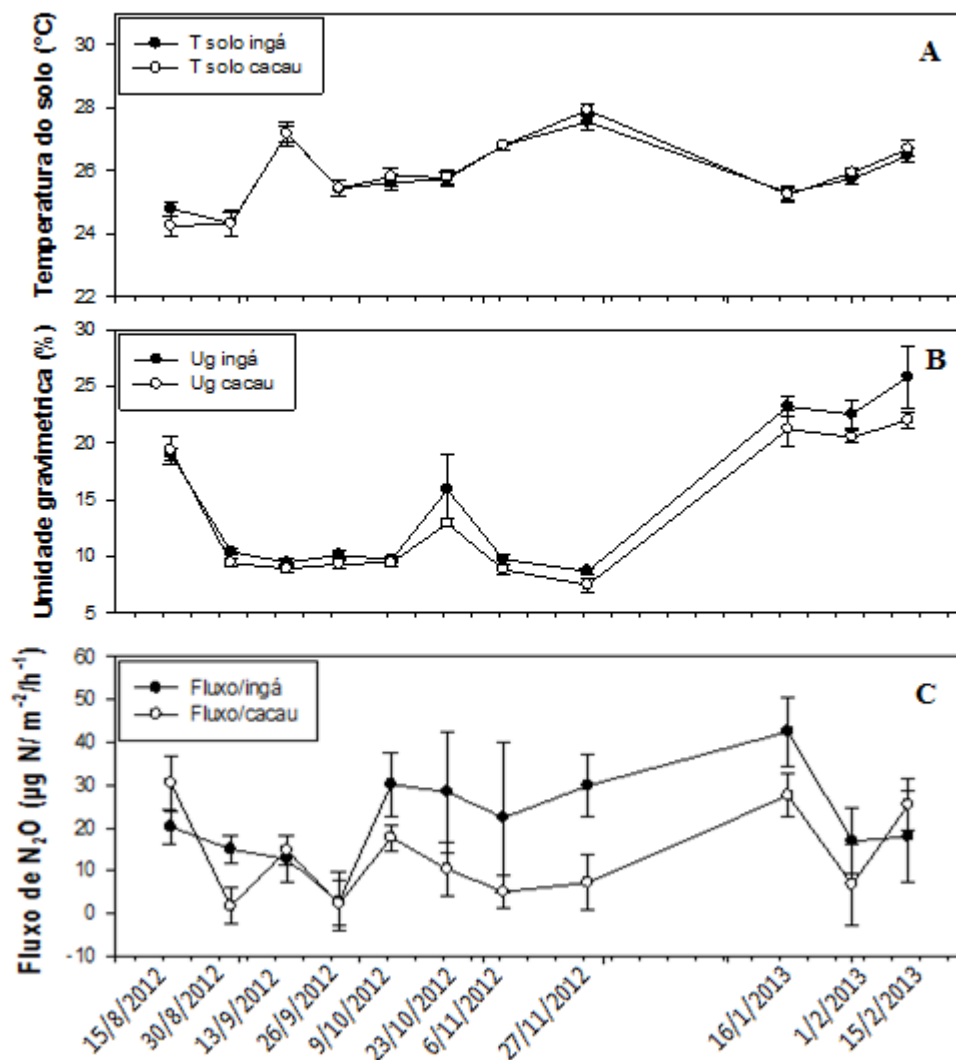


Figura 7: Variação temporal da temperatura do solo (A), umidade gravimétrica do solo (B) e do fluxo de N₂O do solo (C) em relação a área de influência das espécies ingá (*Inga edulis*) e cacau (*Theobroma cacao*) (n=176 em A, B, C e n=88 em D).

3.4 pH do solo

Houve efeito significativo da interação entre os tratamentos e o tempo ($P=0,05$) (Tabela 3). Os valores de pH do solo apresentaram diferenças significativas entre solos sob influência das espécies *I.edulis* e *T.cacao* ($P= 0,011$). Os valores de pH nas espécies de *T.cacao* foram superiores em relação aos valores de pH em *I.edulis* (Tabela 4). Entre os meses também houve diferença significativa ($P<0,001$).

Tabela 4: Valores médios de pH do solo sob influencia de *Inga edulis* e *Theobroma cacao* (média \pm erro padrão, $n=80$). Letras maiúsculas indicam diferença significativa entre espécies e minúsculas entre os meses ao nível de 5% de probabilidade pelo teste Tukey.

	Ingá	Cacau	
	(0-5 cm)	(0-5 cm)	Média
Agosto/12	5,21 \pm 0,11	5,46 \pm 0,16	5,34 \pm 0,14 a
Setembro/12	5,22 \pm 0,11	5,03 \pm 0,13	5,13 \pm 0,12 b
Outubro/12	5,44 \pm 0,09	5,66 \pm 0,06	5,55 \pm 0,15 a
Novembro/12	4,97 \pm 0,11	5,13 \pm 0,13	5,05 \pm 0,12 b
Janeiro/13	5,53 \pm 0,14	5,78 \pm 0,07	5,66 \pm 0,11 a
Média	5,27 \pm 0,12 A	5,41 \pm 0,11 B	5,35 \pm0,12

3.5 Nitrogênio inorgânico do solo

A concentração de NO_3^- foi significativamente ($P<0,001$) maior em áreas sob influencia de *I.edulis* do que em áreas sob influencia de *T.cacao*. Também houve diferenças significativas quanto aos meses de coleta ($P<0,001$). A concentração de NO_3^- variou de 4,62 $\mu\text{g N g}^{-1}$ solo (cacau/agosto) a 12,44 $\mu\text{g N g}^{-1}$ solo (ingá/setembro). O mês de setembro/2012 apresentou resultados superiores de NO_3^- em relação aos demais meses de experimento (Figura 9 B).

Com relação às concentrações de NH_4^+ , houve diferença entre os meses de coletas, sendo janeiro o mês que se diferenciou dos demais meses de estudo ($P<0,001$). Os resultados variaram de 6,73 $\mu\text{g N g}^{-1}$ (cacau/outubro) a 19,97 $\mu\text{g N g}^{-1}$ (ingá/janeiro), não havendo diferença significativa entre espécies. (Figura 9 C).

Quanto às taxas de mineralização e nitrificação, houve efeito significativo da interação entre espécie tempo (Tabela 3). Foram influenciados significativamente por datas de coleta ($P= 0,016$ e $P<0,001$, respectivamente) (Figura 9 C e D).

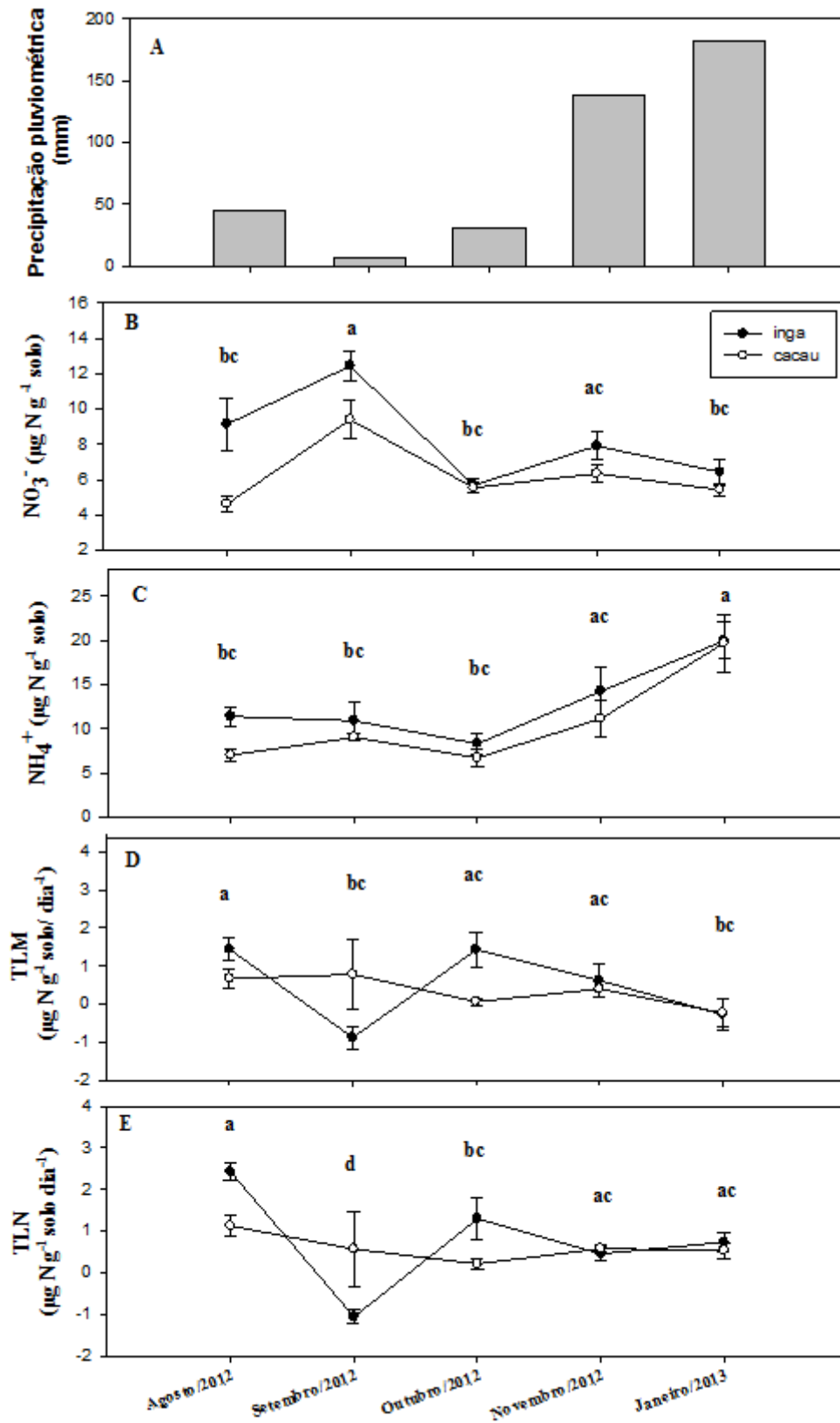


Figura 8: Precipitação mensal (A); Concentração de NO_3^- (B) e NH_4^+ (C), e taxas de mineralização (D) e nitrificação (E) do solo sob influencia de ingá e cacau em um sistema agroflorestal. As letras minúsculas significam diferenças entre períodos de coleta.

3.6 Estoque e produção de serapilheira

Os valores com níveis descritivos (valor P) das fontes de variação analisadas estão apresentadas na Tabela 5.

Tabela 5: Valores com níveis descritivos (valor P) das fontes de variação analisadas.

	Fração	Espécie		Tempo		Espécie X Tempo	
		F	P	F	P	F	P
Estoque	Total	5,679	0,021	5,162	0,003	0,348	0,79
	Lenhoso	6,720	0,012	2,242	0,094	0,843	0,476
	Não lenhoso	1,822	0,182	5,356	0,003	0,763	0,52
Produção	Total	23,964	< 0,001	1,936	0,097	0,733	0,600
	Lenhoso	4,845	0,03	0,948	0,454	1,053	0,392
	Não lenhoso	29,674	< 0,001	3,504	0,006	2,071	0,077

Os valores médios totais de estoque de serapilheira no solo variaram de 7,9 a 15,7 Mg ha^{-1} para espécie de Cacau e 12,9 a 18,1 Mg ha^{-1} para espécie de Ingá, apresentando diferenças entre espécies ($P=0,021$) e entre meses ($P=0,003$) (Figura 8 C).

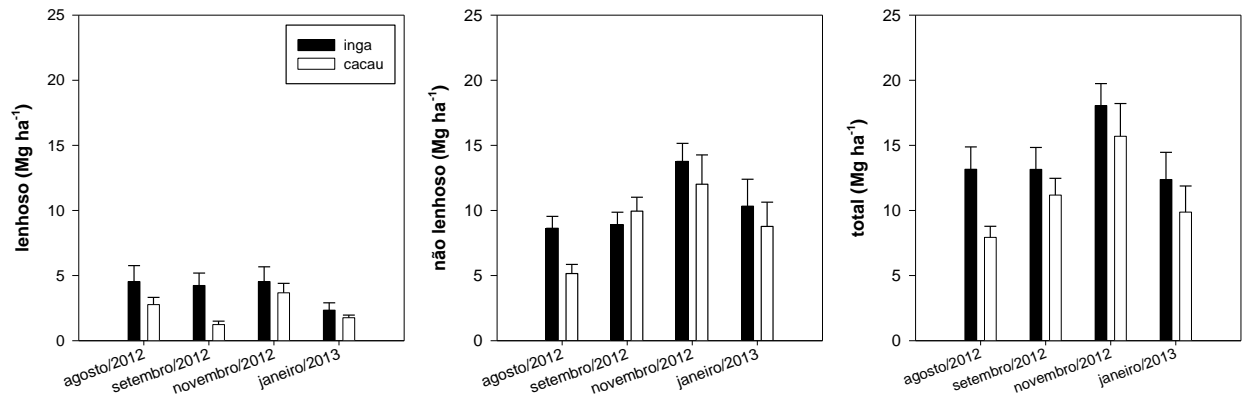


Figura 9: Estoque de serapilheira no solo das frações lenhosa (A), não lenhosa (B) e total (lenhosa + não lenhosa) (C) sob influência das espécies Ingá e Cacao em um sistema agroflorestal em Tomé-Açu, Pará. Dados são média \pm erro padrão.

Os valores médios totais de litterfall variaram de 0,44 a 1,19 Mg ha^{-1} para espécie de Cacao e 0,91 a 2,23 Mg ha^{-1} para espécie de Ingá, apresentando diferenças entre espécies ($P < 0,001$) (Figura 9 C).

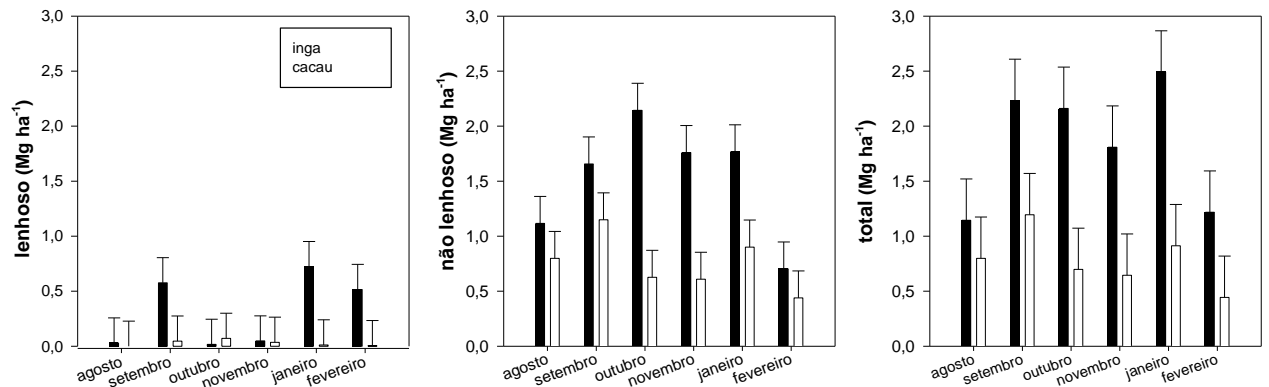


Figura 10: Produção de serapilheira (litterfall) das frações lenhosas (A), não lenhosas (B) e totais (C) das espécies de Ingá e Cacao, em um sistema agroflorestal em Tomé-Açu, Pará. O erro padrão de cada média foi calculado e inserido nos gráficos.

Correlação

A correlação entre as variáveis analisadas estão apresentadas na Tabela 6.

Tabela 6: Coeficiente de correlação de Pearson entre as variáveis analisadas.

Variáveis	Ug	T solo	pH solo	NO ₃ ⁻	NH ₄ ⁺	TLM	TLN	Estoque	Produção
F N ₂ O	r=0,547 P=0,0657*	r=-0,321 P=0,309ns	r=0,265 P=0,404ns	r=-0,362 P=0,248ns	r=0,470 P=0,123ns	r=0,0451 P=0,889ns	r=0,278 P=0,381ns	r=-0,192 P=0,550ns	r=0,144 P=0,656ns
Ug		r=-0,394 P=0,205ns	r=0,696 P=0,0120**	r=-0,427 P=0,166ns	r=0,811 P=0,00138***	r=-0,379 P=0,224ns	r=0,203 P=0,527ns	r=-0,374 P=0,231ns	r=-0,327 P=0,300ns
T solo			r=-0,337 P=0,284ns	r=0,233 P=0,466ns	r=0,104 P=0,747ns	r=-0,233 P=0,467ns	r=-0,527 P=0,0783*	r=-0,0968 P=0,765ns	r=0,172 P=0,594ns
pH solo				r=-0,679 P=0,0153**	r=0,417 P=0,177ns	r=-0,410 P=0,185ns	r=-0,0102 P=0,975ns	r=- 0,00305 P=0,992ns	r=-0,578 P=0,0490**
NO ₃ ⁻					r=-0,163 P=0,613 ns	r=-0,128 P=0,692ns	r=-0,350 P=0,265ns	r=0,241 P=0,450ns	r=0,593 P=0,0422**
NH ₄ ⁺						r=-0,524 P=0,0802*	r=-0,0541 P=0,867ns	r=-0,548 P=0,0651*	r=-0,230 P=0,471ns
TLM							r=0,785 P=0,00250***	r=0,130 P=0,687ns	r=0,129 P=0,690ns
TLN								r=-0,0755 P=0,816ns	r=-0,203 P=0,526ns
Estoque									r=0,225 P=0,481ns

Níveis de significância: ***P < 0,01; **P < 0,05; *P < 0,10; ns: não significativo F N₂O - Fluxo de N₂O do solo; Ug - Umidade gravimétrica do solo; T solo- Temperatura do solo; pH solo - pH do solo; NO₃⁻ - nitrogênio nítrico; NH₄⁺ - nitrogênio amoniacal; TLM - taxa líquida de mineralização do nitrogênio; TLN - taxa líquida de nitrificação; Estoque - Estoque de serapilheira no solo; Produção - Produção de serapilheira (litterfall).

4 Discussão

4.1 Fluxo e fatores controladores de N₂O

As árvores fixadoras de nitrogênio podem interferir nas emissões de N₂O no sistema solo-atmosfera. O uso de leguminosas, por introduzirem altas quantidades de N no solo, pode resultar em maiores emissões de N₂O (ALVES et al., 2012.). O *Inga edulis* apresenta o potencial em fixar nitrogênio no solo tendo, como consequência, a perda de N pela emissão de N₂O, influenciado principalmente por condições climáticas mais úmidas que favorece a emissão de N₂O (VERCHOT et al., 2008). Neste estudo foi verificada maiores emissões desse gás em áreas sob influencia de *I. edulis*, contudo, não houve diferença significativa em relação ao fluxo medido na área sob influencia da não-leguminosa *Theobroma cacao*. Tal resultado foi semelhante ao estudo realizado em floresta tropical por Van Haren et al. (2010), em que a competição entre árvores e microorganismos do solo por nutrientes pode ter sido um dos responsáveis pelos baixos fluxos de N₂O. Estudos explicam que leguminosas podem apresentar influência dupla sobre as emissões de N₂O, pois ora reduzem as emissões pelo menor uso de fertilizantes, ora podem aumentar as emissões resultantes do N fixado biologicamente ou pela disponibilidade de resíduos ricos em N que favorecem a mineralização e, conseqüentemente, as emissões de N₂O (ROCHETTE e JANZEN, 2005).

Além da fixação de nitrogênio no solo, o *I. edulis* apresenta outras características, tal como a boa adaptação em ambientes úmidos e a capacidade de sombreamento que favorece o controle da temperatura e umidade do solo (LOJKA et al., 2010). A umidade do solo é um fator decisivo nas emissões de N₂O do solo, pois está intimamente ligado à temperatura do solo e desempenha um papel importante no controle de processos biológicos do solo que produzem N₂O (DAVIDSON, 1993; VASCONCELOS et al., 2004). A relação entre emissão de N₂O e umidade do solo pode ser verificada neste estudo, pois no período mais seco o fluxo foi menor em relação aos maiores fluxos em períodos mais úmidos (Figura 6 B). A correlação significativa e direta entre o fluxo de N₂O e a Ug confirma a relação entre essas variáveis (Tabela 6).

Neste estudo, o fluxo de N₂O foi sensível à variação de precipitação e temperatura do ar. Observando os valores de fluxo de N₂O, maiores emissões, em geral, ocorreram em períodos mais chuvosos (Figura 6 B). Em ambientes de florestas tropicais, características climáticas podem interferir mais nas emissões de N₂O em relação às espécies do tipo leguminosas, confirmando que o efeito sazonal é significativamente importante sobre a taxa

de emissão de N_2O do solo (DAVIDSON et al., 2000; VERCHOT et al., 2008). Em solos tropicais a umidade do solo é a variável mais sensível que regula a emissão de N_2O , favorecendo processos biológicos do solo que são responsáveis pela produção de N_2O (WEITZ et al., 2001; ZHENG et al., 1999). Em solos mais úmidos a difusividade do gás é menor e a aeração é limitada, favorecendo maior produção de N_2O (DAVIDSON et al., 2000).

A umidade do solo também correlacionou-se positivamente com o pH do solo. A diferença encontrada dos valores de pH entre as espécies pode estar relacionada com a lixiviação ou absorção dos elementos pela vegetação mantida no solo, responsável por constantes transformações biológicas e químicas que alteram os valores de pH do solo (ALEXANDER e CRESSE, 1995). O fluxo de N_2O em área influenciada por ingá foi maior em ocasiões em que o pH foi menor (Tabela 4), semelhante aos resultados de Skiba et al (2008) e Cuhel et al (2010), que mostraram que no geral, a emissão de N_2O tende a aumentar com a diminuição no valor de pH. Tal propriedade do solo interfere na nitrificação e desnitrificação como também na relação N_2/N_2O do solo. No entanto, há relatos na literatura em que a emissão de N_2O não variou com a redução do pH do solo (BOUWMAN et al., 2002).

Altas temperaturas em solos de florestas tropicais criam condições em que o N_2O pode ser produzido por nitrificação e desnitrificação (DALAL et al., 2003). Com o aumento da temperatura do solo, as emissões de N_2O também aumentam o que é atribuído ao maior consumo de O_2 pela atividade heterotrófica que promove condições anaeróbicas (Skiba & Smith, 2000).

Em muitos tipos de solos, a quantidade de N disponível torna-se uma variável dominante pra controlar as emissões de N_2O , principalmente em ambientes tropicais. Observou-se que o teor de $N-NO_3^-$ foi maior em setembro, mês mais seco do experimento, enquanto que o teor de $N-NH_4^+$ foi maior em janeiro, mês mais úmido. Essa relação entre os teores de $N-NO_3^-$ e $N-NH_4^+$ com fatores climáticos, pode ser constatada pela correlação direta entre a umidade do solo e o teor de $N-NH_4^+$. Tais resultados podem ter influenciado os maiores fluxos de N_2O , obtidos em janeiro, e estão condicionados aos maiores teores de $N-NH_4^+$. Esses resultados podem ser relacionados aos pressupostos do modelo “hole-in-the-pipe” (FIRESTONE e DAVIDSON, 1989), em que a emissão de N_2O e a disponibilidade de $N-NH_4^+$ dependem diretamente da umidade do solo. Os altos teores de NO_3^- ocorreram em condições reduzidas de precipitação, em setembro, em que o efeito sazonal foi marcado pela interação da alta temperatura com a baixa umidade do solo.

As emissões de N_2O esta relacionadas com a disponibilidade de N (WEITZ et al., 2001). As baixas taxas líquidas de mineralização (TLM) e nitrificação (TLN) em setembro

foram associadas com temperatura elevada e umidade mais baixa, contribuindo para o processo de imobilização do N. Houve predomínio de mineralização nos demais meses de estudo, provavelmente pela quantidade e qualidade de resíduos ricos em nitrogênio, sendo depositados sobre o solo (MARQUEZ et al., 2000; SANTIAGO, 2012). A associação entre altas temperaturas e pluviosidade típica de regiões amazônicas favorecem a atividade microbiológica no período chuvoso e, por consequência, a decomposição de resíduos vegetais, disponibilizando quantidades elevadas de substrato ao solo (KRIFTE BERENDSE, 2001).

O tipo e a quantidade de resíduos culturais também são fatores que contribuem para as emissões de N_2O do solo. Tradicionalmente, maiores emissões de N_2O são verificadas em solos que receberam resíduos culturais com elevada concentração em N (baixa relação C/N). Resíduos com tais características são oriundos principalmente de espécies leguminosas. Neste estudo foram determinados o estoque e produção de serapilheira. O maior estoque (Figura 8) e produção (Figura 9) de serapilheira resultaram da contribuição do *I. edulis*. (Figura 8 e 9). De acordo com Cuevas e Medina (1986), a quantidade e qualidade de nutrientes fornecidos ao solo, pela deposição da serapilheira, são variáveis, sendo dependente, principalmente, das espécies que compõem a formação florestal e da disponibilidade de nutrientes no solo.

A relação entre emissão de N_2O e deposição de resíduos vegetais é bem estabelecida. Quando os resíduos ricos em N se decompõem no solo, eles podem liberar grandes quantidades de N mineral que ficam suscetíveis à perda de N_2O durante a nitrificação e desnitrificação. Assim, a incorporação de resíduos provenientes de leguminosas pode resultar em perdas de N- N_2O mais elevadas do que as de os resíduos não-leguminosas (MILLAR et al. 2004), o que provavelmente contribuiu para as maiores emissões de N_2O provenientes de *I. edulis* em relação ao *T. cacao*.

5 Conclusões

Plantas leguminosas com capacidade de fixar nitrogênio ao solo emitem mais N_2O para a atmosfera em comparação a não leguminosas. Os fatores controladores que mais contribuíram para maiores emissões sob influência de *I. edulis* foram umidade gravimétrica do solo, temperatura do solo e estoque de resíduos vegetais sobre o solo, favorecendo a atividade biológica do solo adequada para o predomínio da mineralização do solo. Por menor que seja a emissão de N_2O oriunda de leguminosas, estas não devem ser ignoradas, principalmente quando testado o papel de SAF na mitigação de GEE. Futuros trabalhos sobre emissões de

N₂O e fixação biológica de nitrogênio provenientes de leguminosas são necessários em condições de campo, para estimar sua participação nas emissões totais de N₂O.

6- REFERÊNCIAS

ALVES, B. J. R.; CARVALHO, A. M.; JANTALIA, C. P.; MADARI, B. E.; URQUIAGA, S.; SANTOS, J. C. F.; SANTOS, H.P.; CARVALHO, C. J. R. Emissões de óxido nitroso e óxido nítrico do solo em sistemas agrícolas. In. LIMA, M. A.; BODDEY, R. M.; ALVES, B. J. R.; MACHADO, P. L. O. A.; URQUIAGA, S. **Estoque de carbono e emissões de gases de efeito estufa na agropecuária brasileira**. Ed: 1. Jaguariúna (SP). cap.5. 2012. p.159-186.

ALEXANDER, C. E.; CRESSE, M. S. An assessment of the possible impact of expansion of native woodland cover on the chemistry of Scottish freshwaters. **Forest Ecology and Management**, v.73, n.1, p.1-27, 1995.

AULAKH, M. S.; WALTERS, D. T.; DORAN, J. W.; FRANCIS, D. D.; MOSIER, A. R. Crop Residue Type and Placement Effects on Denitrification and Mineralization. **Soil Sci. Soc. Am. J.** 55: 1020–1025.1991.

BAYER, C.; MIELNICZUK, J.; AMADO, T. J. C.; MARTIN- NETO, L.; FERNANDES, S. V. Organic matter storage in a sandy clay loam Acrisol affected by tillage and cropping systems in southern Brazil. **Soil & Tillage Research**, 54, p. 101-109, 2000.

BOUWMAN, A. F., BOUMANS, L. J. M., BATJES, N. H. Emissions of N₂O and NO from fertilized fields: summary of available measurement data. **Global Biogeochemical Cycles**. 16, 1058. 2002.

BRANCHER, T. **Estoque e ciclagem de carbono de sistemas agroflorestais em Tomé Açu, Amazônia Oriental**. 2010. 55p. Dissertação (Mestrado em Ciências Ambientais)- Universidade Federal do Pará, 2010.

BREMNER, J. M.; ROBBINS, S. G.; BLACKMER, A. M. Seasonal variability in emission of nitrous oxide from soil. **Geophysical Research Letters**, v.7, p. 641- 644, 1980.

CANTARELLA, H. e TRIVELIN, P. C. O. Determinação de nitrogênio total em solo. In: RAIJ, B. van; ANDRADE, J. C.; CANTARELLA, H. e QUAGGIO, J. A., eds. *Análise*

química para avaliação da fertilidade de solos tropicais. Campinas, **Instituto Agronômico de Campinas**, p.262-269. 2001.

CARTER, METTE S. e CHIRINDA, NGONIDZASHE. No effect of cropping system on the greenhouse gas N₂O. (2009) **Internacional Centre for Research in Organic Food Systems news**, p. 9-10. May 2009.

CARVALHO, W. R. **Estoque de carbono e fracionamento físico da matéria orgânica do solo de cultivo de palma de óleo em sistemas agroflorestais na Amazônia Oriental**. 2011. 75 p. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Federal Rural da Amazônia, Belém, 2011.

CONRAD, R. Metabolism of nitric oxide in soil and soil microorganisms and regulation of flux into the atmosphere. In: Murrell, J. C., Kelly, D. P. *Microbiology of Atmospheric Trace Gases: sources, Sinks and Global Change Processes*. Springer, Berlin, Germany. 167-203 p., 1996.

CUHEL, J.; SIMEK, M.; Insights into the Effect of soil pH on N₂O and N₂ emissions and denitrifier community size and activity. **Applied and Environmental Microbiology**, p. 1870–1878. Mar. 2010.

CUEVAS E.; MEDINA, E. Nutrient dynamics within Amazonia forests. **Oecologia**, 1986.

DALAL, R. C.; WANG, W.; ROBERTSON, G. P.; PARTON, W. J. Nitrous oxide emission from Australian agricultural lands and mitigation options: a review. **Australian Journal of Soil Research**, v. 41, p. 165-195, 2003.

DAVIDSON, E. A.; KELLER, M.; ERICKSON, H. E.; VERCHOT, L.V.; VELDKAMP, E. Testing a conceptual model of soil emissions of nitrous and nitric oxides. **Bioscience Journal**, 50, n.8, p. 667-680, 2000.

DAVIDSON, E. A.; MATSON, P. A. Processes regulating soil emissions of NO and N₂O in a seasonally dry tropical forest. **Ecology**, 74(1), pp. 130-139. 1993.

DUXBURY J. M; BOULDIN D. R.; TERRY R. E. e TATE R. L. Emissions of nitrous oxide from soils. **Nature** 298: 462–464. 1982.

EMBRAPA- **Manual de métodos de análise de solo**. Rio de Janeiro, 1997.

FIRESTONE, M. K., DAVIDSON, E. A. **Microbiological basis of NO and N₂O production and consumption in soil.** In: ANDREA, M. O.; SCHIMMEL, D. S. (Eds) Exchange of trace gases between terrestrial ecosystems and the atmosphere. Berlin: Journal Wiley & Sons, p. 7-21. 1989.

GALBALLY, I. E.; MEYER, M. C. P.; WANG, Y. P.; SMITH, C. J.; WEEKS, I. A. Nitrous oxide emissions from a legume pasture and the influences of liming and urine addition. **Agriculture, Ecosystems and Environment** 136 (2010).

IPCC – Intergovernmental Panel on Climate Change. **Climate Change 2007: The Physical Science Basis.** Contribution of Working Group I to the Fourth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change. Cambridge University Press, Cambridge, United Kingdom and New York, NY, USA. 1997.

JANZEN, H. H.; CAMPBELL, C. A.; IZAURRALDE, R. C.; ELLERT, B. H.; JUMA, N.; McGill, W. B.; ZENTNER, R. P. Management effects on soil C storage on the Canadian prairies. **Soil & Tillage Research**, 47, p. 181-195, 1998.

KAISER, E. A., KOHRS, K., KUCKE, M., SCHNUG, E., HEINEMEYER, O., MUNCH, J.C. Nitrous oxide release from arable soil: importance of N-fertilization, crops and temporal variation. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 30, n° 12, p. 1553–1563, 1998.

KEMPERS, A.J. e ZWEERS, A. Ammonium determination in soil extracts by the salicylate methods. **Soil Science Plant**, v. 17, p. 715-723, 1986.

KRIFT, T.A.J. van der.; BERENDSE, F. The effect of plant species on soil nitrogen mineralization. **Journal of Ecology**, v.89, p.555-561, 2001.

LOJKA B.; DUMAS L.; PREININGER D.; POLESNY Z.; BANOUT J. **The use and integration of *Inga edulis* in agroforestry systems in the Amazon – review article.** **Agricultura tropical e subtropical** vol. 43 (4) 2010.

MILLAR, N., BAGGS, E. M. Chemical composition, or quality, of agroforestry residues influences N₂O emissions after their addition to soil. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 36, p. 935–943, 2004.

MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O. S. **Microbiologia e bioquímica do solo**. 2. ed. Lavras: UFLA, 729 p.2006.

MOSIER, A. R.; PARTON W. J.; HUTCHINSON, G. L. Modelling nitrous oxide evolution from cropped and native soils. **Ecology Bulletin**, v.35, p.229-241., 1983.

ROCHETTE, P.; JANZEN, H. Towards a revised coefficient for estimating N₂O emissions from legumes. *Nutrient Cycling in Agroecosystems*, 2005.

ROBERTSON, G.P. Greenhouse gases in intensive agriculture: Contributions of individual gases to the radiative forcing of the atmosphere. **Science**, v.289, p.1922-1925, 2000.

VAN HAREN, J. L. M., R. C. DE OLIVEIRA JR., N. RESTREPO COUPE, L. HUTYRA, P. B. DE CAMARGO, M. KELLER, AND S. R.SALESKA. Do plant species influence soil CO₂ and N₂O fluxes in a diverse tropical forest. **JOURNAL OF GEOPHYSICAL RESEARCH**, Vol. 115, 2010.

VASCONCELOS, STEEL S.; ZARIN, DANIEL J.;CAPANU, MARINELA;LITTELL, RAMON;DAVIDSON, ERIC A.; ISHIDA, FRANCOISE Y.;SANTOS, ELISANA B.;ARAÚJO, MARISTELA M.;ARAGÃO, DÉBORA V.; RANGEL-VASCONCELOS, LÍVIA G. T.;DE ASSIS OLIVEIRA, FRANCISCO;MCDOWELL, WILLIAM H.; DE CARVALHO, CLAUDIO JOSÉ R.; **Moisture and substrate availability constrain soil trace gas fluxes in an eastern Amazonian regrowth forest**. GLOBAL BIOGEOCHEMICAL CYCLES, VOL. 18,2004.

VERCHOT, L. V.; BRIENZA JÚNIOR, S.; OLIVEIRA, V. C. de; MUTEGI, J. K.; CATTÂNIO, J. H.; DAVIDSON, E. A. Fluxes of CH₄, CO₂, NO, and N₂O in an improved fallow agroforestry system in eastern Amazonia. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 126, p. 113–121, 2008.

SANTIAGO, W. R. **Nitrogênio mineral e biomassa microbiana do solo em sistemas agroflorestais com palma de óleo em Tomé-Açu, Pará**. 2012. 66p. (Tese de Mestrado em Agronomia) Universidade Federal Rural da Amazônia. 2012.

SKIBA, U.; SMITH, K. A. The control of nitrous oxide emissions from agricultural and natural soils. **Chemosphere - Global Change Science**, v.2, p. 379-386, 2000.

ZHENG, X.; WANG, M.; WANG, Y.; SHEN, R.; GOU, J. Impacts of soil moisture on nitrous oxide emission from croplands: a case study on the rice-based agro-ecosystem in Southeast China. **Chemosphere, Global Change Science** 2 (2000).

YANG, J. E.; SKOGLEY, E. O.; SCHAFF, B. E.; KIM, J. J. Simple spectrophotometric determination of nitrate in water, resin and soil extracts. **Soil Science Society of American Journal**, v. 62, p. 1108-1115, 1998.

WEITZ, A.M.; LINDER, E.; FROLKING, S.; CRILL, P.M; KELLER, M. N₂O emissions from humid tropical agricultural soils: effects of soil moisture, texture and nitrogen availability. **Soil Biology & Biochemistry**, v.33, p.1077-1093, 2001.