



**UNISINOS**

UNIVERSIDADE DO VALE DO RIO DOS SINOS

CIÊNCIAS EXATAS E TECNOLÓGICAS

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA CIVIL

**COBERTURA FINAL DE ATERRO SANITÁRIO DE RESÍDUOS SÓLIDOS  
URBANOS AVALIADA SOB O ENFOQUE DA OXIDAÇÃO MICROBIOLÓGICA DE  
METANO**

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO

ANDRESSA FRANCO SOARES

SÃO LEOPOLDO

2011



UNIVERSIDADE DO VALE DO RIO DOS SINOS  
CIÊNCIAS EXATAS E TECNOLÓGICAS  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA CIVIL

**COBERTURA FINAL DE ATERRO SANITÁRIO DE RESÍDUOS SÓLIDOS  
URBANOS AVALIADA SOB O ENFOQUE DA OXIDAÇÃO MICROBIOLÓGICA DE  
METANO**

**ANDRESSA FRANCO SOARES**

Dissertação submetida ao Programa de Pós-Graduação em Engenharia Civil da UNISINOS como requisito para a obtenção do grau de Mestre em Engenharia Civil

Orientadora: Prof<sup>a</sup> Dr<sup>a</sup> Luciana Paulo Gomes

SÃO LEOPOLDO

2011

## Ficha catalográfica

S676c Soares, Andressa Franco

Cobertura final de aterro sanitário de resíduos sólidos urbanos avaliada sob o enfoque da oxidação microbiológica de metano / por Andressa Franco Soares. – 2011.  
137 f. : il., 30cm.

Dissertação (mestrado) — Universidade do Vale do Rio dos Sinos, Programa de Pós-Graduação em Engenharia Civil, 2011.

Orientação: Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Luciana Paulo Gomes.

1. Resíduos sólidos urbanos. 2. Aterro sanitário.  
3. Resíduos – Cobertura. 4. Metano. I. Título.

CDU 628.4

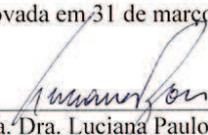
Catálogo na Fonte:  
Bibliotecária Vanessa Borges Nunes - CRB 10/1556

**ANDRESSA FRANCO SOARES**

**“COBERTURA FINAL DE ATERRO SANITÁRIO DE  
RESÍDUOS SÓLIDOS URBANOS AVALIADA SOB O  
ENFOQUE DA OXIDAÇÃO MICROBIOLÓGICA DE  
METANO”**

Dissertação apresentada como requisito parcial para a obtenção do título de Mestre em Engenharia Civil, pelo Programa de Pós-Graduação em Engenharia Civil, Área de Concentração: Gerenciamento de Resíduos, da Universidade do Vale do Rio dos Sinos – UNISINOS.

Aprovada em 31 de março de 2011

  
\_\_\_\_\_  
Prof.ª Dra. Luciana Paulo Gomes  
Orientadora

  
\_\_\_\_\_  
Prof. Dr. Claudio de Souza Kazmierczak  
Coordenador do PPGEC/UNISINOS

BANCA EXAMINADORA

  
\_\_\_\_\_  
Prof. Dr. Luis Alcides Schiavo Miranda - UNISINOS

  
\_\_\_\_\_  
Prof.ª Dra. Viviana Maria Zanta- UFBA

## INSTITUIÇÕES E FONTES FINANCIADORAS



Universidade do Vale do Rio  
dos Sinos UNISINOS



Coordenação de  
Aperfeiçoamento de Pessoal de  
Nível Superior

CAPES

*Dedico este trabalho aos meus pais.*

## AGRADECIMENTOS

Primeiramente, agradeço aos meus pais, Ary e Marlene, que apesar de todas as dificuldades enfrentadas, sempre primaram pela minha educação. Sem dúvida, são um exemplo de perseverança, companheirismo e amor.

À Professora Luciana pela orientação, pelas oportunidades oferecidas e acima de tudo por ter possibilitado uma experiência única. Onde pude perceber a real importância do trabalho em equipe e de confiar nas pessoas para o andamento de qualquer trabalho. Meus sinceros agradecimentos ao professor Luis Miranda pelo apoio e por sua famosa frase, alentadora, nas horas de pânico: “No final tudo dá certo”. E como não podia deixar de ser agradeço ao PPGEC e a Capes pela oportunidade de realizar este mestrado. Aos professores, em especial à professora Feliciane pelo apoio.

Agradeço aos meus queridos amigos “Demoníacos” pela oportunidade dada. Sem vocês muita coisa não teria sido possível: Rô, Cristiano, Márcio, Lara, Déri, Cátia e Alfredo vocês moram em meu coração. À Natália, agradeço a ajuda dada desde os tempos da graduação. A Aline, Lucélia e Candice, pessoas que admiro, e sei que torcem por mim.

Um agradecimento especial à Alessandra e a Ândrea, por dividirem os momentos de angústia e alegria durante o mestrado. Sem dúvida, teremos boas histórias para contar. À Jalir, que entrou para minha lista de pessoas especiais, muito obrigada por tudo. À Elisandra pelo apoio e companheirismo. Agradeço às Bolsistas Jaqueline e Marina, por dividirem os momentos mais tensos, surreais e improváveis e, claro pela ajuda. Agradeço a Ana e a Cibele sempre dispostas a ajudar. À SL Ambiental, em especial aos funcionários Ozí, Negro e Paulo pela ajuda na coleta do solo, sem eles provavelmente eu estaria cavando até hoje. Ao Tiago do IPH pela inestimável ajuda. Agradeço à Carol e a Letícia do laboratório de Mecânica dos solos pela paciência e a inestimável ajuda. Ao professor Marcelo Caetano e a Karina pela ajuda nos momentos em mais precisei. À Jaqueline Torves pela boa vontade em me ajudar.

À Adriana e ao meu irmão Gregório pelo apoio, amizade e por terem ajudado a cuidar dos meus pais e das “crianças” Mini, Meg e Uni nos momentos em que não pude estar presente. Aos meus sogros, Irene e Juarez pelo apoio incondicional.

À professora Anamaria Feijó pela confiança, apoio e por ter me apresentado ao fascinante mundo da multidisciplinaridade.

Ao Fernando, pessoa que admiro, divido minha vida, meus sonhos e amo ter ao meu lado. É o Cara que apesar de toda maluquice dos dois últimos anos permaneceu ao meu lado. Começamos uma nova família, com nossos filhos peludos. Sem dúvida o Bozo e a Paçoca foram nossos melhores presentes, eles não têm preço. Obrigada pelo apoio, paciência, pelas aulas, companheirismo e amor. Agradeço à vida por ter te colocado em meu caminho.

## Resumo

O aterro sanitário é considerado um método adequado para o tratamento e a destinação final de Resíduos Sólidos Urbanos (RSU). No Brasil, cerca de 60% dos municípios dispõem seus resíduos em locais inadequados, sem nenhum tipo de tratamento, causando prejuízos ao ambiente. A elevada proporção de matéria orgânica biodegradável presente na massa de resíduos associada às altas taxas de água que percola para o interior do aterro, criam as condições ideais para originar os principais subprodutos da sua degradação: lixiviado e gases ( $\text{CO}_2$ ,  $\text{CH}_4$ ,  $\text{NH}_3$ ,  $\text{N}_2\text{O}$ ). Destes, o metano é o que apresenta maior potencial para causar o efeito estufa. O sistema de cobertura final dos resíduos é a principal estrutura para evitar a poluição do ar devido aos gases gerados em aterros de resíduos sólidos, já que é o elo existente entre o ambiente interno dos resíduos e a atmosfera. O sistema de cobertura deve impedir a infiltração da água de chuva e a liberação de gases para atmosfera. Esta pesquisa visou verificar a presença microbiota com potencial de oxidar metano na cobertura do aterro Municipal de São Leopoldo. A presença destes microrganismos pode auxiliar na minimização da emissão de gases causadores do efeito estufa. O trabalho foi desenvolvido no laboratório de Saneamento Ambiental. A partir de amostras de solo coletadas na cobertura do aterro foram realizados ensaios de caracterização geotécnica. Dois tipos de solo foram identificados na cobertura do aterro: solo areno-argiloso e solo areno-siltoso. A espessura da camada de cobertura dos pontos amostrados apresentou valores entre 30 cm e 90 cm de altura. Também foram realizados ensaios de controle do consumo de gás metano e observação microscópica do crescimento da microbiota presente nos frascos com meio de cultura específico para o crescimento de bactérias metanotróficas. A análise cromatográfica dos frascos controle sugere a redução dos percentuais de metano durante o período de incubação. Porém, não ocorreu a turvação do meio de cultura em nenhum dos frascos analisados durante o período de incubação (20 dias). Após o período de incubação os frascos das amostras P7 e P8 foram mantidos na estufa a uma temperatura de 30°. Verificou-se, 13 dias depois, que os frascos controle turvaram. Provavelmente, seja necessário um período maior de enriquecimento e de cultivo para a aclimação desses microrganismos.

## Abstract

The landfill is considered an appropriate method for the treatment and disposal of Municipal Solid Waste (MSW). In Brazil, about 60% of the municipalities dispose their waste in inappropriate locations, without any kind of treatment, causing damage to the environment. The high proportion of biodegradable organic matter present in the mass of wastes, associated with high rates of percolating water into the landfill, creates ideal conditions to originate the main byproducts of their degradation: leachate and gases ( $\text{CO}_2$ ,  $\text{CH}_4$ ,  $\text{NH}_3$ ,  $\text{N}_2\text{O}$ ). Of these, methane is the one with the greatest potential to cause global warming. The final cover system of waste is the main structure to prevent air pollution due to gases generated in solid waste landfills because it's the barrier between the internal environment and the atmosphere. The cover system must prevent the infiltration of rain water and release gases into the atmosphere. This research aimed to verify the occurrence of organisms with potential to oxidate methane in the cover of municipal landfill of São Leopoldo. The presence of these microorganisms may assist in reducing the emission of greenhouse gases. The study was conducted at Unisinos University in the Laboratory of Environmental Sanitation. The soil samples collected from the landfill cover were used to perform tests of geotechnical characterization. Two soil types were identified in the landfill cover, sandy-clay and sandy-silty soil. The thickness of the cover layer of the points presented values between 30 cm and 90 cm high. There were also essays of methane consumption control and microscopic observation of the growth of microorganisms present in vials with specific culture medium for growth of methanotrophic bacteria. Chromatographic analysis of the control vials suggests that the percentage reduction of methane during the incubation period. However, there wasn't turbidity of the culture in any of the bottles examined during the incubation period (20 days). After the incubation period the vials of samples P7 and P8 were kept in an oven at a temperature of 30 degrees. It was found 13 days later that the control flasks became turbid. Probably longer periods of enrichment and cultivation are need for the acclimatization of these microorganisms.

## Lista de Figuras

Figura 1. Percentuais das principais formas de disposição de RSU de pequena parcela dos municípios brasileiros.	22
Figura 2. Principais impactos ambientais relacionados à disposição de resíduos Sólidos em aterros sanitários.	24
Figura 3. Fluxograma demonstrando as distintas fases do processo anaeróbio da degradação de resíduos.	26
Figura 4. Fases de biodegradação e concentração de gases em aterro.	28
Figura 5. Balanço de massa de metano em aterro sanitário.	30
Figura 6. Via da oxidação do metano e assimilação do formaldeído	35
Figura 7. Sistema de cobertura convencional.	40
Figura 8. Esquema do sistema de cobertura convencional.	42
Figura 9. Esquema do sistema de uma barreira capilar simples.	44
Figura 10. Esquema do sistema de uma barreira capilar dupla.	44
Figura 11. Modelo de camada de cobertura evapotranspirativo monolítico.	46
Figura 12. Modelo de camada de cobertura evapotranspirativo capilar simples.	46
Figura 13. Concentração dos gases medidos no aterro sanitário de Skellingsted.	49
Figura 14. Fluxograma representando as etapas desenvolvidas na metodologia da pesquisa.	52
Figura 15. Frascos controle e inoculações iniciais dos ensaios.	58
Figura 16. Introdução de gás com o auxílio de Acrodisc - marca Millipore®.	60
Figura 17. Representação esquemática das diluições decimais.	63

Figura 18. Delimitação da área do Aterro de Resíduos Sólidos do Município de São Leopoldo.	65
Figura 19. Evaporador de lixiviado do aterro municipal de São Leopoldo.	66
Figura 20. Composição gravimétrica dos resíduos sólidos urbanos de São Leopoldo – 2009.	67
Figura 21. Ponto 8 de coleta de solo.	74
Figura 22. Tempo médio de aterramento dos resíduos nos pontos de amostragem do solo estudado.	75
Figura 23. Espessura da camada de cobertura nos pontos de amostragem do solo estudado.	75
Figura 24. Curvas Granulométricas dos solos amostrados.	78
Figura 25. Representação gráfica do percentual de metano presente nos frascos das diluições decimais dos pontos P1.	84
Figura 26. Representação gráfica do percentual de metano presente nos frascos das diluições decimais dos pontos P2.	84
Figura 27. Representação gráfica do percentual de metano presente nos frascos controle dos pontos P3.	85
Figura 28. Representação gráfica do percentual de metano presente nos frascos controle dos pontos P4.	86
Figura 29. Representação gráfica do percentual de metano presente nos frascos controle dos pontos P5.	87
Figura 30. Representação gráfica do percentual de metano presente nos frascos controle dos pontos P6.	87
Figura 31. Representação gráfica do percentual de metano presente nos frascos controle do ponto P7.	88
Figura 32. Representação gráfica do percentual de metano presente nos frascos controle do ponto P8.	89
Figura 33. Representação gráfica do percentual de metano presente nos frascos controle do ponto P7 antes de cada retroalimentação de gás.	90
Figura 34. Representação gráfica do percentual de metano presente nos frascos controle do ponto P8 antes de cada retroalimentação de gás.	90
Figura 35. Acompanhamento dos ensaios P7 e P8.	92
Figura 36. Principais morfologias observadas a partir da coloração Gram	94

Figura 37. Concentração de gás metano nos frascos das diluições decimais do P3.	95
Figura 38. Concentração de gás metano nos frascos das diluições decimais do P4.	95

## Lista de Tabelas

Tabela 1. Emissão de metano em aterros de RSU. Medição através de placas de fluxo	29
Tabela 2. Fatores que interferem na movimentação do biogás dentro do aterro.	31
Tabela 3. Parâmetros ideais e de tolerância para ocorrência de oxidação.	33
Tabela 4. Características que diferenciam gêneros da família Methylococcaceae	37
Tabela 5. Características que diferenciam gêneros da família Methylocystaceae	38
Tabela 6. Componentes de um sistema convencional de cobertura de aterros.	41
Tabela 7. Espessura máxima da camada oxidativa para a oxidação do metano.	48
Tabela 8. Caracterização dos solos empregados na camada de cobertura final do aterro sanitário estudado.	54
Tabela 9. Composição das soluções que compõe o meio de cultura utilizado.	56
Tabela 10. Composição das soluções A e B para o Meio de Cultivo Mineral.	57
Tabela. 11 Principais entre os ensaios dos pontos amostrados.	62
Tabela 12. Características do lixiviado gerado no aterro em estudo.	69
Tabela 13. Caracterização do solo da área do aterro de resíduos sólidos de São Leopoldo, RS	71
Tabela 14. Características dos pontos de amostragem na cobertura final do aterro sanitário de São Leopoldo.	73
Tabela 15. Composição granulométrica do solo dos amostrados.	76
Tabela 16. Resultados referentes aos limites Atterberg, índice de plasticidade, peso específico e real dos grãos.	77
Tabela 17. Umidade dos solos amostrados nesse trabalho.	81
Tabela 18: Avaliação do gás metano nos Ensaios P7 e P8.	91

A Tabela 19. Número de lâminas observadas em cada ensaio.

## Listas de Siglas e Abreviaturas

ABNT	Associação Brasileira de Normas Técnicas
AWWA	American Water Works Association
COT	Carbono Orgânico Total
DBO	Demanda Bioquímica de Oxigênio
DQO	Demanda Química de Oxigênio
ET	Evapotranspirativa
ETE	Estação de Tratamento de Esgoto
ETA	Estação de Tratamento de Água
GCL	Geocomposto argiloso
IBGE	Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística
IPCC	Intergovernmental Panel on Climate Change
IP	Índice de Plasticidade
LL	Límite de Liquidez
LP	Límite de Plasticidade
LO	Licença de Operação
M	Silte
MC	Meio de Cultura
MMO	Metano monooxigenase
NBR	Norma Brasileira Registrada
OD	Oxigênio dissolvido
pH	Potencial Hidrogeniônico
PMOB	Barreira de oxidação passiva do metano
RSU	Resíduos Sólidos Urbanos
S	Areia
Ssed	Sólidos Sedimentáveis
SST	Sólidos em Suspensão Totais
USEPA	Environmental Protection Agency - United States of America
WEF	Water Environment Federation

## SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO .....	17
2	OBJETIVOS.....	20
2.1	Objetivo geral .....	20
2.2	Objetivos específicos.....	20
3	REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	21
3.1	Resíduos sólidos urbanos .....	21
3.2	Aterros sanitários .....	22
3.3	Propriedades físico-químicas dos resíduos sólidos urbanos.....	24
3.4	Degradação biológica de resíduos .....	25
3.5	Gás Metano.....	28
3.6	Oxidação biológica do gás metano .....	31
3.6.1	Bactérias Metanotróficas .....	33
3.7	Camadas de cobertura final .....	39
3.7.1	Camadas oxidativas .....	47
3.7.2	Métodos empregados para avaliações da microbiota metanotrófica .....	50
4	METODOLOGIA .....	52
4.1	Localização dos pontos de coleta de amostras de solo da camada de cobertura final e coleta de amostras de solo.....	53
4.2	Caracterização do solo.....	53
4.3	Ensaio microbiológicos.....	54
4.3.1	Preparo, distribuição e estoque de meio de cultura e soluções	54
4.3.2	Procedimentos controle – frascos brancos.....	57
4.3.3	Inoculação - tempo inicial (t=0) para os ensaios realizados .....	57
4.3.4	Descrição dos ensaios realizados .....	58

4.3.5	Ensaio de controle de gás metano .....	62
4.3.6	Ensaio de acompanhamento microbiano .....	62
5	ÁREA DE ESTUDO: ATERRO SANITÁRIO DO MUNICÍPIO DE SÃO LEOPOLDO.....	64
5.1	São Leopoldo-RS .....	64
5.2	Caracterização da Área do Aterro .....	64
5.3	Operação do aterro .....	65
5.4	Caracterização dos Resíduos Sólidos Urbanos .....	66
5.5	Caracterização do Lixiviado do aterro de São Leopoldo .....	67
5.6	Caracterização do solo local empregado para a confecção da camada de cobertura final do aterro .....	70
6	RESULTADOS E DISCUSSÃO .....	72
6.1	Amostragem do solo da cobertura no aterro sanitário.....	72
6.2	Caracterização geotécnica das amostras (análise granulométrica, limites de Atterberg, limite de contração e peso específico e real dos grãos).....	76
6.3	Ensaio microbiológico.....	82
6.3.1	Turvação dos frascos .....	82
6.3.2	Análise cromatográfica .....	83
6.3.3	Observações microscópicas.....	92
7	CONSIDERAÇÕES FINAIS .....	97
8	RECOMENDAÇÕES .....	98
	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	99
	APÊNDICE A - Curvas granulométricas .....	108
	APÊNDICE B – Consumo de gás metano amostras P7 e P8.....	112
	APÊNDICE C – Acompanhamento microscópico .....	122

## 1 INTRODUÇÃO

A expansão desordenada dos grandes centros urbanos, em consequência do crescimento populacional, aliado as facilidades de consumo de um mundo globalizado, trás consigo uma série de impactos ao ambiente. Desta forma, o aumento na geração de resíduos pode ser caracterizado como uma consequência negativa do crescimento das cidades.

O tratamento e a destinação final dos RSU tornam-se, cada vez mais, um desafio para os municípios, principalmente em países em desenvolvimento (BORGNER et al., 2008). Um dos principais problemas encontrados é a escassez de áreas adequadas para a implantação de aterros sanitários, devido a uma série de exigências ambientais, técnicas, sociais, econômicas e legais que são necessárias para o licenciamento ambiental deste tipo de empreendimento. Em países emergentes, como o Brasil, a gestão de resíduos está fortemente vinculada ao desenvolvimento sócio-econômico e industrial das cidades (MÜNNICH et al., 2006).

Atualmente, o método mais utilizado para o tratamento e destinação final dos RSU é o aterro sanitário por apresentar menor custo e minimizar os impactos ambientais (RENOU et al., 2008). Segundo Bidone (1999), quando a disposição final dos RSU é feita de maneira adequada, no solo, obedecendo aos critérios de engenharia e normas operacionais proporcionam um confinamento seguro. Segundo dados do IBGE (2002), cerca de 60% dos municípios brasileiros dispõem seus resíduos em locais inadequados, sem nenhum tipo de tratamento, causando grandes prejuízos ao ambiente.

O confinamento dos RSU em aterros é finalizado, na maioria das vezes, com uma cobertura de argila ligeiramente compactada. Entretanto a alta concentração de matéria orgânica presente no resíduo, que segundo Münnich (2006), varia entre 40% – 70%, associada à elevada proporção de água que percola para dentro do aterro, criam-se condições ideais para originar os principais subprodutos da degradação dos resíduos: o lixiviado e os gases causadores do efeito estufa ( $\text{CO}_2$ ,  $\text{CH}_4$ ,  $\text{NH}_3$ ,  $\text{N}_2\text{O}$ ). Destes, o  $\text{CH}_4$  é o que

apresenta o maior potencial de aquecimento global (IPCC, 2007). No Brasil, o tratamento de gases em aterros sanitários consiste na maior parte na queima do metano e liberação do dióxido de carbono para a atmosfera. Desta forma, a adoção de um sistema que controle a migração de líquidos para o interior do aterro e a emissão de gases torna-se fundamental para reduzir os impactos gerados ao ambiente. O sistema de cobertura dos RSU é um dos principais mecanismos utilizados para evitar a poluição atmosférica pelos gases gerados durante o processo de degradação da matéria orgânica presente no interior do aterro, já que é o elo existente entre o ambiente interno e externo do aterro e a atmosfera (MARIANO et al., 2007). Segundo Rose (2009) e Mariano (2008) no Brasil não há uma regulamentação específica para a construção do sistema final de cobertura em aterros sanitários de RSU. Conforme Mariano et al., (2007) a cobertura deve impedir a infiltração da água de chuva e a liberação de gases para atmosfera, diminuindo a taxa de formação de lixiviado e servindo de camada suporte para algum tipo de atividade que porventura venha ser realizado no local. Além disso, o sistema de cobertura visa reduzir o espalhamento de resíduos pela ação do vento, evitar a proliferação de vetores, redução de odores e resistir à processos erosivos (IZZU, 2008).

Segundo Zorenberg & McCartney (2006) a eficiência dos sistemas de cobertura de aterros pode ser aumentada com uso de materiais alternativos que podem proporcionar a redução de custos com a construção e o monitoramento. Para Mariano (2008) a adoção de qualquer método que substitua um sistema de cobertura de aterros sanitários deve apresentar, no mínimo, eficiência equivalente a do sistema tradicional de cobertura.

Uma das alternativas para aumentar a eficiência das camadas de cobertura de aterros é a utilização de materiais que favoreçam o desenvolvimento de bactérias metanotróficas, responsáveis pela oxidação do gás metano. Desta forma, criar um sistema de cobertura adequado para a crescimento destas bactérias pode minimizar consideravelmente os índices de emissão de CH<sub>4</sub> em aterros sanitários. Uma cobertura rica em compostos orgânicos pode ser considerada como um importante substrato para esses microrganismos, formando um biofilme acima da camada de resíduos (AIT-BENICHOU et al., 2009). A utilização de biocoberturas que permitem a

oxidação do metano trata-se, portanto, de uma alternativa para coberturas finais de aterros sanitários que possuem o objetivo de reduzir a emissão de gases causadores do efeito estufa (BOGNER et al., 2005). Além disso, a técnica pode ser aplicada em aterros sanitários de pequeno porte, que normalmente, não apresentam um sistema de drenagem de biogás eficiente,

Neste contexto, a presente pesquisa visa observar a presença de bactérias com potencial oxidativo do gás metano, na cobertura do aterro de Municipal de São Leopoldo. Para isso foram realizados ensaios geotécnicos, para caracterizar o solo amostrado, e ensaios microbiológicos. A melhor compreensão dos fatores que influenciam nos processos microbiológicos de oxidação do metano em cobertura de aterros pode contribuir na eficiência destas e na redução de emissões de gases do efeito estufa.

## **2 OBJETIVOS**

Os seguintes objetivos, geral e específicos, estão sendo propostos para essa dissertação de Mestrado:

### **2.1 Objetivo geral**

O objetivo geral da pesquisa é observar a presença de bactérias com potencial oxidativo do gás metano em cobertura de aterro sanitário.

### **2.2 Objetivos específicos**

Os objetivos específicos da pesquisa consistem em:

- Analisar as características da camada de cobertura final do aterro sanitário de São Leopoldo;
- Acompanhar e relacionar o consumo de metano nos frascos de ensaio com amostras de solo da camada de cobertura.

### **3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA**

A revisão bibliográfica abordará os principais conceitos relacionados à disposição final de RSU, tais como, aterros sanitários, propriedades físico-químicas e degradação biológica dos RSU, geração de gás metano e oxidação do metano pelas bactérias metanotróficas. Outro enfoque da revisão será o sistema de cobertura final de aterros sanitários com ênfase em sistemas alternativos de cobertura.

#### **3.1 Resíduos sólidos urbanos**

O aumento da geração de RSU está intimamente relacionado aos atuais hábitos da sociedade. A busca por soluções para os problemas relacionados aos RSU pode apresentar várias alternativas de tratamento, processamento, valorização e destinação final (QUADROS, 2009).

Tchobanoglous & Khreith (2002) definem resíduos sólidos urbanos (RSU) como todos aqueles gerados pela comunidade, excetuando-se os resíduos gerados com o tratamento de águas residuárias, industriais, e agrícolas. Os mesmos autores atentam para a grande variação que há na literatura e nos distintos campos profissionais na classificação dos RSU. A ABNT - NBR 10.004/2004 classifica os resíduos sólidos conforme seus potenciais riscos ao meio ambiente e a saúde pública. Nesta norma, os resíduos foram divididos em duas classes; Classe I: representando os resíduos perigosos que devido as suas propriedades físicas, químicas ou infecto-contagiosas, apresentam características de inflamabilidade, corrosividade, reatividade, toxicidade e patogenicidade. Os resíduos Classe II são considerados não perigosos e subdividem-se em: Classe II-A são classificados como não-inertes que não se enquadram como classe I ou classe II-B. Já os resíduos Classe II-B são identificados como inertes e não apresentam risco à saúde pública e ao meio ambiente devido as suas propriedades. A definição de resíduos sólidos, para a NBR 10.004 (ABNT, 2004) inclui, entre outros, os

rejeitos de origem doméstica e os procedentes de: comércio, limpeza de vias públicas, escritórios, serviços, mercados, feiras, festejos, materiais e eletrodomésticos inutilizados.

Outro importante aspecto relacionado à questão dos RSU é o sistema de coleta. Segundo dados do MCIDADES/SNSA (2009) esse sistema abrange uma cobertura média de 97,5% da população urbana, com uma frequência média de coleta de duas ou três vezes semanais. Esse trabalho do Ministério das Cidades é uma amostragem 127 municípios brasileiros que geraram 15,8 milhões de toneladas de resíduos em 2005, sendo que 68,5% desses foram descartados em aterros sanitários, 25,2% em aterros controlados e 6,5% em lixões (Figura 1). Cabe ressaltar que a amostra considerada neste estudo foi composta por 4,4% de municípios brasileiros ou 48,8% da população urbana brasileira. Apenas 1,5% dos 4.538 municípios brasileiros com população menor que 30.000 habitantes e 6,5% dos 759 municípios com população entre 30.000 e 100.000 habitantes fizeram parte da amostra nessa pesquisa.

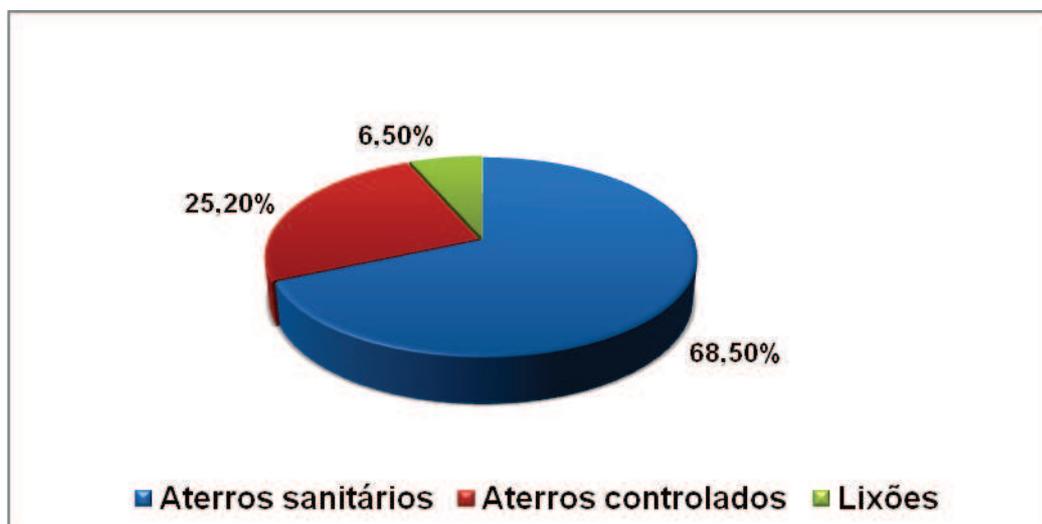


Figura 1. Percentuais das principais formas de disposição de RSU de uma parcela dos municípios brasileiros.

Fonte: Adaptado de MCIDADES/SNSA (2009).

### 3.2 Aterros sanitários

A NBR 8419 (ABNT, 1992) define aterros sanitários RSU como um método embasado em critérios de engenharia que possibilite a disposição final de resíduos ocupando a menor área possível, cobrindo-os com uma camada

de solo ao final de cada etapa. O emprego desta técnica possibilita o tratamento dos RSU, reduzindo potenciais danos à saúde da população e minimizando os impactos causados ao ambiente.

Segundo Alcântara (2007) aterros sanitários representam um ecossistema complexo que envolve processos físicos, químicos e biológicos que possibilitam a degradação da matéria orgânica. Gomes et al., (2006) ressaltam, que os aterros sanitários se assemelham a um biodigestor.

Izzo (2008) salienta que um aterro sanitário deve ser constituído, no mínimo, por uma impermeabilização da base, um sistema de drenagem para o tratamento do lixiviado e dos gases gerados, compactação dos resíduos, cobertura e monitoramento geotécnico e ambiental. Os aterros sanitários podem ser classificados de acordo com o tipo de resíduo que irão receber e pelo modo de aterramento. Podem ser classificados como: método da área, trincheira ou encosta.

A adoção destes critérios visa reduzir os principais problemas relacionados à gestão de resíduos que incluem a produção de lixiviado que pode contaminar o solo e as águas subterrâneas (PARENT & CABRAL, 2006). A Figura 2 ilustra os principais impactos relacionados a um aterro sanitário.

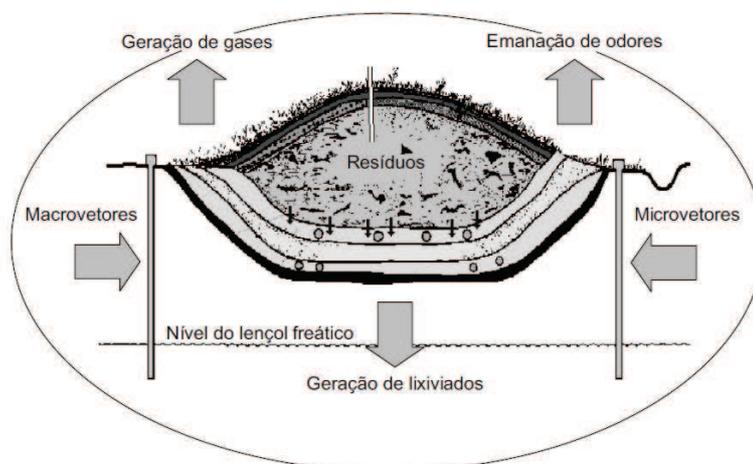


Figura 2. Principais impactos ambientais relacionados à disposição de resíduos Sólidos em aterros sanitários.

Fonte: Castilhos Jr., (2003).

Segundo Santos (2009) a disposição final adequada dos RSU, com o uso de aterros sanitários, continua sendo um grande desafio para o desenvolvimento do saneamento básico. A autora salienta que tecnologias mais recentes de gestão de resíduos visam, principalmente, a redução de geração na origem, a reciclagem dos resíduos e o desenvolvimento de alternativas de tratamento, como a compostagem e a incineração. Sendo assim, pode-se dizer que os aterros sanitários correspondem à etapa final do gerenciamento de RSU. Quadros (2009) relaciona a necessidade de tratamento prévio para os RSU devido à escassez de áreas adequadas para a destinação final, sendo também uma forma de promover a conservação dos recursos naturais. Segundo Mahler (2002) o pré-tratamento de RSU antecede a disposição final e pode ser caracterizado como a combinação de processos de separação, minimização e disposição.

### **3.3 Propriedades físico-químicas dos resíduos sólidos urbanos**

Conforme Izzo (2008) a composição física dos RSU permite identificar o percentual de cada material que compõe a massa de resíduos. Identificar estes elementos apresenta uma significativa importância, já que, o tipo de resíduo que é disposto no aterro influencia no comportamento global do aterro.

Segundo Alcântara (2007) vários parâmetros físicos estão envolvidos no processo de caracterização e monitoramento dos RSU, entretanto, alguns podem ser mais ou menos relevantes, variando em função da classificação do aterro. O autor considera que a composição gravimétrica, massa específica, teor de umidade, capacidade de campo, granulometria, temperatura e compressibilidade são parâmetros que apresentam, de modo geral, maior importância para os processos acima citados.

Segundo Castilhos Jr. (2003) o conhecimento das características químicas possibilita a seleção de processos de tratamento e técnicas de disposição final. Através das análises químicas é possível identificar o potencial poluidor da matéria orgânica presente no aterro sanitário. Para Muller,

(2004) entre os principais fatores analisados quimicamente encontram-se, principalmente, o poder calorífico, pH, composição química (nitrogênio, fósforo, potássio, enxofre, carbono, relação carbono/nitrogênio, sólidos totais, sólidos voláteis), DQO e DBO.

Segundo Castilhos Jr. (2003) as características físico-químicas do meio desempenham também papel importante na solubilização de numerosos compostos minerais. Os principais fatores que afetam esse fenômeno são: pH, potencial de óxido–redução, complexação e temperatura.

### **3.4 Degradação biológica de resíduos**

A degradação microbiológica dos resíduos envolve uma seqüência complexa de reações químicas e físicas. O processo pode ser dividido em duas fases: aeróbia e anaeróbia (QUADROS, 2009). As etapas de cada uma das fases envolvidas no processo de degradação podem ser divididas em quatro ou cinco momentos dependendo da interpretação do autor (MÜLLER, 2004; ROSE, 2009).

Rose (2009) define a fase aeróbia como etapa inicial de ajuste. Nesta fase ocorre a decomposição dos resíduos mais facilmente biodegradáveis, pois ainda há  $O_2$  disponível dentro da massa de resíduos. Segundo Castilhos Jr. (2003) a matéria orgânica polimérica sofre a ação de enzimas extracelulares específicas secretadas pelas bactérias hidrolíticas. A energia liberada neste processo será parcialmente utilizada para o desenvolvimento dos microrganismos presentes no interior do aterro. O tempo de duração desta etapa é relativamente curto, já que o  $O_2$  é rapidamente consumido pelos microrganismos.

A fase anaeróbia inicia com a redução dos níveis de  $O_2$ . Nesta etapa as bactérias anaeróbias facultativas passam a prevalecer (CASTILHOS JR., 2003). Esta etapa se caracteriza pela transformação de compostos orgânicos complexos em produtos mais simples como metano e gás carbônico (CASSINE, 2003; MÜLLER, 2004).

Segundo Cassine (2003); Alcântara (2007) o processo de degradação da matéria orgânica em ambientes anaeróbios envolve um complexo processo bioquímico a partir da formação de um consórcio de microrganismos que atuam

de forma específica para cada reação. O processo anaeróbio pode ser dividido em quatro fases distintas, conforme o Figura 3:

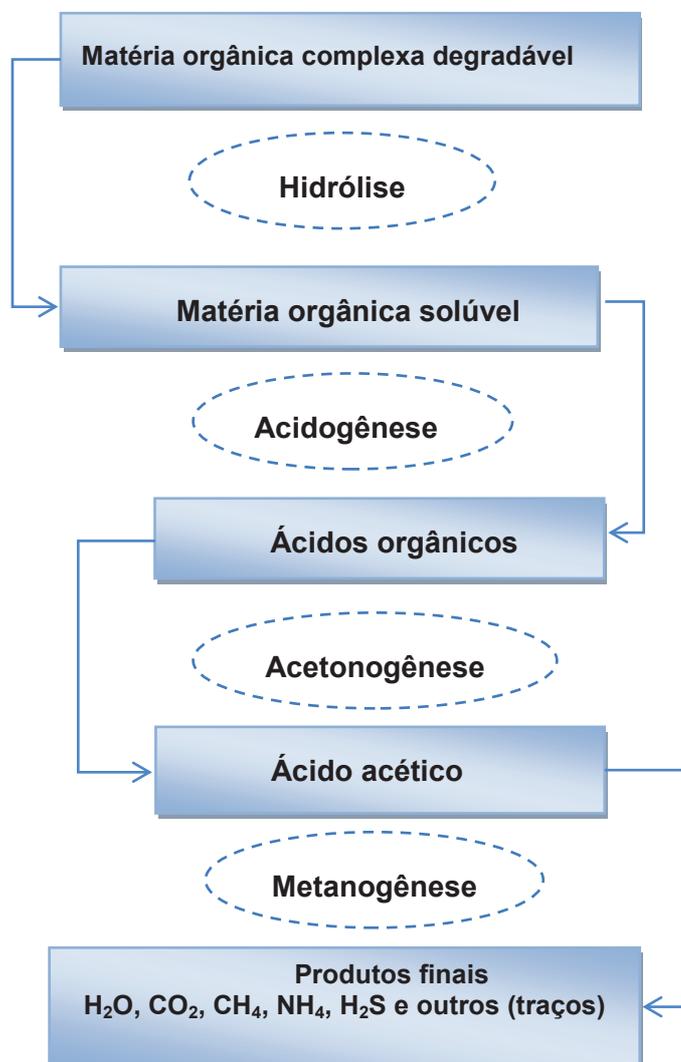


Figura 3. Fluxograma apresentando as distintas fases do processo anaeróbio da degradação de resíduos.

Fonte: Castilhos Jr., 2003.

Cada uma destas etapas são, resumidamente, descritas a seguir:

Fase I - Hidrólise: é a etapa inicial e sua velocidade pode limitar todo o processo de digestão anaeróbia. Nesta etapa as bactérias fermentativas liberam exo-enzimas que promovem a transformação de compostos de

alto peso molecular (lipídios, proteínas etc.) em compostos dissolvidos mais simples (ácidos graxos de cadeia longa, açúcares solúveis etc.) que podem ser utilizados no metabolismo bacteriano por meio de mecanismos de anabolismo e catabolismo.

Fase II - Acidogênese: os compostos solubilizados na hidrólise são metabolizados pelos microrganismos fermentativos estritos e facultativos gerando produtos orgânicos intermediários de baixo peso molecular como ácidos graxos de cadeia curta, alcoóis, piruvato e etc.

Fase III - Acetogênese: nesta fase a conversão dos produtos da acidogênese em compostos que formam os substratos para a produção de metano: acetato, hidrogênio e dióxido de carbono. Uma fração de aproximadamente 70% da DQO originalmente presente converte-se em ácido acético, enquanto o restante da capacidade de doação de elétrons é concentrado no hidrogênio formado. Dependendo do estado de oxidação do material orgânico a ser digerido, a formação de ácido acético pode ser acompanhada pelo surgimento de dióxido de carbono ou hidrogênio (MARIANO, 2008).

Fase IV - A metanogênese é considerada a última etapa do processo de digestão anaeróbia onde atuam as bactérias arqueas metanogênicas que podem ser subdivididas em acetoclásticas e hidrogenotróficas de acordo com o substrato utilizado para a produção de metano. Esse gás é produzido pelas bactérias acetotróficas a partir da redução de ácido acético ou pelas bactérias hidrogenotróficas a partir da redução de dióxido de carbono (MARIANO, 2008).

Fase V - Fase final – Ocorre quando a totalidade dos compostos orgânicos biodegradáveis é convertida em  $\text{CH}_4$  e  $\text{CO}_2$ . A taxa de geração de biogás torna-se reduzida, pois, os compostos mais complexos que permanecem no interior do são biodegradados lentamente (ROSE, 2009).

A Figura 4 indica as distintas fases de degradação da matéria orgânica de RSU e a concentração de gases em aterros sanitários.

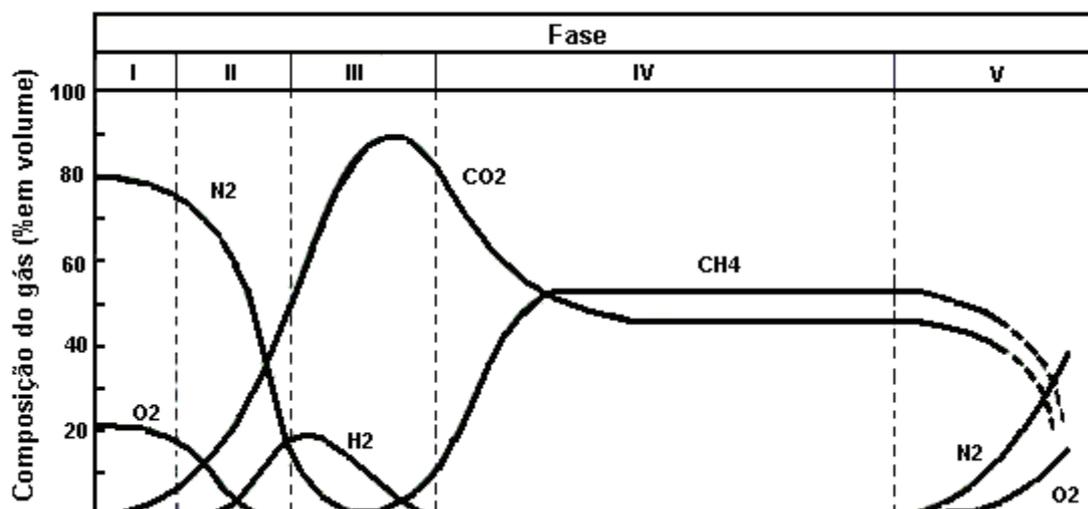


Figura 4. Fases de biodegradação e concentração de gases em aterro sanitário  
Fonte: Tchobanoglous (1993).

### 3.5 Gás Metano

O gás metano está entre os principais gases causadores do efeito estufa (GEE). Apesar das menores concentrações do CH<sub>4</sub> em relação ao CO<sub>2</sub>, este gás absorve a radiação solar mais efetivamente e, portanto, tem um papel importante para o aquecimento global, devido o potencial de re-emissão desta radiação absorvida, bem como para as mudanças climáticas

O processo de biodegradação dos compostos orgânicos presentes em aterros sanitários são convertidos, entre outros, em biogás. Este gás é composto, principalmente, por metano e dióxido de carbono (45 a 60% e 40 a 60%, respectivamente), embora contenha ainda outros componentes (MACHADO et al., 2009; SCHUETZ et al., 2003).

A produção de CH<sub>4</sub> ocorre em ambientes anaeróbios e anóxicos, durante a digestão anaeróbia da matéria orgânica (ROSE, 2009; IM, 2009). Entendem-se como fontes naturais de emissões os pântanos, áreas alagadas, vulcões e oceanos. As fontes antrópicas de emissões podem ser provenientes de atividades de mineração, queima de combustíveis fósseis, pecuária, cultivo de arroz e aterros sanitários. Segundo dados do IPCC, (2007) as fontes naturais são responsáveis por cerca de 30% das emissões totais de metano.

Aproximadamente 70% das emissões restantes são provenientes de fontes antropogênicas. Assim, o processo de biodegradação anaeróbia dos resíduos sólidos em aterros sanitários representa uma importante fonte de produção de metano (ROSE, 2009).

O Metano é um dos principais gases causadores do efeito estufa, seu impacto na atmosfera pode vir a ser de até vinte e cinco vezes maior que o CO<sub>2</sub>, em um período de cem anos (IPCC, 2007). O metano proveniente de aterros sanitários representa, aproximadamente, 18% das emissões globais desse gás (BOGNER et al., 2008). A Tabela 1 apresenta uma relação de trabalhos que quantificaram a emissão de metano em aterros sanitários.

Tabela 1. Emissão de metano em aterros de RSU obtida a partir da medição através de placas de fluxo.

Referência	Emissão (g/m <sup>2</sup> .dia)
JONES & NEDWEL, 1993	0 - 39,6
BOGNER et al., 1997	48
MACIEL, 2003	103 - 363
BOGNER et al., 2003	78
MORCET et al., 2003	56 - 287
CHANTON et al, 2007	13,8 - 35,4
MODRAK et al., 2007	13 – 52
GUEDES, 2007	547

Fonte: (ROSE, 2009).

Grande parte das emissões de metano em aterros sanitários deve-se a falta de um sistema de coleta de gás, principalmente em aterros antigos e lixões (AIT-BENICHOU et al., 2009). O biogás gerado em aterros sanitários é composto por 50 a 60% de CH<sub>4</sub>, que pode atravessar a barreira de cobertura e escapar para a atmosfera, mesmo em aterros dotados de sistema de captação de biogás. Os sistemas mais eficientes são capazes de captar 75% do biogás gerado em um aterro sanitário; entretanto, na maioria dos casos a eficiência está entre 40 e 60% (BARLAZ et al., 2004). Ait-Benichou et al. (2009) e Spokas et al., 2006 ressaltam que sempre haverá uma certa quantidade de emissões

fugitivas, mesmo em aterros novos a captação de gás não é 100% eficaz. Portanto, qualquer tecnologia ou abordagem que possa auxiliar a reduzir as emissões atmosféricas de  $\text{CH}_4$  provenientes de aterros pode contribuir com a redução dos efeitos negativos causados pelo  $\text{CH}_4$ . Scheutz et al, (2009) afirmam que muitos fatores interferem no balanço de massa do metano presente no aterro enfatizando a importância de conhecê-los. O balanço de massa do metano em aterros pode ser representado segundo Bogner e Spokas (1993) pela seguinte equação:

$$\text{Produção de } \text{CH}_4 = \text{CH}_4 \text{ capturado} + \text{CH}_4 \text{ emitido} + \text{migração lateral de } \text{CH}_4 + \text{Oxidação de } \text{CH}_4 + \Delta \text{CH}_4 \text{ armazenado no aterro}$$

A Figura 5 mostra resumidamente sistema de balanço de massa de metano presente em aterros sanitários.

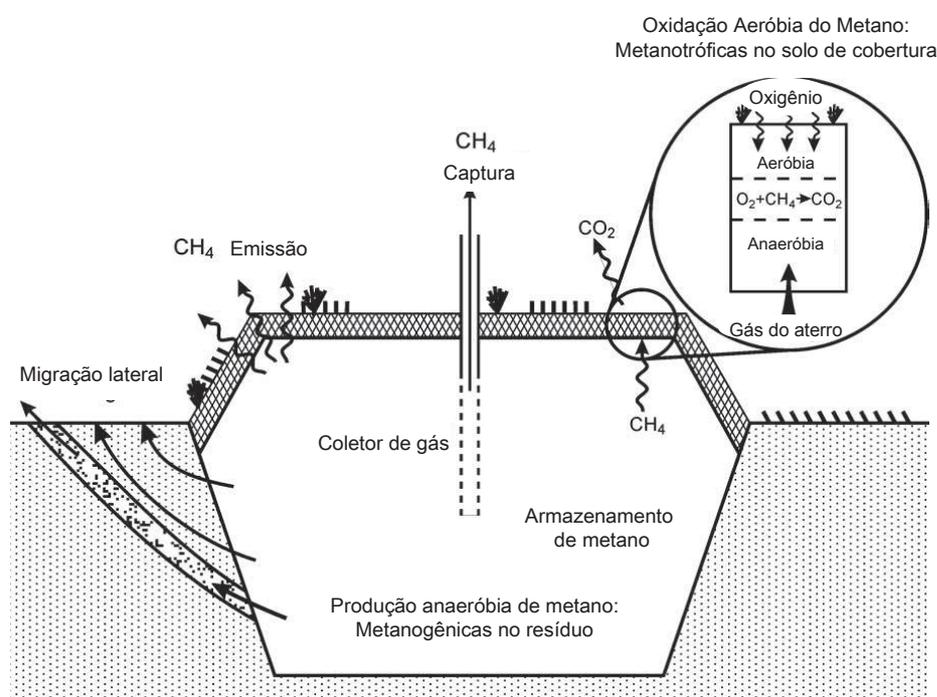


Figura 5. Balanço de massa de metano em aterro sanitário.

Fonte: SCHEUTZ et al., 2009.

Para Jugnia al. (2008); Machado et al., (2009) e Schuetz et al., (2003) o sistema de coleta de gás em aterros vem demonstrando uma sensível redução

nos impactos ambientais, embora Ait-Benichou et al., 2009 considerem que a instalação de um sistema de coleta de gás em aterros sanitários de pequeno porte ou antigo não sejam economicamente viáveis. Maciel (2003) relaciona diversos fatores relacionados à emissão de biogás pelo aterro. Alguns deles são analisados na Tabela 2.

Tabela 2. Fatores que interferem na movimentação do biogás dentro do aterro.

<b>Fatores</b>	<b>Implicações</b>
<b>Composição dos resíduos</b>	Resíduos com alta presença de materiais plásticos poderão facilitar a percolação horizontal dos gases, por outro lado reduzirão a permeabilidade intrínseca da massa de resíduos.
<b>Taxa de geração de biogás</b>	Quanto maior a taxa de geração, maior será a pressão interna dos gases e conseqüentemente, mais rápida a migração interna.
<b>Permeabilidade dos resíduos</b>	Permeabilidade intrínseca horizontal e vertical dos resíduos governará o sentido da percolação.
<b>Temperatura interna e externa</b>	Fluxo de calor por gradientes de temperatura facilitam o transporte de gás no meio.
<b>Saturação e umidade do resíduo</b>	Elevação no grau de saturação e a umidade dos resíduos dificultam a percolação do biogás.
<b>Pressão atmosférica</b>	Variações na pressão atmosférica ocasionam mudanças no sentido do fluxo, inclusive com inversões (entrada de ar na massa de resíduos).
<b>Sistema de cobertura e drenagem</b>	Presença de drenos de gás verticais e sistemas de cobertura com geomembranas irão facilitar a migração horizontal do biogás.
<b>Operação de aterramento</b>	Grau de compactação dos resíduos afeta a densidade e porosidade da massa, e, conseqüentemente os parâmetros de permeabilidade.
<b>Mineralogia</b>	Possíveis reações físico-químicas dos minerais do solo podem reter o biogás na cobertura.

Fonte: (MACIEL, 2003).

### 3.6 Oxidação biológica do gás metano

O processo de oxidação biológica do metano depende de diferentes fatores físico-químicos, que envolvem tanto características geotécnicas quanto microbiológicas da camada de cobertura (TEIXEIRA et al., 2009). Segundo Berger et al. (2005) a oxidação microbiana de metano em aterros sanitários contribui para diminuir as emissões deste gás na atmosfera. O uso adequado de técnicas voltadas aos domínios da Geotecnia Ambiental e Biotecnologia pode otimizar o processo de oxidação do metano (AIT-BENICHOU et al., 2009).

Segundo Rose (2009) o metano é eliminado no solo pela oxidação biológica que ocorre na zona aeróbia dos solos, não submersos, pela ação das bactérias metanotróficas. Entretanto, há uma série de fatores limitantes que podem interferir na oxidação do metano, entre eles: redução nos níveis de  $O_2$ , temperatura, pH, teor de umidade e porosidade. Além destes, para Hanson & Hanson (1996) e Scheutz e Kjeldsen (2009) altas concentrações de amônia e fertilizantes à base de amônia inibem fortemente a oxidação do  $CH_4$ , pois, a principal enzima do processo de oxidação (metano monooxigenase - MMO) apresenta uma baixa especificidade para substratos, apresentando uma oxidação casual de um grande número de compostos. Além disso, os autores ressaltam que pouco se sabe sobre os fatores limitantes como a produção de substâncias exopoliméricas, a presença de ácido cítrico,  $NH_4^+$ ,  $Cu^{2+}$ ,  $C_2H_2$  ou  $C_2H_4$ , o teor de umidade, compactação do solo, presença de vegetação e espessura da camada.

Mariano (2008) destaca outros fatores que influenciam na retenção de gases na cobertura do aterro como grau de compactação, pressão de contato entre solo e resíduos, grau de saturação de campo. A autora considera a espessura da camada de cobertura como um fator secundário comparado aos demais apresentados. Além disso, destaca que a combinação de vários fatores refletirá no comportamento do solo de cobertura. A Tabela 3 demonstra os principais parâmetros que interferem na oxidação do metano na cobertura de aterros.

Tabela 3. Parâmetros ideais e de tolerância para ocorrência de oxidação do metano.

Parâmetros	Ideal	Tolerância	Observações
<b>Temperatura</b>	25 °C – 35 °C	10 °C – 40 °C	Processo exotérmico.
<b>pH</b>	5 – 8,5 5,8 – 7,5 (crescimento)	4 – 9	Muito tolerante.
<b>Umidade</b>	40 – 80% da capacidade de campo	< 80% da capacidade de campo	Limite superior definido pela interação entre o volume de poros preenchidos por ar e água.
<b>Metano</b>	100 – 10.000 ppm	> 2ppm	Relativamente flexível em uma variedade de concentrações.
<b>Oxigênio</b>	Razão estequiométrica $\text{CH}_4 : \text{O}_2 = 1:2$		Microrganismos sobrevivem a partir de 2% de $\text{O}_2$ no ar.
	Grande porosidade e capacidade de campo com bom aporte de nutrientes		Se possível porosidade elevada e grande capacidade de campo.
<b>Inibidores</b>	Amônia: <350 ppm (base seca) Nitrito: abaixo do limite de detecção* Cobre: <720 ppm Sais: < 2%		
<b>Nutrientes</b>	Aporte de nutrientes Suficiente COT: > 8% (base seca)		Altas concentrações especialmente de nitrogênio e fósforo

\* Valor não informado

Fonte: (ROSE, 2009).

### 3.6.1 Bactérias Metanotróficas

Segundo Hanson & Hanson (1996) e Scheutz et al. (2009) as bactérias metanotróficas são classificadas como os únicos microrganismos com a capacidade de utilizar metano como uma fonte de carbono e energia. Outra característica destas bactérias é sua condição estritamente aeróbia.

Geralmente se apresentam na forma gram negativa e utilizam uma variedade de compostos, incluindo o metano, metanol, aminas, halometanos e compostos metilados contendo enxofre.

Scheutz et al. (2009) relatam que a primeira bactéria capaz de oxidar o  $\text{CH}_4$  foi descrita e isolada por Söhngen em 1906. Esta foi identificada como *Bacillus methanicus*. Whittenbury et al., (1970) apud Rhavena (2007) estabeleceram a atual base de classificação das metanotróficas com baseados na morfologia, tipos de fases estacionárias e estruturas presentes nas membranas interplasmáticas.

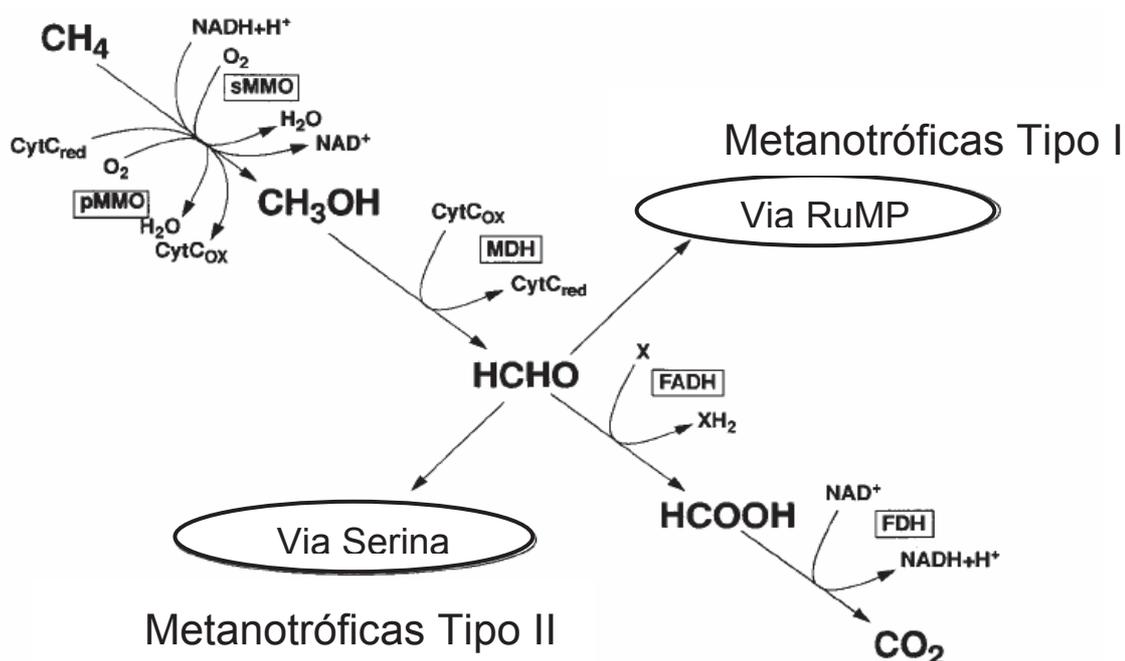
A partir da década de 90 novas técnicas foram adotadas para melhor identificação e uma classificação mais detalhada destes microrganismos foi desenvolvida. Bowman et. al. (1995) apud Rhavena (2007) adotaram em suas metodologias a taxonomia numérica, DNA hibridização e fosfolipídeos de ácidos gráxos (PLFAs). Mais recentemente, a caracterização das bactérias metanotróficas está relacionada as técnicas mais avançadas e biologia molecular (Rhavena, 2007). A autora ressalta que estudos realizados com distintos tipos de solos permitiram identificar novos isolados, classificados conforme a análise comparativa do gene *pmoA* que codifica uma subunidade da enzima monooxigenase. Kinief et al. (2003) descreveram grupos como *Methylocaldum* spp., *Methylosinus* spp., *Methylocystis* spp., Alphaproteobacteria. Em outro estudo, desenvolvido por Dedysh et al. (1998) foram isoladas metanotróficas de quatro tipos de turfeiras, identificando-se a temperatura ótima destas entre 15 a 20 °C, e o pH entre 4,5 e 5,5. A identificação destas bactérias foi realizada por amplificação dos genes *mmoX* e *mmoY* por PCR, e os organismos encontrados foram relacionados com o grupo *Methylosinus-Methylocystis*.

A capacidade de oxidação biológica do metano pelas metanotróficas deve-se a atividade uma enzima em particular, a metano-monooxigenase, que ocorre de duas maneiras: uma ligada a membrana pMMO, presente na maioria das metanotróficas e a outra, a sMMO - uma enzima citoplasmática encontrada apenas em algumas espécies (HANSON & HANSON, 1996; WISE et al., 1999, RHAVENA, 2007). As bactérias metanotróficas podem ser divididas em dois grupos fisiológicos distintos: tipo I e tipo II. O tipo I e pertence à subdivisão  $\gamma$  - Proteobacteria e incluem os gêneros *Methylomonas*, *Methylocaldum*,

*Methylosphaera*, *Methylomicrobium* e *Methylobacter*, assimilam o formaldeído produzido na oxidação do metano (via metanol) utilizando a rota da monofosfato ribulose (RuMP). O tipo II pertence a subdivisão  $\alpha$ -Proteobacteria e inclui os gêneros *Methylocystis* e *Methylosinus*, além de utilizar a rota serina para a assimilação do formaldeído (HANSON & HANSON, 1996; TEIXEIRA et al., 2009).

O uso de enzimas monoxigenases (sMMO) para catalisar o metano a metanol ( $\text{CH}_3\text{OH}$ ) é outra característica definidora das metanotróficas (SCHEUTZ et al, 2009 ).

A Figura 6 mostra a rota completa para a oxidação biológica do  $\text{CH}_4$  pelas metanotróficas. Estão incluídos passos intermediários para a oxidação do  $\text{CH}_4$  para  $\text{CO}_2$ . O metanol seguido pela oxidação deste para formaldeído ( $\text{CHOH}$ ) e a subsequente oxidação de formaldeído para formato ( $\text{CHOOH}$ ) SCHEUTZ et al. (2009).



Abreviações: CytC - citocromo c; FADH - formaldeído desidrogenase; FDH - formato desidrogenase; RuMP - Ribose fosfatase; sMMO - metano oxigenase solúvel ; pMMO - metano oxigenase particulada (ligada a membrana)

Figura 6. Via da oxidação do metano e assimilação do formaldeído.  
Fonte: (HANSON & HANSON, 1996) e ROSE (2009)

Hanson & Hanson (1996); Rhavena (2007) relacionaram uma série de métodos nos estudos taxonômicos das metanotróficas; mas, ressaltaram a importância da separação dos dois tipos pela forma de assimilação do formaldeído, tendo considerado técnicas clássicas e moleculares. Rhavena (2007) relacionou os principais grupos metanotróficos identificados como tipos I e II conforme mostram as Tabelas 4 e 5.

Tabela 4. Características que diferenciam gêneros da família Methylococcaceae<sup>a</sup>

Característica	Methylomonas	Methylobacter	Methylococcus	Methylomicrobium	Methylocaldum	Methylosphaera	Methylolobius
<b>Morfologia</b>	Bacilos	Cocos, elíptica, bacilos espessos	Cocos e elíptica	Bacilos	Bacilos/pleomorfismo	Cocos	Cocos
<b>Motilidade</b>	+	Variável	Variável	Variável	+	-	+
<b>Formação de cistos</b>	+	+	+	-	+	-	-
<b>Fixação de N<sub>2</sub></b>	-	-	+	-	-	+	-
<b>Crescimento acima de 45 °C</b>	-	-	+	-	+	-	-
<b>Mol % G+C</b>	51-59	49-60	59-66	50-60	56-57	43-46	58-70
<b>Via RuMP</b>	+	+	+	+	+	+	+
<b>Via Serina</b>	_*	-	_**	-	+	-	-
<b>sMMO</b>	-	-	_***	-	-	+	-
<b>Espécies</b>	<i>M. aurantiaca</i> , <i>M. fodinarum</i> , <i>M. methanica</i> , <i>M. pelágica</i> , <i>M. scandinavica</i>	<i>M. agilis</i> , <i>M. albus</i> , <i>M. luteus</i> , <i>M. marinus</i> , <i>M. pelagicus</i> , <i>M. psychrophilus</i> , <i>M. whittenb</i>	<i>M. bovis</i> , <i>M. capsulatus</i> , <i>M. chroococcus</i> , <i>M. luteus</i> , <i>M. mobilis</i> , <i>M. thermophilus</i> , <i>M. vinelandii</i> , <i>M. whittenburyi</i>	<i>M. álbum</i> , <i>M. agile</i> , <i>M. buryatense</i> , <i>M. pelagicum</i>	<i>M. gracile</i> , <i>M. szegediense</i> , <i>M. tepidum</i>	<i>M. hansonii</i>	<i>M. crimeensis</i>

<sup>a</sup>Todos são gram-negativos, aeróbios estritos, apresentam ciclo incompleto do ácido tricarbóxico, ausência de  $\alpha$ -ketoglutarate desidrogenase pMMO na presença de cobre e pertencem a subdivisão  $\gamma$ -Proteobacteria. \**Methylomonas gracilis* (apresenta via serina para a assimilação de formaldeído). \*\**Methylococcus capsulatus*, *Methylococcus thermophilus* (possuem enzimas para via serina). \*\*\* *Methylococcus capsulatus* possui sMMO. \*\*\*\* *Methylococcus capsulatus* possui sMMO.  
Fonte: Rhavena, 2007.

Tabela 5. Características que diferenciam gêneros da família Methylocystaceae<sup>b</sup>

Característica	Methylosinus	Methylocystis	Methylocapsa	Methylocella
<b>Morfologia</b>	Vibrios e periformes	Cocos, cocobacilos, bacilos curvos e elípticos	Cocos/curvos	Bacilos curvos e recurvados
<b>Formação de cistos</b>	-	+	+	+
<b>sMMO</b>	+	+	-	+
<b>Formação de esporo</b>	+	-	+	+
<b>Mol % G+C</b>	62-67	62-67	63,1	61-63
<b>Lise em 2% SDS</b>	+	-	+	+
<b>Espécies</b>	<i>M.sporium</i> , <i>M.trichosporium</i>	<i>M.echinooides*</i> , <i>M.parvus</i> , <i>M.mimimus</i> , <i>M. methanolius</i> , <i>M. rosea*</i>	<i>M.acidiphila</i>	<i>M. palustris**</i> , <i>M. tundrae</i>

<sup>b</sup>Todos os membros deste grupo são gram-negativos, aeróbios estritos usam via serina para a assimilação do formaldeído, não crescem em temperatura superior a 45°C, fixam nitrogênio, ciclo completo de ácido tricarboxílico e ausência da enzima do ciclo de Calvin-Benson; pertencem a subdivisão  $\alpha$ -Proteobacteria. \*\**Methylocella palustris*, não apresenta a enzima pMMO. \**Methylocystis echinoides* e *Methylocystis rosea*, não formam cistos. Fonte: Rhavena, 2007.

### 3.7 Camadas de cobertura final

Tradicionalmente, os sistemas de cobertura têm sido utilizados para formarem barreiras de contenção, onde a geração de lixiviado é minimizada, geralmente por uma camada de argila compactada, com uma baixa condutividade hidráulica saturada, aproximadamente  $10^{-9}$  cm/s (ZORNBERG et al. (2003). Mariano (2008) destaca que no Brasil não há uma padronização quanto ao tipo de solo a ser utilizado na cobertura de aterros, características geotécnicas, espessura e manutenção ao longo do tempo. A NBR13896/97 estabelece que seja adotado, independente do tipo de cobertura utilizada, um parâmetro mínimo de impermeabilização da camada de cobertura na ordem de  $10^{-8}$  m/s.

Segundo Maciel (2003) o sistema de cobertura caracteriza-se como um elo entre o ambiente interno do aterro e a atmosfera. Devido a este fato, é considerado como o principal parâmetro para controle de poluição do ar. Santos (2009) divide os sistemas de cobertura em convencional monolítico, barreira capilar simples, barreira capilar dupla e evapotranspirativos. Destes, os três últimos sistemas são denominados de coberturas alternativas.

As camadas convencionais de cobertura são aquelas confeccionadas com solo natural argiloso ou intercaladas com solo natural argiloso e geossintéticos com vistas à impermeabilização de topo das células de resíduos sólidos. Já as camadas alternativas, são aquelas compostas por solos ou misturas de solos com outros materiais que não são geossintéticos. Geralmente, a maior parte dos aterros sanitários utiliza uma camada homogênea de argila compactada (MACIEL, 2003).

Muitas vezes, o sistema de cobertura convencional de argila é adotado por apresentar um baixo custo inicial de construção, porém, alguns estudos apontam desvantagens no emprego deste método (USEPA, 2003). Segundo Mariano (2008) o sistema é suscetível a falhas causadas pelas variações entre períodos de seca e chuva que promovem o surgimento de fissuras e, conseqüentemente, aumentam a percolação de água e fuga de gases.

Conforme a Agência Ambiental Norte-Americana a elaboração de um projeto de cobertura final é específico para cada local e suas particularidades irão depender do propósito pretendido com o encerramento do aterro (USEPA, 2003). Os componentes que constituem as camadas podem variar de uma camada única a um sistema multi-camadas. Segundo Hauser et al., (2001) o sistema convencional de cobertura geralmente incluem cinco camadas acima da massa de resíduos conforme esquema apresentado na Figura 7.

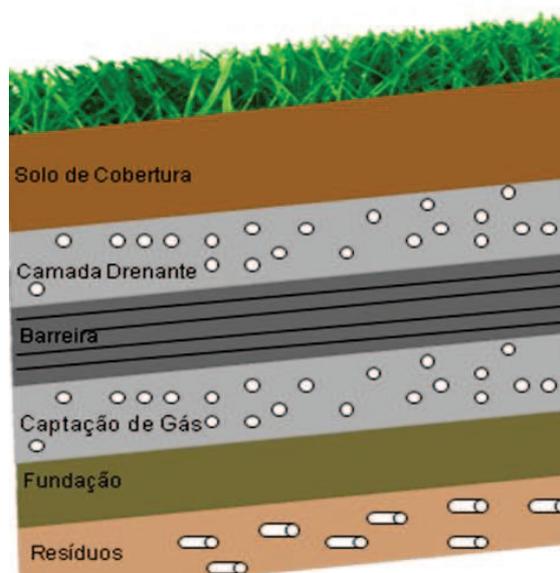


Figura 7. Esquema de cobertura convencional.  
Fonte: Hauser et al., (2001).

No sistema apresentado na Figura 6, a camada superior é constituída pela cobertura de solo que apresenta, normalmente, 0,60 m de espessura, e tem a função de comportar uma cobertura de gramíneas para controle de erosão. A segunda camada consiste na drenagem, projetada para remover rapidamente a água de chuva que cair no local. A terceira camada, com função de barreira, visa reduzir a permeabilidade de água que percola pelas primeiras camadas. Além disso, ela caracteriza-se como definidora de um sistema convencional de cobertura do aterro. A quarta camada é projetada para remover os gases gerados no aterro, que se acumulam sob a camada de barreira. A quinta camada, inferior, tem como função separar os resíduos das demais camadas de cobertura (HAUSER et al. 2001).

Segundo Jucá et al. (2009) o uso desse sistema, multicamadas, muitas vezes é inviável ou não necessária, dependendo basicamente das condições climáticas e do balanço hídrico do local de implantação do aterro. A Tabela 6 apresenta as principais características e composições de cada uma das camadas anteriormente descritas, segundo GILL et al., (1999).

Tabela 6. Componentes de um sistema convencional de cobertura de aterros.

Camada	Função Primária	Composição Típica
<b>Solo de Cobertura</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Controle e prevenção de erosão causada pelo vento;</li> <li>Suporte para vegetação;</li> <li>Armazenar água;</li> <li>Proteção contra ciclos de congelamento e descongelamento.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Solo;</li> <li>Brita ou seixos.</li> </ul>
<b>Dreno</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Remoção rápida de água da chuva;</li> <li>Proteção da barreira dos danos causados; pelo congelamento e descongelamento;</li> <li>Manter a estabilidade.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Areia e/ou brita;</li> <li>Geogrelhas;</li> <li>Geocompostos.</li> </ul>
<b>Barreira</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Impedir o fluxo de água;</li> <li>Controle do fluxo de gás.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Argila compactada;</li> <li>Geomembranas;</li> <li>Geocomposto argiloso;</li> <li>Geocompostos.</li> </ul>
<b>Dreno de Gás</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Direcionar o gás até os pontos de coleta.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Areia e/ou brita.</li> <li>Geossintéticos.</li> </ul>
<b>Fundação</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Separar a cobertura do resíduo;</li> <li>Proporcionar a correta construção de taludes.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Solo;</li> <li>Geofiltros.</li> </ul>

Fonte: (GILL et al., 1999).

De acordo com Rose (2009) mesmo ocorrendo muitas variações quanto ao uso dos componentes mostrados na Tabela 4, alguns destes podem ser encontrados em praticamente todos os sistemas de cobertura existentes.

Segundo Mariano (2008) a escolha por camadas de cobertura alternativas ao invés das camadas convencionais ocorrem, entre outros, devido às particularidades locais, como clima, disponibilidade de solos naturais argilosos e custo. A adoção de camadas de cobertura alternativas mostra-se viável, porém, ainda são pouco utilizadas em larga escala no Brasil. Na seqüência, apresentam-se os sistemas de cobertura final empregados em aterros sanitários.

### a) Cobertura Convencional

Segundo Santos (2009) o sistema de cobertura convencional é o mais frequentemente utilizado, principalmente, devido à simplicidade de sua execução e monitoramento. O sistema consiste na compactação de uma camada de solo argiloso, com baixa permeabilidade, um valor menor ou igual a  $10^{-9}$  cm/s, diretamente sobre a massa de resíduos. Segundo Jucá et al. (2009) a camada compactada tem como objetivo evitar a penetração excessiva de água de chuva. Em determinadas condições climáticas, como em regiões com variações de temperatura, pode ocorrer o surgimento de fissuras e trincas na camada de cobertura.

A Figura 8 mostra um esquema deste sistema de cobertura.



Figura 8. Esquema do sistema de cobertura convencional.  
Fonte: Santos, 2009.

De acordo com Rose (2009) o uso da argila compactada vem sendo substituído pelo GCL (geocomposto argiloso), que consiste de uma camada de bentonita prensada entre duas camadas de geotêxtil. Esse sistema apresenta maior resistência aos efeitos do ressecamento e, conseqüentemente, reduz a entrada de líquidos para o interior do aterro.

### b) Barreira Capilar Simples

A barreira capilar é um sistema constituído por dois materiais bem definidos, um com granulometria mais fina chamada de “**camada capilar**” e um com granulometria mais grossa chamada “**bloco capilar**”. A retenção capilar em materiais granulares é bastante similar à ascensão e retenção de água em tubos capilares. Apesar de existirem diferenças entre os dois casos é possível entender o princípio de funcionamento de uma barreira capilar comparando-a com um sistema de tubos capilares interconectados (WEIß &

WITZSCHE, 2005 *apud* IZZO, 2008). Assim, o sistema de barreira capilar simples consiste em uma camada de solo de granulometria fina, como a argila ou o silte, colocada sobre uma camada de material de granulometria grossa, por exemplo, a areia ou o cascalho (ROSE, 2009).

As barreiras capilares também podem eliminar a necessidade de uma camada de solo para impedir o crescimento das raízes e/ou a camada de coleta de gases, já que, a camada de solo mais grossa pode atuar como uma barreira resistente a penetração de raízes de plantas e a animais, devido ao tamanho das partículas e a baixa umidade. Essa camada também pode atuar como coletora de gases, porque as propriedades do solo e a localização dentro do sistema são comparáveis a típica camada coletora de gases nos sistemas de cobertura convencional (DWYER, 2003; MARIANO 2008).

O funcionamento da barreira capilar é garantido desde que os materiais que fazem parte da sua composição estejam na condição não saturada. Se ocorrer uma situação de saturação, poderá haver infiltração de água na massa de resíduos. Na condição não saturada, a camada de material fino tende a reter a água em seu interior devido ao efeito de sucção. A camada granular, por sua vez, apresenta baixa permeabilidade na condição não saturada devido à presença de ar nos poros do material granular que reduz a interligação dos vazios preenchidos por água. Dessa forma, a água fica impedida de percolar da camada argilosa para a arenosa, em direção ao resíduo. No entanto, na parte superior da camada argilosa, pode haver perda de água por evaporação; esse efeito pode ser eliminado por meio do uso da barreira capilar dupla (JUCÁ et al. (2009). A Figura 9 mostra um esquema deste sistema de cobertura.



Figura 9. Esquema do sistema de uma barreira capilar simples.

Fonte: Santos, 2009.

### c) Barreira Capilar Dupla

Nesse tipo de barreira, a camada de material granular superior exerce duas funções importantes: na época de seca, ela impede que a água armazenada na camada de material fino migre por capilaridade para a camada de material granular e, em época de chuva, funciona como um dreno, conduzindo lateralmente a água que infiltra na cobertura e prevenindo a saturação da camada de material fino. Isso é muito importante para a maioria dos climas das regiões brasileiras, que apresentam períodos de seca no inverno e elevadas precipitações no verão (JUCÁ et al. (2009). A Figura 10 ilustra um modelo de barreira capilar simples.



Figura 10. Esquema do sistema de uma barreira capilar dupla.

Fonte: Santos, 2009

#### **d) Camadas Evapotranspirativas**

As camadas evapotranspirativas (ET) caracterizam-se pela sua capacidade de armazenamento de água nos solos de granulometria mais finas e pelo potencial da remoção de água através da vegetação (ZORNBERG & McCARTNEY, 2006). Este sistema de cobertura não age como uma barreira, ele atua como um reservatório que armazena a água nos períodos de maior precipitação liberando-a para a atmosfera por evapotranspiração (ZORNBERG et al., 2003). Segundo Mariano (2008), além do sistema apresentar baixos custos com manutenção apresenta, ainda, a capacidade de minimizar a instabilidade dos taludes pela ação das raízes da vegetação. Conforme Dwyer (2003) e Rose (2009) as coberturas ET apresentam as seguintes características na sua construção:

- Utilização de solos com granulométrica fina, tais como os siltes e as argilas siltosas, que possuam grande capacidade de armazenamento de água;
- Utilização de vegetação local, favorecendo a evapotranspiração;
- Utilização de solo natural para redução de custos de facilitação construtiva.
- A implantação de um sistema de cobertura evapotranspirativo ocorre em duas etapas básicas, segundo Zornberg & McCartney (2006) e Mariano (2008):
  - Seleção de um solo que tenha suficiente capacidade armazenar a água sem que ocorra a percolação da mesma pela base da camada;
  - Seleção de um tipo de vegetação que removerá eficientemente a água armazenada do perfil durante a sua fase de crescimento.

Estes sistemas de cobertura são geralmente executados com solos de baixa condutividade hidráulica para minimizar a percolação. Os projetos dos sistemas ET são baseados no balanço hídrico do local, o qual inclui capacidade de armazenamento de água no solo, capacidade de campo, precipitação, escoamento superficial, evapotranspiração e infiltração (MARIANO, 2008). Segundo Rose (2009) as ET são geralmente empregadas em áreas de clima

árido ou semi-árido, uma vez que as condições climáticas do local, tais como distribuição e forma de precipitação podem reduzir a eficiência desta cobertura.

Segundo USEPA (2003), Mariano (2008) e Rose (2009) as camadas evapotranspirativas podem ser representadas de duas maneiras:

- Camadas Monolíticas: utiliza-se uma vegetação, uma camada de solo para reter água até ambas transpirem através da vegetação ou evapotranspiração na superfície do solo conforme Figura 11.



Figura 11 – Modelo de camada de cobertura evapotranspirativo monolítico.

Fonte: USEPA (2003).

- Barreiras Capilares: Consiste numa camada de solo (siltes ou argila siltosa), similar à camada monolítica e uma camada com areia ou pedregulho, conforme Figura 12.



Figura 12. Modelo de camada de cobertura evapotranspirativo capilar simples.

Fonte: USEPA (2003).

### 3.7.1 Camadas oxidativas

Segundo Jugnia et al. (2008) este tipo de cobertura, conhecida como barreira de oxidação passiva do metano (PMOB) pode ser uma alternativa para a redução de emissões de metano em aterros que não apresentam um sistema de coleta de gás ou a valorização energética não seja economicamente viável. A PMOB geralmente é constituída de uma mistura de material composto húmico, produto gerado pela decomposição da matéria orgânica biodegradável, substrato para as bactérias metanotróficas, e areia.

A oxidação do gás metano na camada de cobertura ocorre devido a presença de bactérias metanotróficas que consomem o metano na presença de oxigênio e produzem dióxido de carbono e água (MARIANO, 2008). As camadas de cobertura atuam como biofiltros do  $\text{CH}_4$ , produzido durante o processo de degradação da matéria orgânica, formando uma espécie de barreira biológica. As velocidades de oxidação do metano variam de acordo com o conteúdo de água presente no solo e a concentração de nutrientes, em especial, a concentração de amônia (MARIANO, 2008).

Segundo Berger et al. (2005) fatores relacionados as propriedades dos solos como teor de umidade, compactação, porosidade, teor de matéria orgânica, concentração do metano, fluxo de metano, concentração de oxigênio, espessura da camada e condições climáticas e a concentração de substâncias inibidoras podem influenciar o processo oxidativo do metano. Isso se deve tanto ao tempo de contato quanto às questões de biodisponibilidade e metabolismo celular (BERGER et al. 2005). Visvanathan et al. (1999) testou várias condições com diferentes tipos de cobertura para avaliar as taxas de oxidação do metano e a influencia destes fatores. Os resultados mostraram que quanto maior a umidade menor a capacidade de oxidação do gás metano. A oxidação de metano foi mais elevada com o teor de umidade em 20%. A temperatura foi adequada entre 32 °C e 36 °C, acima de 45 °C ocorreu a inibição do processo oxidativo.

Outro fator determinante para que ocorra a oxidação do metano é a espessura da camada oxidativa (MARIANO, 2008). A Tabela 7 apresenta a

relação de alguns trabalhos que investigaram as espessuras máximas em que foi observada a oxidação do metano pelas bactérias metanotróficas.

Tabela 7. Espessura máxima da camada oxidativa para a oxidação do metano.

Referência	Espessura máxima da camada oxidativa (m)
Czepiel et al. (1996)	0,05 a 0,10
Visvanathan et al. (1999)	0,15 a 0,40
Nozhevnikova et al. (1993)	0,40 a 0,60
Borjesson & Svensson (1997)	0,40 a 0,60
Kightley et al. (1995)	0,20 a 0,30
Barratt (1995)	0,15 a 0,60
Whalen et al. (1990)	0,20 a 0,30
Yoon et al. (2005)	0,20 a 0,30
Humer & Lechner (2001)	0,40 a 0,90

Fonte: MARIANO (2008).

Scheutz et al. (2009), descreveu em seu trabalho o potencial de oxidação mais elevado na camada superior da cobertura de aterros sanitários. Em profundidades inferiores a 60 cm a atividade das bactérias metanotróficas é limitada pelas baixas concentrações de O<sub>2</sub>. Entretanto, o autor afirma que em locais onde as emissões de CH<sub>4</sub> são reduzidas devido a instalação de um sistema de extração do gás, a zona oxidativa pode ocorrer em uma profundidade maior. A Figura 13 mostra que o potencial oxidativo é mais elevado na parte superior do perfil do solo onde CH<sub>4</sub> e os O<sub>2</sub> são encontrados em maior concentração.

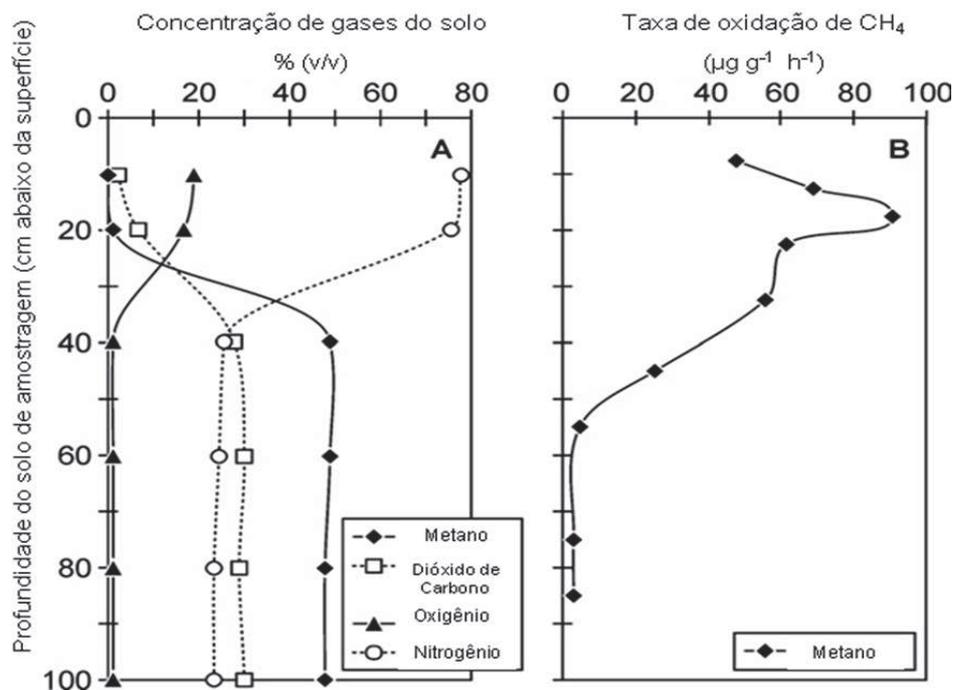


Figura 13. (A) Concentração dos gases medidos no aterro sanitário de Skellingsted. (B) Taxas máximas de oxidação de metano obtidas em experimentos de incubação em relação a profundidade da amostragem. Fonte: SCHEUTZ et al. (2009).

Huber-Humer (2004), Einola (2008) e Rose (2009) ressaltam que vários materiais já foram testados com sucesso neste tipo de sistema de cobertura, por exemplo, solo proveniente de compostagem e lodo de tratamento de águas e esgoto. Entretanto, Jugnia et al. (2008) afirmam que o uso de composto isoladamente, ou altos teores de material orgânico podem não constituir um substrato ideal. Isso porque o material pode sofrer uma significativa compactação ao longo do tempo tornando-se facilmente saturado, causando uma redução na difusão de  $\text{O}_2$ , o que dificultará a oxidação de  $\text{CH}_4$ . Jugnia et al. (2008) ressaltam a importância do desenvolvimento de novas tecnologias que visem utilizar a capacidade das bactérias metanotróficas em converter, de forma eficiente, o  $\text{CH}_4$  em  $\text{CO}_2$  a fim de reduzir as emissões de metano provenientes de aterros sanitários.

### 3.7.2 Métodos empregados para avaliações da microbiota metanotrófica

O uso de sistemas fechados, utilizando frascos selados com batoque de butila, para o cultivo de bactérias metanotróficas foram utilizados por outros autores (SPOKAS & BOGNER, 2010; RHAVENA, 2007; BEGONJA & HRSAK, 2001 e ROSLEU & KING, 1994). Existem outros sistemas empregados para o cultivo destes microrganismos, sendo uma dessas técnicas a que usa sistemas com entrada contínua da mistura de gases (VISVANATHAN et.al., 1999). Outra técnica utiliza tubos de ensaio incubados em jarras fechadas sob atmosfera definida (AIT-BENICHOU et al., 2009; TORVES, 2006; FORNÉS, 2003).

Rhavana (2007) ressalta que a necessidade de manter a atmosfera controlada, obrigatório no cultivo de anaeróbios, justifica a adoção deste método para o cultivo de bactérias metanotróficas. Desta forma, o uso de frascos vedados com batoques de butila e teflon, garantem maior segurança ao sistema quanto ao vazamento de gases.

O meio de cultura empregado utilizado para o crescimento de bactérias metanotróficas tem se mostrado adequado na literatura (AIT-BENICHOU et al., 2009, RHAVENA (2007), HEYER et al. (2002). Este meio é semelhante ao meio mineral empregado usualmente, tanto para o enriquecimento quanto para o cultivo de bactérias metanotróficas (RHAVENA, 2007). O meio baseado em Heyer (1984) apud Rhavana (2007) apresenta, como principal diferença, o elemento cobre. Segundo Kumaresan (2009), Rhavana (2007) e Begonja et al. (2001) elevadas concentrações de cobre, ou até mesmo a presença dele, podem inibir a expressão da enzima sMMO, responsável pela oxidação do gás metano. O contrário ocorre com a enzima pMMO, que se expressa de modo independente a presença de cobre, porém, sua atividade é significativamente reforçada pela presença deste íon (KUMARASAN, 2009). Rhavana (2007), Kallistova et al. (2005) e Newby et al. (2004) utilizaram a proporção de 10 % de gás metano e 90% de ar atmosférico. No trabalho de Benichou et al. (2009) o valor de metano adotado foi de 18%. Heyer et al. (2002) utilizaram 20 % de metano, já Bejonga & Hrsak (2001) e Hanson & Hanson (1996), Hoslev e King (1984) adotaram a proporção de 30 % de gás metano.

A frequência em que as trocas gasosas ( $\text{CH}_4$  e ar) ocorrem também apresenta grande variação na literatura. Bejonga & Hrsak (2001) realizaram a troca gasosa a cada dois dias, já Rhavena (2007) efetuou a retroalimentação de gases diariamente.

Roslev e King (1994) compararam o crescimento de bactérias metanotróficas com restrição de metano em condições aeróbias e anaeróbias. O estudo revelou que é possível bactérias metanotróficas sobreviverem com a restrição de fonte de carbono em ambientes anóxicos. Isso deve-se a capacidade desses organismos sobreviverem a partir do consumo de fontes de carbono endógenas.

O capítulo a seguir descreve os métodos empregados nesse estudo e posteriormente a área de pesquisa e os resultados obtidos são apresentados.

#### 4 METODOLOGIA

A metodologia do trabalho foi dividida em duas etapas: coleta de amostras de solo na cobertura do aterro sanitário de São Leopoldo e preparação das amostras para o desenvolvimento dos ensaios microbiológicos no Laboratório de Saneamento Ambiental da Unisinos. A Figura 14 mostra, resumidamente, os procedimentos referentes a metodologia executada nesta pesquisa.

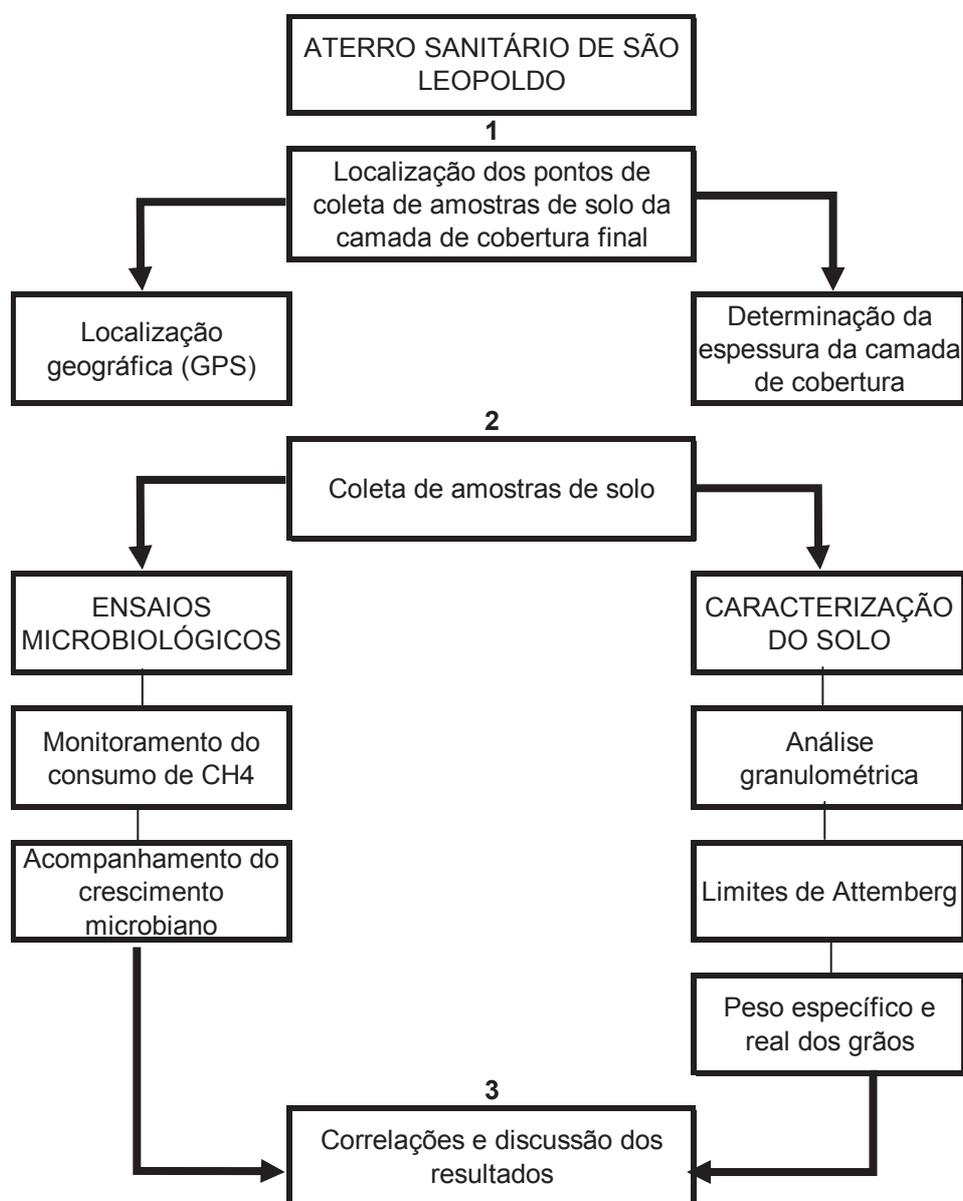


Figura 14 – Fluxograma representando as etapas desenvolvidas na metodologia da pesquisa.

#### **4.1 Localização dos pontos de coleta de amostras de solo da camada de cobertura final e coleta de amostras de solo**

As amostras de solo foram coletadas, em oito pontos distintos, na cobertura do aterro sanitário de São Leopoldo-RS, localizado na Estrada do Socorro, S/N Arroio da Manteiga. Os pontos de coleta foram escolhidos em função de espessura da camada de cobertura e tipo de material empregado no Aterro Sanitário. Cada ponto foi nominado como um ensaio, já que ao ser levada para o laboratório esta amostra de solo serviu para os estudos indicados na Figura 14. A cada ida ao aterro, dois pontos eram amostrados, conseqüentemente os ensaios dois a dois correram em paralelo, conforme descrições na seqüência.

Em cada ponto, com o auxílio de um trado manual e pá, o solo foi escavado até encontrar os resíduos dispostos no aterro. A espessura da camada de cobertura foi medida com trena com precisão de centímetros.

Cada amostra coletada, de um quilograma aproximadamente, foi gerada por amostragem composta de todo o perfil de solo retirado da camada de cobertura no ponto de amostragem. O material foi acondicionado em sacos plásticos para transporte imediato para o laboratório. A temperatura ambiente no momento da coleta foi também medida.

#### **4.2 Caracterização do solo**

As amostras de solo da cobertura do aterro foram ensaiadas no Laboratório de Mecânica dos Solos da Unisinos, sendo determinadas as seguintes características, mediante os métodos citados na Tabela 8. As amostras foram preparadas conforme rotinas descritas na NBR 6457/86.

Tabela 8. Caracterização dos solos empregados na camada de cobertura final do aterro sanitário estudado.

Parâmetro	Método
Análise Granulométrica	NBR – 7181/86
Peso específico e real dos grãos	NBR – 6508/8
Limite de liquidez (%)	NBR – 6459/84
Limite de plasticidade (%)	NBR – 7180/88
Limite de contração (%)	NBR – 7183/86

### 4.3 Ensaios microbiológicos

Essa etapa teve dois grandes objetivos: monitorar o consumo de CH<sub>4</sub> nas amostras coletadas na camada de cobertura do aterro sanitário e acompanhar o crescimento microbiano das bactérias lá presentes. Dessa forma foi possível verificar-se a presença de microrganismos potencialmente degradadores de metano encontrados nas amostras da camada de cobertura final do aterro sanitário estudado e ainda acompanhar e relacionar o consumo de metano desses organismos em condições dos ensaios realizados e a seguir descritos.

#### 4.3.1 Preparo, distribuição e estoque de meio de cultura e soluções

O protocolo adotado para o desenvolvimento de bactérias metanotróficas foi adaptado de Rhavena (2007), a qual empregou técnicas reconhecidas para a manipulação de anaeróbios adaptando essas rotinas para o acompanhamento de bactérias metanotróficas.

Foram utilizados frascos de antibiótico de 30 mL, fechados com batoque de borracha de butila e lacrados com selo de alumínio.

#### **a) Meio de cultura empregado**

O meio de cultura adotado foi descrito, primeiramente, por Heyer et al. (1984) apud Rhavena (2007), porém, neste trabalho utilizou-se a adaptação feita por Rhavena (2007). A maior parte das modificações devem-se aos cuidados na preparação das soluções e meio de cultura de forma a evitar a precipitação das mesmas após a autoclavação. Sendo assim, são cinco as principais etapas para elaboração do meio de cultivo:

a) Dissolver os elementos da solução A (Tabela 10) em 1000 mL de água deionizada; corrigir o pH para 6,8 com NaOH; esterilizar por filtração.

b) Dissolver os dois elementos da solução B (Tabela 10) em 200 mL de água deionizada; corrigir o pH para 6,8 com NaOH; autoclavar ( $T=120^{\circ}\text{C}$ , 1atm e 20min).

c) Para as soluções minerais com os elementos descritos na Tabela 9, foram preparados volumes conforme especificado na quantidade de cada solução. Os reagentes foram dissolvidos em água deionizada e o pH de cada uma foi corrigido para 6,8. As soluções foram preparadas individualmente. Após, foram esterilizadas por filtração ou autoclavação conforme a Tabela 9.

d) O meio de cultura foi composto por: 750 mL da solução A, 150 mL da solução B e 1mL de cada solução preparadas como descritas no item (c). O volume final foi corrigido a 1000 mL com água deionizada estéril, em balão volumétrico previamente esterilizado.

e) Após a homogeneização do meio de cultura, o mesmo foi distribuído em frascos de antibiótico de 30 mL previamente esterilizados.

Tabela 9. Composição das soluções que compõe o meio de cultura utilizado.

<b>Componente</b>	<b>Esterilização</b>	<b>Quantidade e Concentração (para preparo de 1000 mL de meio de cultura)</b>
<b>Solução A</b>	Filtração	750 mL
<b>Solução B</b>	Autoclavação	150mL
<b>Solução de CuSO<sub>4</sub>.5H<sub>2</sub>O</b>	Autoclavação	1 mL (0,055g/250mL)
<b>Solução de MnSO<sub>4</sub>.H<sub>2</sub>O</b>	Filtração	1 mL (0,037g/250mL)
<b>Solução de NaMoO<sub>4</sub>.2H<sub>2</sub>O</b>	Filtração	1 mL (0,03g/500mL)
<b>Solução de H<sub>3</sub>BO<sub>3</sub></b>	Autoclavação	1 mL (0, 05g/500mL)
<b>Solução de CoCl<sub>2</sub>.6H<sub>2</sub>O</b>	Autoclavação	1 mL (0,04g/500mL)
<b>Solução de CaCl<sub>2</sub>.6H<sub>2</sub>O</b>	Autoclavação	1 mL (2g/200mL)
<b>Solução de FeSO<sub>4</sub>.7H<sub>2</sub>O</b>	Filtração	1 mL (1g/200mL)
<b>Solução de ZnSO<sub>4</sub>.7H<sub>2</sub>O</b>	Filtração	1 mL (0,022/500mL)

Tabela 10. Composição das soluções A e B para o Meio de Cultivo Mineral.

Solução A	Quantidade	Solução B	Quantidade
<b>MgSO<sub>4</sub>. 7H<sub>2</sub>O</b>	0,132 g	<b>Na<sub>2</sub>HPO<sub>4</sub>. 7H<sub>2</sub>O</b>	1,44 g
<b>NH<sub>4</sub>Cl</b>	6,666 g	<b>KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub></b>	0,400 g
<b>Água Deionizada</b>	1000 mL	<b>Água Deionizada</b>	200 mL

#### **b) Procedimentos para estoque e preservação de meio de cultura e soluções**

Após ter sido preparado o meio de cultura foi acondicionado em um frasco Erlenmeyer de 1L, esterilizado. O frasco foi mantido sob refrigeração, temperatura média de 4 °C, até o momento de inoculação das amostras.

##### 4.3.2 Procedimentos controle – frascos brancos

Para todos os ensaios foram preparados sempre dois brancos – Branco A somente com meio de cultura (10mL) e Branco B com meio de cultura (10mL) e adição de 10% de metano na atmosfera do frasco (os demais 90% eram ar atmosférico). Os frascos foram fechados com batoque de borracha de butila e lacrados com selo de alumínio.

##### 4.3.3 Inoculação - tempo inicial (t=0) para os ensaios realizados

Além dos frascos de controle, foram preparados para cada ponto de amostragem mais 6 frascos com 1g de solo da amostra composta da camada de cobertura, meio de cultura (10mL) e adição de 10% de metano na atmosfera do frasco e 90% ar atmosférico (Figura 15). Um desses frascos serviu de frasco-mãe para as diluições seriadas ( $10^0$ ). Os frascos foram fechados com batoque de borracha de butila e lacrados com selo de alumínio.

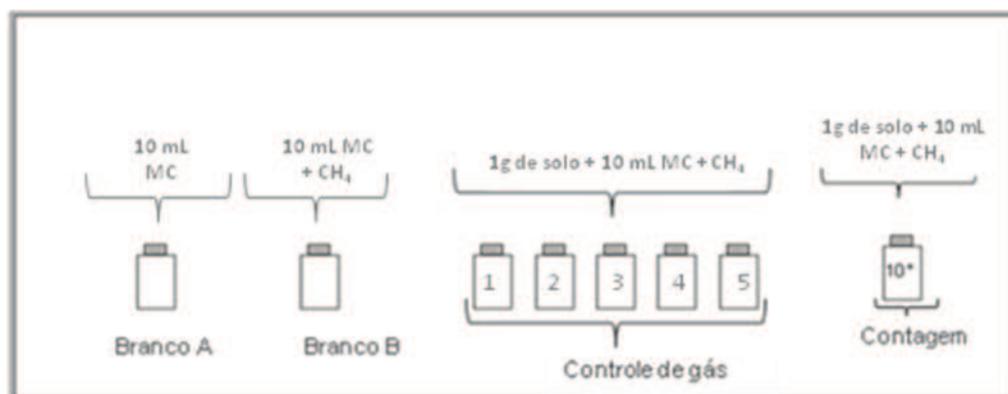


Figura 15. Frascos controle e inoculações iniciais dos ensaios.

#### 4.3.4 Descrição dos ensaios realizados

Cada ensaio realizado teve especificidades que serão a seguir descritas, de forma a permitir posterior discussão dos resultados.

- Ensaios P1 e P2:

Após a inoculação, realizada em 24 de setembro ( $t=0$ ), os cinco frascos controle de cada amostra e os brancos foram mantidos sobre refrigeração no IPH/UFRGS (Instituto de Pesquisas Hidráulicas da Universidade Federal do Rio Grande do Sul) para ser realizada a análise cromatográfica (no tempo “zero” dos ensaios) que ocorreu em 30 de setembro. Após, os frascos foram mantidos em estufa na Unisinos nas mesmas condições que os frascos das diluições.

Os frascos das diluições decimais foram mantidos em estufa na temperatura de  $30^{\circ}\text{C}$  durante 20 dias na Unisinos (14/outubro). Não foi realizada a agitação controlada dos frascos (aproximadamente 20s no agitador de tubos). Foram feitas realimentações de gás metano (cilindro fornecido pela empresa White Martins Ltda com 99,5% de pureza), utilizando-se seringas estéreis de 3 mL e 5 mL, duas vezes por semana. As observações da turvação do meio foram realizadas antes de cada realimentação de gás metano, quando também foram retiradas amostras para observação microscópica. Com o término do período de incubação as amostras foram mantidas sobre refrigeração até o dia 05 de novembro ( $t=42$  dias). A partir desta data, foi selecionado o primeiro frasco de cada triplicata da diluição decimal,

identificados como, P1-10<sup>0</sup>, P1-10<sup>-3</sup>, P1-10<sup>-5</sup>, P1-10<sup>-8</sup> e P2-10<sup>0</sup>, P2-10<sup>-3</sup>, P2-10<sup>-5</sup>, P2-10<sup>-8</sup> (frascos identificados com a letra A na Figura 15 a seguir) os quais foram recolocados na estufa e foi retomado o processo de troca gasosa. A partir desta etapa passou-se a utilizar apenas seringas de 3 mL e 10 mL para garantir maior equivalência de gás entre os frascos. As injeções de metano foram mantidas em 10% no volume do *headspace* dos frascos com o acréscimo de 12,6 mL, 90 % no volume do *headspace* dos frascos, de ar atmosférico até o dia 23/dezembro (t=90 dias), coincidindo com o final do período de incubação dos pontos P5 e P6.

Foi realizada nova leitura cromatográfica destes frascos no dia 16 de novembro (t =53 dias) e 03 de dezembro (t=70 dias).

- Ensaio P3 e P4

Após a inoculação, realizada em 22 de outubro (t=0), os cinco frascos controle de cada amostra, os brancos e os frascos P3-10<sup>0</sup>, P3-10<sup>-3</sup>, P3-10<sup>-5</sup>, P3-10<sup>-8</sup> e P4-10<sup>0</sup>, P4-10<sup>-3</sup>, P4-10<sup>-5</sup>, P4-10<sup>-8</sup> (Figura 15) foram mantidos sobre refrigeração para ser realizada a análise cromatográfica no IPH, que ocorreu em 27 de outubro (t=5 (dias) dias). Após a leitura cromatográfica os frascos foram mantidos em estufa na Unisinos nas mesmas condições que os demais.

Os frascos das diluições decimais foram mantidos em estufa na temperatura de 30°C durante 20 dias na Unisinos (21/novembro). Não foi realizada a agitação controlada dos frascos. Foram feitas realimentações de gás metano, utilizando-se seringas estéreis de 3mL e 5mL, duas vezes por semana. As observações do crescimento celular foram realizadas antes de cada realimentação de gás metano, quando também foram retiradas amostras para observação microscópica. Com o término do período de incubação as amostras foram mantidas sobre refrigeração, excetuando-se os cinco frascos controle de cada amostra, os brancos e os frascos P3-10<sup>0</sup>, P3-10<sup>-3</sup>, P3-10<sup>-5</sup>, P3-10<sup>-8</sup> e P4-10<sup>0</sup>, P4-10<sup>-3</sup>, P4-10<sup>-5</sup>, P4-10<sup>-8</sup> (frascos identificados com a letra A na Figura 15 a seguir). Estes foram mantidos na estufa e o processo de troca gasosa foi continuado. A partir desta etapa passou-se a utilizar apenas

seringas de 3 mL e 10 mL para garantir maior equivalência de gás entre os frascos. As injeções de gás metano foram mantidas em 10% no volume do *headspace* dos frascos com o acréscimo de 12,6 mL, 90 % no volume do *headspace*, de ar atmosférico até o dia 23/dezembro (t=62 dias), coincidindo com o final do período de incubação dos pontos P5 e P6.

Nesta etapa, após a troca gasosa os frascos passaram a ter agitação controlada. Para esse procedimento foi fixado entre a seringa e a agulha um sistema Acrodisc - Millipore® (também esterilizado) que consiste em membrana de 0,22  $\mu\text{m}$  de porosidade, o qual retém possíveis microrganismos contaminantes carregados pelos gases a serem introduzidos no sistema já estéril (Figura 16).



Figura 16. Introdução de gás com o auxílio de Acrodisc - marca Millipore®, no frasco.

- Ensaio P5 e P6

Após a inoculação, realizada em 02 de dezembro (t=0), os cinco frascos controle de cada amostra, os brancos e os frascos P3-10<sup>0</sup>, P3-10<sup>-3</sup>, P3-10<sup>-5</sup>, P3-10<sup>-8</sup> e P4-10<sup>0</sup>, P4-10<sup>-3</sup>, P4-10<sup>-5</sup>, P4-10<sup>-8</sup> (frascos identificados com a letra A

na Figura 15 a seguir) foram mantidos sobre refrigeração no IPH (Instituto de Pesquisas Hidráulicas da Universidade Federal do Rio Grande do Sul) para ser realizada a análise cromatográfica que ocorreu em 03 de dezembro (t=1 dia). Após, os frascos foram mantidos em estufa, na Unisinos, nas mesmas condições que os demais.

Neste ensaio, a injeção de gás metano ocorreu apenas após a inoculação (t=0), o gás do cilindro havia acabado e a empresa distribuidora não tinha outro disponível no momento. Desta forma, optou-se em manter, apenas a troca de 12,6 mL de ar atmosférico duas vezes por semana com o uso do sistema Acrodisc - Millipore® Após a troca gasosa os frascos foram mantidos sobre agitação controlada e levados a estufa. Não foram realizadas análises microbiológicas nesta amostragem.

- Ensaio P7 e P8

Após a inoculação, realizada em 19 de janeiro (t=0), os cinco frascos controle de cada amostra e os brancos foram submetidos à análise cromatográfica no Laboratório de Saneamento Ambiental da Unisinos. Os frascos das diluições decimais, controle e os brancos foram mantidos em estufa na temperatura de 30°C durante 20 dias na Unisinos (ou seja, 8/fevereiro). Após a retroalimentação de gás e ar atmosférico os frascos foram agitados.

Para troca gasosa foram utilizadas seringas de 3 mL e 10 mL, duas vezes por semana com o uso do sistema Acrodisc - Millipore®. As injeções de gás foram mantidas em 10% no volume do *headspace* dos frascos com o acréscimo de 12,6 mL, 90 % no volume do *headspace*, de ar atmosférico até o final do período de incubação.

As observações de turvação do meio foram realizadas antes de cada realimentação de gás metano, quando também foram retiradas amostras para observação microscópica.

A Tabela 11 demonstra as principais diferenças de análise entre os pontos amostrados.

Tabela 11. Principais diferenças entre os ensaios dos pontos amostrados.

Amostra	Leitura Cromatográfica (t= inicial e t = final)	Agitação controlada	Troca de ar atmosférico	Injeção de metano	Acrodisc Millipore®	Acomp. microbiológico
<b>P1 e P2</b>	t=53 dias e t=70 dias	Não	Não	Sim	Não	Sim
<b>P3 e P4</b>	t=5 dias e t=25 dias	Não	Não	Sim	Não	Sim
<b>P5 e P6</b>	t=1 dias e t=26 dias	Sim	Sim	Não	Sim	Não
<b>P7 e P8</b>	t=0 dias e t=20 dias	Sim	Sim	Sim	Sim	Sim

#### 4.3.5 Ensaios de controle de gás metano

O cromatógrafo utilizado foi um DPC Digital Pressure Control, modelo Dani GC 1000, coluna analítica carbavax. Na fase estacionária foi empregado o gás carbônico e na fase móvel o gás hélio. As análises cromatográficas dos ensaios P7 e P8 foram realizadas no Laboratório de Saneamento Ambiental da Unisinos. O cromatógrafo utilizado foi um modelo Varian modelo STAR 3400 CX, coluna capilar Varian modelo CP 5860 com 30m de comprimento, 0,25mm de diâmetro interno e 0,25 $\mu$ m de espessura de filme. A temperatura adotada na coluna foi de 40°C e as temperatura do detector do injetor foram de respectivamente, 250 °C. As condições de operação foram obtidas com o suporte técnico do fabricante.

#### 4.3.6 Ensaios de acompanhamento microbiano

Diluições decimais da amostra foram realizadas para permitir o acompanhamento microbiológico. As diluições foram realizadas em triplicata, em frascos de antibiótico contendo 9 mL de meio de cultura. A Figura 17 ilustra a etapa das diluições seriadas. Os frascos foram incubados em estufa, sob condições mesofílicas, a temperatura de 30°C. As observações do crescimento celular foram feitas duas vezes por semana, de duas formas: avaliação da turvação do meio de cultura e por observação microscópica (microscopia de luz Zeiss Axiolab HBO 50), ocular de 10X e objetiva de 100X, de forma a avaliar-se

a morfologia das culturas presentes. Também foi realizada a coloração de Gram.

Lâminas também foram preparadas para a avaliação da coloração de Gram. A coleta das amostras dos frascos foi realizada sempre antes de efetuar a troca gasosa. Apenas no ensaio dos pontos P1 e P2 foram preparadas uma lâmina para cada frasco das triplicatas. Após observar a semelhança entre os três frascos de cada diluição optou-se em preparar as lâminas no frasco identificado pela letra A de cada diluição decimal (Figura 17).

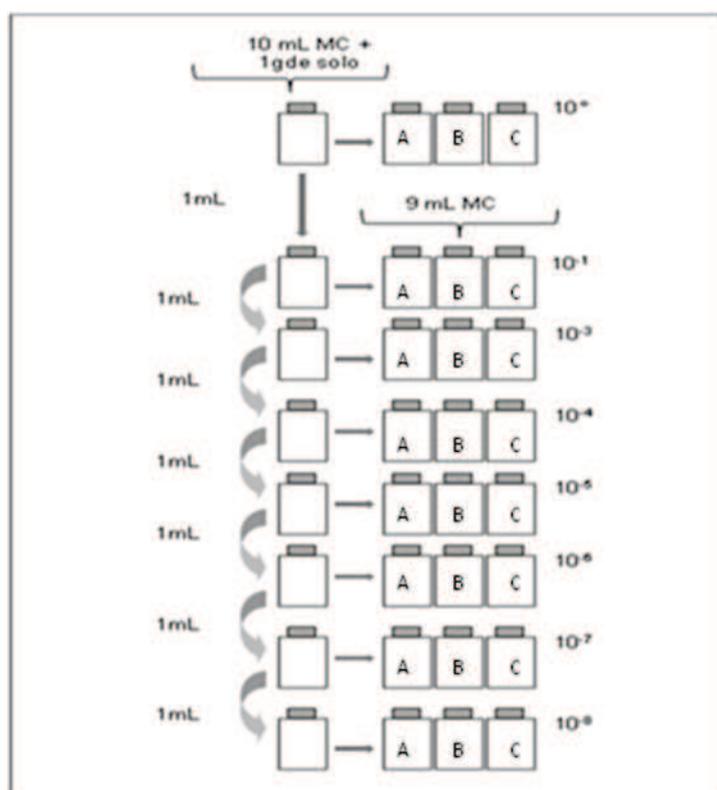


Figura 17. Representação esquemática das diluições decimais.

Análises cromatográficas foram feitas, após este período de incubação, a fim de identificar e quantificar o metano consumido pelas culturas microbianas.

## **5 ÁREA DE ESTUDO: ATERRO SANITÁRIO DO MUNICÍPIO DE SÃO LEOPOLDO**

### **5.1 São Leopoldo-RS**

O Município de São Leopoldo-RS localiza-se a 29°45'37" de latitude sul e 51°08'37" de longitude oeste. A superfície territorial da cidade é de 102,31 m<sup>2</sup>, com uma população estimada de 209, 611 habitantes, destes, 99,7% vivem na zona urbana (PREFEITURA MUNICIPAL DE SÃO LEOPOLDO, 2010). O Município está inserido na Bacia do Rio dos Sinos.

O Rio Grande do Sul apresenta estações do ano bem definidas, com invernos rigorosos e verões com temperaturas elevadas. A precipitação ocorre de forma bem distribuída ao longo do ano. A precipitação total anual é de 1.408 mm, sendo março o mês menos chuvoso e julho o que apresenta maior pluviosidade. O período chuvoso concentra-se principalmente, no inverno, devido principalmente a passagem dos sistemas frontais com 29% da precipitação total. São Leopoldo é caracterizado por apresentar um clima úmido, a temperatura média é de 23,5°C em janeiro e 12,99° em julho. A média anual de temperatura é de 18,66°C (REVITÁ ENGENHARIA S/A E BOURCHEID ENGENHARIA E MEIO AMBIENTE S/A, 2009).

### **5.2 Caracterização da Área do Aterro**

O Aterro Sanitário de São Leopoldo é atualmente operado pela empresa SL Ambiental, parceira dessa pesquisa. O Aterro sanitário de São Leopoldo recebe resíduos há vários anos, sendo operado em três etapas ou áreas distintas de locais para disposição de resíduos: um aterro controlado e dois aterros sanitários, fase I e II. A delimitação da área do aterro está representada na Figura 18.



Figura 18. Delimitação da área do Aterro de Resíduos Sólidos do Município de São Leopoldo.

Fonte: Google Earth, 2011.

### 5.3 Operação do aterro

O aterro recebe diariamente cerca de 120 toneladas de RSU diariamente. No local há uma unidade de triagem que faz a segregação dos resíduos. O sistema de triagem, operado pela Cooperativa de Catadores de São Leopoldo, apresenta uma eficiência aproximada de 10% (QUADROS, 2009). A área está licenciada, também, para o recebimento e tratamento final dos Resíduos de Serviços de Saúde (RSS).

O sistema de drenagem dos diferentes aterros encontra-se interligado para que o lixiviado gerado em todos seja coletado e posteriormente tratado na ETLix (Estação de Tratamento de Lixiviados) localizada na área. O sistema emprega lagoas em série e desde o ano de 2008 complementa o sistema um Evaporador de lixiviados (Figura 19).



Figura 19. Evaporador de lixiviado do aterro municipal de São Leopoldo (imagem captada em 06/2009).

Fonte: Registrada pela autora (2009).

Esse equipamento recebe lixiviado tratado nas lagoas e vem apresentando bons resultados. A energia necessária é adquirida pelo biogás gerado no aterro fase I, já finalizado. Segundo a SL Ambiental (2009) o evaporador capta esse biogás do sistema de drenagem de gás com uma vazão de  $180\text{m}^3/\text{h}$  de  $\text{CH}_4$  considerando um percentual de 50% desse gás.

A nova LO do sistema define o mesmo como um sistema fechado, onde não é gerado lixiviado a ser descartado no meio ambiente. Eventualmente quando ocorre uma maior geração devido às chuvas excessivas no local, o líquido que excede a capacidade das lagoas é encaminhado para tratamento na ETE Canoas, operada pela Corsan.

#### **5.4 Caracterização dos Resíduos Sólidos Urbanos**

Segundo dados da SEMMAM (Secretaria Municipal de Meio Ambiente de São Leopoldo-RS) (2009) cada habitante em São Leopoldo gera em média 581 gramas de resíduos sólidos por dia. O Órgão Ambiental salienta que esse

valor supera a média brasileira que é de 0,52 kg/hab.dia, e está próximo da média de geração gaúcha (aproximadamente 0,65 kg/hab.dia). Em parceria com a empresa SL Ambiental a SEMMAM realizou o estudo de avaliação da composição gravimétrica dos resíduos sólidos urbanos de São Leopoldo. Os resíduos foram caracterizados nas seguintes categorias: matéria orgânica putrescível, metais ferrosos e não ferrosos, papel, papelão, plásticos, vidro, borracha, tecidos (trapos, panos e couros), compostos sem agrupamento (PS expandido (ISOPOR) e TETRAPAK), madeira, contaminantes químicos, os classe II B, segundo a NBR ABNT 10.004 (pedras, cerâmica e terra) e os não listados anteriormente (outros). O estudo permitiu determinar o potencial de reciclagem dos resíduos e as formas possíveis de reaproveitamento. A Figura 20 representa o percentual de cada uma dessas categorias encontradas no estudo.

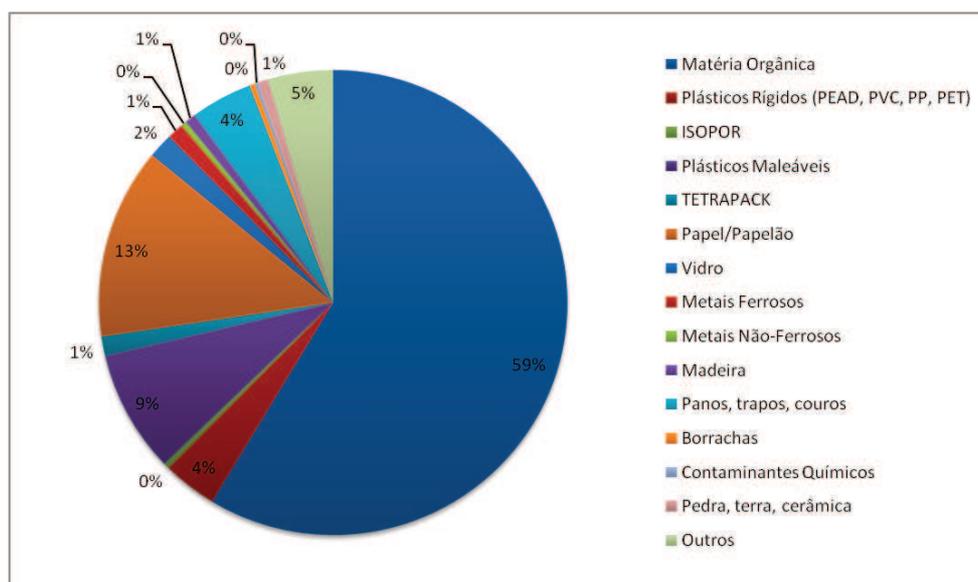


Figura 20. Composição gravimétrica dos resíduos sólidos urbanos de São Leopoldo – 2009.

Fonte: SL Ambiental, 2009.

## 5.5 Caracterização do Lixiviado do aterro de São Leopoldo

Os dados referentes à análise do lixiviado do aterro foram coletados na saída da Estação de tratamento e seguem requisitos existentes na Licença de

Operação Nº 01239/2009 fornecida pela FEPAM (Fundação Estadual do Meio Ambiente). A Tabela 12 apresenta os valores médios do lixiviado gerado pelo aterro encerrado e o aterro emergencial fase II.

Tabela 12. Características do lixiviado gerado no aterro em estudo.

Período	pH	DBO <sub>5</sub> (mg/L)	DQO (mg/L)	Fósforo Total (mg/L)	Nitrogênio Total (mg/L)	SST (mg/L)	Ssed (mL/L)	Coliformes Termotolerantes (NMP/100mL)	Coliformes Totais (NMP/100mL)	OD (mg/L)
<b>mar/09</b>	8,5	4.817	14.072	13,6	2.252	995	3,0	8.000	39.000	1,3
<b>Jun/09</b>	8,3	1.807	5.183	18,5	2.911	515	0,2	89.000	133.000	1,3
<b>set/09</b>	8,4	735	2.053	4,3	822	324	1,9	21.000	93.000	1,5
<b>dez/09</b>	8,0	2.450	7.151	18,9	1.285	202	0,2	33.000	89.000	0,9

Fonte: SL Ambiental (2009).

## **5.6 Caracterização do solo local empregado para a confecção da camada de cobertura final do aterro**

Essa caracterização do solo da camada de cobertura do aterro sanitário da SL Ambiental é a que consta do Relatório de Estudo de Impacto Ambiental do empreendimento entregue para a FEPAM. Trata-se de uma caracterização geral do solo local, contudo ressalta-se que essa avaliação foi confirmada no presente estudo já que diferentes materiais foram efetivamente empregados durante a operação do aterro.

O solo encontrado no aterro de São Leopoldo é caracterizado como do tipo Podzólico vermelho-amarelo álico (argilossolo vermelho-amarelo) e distrófico Tb abruptico e não abruptico, com horizonte A moderado, com textura no/argilosa, areno/média e médio-argilosa (REVITÁ ENGENHARIA S/A E BOURCHEID ENGENHARIA E MEIO AMBIENTE S/A, 2009).

Na classificação trilinear, o solo é classificado como areias siltosas. No mesmo estudo, foi constatada no solo a presença de grumos de argila, apresentando um comportamento de material mais argiloso quando amalgado ou compactado. Devido a este fato, sua permeabilidade, quando compactado, mostra-se baixa. Nos ensaios realizados o valor obtido foi de  $K_{20\text{ }^{\circ}\text{C}} = 1,802 \times 10^{-7} \text{ m/s}$ . A Tabela 13 apresenta outros dados que caracterizam o solo utilizado na cobertura do aterro.

Tabela 13. Caracterização do solo da área do aterro de resíduos sólidos de São Leopoldo, RS

<b>Parâmetro</b>	<b>Resultado (*)</b>
<b>Areia (%)</b>	63,11
<b>Silte (%)</b>	23,03
<b>Argila (%)</b>	19,12
<b>LL (%)</b>	20,07
<b>LP (%)</b>	13,09
<b>IP</b>	6,98
<b>Umidade ótima de compactação (%)</b>	7,55
<b>Massa específica aparente(g/dm<sup>3</sup>)</b>	1949
<b>Índice de Suporte Califórnia (%)</b>	15
<b>Densidade aparente seca (g/dm<sup>3</sup>)</b>	1945

(\*) Valores médios para duas amostragens realizadas a 2 metros de profundidade.

Fonte: Revitá Engenharia S/A e Bourscheid Engenharia e Meio Ambiente S/A (2009).

## **6 RESULTADOS E DISCUSSÃO**

Neste tópico serão apresentados e discutidos os resultados dos ensaios realizados. A apresentação dos resultados segue as etapas propostas na metodologia abrangendo: caracterização do solo e ensaios microbiológicos.

### **6.1 Amostragem do solo da cobertura no aterro sanitário**

Os dados referentes às coletas das amostras de solo estão descritos na Tabela 14. A Figura 21 ilustra a coleta realizada no Ponto 8, local que apresentava camada de cobertura vegetal.

Tabela 14. Características dos pontos de amostragem na cobertura final do aterro sanitário de São Leopoldo

Pontos	Coordenadas geográficas	Data de coleta	Temperatura ambiente	Espessura da camada de cobertura (cm)	Tempo médio de aterramento dos resíduos na célula (meses)
P1	491.577E, 6.670.806N	24/09/2010	22 °C	30 <sup>(1)</sup>	3
P2	491.577E, 6.670.806N	24/09/2010	22 °C	90 <sup>(1), (2)</sup>	6
P3	049.1577E, 6.670.806N	22/10/2010	26 °C	69 <sup>(3), (4)</sup>	4
P4	049.1577E, 6.670.806N	22/10/2010	26 °C	49 <sup>(1), (4)</sup>	3
P5	048.1167E, 6.710.685N	19/11/2010	32 °C	77 <sup>(1), (4)</sup>	2
P6	048.1690E, 6.710.676N	19/11/2010	32 °C	35 <sup>(1), (4)</sup>	1
P7	048.1725E, 6.710.760N	07/01/2010	27 °C	53 <sup>(3)</sup>	12
P8	048.1682E, 6.710.758N	07/01/2010	27 °C	55 <sup>(3)</sup>	12

(1) Sem cobertura vegetal.

(2) Os primeiros 10 cm da cobertura consistiam de composto orgânico produzido com resíduos sólidos domésticos compostados nas proximidades do aterro sanitário.

(3) Com cobertura vegetal.

(4) A camada de cobertura foi removida para continuar sendo realizada a disposição de resíduos no local.



Figura 21. Ponto 8 de coleta de solo.

Os dados indicados na Tabela 14 podem ser agrupados conforme duas características: tempo médio de aterramento dos resíduos e espessura da camada de cobertura, respectivamente Figura 22 e Figura 23. Assim, verificou-se que o tempo de aterramento nas partes de aterro sanitário estudado variou de um a doze meses e a espessura da camada de cobertura ficou entre 30 e 90 centímetros. Como são características referidas em outros trabalhos, apresentam-se aqui os resultados e posteriormente os mesmos serão utilizados para a discussão da pesquisa.

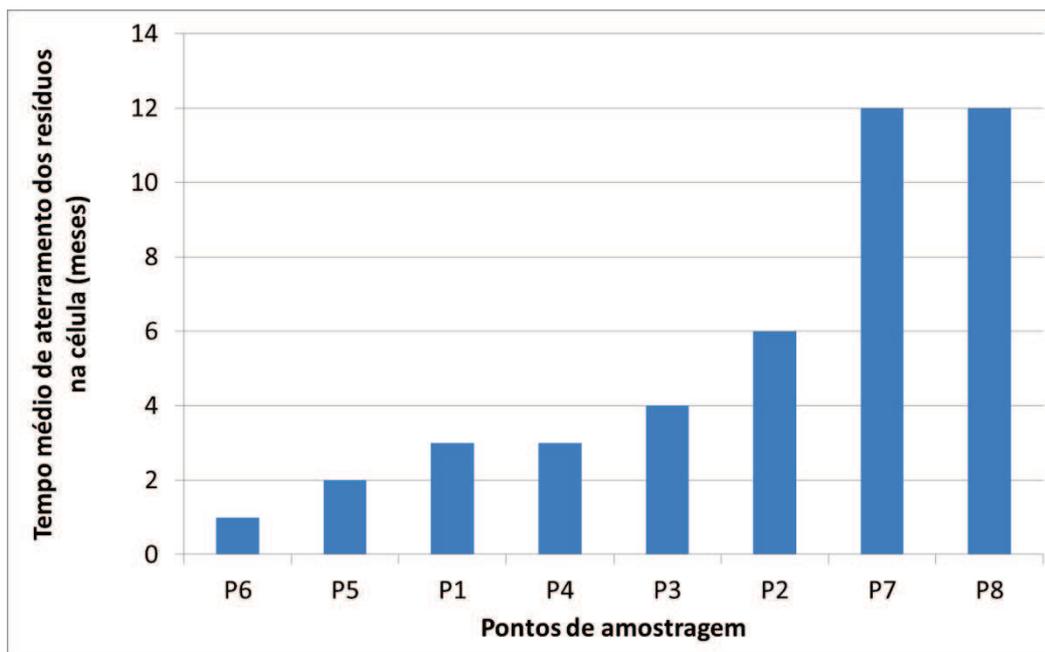


Figura 22. Tempo médio de aterramento dos resíduos nos pontos de amostragem do solo estudado.

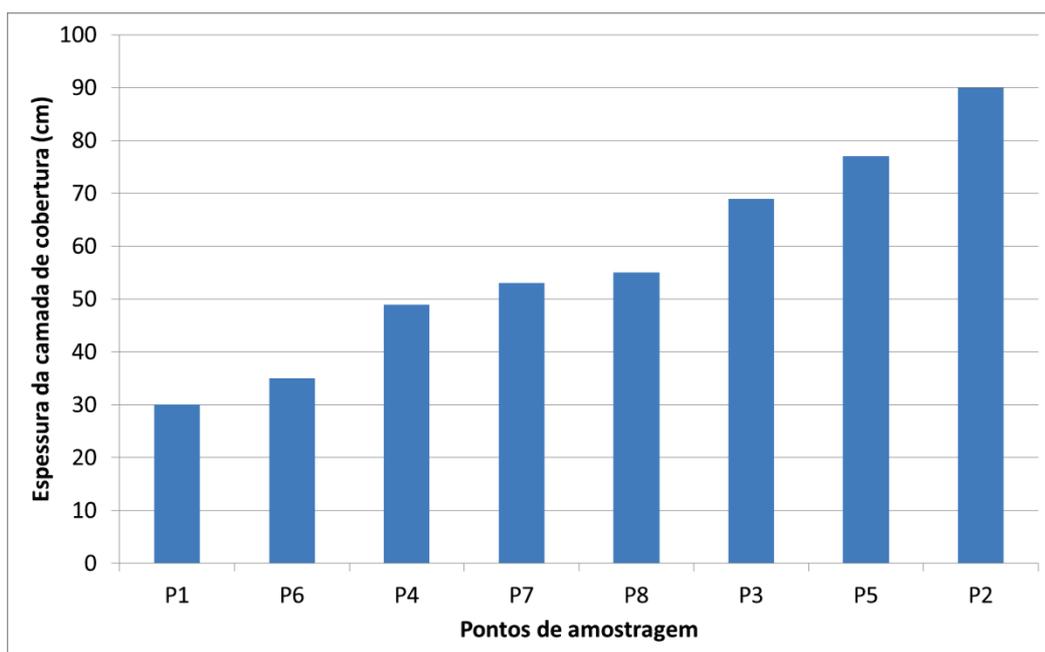


Figura 23. Espessura da camada de cobertura nos pontos de amostragem do solo estudado.

## 6.2 Caracterização geotécnica das amostras (análise granulométrica, limites de Atterberg, limite de contração e peso específico e real dos grãos).

A composição granulométrica de cada ponto de amostragem pode ser observada na Tabela 15.

Tabela 15. Composição granulométrica do solo dos amostrados.

Amostra	Composição Granulométrica (%)					
	Areia					Pedregulho
	Argila	Silte	Fina	Média	Grossa	
P1	9,80	25,20	52,50	11,70	0,80	0,00
P2	11,09	20,60	46,40	21,26	0,65	0,00
P3	5,50	28,89	25,61	31,29	7,14	0,00
P4	10,02	18,35	33,94	35,60	2,09	0,00
P5	36,93	9,15	33,92	17,71	2,29	0,00
P6	36,63	12,30	38,80	11,10	1,17	0,00
P7	11,08	37,14	38,95	12,37	0,46	0,00
P8	11,23	24,90	54,60	8,31	0,96	0,00

Na Tabela 16 são apresentados os resultados referentes aos limites de Atterberg (limites de liquidez, plasticidade e contração), índice de plasticidade, peso específico e real dos grãos enquanto que a Figura 24 apresenta as curvas granulométricas dos solos de todos os pontos amostrados. No Apêndice A é possível verificar-se as curvas granulométricas de cada ponto.

Tabela 16. Resultados referentes aos limites Atterberg, índice de plasticidade, peso específico e real dos grãos.

<b>Amostras</b>	<b>Limite de Liquidez (%)</b>	<b>Limite de Plasticidade (%)</b>	<b>Limite de contração (%)</b>	<b>Índice de Plasticidade (%)</b>	<b>Peso específico e real dos grãos (g/cm<sup>3</sup>)</b>
<b>P1</b>	26,79	23,67	22,52	3,12	2,71
<b>P2</b>	26,32	20,58	19,50	5,74	2,74
<b>P3</b>	26,59	23,46	20,85	3,13	2,65
<b>P4</b>	25,23	22,33	20,38	6,67	2,68
<b>P5</b>	25,36	24,26	22,05	1,09	2,38
<b>P6</b>	26,15	24,84	23,17	1,32	2,44
<b>P7</b>	26,78	20,36	20,15	6,42	2,71
<b>P8</b>	27,42	23,24	22,48	4,18	2,66

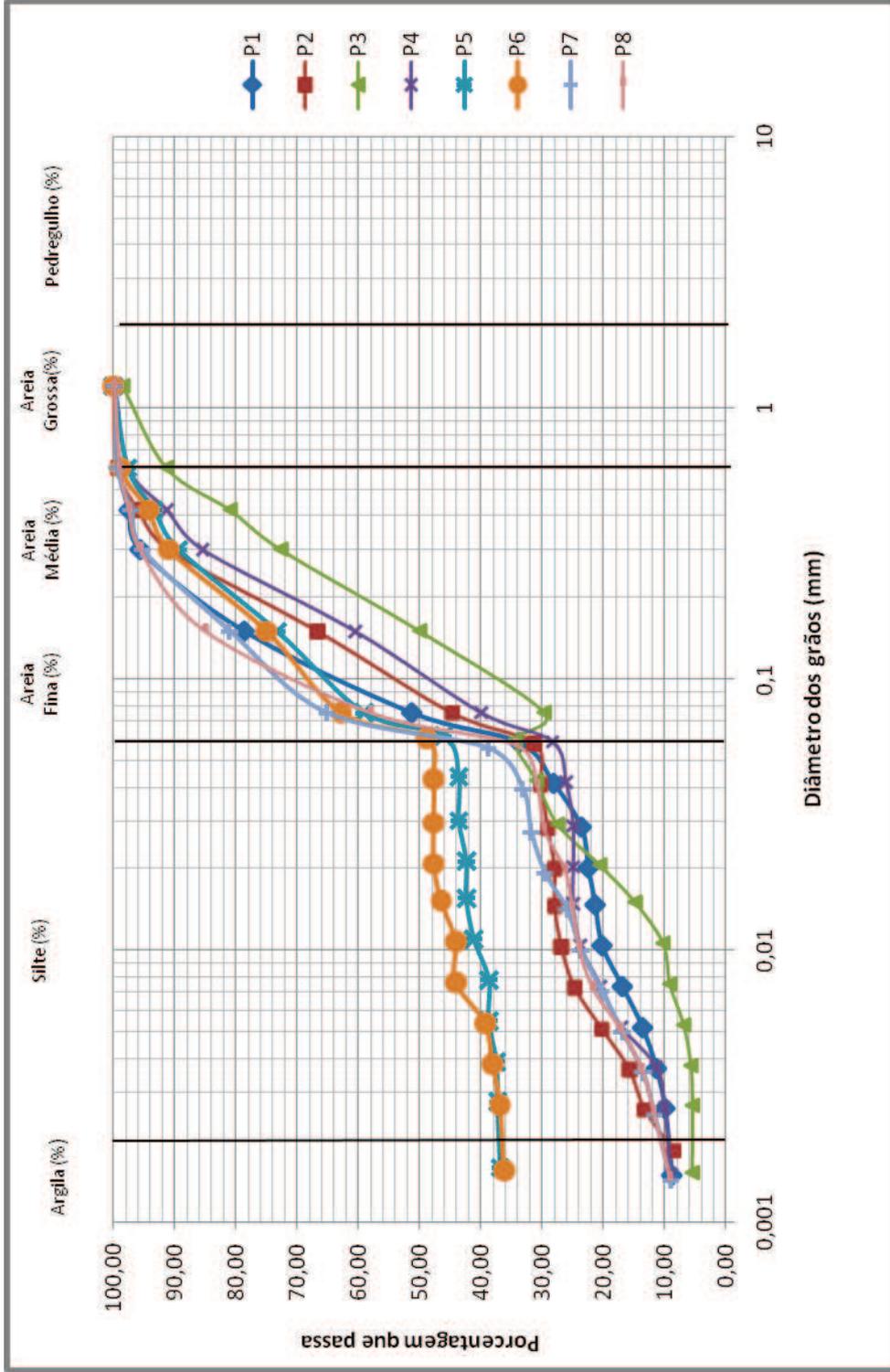


Figura 24. Curvas Granulométricas dos solos amostrados.

Conforme o Sistema de Unificado de Classificação dos Solos (SUCS) foram identificados dois tipos de solo na camada de cobertura estudada: o primeiro uma areia argilosa, mal graduada, com argila de baixa compressibilidade (SC) nos pontos P5 e P6 e o segundo uma areia siltosa, mal graduada, com argila de baixa compressibilidade (SM), nos pontos P1, P2, P3, P4, P7 e P8. O local de coleta do solo para a cobertura do aterro parece ter sido alterado recentemente, já que os pontos P5 e P6 são aqueles amostrados em locais com os resíduos mais recentemente aterrados, 2 e 1 meses, respectivamente. Nessa área do aterro o solo empregado apresentou maior percentual de finos.

Segundo Maciel (2003) solos com granulometria fina são mais indicados para o controle das emissões de gás em aterros por reduzirem a permeabilidade e aumentar a retenção de umidade. Para esse autor além dos fatores geotécnicos e microbiológicos a composição da camada de cobertura apresenta grande influência na emissão de gases.

Os resultados (tanto dos limites como da granulometria) indicam que não ocorre grande diferença entre a classificação dos solos de cada ponto. O ponto 2, único que continha composto orgânico na cobertura não apresentou resultados que o diferenciasse fortemente dos outros pontos.

Uma característica comum entre os pontos, devido ao elevado percentual de areia, foi o baixo índice de plasticidade. Segundo Caputo (1988) o índice de plasticidade permite determinar o caráter argiloso de um solo, ou seja, quanto maior o IP mais plástico será o solo. No caso deste estudo, todas amostras as argilas foram classificadas como fracamente plásticas.

Outra avaliação que pode ser feita a partir das características amostradas refere-se aos controles operacionais e projetos inicialmente apresentados (aqueles elaborados para os Estudos de Impacto Ambiental). Comparando-se os dados fornecidos na época (Tabela 13) e os resultados desse trabalho (Tabelas 15 e 16) verificou-se:

- Não conferem as características indicadas no projeto com o efetivamente utilizado (pelo menos nas áreas consideradas neste trabalho);
- Na verdade não existe controle pela Operação do aterro em termos de características dos solos utilizados para execução da camada de cobertura (foi solicitado à empresa os resultados dos solos utilizados e esta informação não existe);
- Uma avaliação comparativa entre os números indicados nas duas tabelas anteriormente citadas indicam solos distintos, nenhum dos 8 pontos amostrados possui semelhança com os dados do solo que foi sugerido no projeto. Pode ter ocorrido o esgotamento daquele solo em função do prolongamento da vida útil da área, mas esta questão não foi totalmente elucidada durante as atividades.

Considera-se preocupante esse fato, na medida em que confirma-se que após a aprovação dos projetos não é realizado um acompanhamento do que está sendo executado. O acompanhamento passa a ser apenas em relação ao monitoramento da área em termos de lançamentos e não de controle da operação em si.

Outro parâmetro avaliado foi a umidade dos solos. A Tabela 17 traz esses resultados, que encontram-se todos acima da umidade ótima de compactação, (REVITÁ ENGENHARIA S/A e BOURSCHEID ENGENHARIA E MEIO AMBIENTE S/A, 2009). Nesse ponto pode-se avaliar que no projeto a preocupação maior é com a camada de impermeabilização de fundo onde valores de compactação mínimos devem ser atingidos (e que considera a umidade do material).

No caso das coberturas, verifica-se o uso do solo “disponível”, sem maiores avaliações sobre suas características. Por outro lado, os resultados ora indicados mostram os mesmos abaixo dos valores sugeridos pela literatura Visvanathan et al. (1999) encontrou os melhores resultados para a oxidação do metano nas camadas de cobertura em solos com 20% de umidade. Por outro lado, Borjesson e Svensson (1997) afirmam que com o aumento da umidade na cobertura ocorre a liberação de metano devido à diminuição das bactérias metanotróficas. Rose (2009) indica valores superiores, afirmando que a

umidade da camada de cobertura para a oxidação do metano ideal deve estar entre 40 e 80%.

Tabela 17. Umidade dos solos amostrados nesse trabalho.

<b>Amostras</b>	<b>Umidade média</b> (%)
<b>P1</b>	17,32
<b>P2</b>	17,40
<b>P3</b>	19,33
<b>P4</b>	15,51
<b>P5</b>	22,04
<b>P6</b>	19,48
<b>P7</b>	9,95
<b>P8</b>	12,47

Fatores climáticos como pressão atmosférica, precipitação, velocidade do vento, temperatura, sazonalidade afetam a oxidação do gás metano (Mariano, 2008; Maciel, 2003). Borjesson e Svensson (1997) relataram a influencia da precipitação sobre as emissões de gases. Em períodos de elevada precipitação o fluxo de gás é reduzido devido ao aumento do grau de saturação do solo, acarretando no decréscimo da permeabilidade do solo e dos gases. Entretanto, com o aumento da umidade na cobertura ocorre uma liberação de metano devido à diminuição das bactérias metanotróficas. No caso dessa pesquisa, como as amostragens foram realizadas em um curto período de tempo (4 meses) não foram consideradas essas características para as comparações entre as amostras.

Segundo Mariano (2008) a velocidade de oxidação aumenta quanto maior forem os teores de matéria orgânica no solo, maior porosidade e a disponibilidade de nutrientes para as bactérias metanotróficas. Visvinatham et al (1999) descreveu em seu trabalho que solos de aterros antigos, são expostos por um tempo maior ao gás metano, desta forma apresenta taxa de

oxidação superior comparada a aterros novos devido a aclimação da microbiota.

Observa-se que vários autores descrevem fatores que interferem tanto no crescimento das bactérias metanotróficas como no potencial oxidativo do gás metano na cobertura de aterros. Desta forma, os ensaios realizados para a caracterização dos solos nessa pesquisa não podem por si determinar o potencial oxidativo da camada de cobertura do aterro de São Leopoldo. Estudos complementares, como a verificação do fluxo de gases na cobertura, grau de compactação, pressão de contato entre solo e resíduos, grau de saturação de campo, análise físico-química podem contribuir para a melhor compreensão e potencialização do processo de oxidação de metano em cobertura de aterros.

No item 6.3 serão abordados os resultados referentes aos ensaios microbiológicos e ao consumo de gás metano respectivamente.

### **6.3 Ensaios microbiológicos**

Avaliando os resultados de Rhavena, 2007 e Bengoja, 2001 é possível que o meio de cultura empregado neste trabalho tenha favorecido a oxidação do metano pela enzima pMMO, porém, seriam necessários estudos complementares que empregam técnicas moleculares para identificar a presença destes microrganismos, o que não foi realizado nesse trabalho.

#### **6.3.1 Turvação dos frascos**

Nesta pesquisa, optou-se primeiramente por fazer apenas a retroalimentação com o gás metano. Como não havia ocorrido nenhuma turvação nos frascos até a segunda amostragem (pontos P1, P2, P3 e P4) foi iniciado o processo de troca de ar atmosférico. Tal medida foi tomada para observar se desta forma iria ocorrer a turvação do meio. Ainda assim, em todos os outros 4 ensaios não observou-se qualquer, ou seja, nenhum frasco turvou durante os períodos de incubação. Ressalte-se que o meio de cultura utilizado e a concentração dos gases manteve-se coerente com a literatura. Uma possível explicação para não ter ocorrido a turvação dos frascos poderia ser a presença de substrato (solo do aterro) e ar atmosférico. Tais condições podem

ter levado o crescimento de outros microrganismos, menos exigentes e que não necessitam de um período maior de aclimatação. Rhavena (2007) utilizou um período de 197 dias para o enriquecimento de suas amostras, para desta forma, garantir o esgotamento de outras fontes de carbono presentes no solo do aterro, embora a autora tenha ressaltado que este tempo poderia ser menor. Neste caso, seria necessário utilizar um período maior de enriquecimento e incubação das amostras para garantir o esgotamento de outras fontes de carbono, além do gás metano.

Os frascos dos ensaios P7 e P8, após o período de incubação normal, foram mantidos em estufa ( $T=30^{\circ}\text{C}$ ), sem receber trocas gasosas. Passados 13 dias foi observada a turvação dos frascos controle. Um forte indício de que um maior período de enriquecimento é necessário para o crescimento das metanotróficas. De acordo com Abichou et al. (2004) os principais fatores físicos que inibem a oxidação do metano estão relacionados ao tempo de contato entre a fase gasosa e a microbiota.

### 6.3.2 Análise cromatográfica

O intervalo de tempo variou entre as amostras, pois, primeiramente o cromatógrafo utilizado no IPH apresentou problemas técnicos e não pode ser utilizado e em outros momentos houve a indisponibilidade do aparelho por estar sendo utilizado para outros experimentos. Embora a determinação do gás nas amostras P1 e P2 tenham sido realizadas, os resultados não foram utilizados nesse estudo. Essa primeira determinação foi realizada pelo técnico do laboratório o qual não relacionou os resultados e frascos de forma correta. Mais do que isto estes frascos, controle e os brancos, foram descartados, sendo analisado apenas o gás nos frascos utilizados no ensaio microbiológico (alguns frascos das diluições). As Figuras 25 e 26 apresentam o percentual de gás metano em cada um desses frascos.

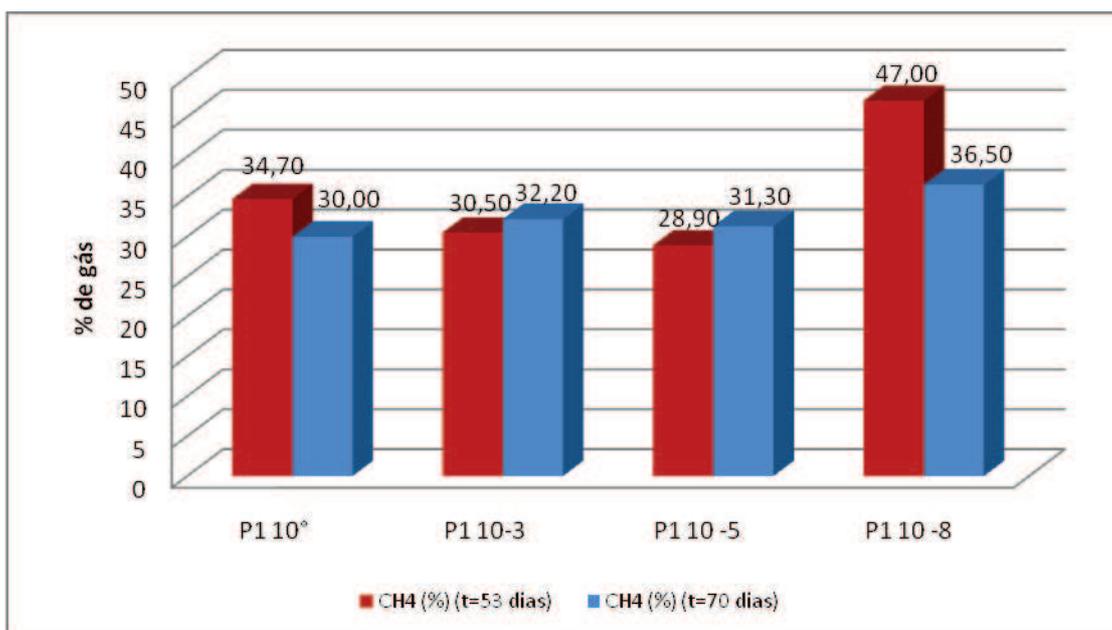


Figura 25. Representação gráfica do percentual de metano presente nos frascos das diluições decimais dos pontos P1.

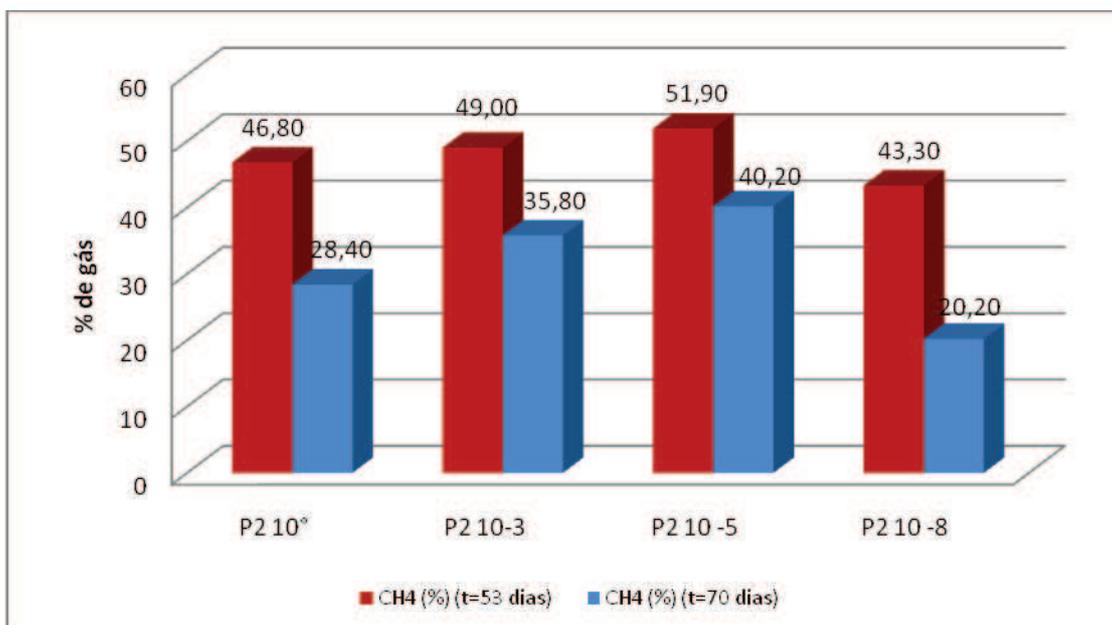


Figura 26. Representação gráfica do percentual de metano presente nos frascos das diluições decimais dos pontos P2.

Na Figura 25 é possível observar a redução do percentual de gás metano entre os dois tempos avaliados (t=53 dias e 70 dias de incubação). Mesmo após os frascos terem permanecido por um longo período refrigerados,

com a retomada da troca gasosa, foi possível observar a alteração na concentração do gás metano.

As análises cromatográficas realizadas nos pontos P3 e P4 abrangeram os frascos controles de gás (Figura 13) e os brancos. A representação gráfica dos percentuais de gás metano presente nos frascos Branco A (somente meio de cultura), Branco B (meio de cultura + CH<sub>4</sub>) e amostras dos pontos P3 e P4 podem ser observadas nas Figuras 27 e 28, respectivamente. A leitura do Branco A com 5 dias foi desconsiderada já que indicou resultado que referia erro de manipulação.

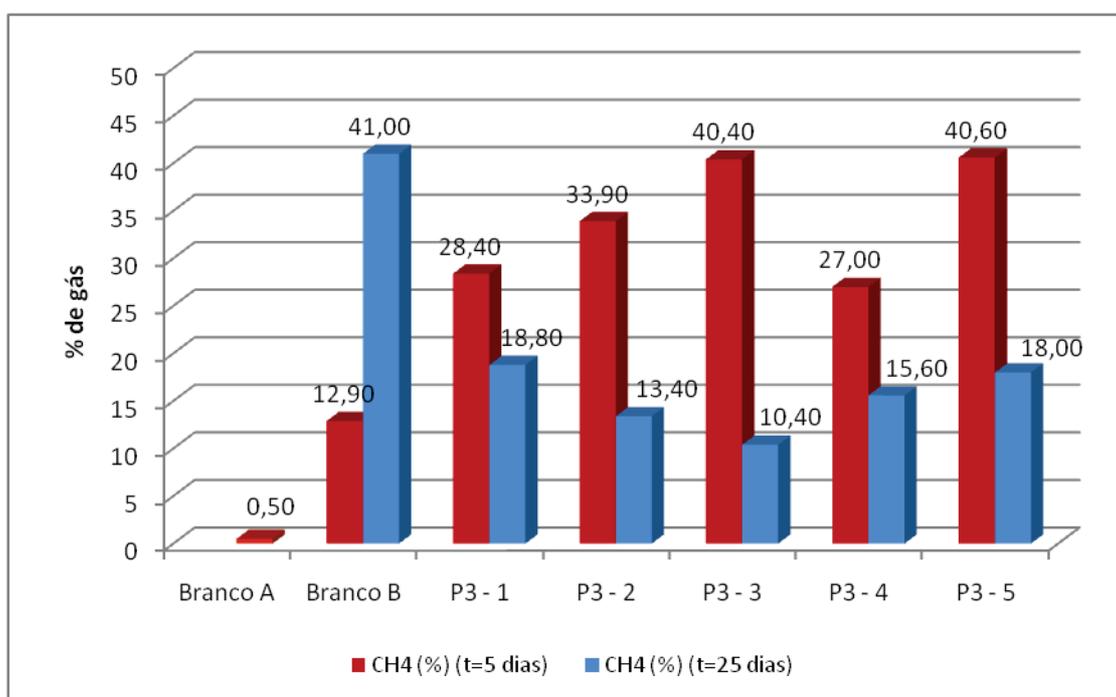


Figura 27. Representação gráfica do percentual de metano presente nos frascos controle no ensaio P3.

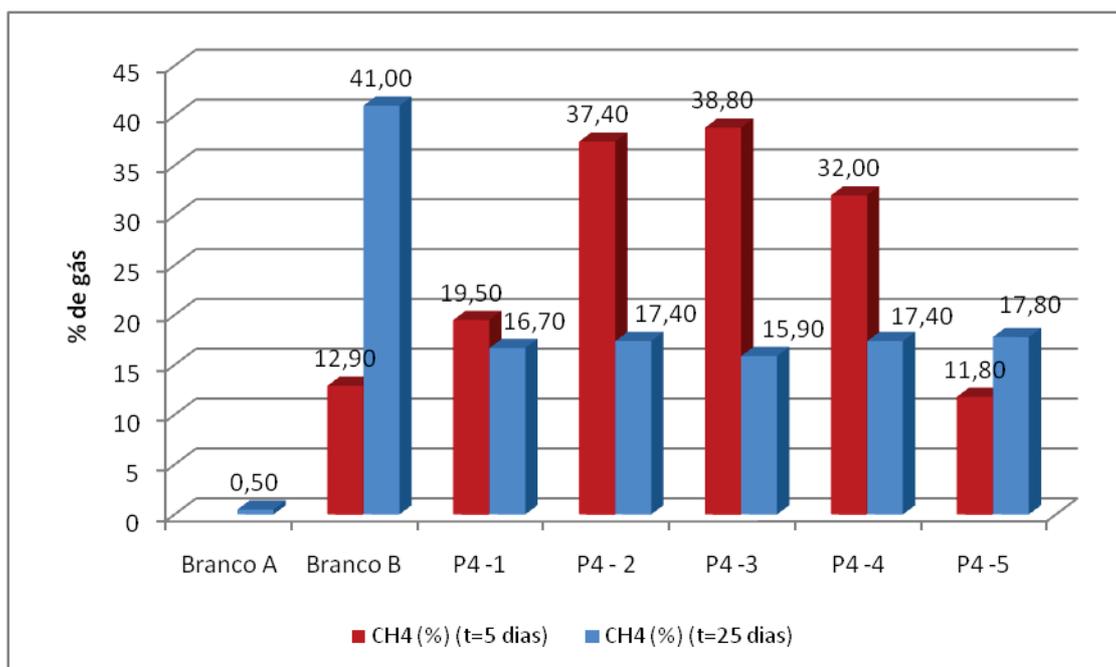


Figura 28. Representação gráfica do percentual de metano presente nos frascos controle no ensaio P4.

Nas Figura 27 e 28 é possível observar-se que mesmo todos os frascos tendo as mesmas características eles apresentam variações quanto às concentrações de gás metano. A variação do percentual de metano nos tempos t=5 (dias) dias deve-se a um erro analítico. Nos frascos que apresentaram uma concentração maior de metano no t=5 (dias) dias: P3-2, P3-3, P3-5, P4-2, P4-3 e P4-4, nota-se que ocorreu uma maior redução de metano no tempo t=25 dias. No frasco P4-5 a concentração do t=25 dias é superior a análise inicial. Estes valores indicam que nos frascos em que havia uma maior disponibilidade de metano, fonte de carbono, pode ter ocorrido a oxidação deste por bactérias metanotróficas

A análise cromatográfica dos pontos P5 e P6 foi realizada nos frascos controle e nos Brancos. Nesta amostragem a injeção de gás metano foi feita apenas no t=1 dias conforme havia sido relatado no item 5.2. As concentrações de metano presente nos frascos podem ser observadas nas Figuras 29 e 30 respectivamente P5 e P6.

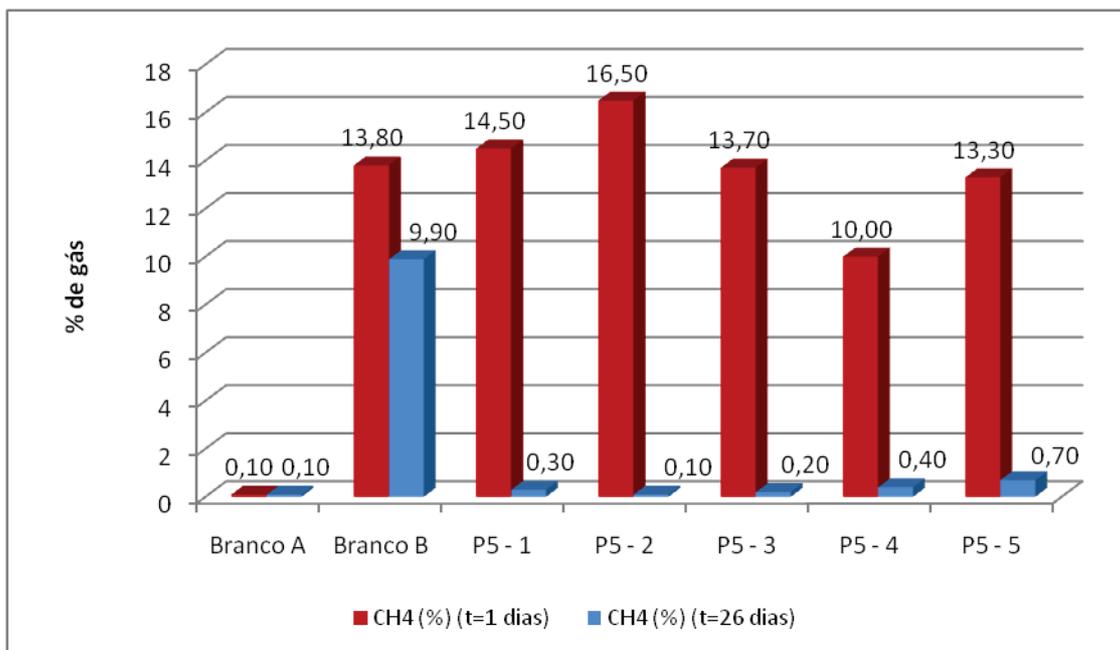


Figura 29. Representação gráfica do percentual de metano presente nos frascos controle no ensaio P5.

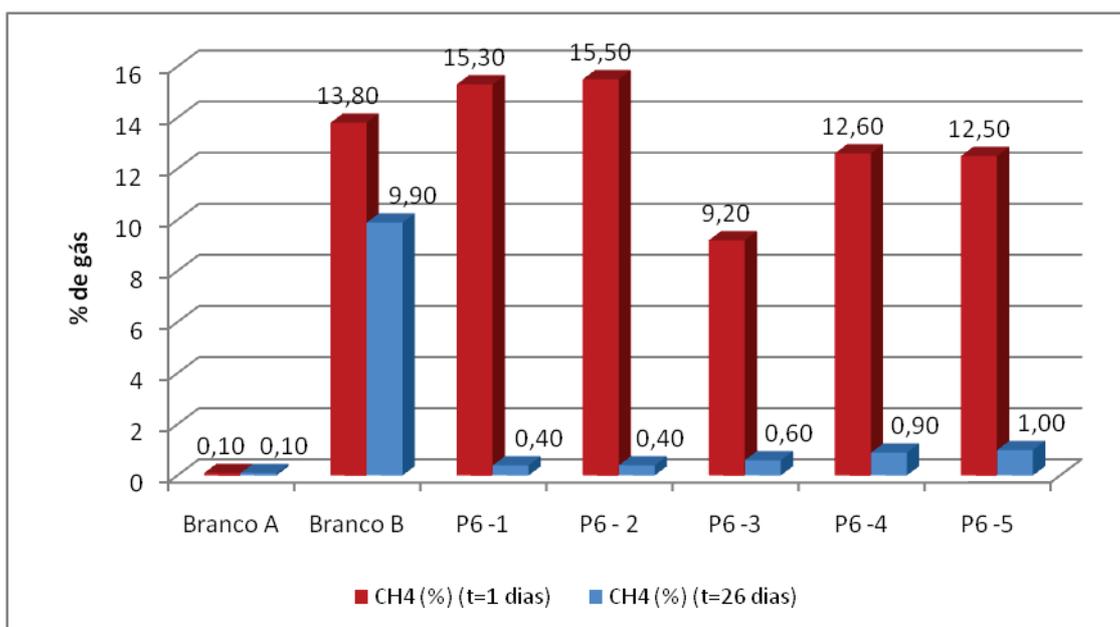


Figura 30. Representação gráfica do percentual de metano presente nos frascos controle no ensaio P6.

Nos frascos dos pontos P5 e P6 a injeção de gás metano foi realizada apenas no tempo  $t=0$ . Nas Figuras 29 e 30 percebe-se que em ambas as amostras, P5 e P6, as concentrações de metano foram praticamente esgotadas. Cabe ressaltar que essas amostras receberam metano apenas no tempo  $t=0$ , devido a problemas analíticos, conforme descrito no item 4.3.4. Da

mesma forma como havia sido observado nos resultados dos pontos P3 e P4, existe a possibilidade de que tenha ocorrido a oxidação do metano por bactérias metanotróficas. Nos frascos Branco A e Branco B é possível observar, como esperado, que os percentuais entre a primeira e a segunda leitura mantiveram-se praticamente constantes. O resultado pode ser relacionado ao trabalho de Roslev e King (1994) que constataram o crescimento de bactérias metanotróficas com restrição de metano em condições aeróbias e anaeróbias.

A análise cromatográfica dos frascos P7 e P8 foram realizadas no Laboratório de Saneamento Ambiental da Unisinos. As leituras da concentração do gás metano foram realizadas nos tempos: t=0 dias, t=2 dias, t=7 dias, t=9 dias, t=14 dias, t=16 dias e t=20 dias. Após do tempo t=0, estas as leituras passaram a ser realizadas antes de cada troca gasosa (que ocorriam duas vezes por semana). As Figuras 31 e 32 mostram as representações gráficas das concentrações de gás metano nos tempos t=0 dias e t=20 dias. Deve-se atentar que para as comparações entre os gráficos dos diferentes ensaios, a escala do eixo Y é diferente, em função da magnitude dos resultados.

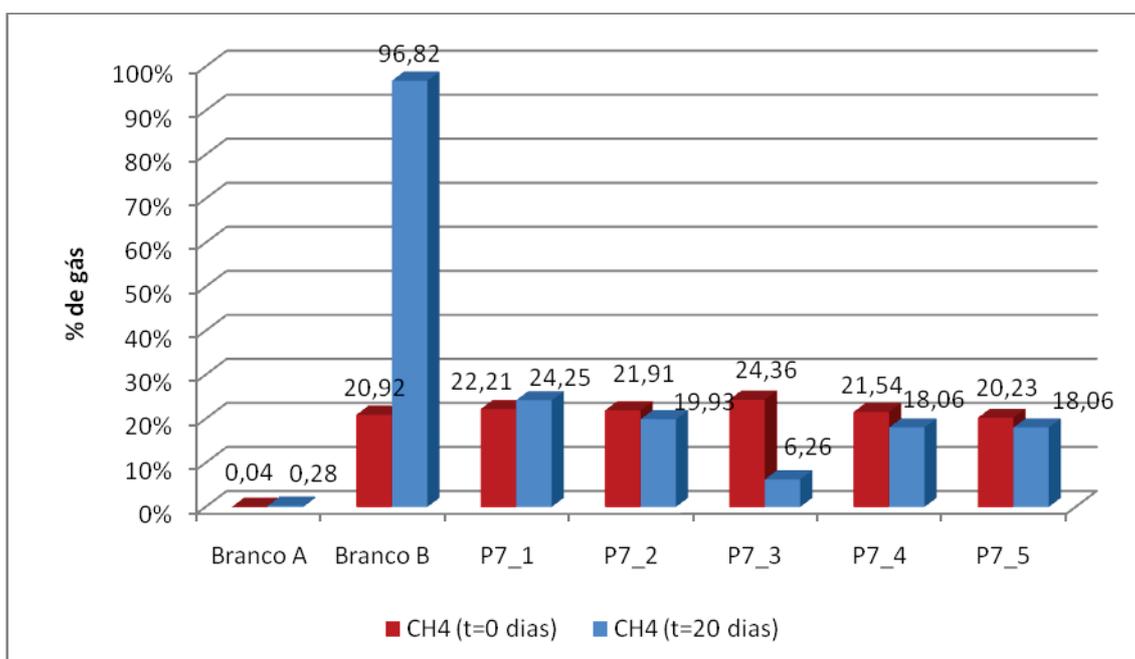


Figura 31. Representação gráfica do percentual de metano presente nos frascos controle no ensaio P8.

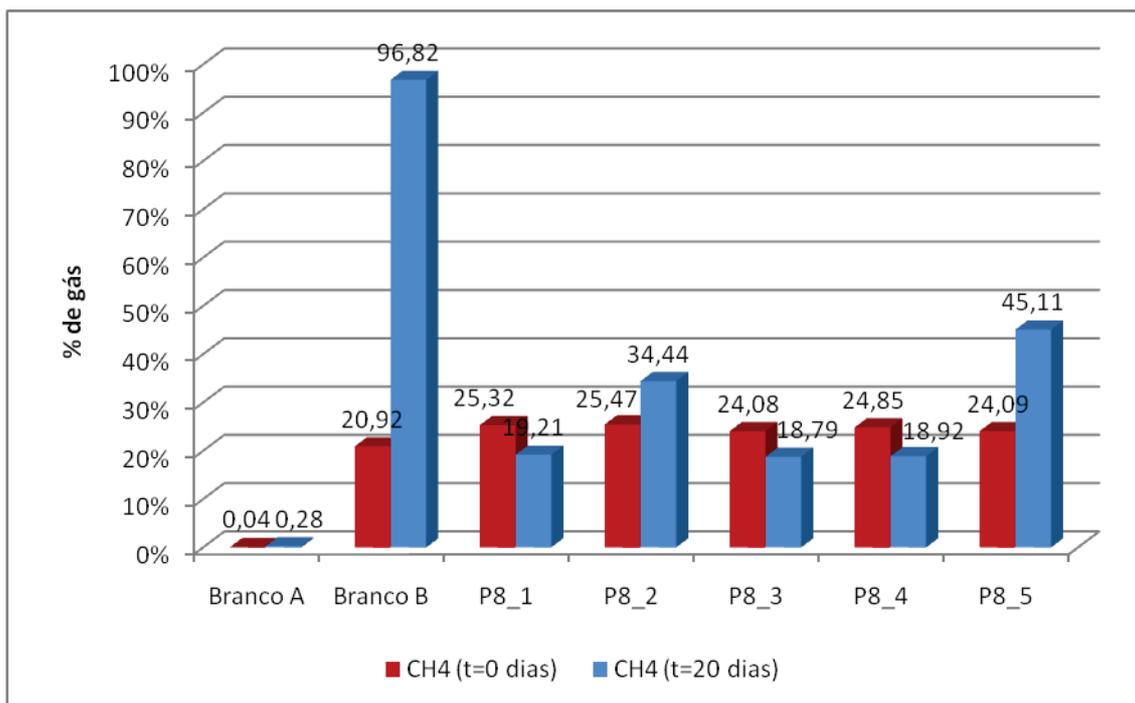


Figura 32. Representação gráfica do percentual de metano presente nos frascos controle no ensaio P8.

Em ambas Figuras 31 e 32 percebe-se que o frasco Branco A manteve-se constante e sem metano, como esperado. O frasco Branco B apresentou aumento na concentração de gás metano, o que é explicado pelas realimentações desse gás nos frascos ao longo dos ensaios. Na Figura 31 apenas o frasco P7\_1 não apresentou redução na concentração de gás. Nos demais frascos as concentrações de metano foram semelhantes com exceção do P7\_3 que apresentou a menor concentração, 6,26%, no t=20 dias. É possível que neste frasco exista uma concentração de bactérias com potencial oxidativo de gás metano. Nos frascos P8\_2 e P8\_5 não ocorreu a oxidação de metano, em ambos a concentração de metano foi superior no t=20 dias em relação ao t=0. Nos demais frascos a redução na concentração do gás foram semelhantes indicando a presença de microrganismos com potencial oxidativo.

Nas Figuras 33 e 34 são apresentados os percentuais obtidos em cada um dos tempos avaliados nas amostras P7 e P8. Nestas estão representados os Frascos Brancos A e B para melhor identificar a relação de consumo de gás em cada um dos tempos analisados. Os representações gráficas de cada frasco estão apresentados de forma individual no Apêndice B.

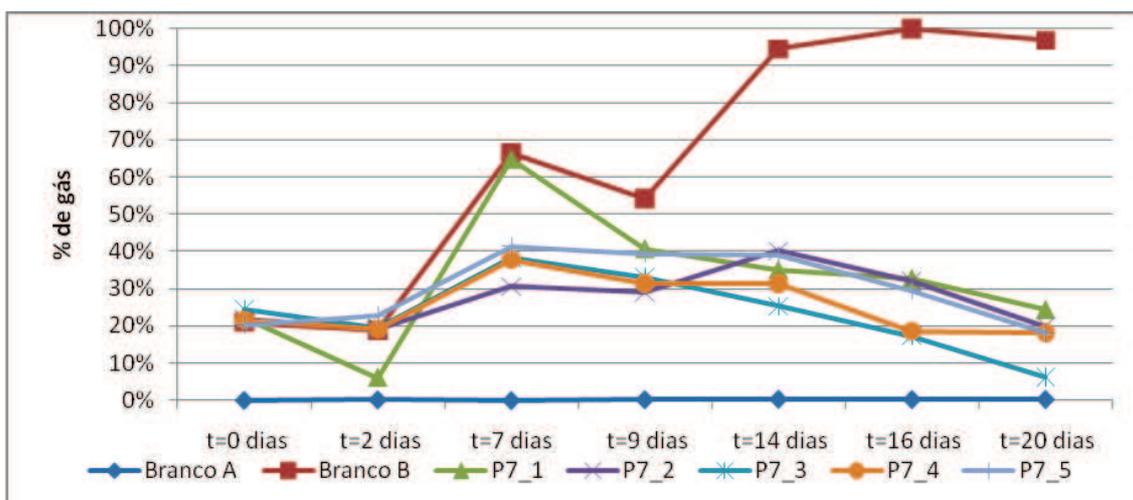


Figura 33. Representação gráfica do percentual de metano, em cada tempo de análise, presente nos frascos controle P7.

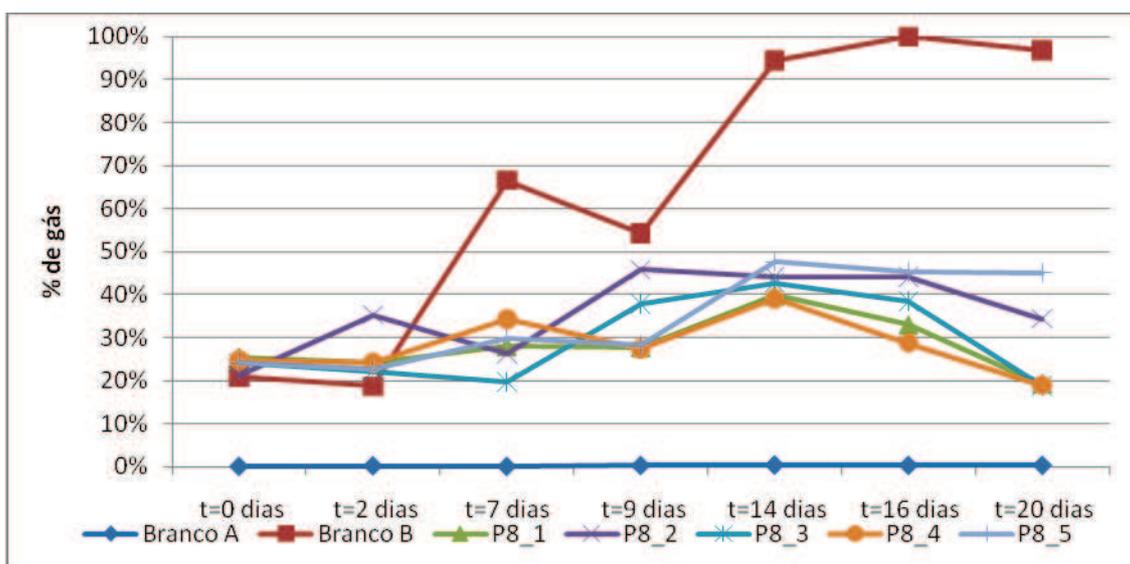


Figura 34. Representação gráfica do percentual de metano, em cada tempo de análise, presente nos frascos controle P8.

Observa-se nas duas figuras que o controle Branco B foi importante para confirmar a entrada de metano (via realimentações) durante os ensaios, diferentemente do Branco A que não recebeu esse gás em momento algum. Com isto verifica-se que as amostras com solo da camada de cobertura do aterro trouxeram para os frascos os microrganismos consumidores de metano. Se não houvesse os mesmos seria de se esperar que os valores aumentassem, de forma similar ao frasco Branco B.

Outra avaliação realizada foi a avaliação comparativa nos Ensaio P7 e P8 em termos de metano consumido. A Tabela 18 resume os dados obtidos no monitoramento e a Figura 35 ilustra os resultados ao longo dos 20 dias de ensaio. Verifica-se que ambas amostras consumiram praticamente todo o metano adicionado e chegaram ao final com o mesmo residual desse gás nos frascos (20% e 19%, respectivamente P7 e P8).

Tabela 18: Avaliação do gás metano nos Ensaio P7 e P8.

Amostra	% de gás metano verificado						
	Tempo (dias)						
	0	2	7	9	14	16	20
<b>Branco A</b>	0,	0,16	0,00	0,22	0,34	0,26	0,28
<b>Branco B</b>	20,92	18,70	66,57	54,22	94,45	99,98	96,82
<b>P7 média</b>	22,05	20,13	36,99	34,72	34,18	26,00	20,08
<b>P8 média</b>	23,91	25,69	27,59	33,43	42,67	37,93	18,97
<b>P7 desvio padrão</b>	1,50	1,70	4,56	5,06	6,10	7,50	2,92
<b>P8 desvio padrão</b>	1,60	5,44	5,38	8,17	3,46	7,09	0,22
<b>P7 desvio padrão (%)</b>	6,79	8,45	12,32	14,56	17,84	28,83	14,54
<b>P8 desvio padrão (%)</b>	6,68	21,16	19,50	24,45	8,10	18,71	1,13

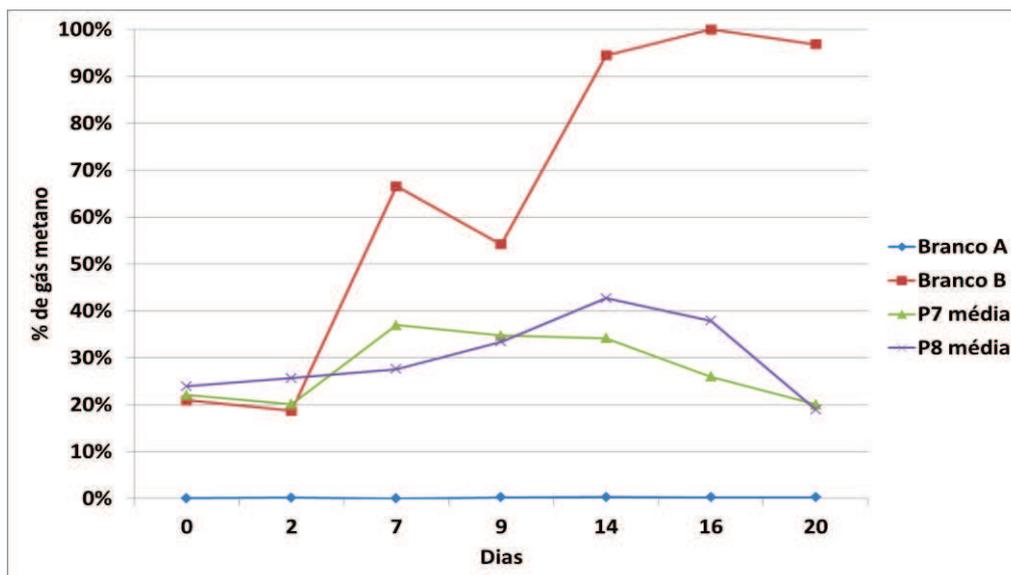


Figura 35: Acompanhamento dos ensaios P7 e P8.

Como esse era o último ensaio previsto e tendo-se verificado que aqui também que durante o período de incubação nenhum frasco havia turvado, manteve-se as amostras na estufa a 30° sem receber injeção de gás. Após 13 dias foi observada a turvação em todos frascos controle.

Segundo Christophersen et al (2001) as bactérias metanotróficas necessitam de um período inicial de aclimação até que ocorra o crescimento dessas. Uma possível explicação para não ter ocorrido a turvação dos frascos poderia ser a presença de substrato (solo do aterro) e ar atmosférico. Tais condições podem ter levado o crescimento de outros microrganismos, menos exigentes, e que não necessitam de um período maior de aclimação.

No item 6.4 serão apresentados os resultados obtidos nas observações microscópicas e a relação dessas com a caracterização dos solos amostrados e o consumo de gás metano nos frascos das diluições decimais.

### 6.3.3 Observações microscópicas

A observações microscópicas basearam-se na morfologia das bactérias observadas a partir da coloração de Gram. O Apêndice C apresenta todo o conjunto de observações microbiológicas realizadas. A Tabela 19 apresenta o número de lâminas observadas em cada ponto.

A Tabela 19. Número de lâminas observadas em cada ensaio.

<b>Amostras</b>	<b>Número de lâminas observadas*</b>
<b>P1</b>	38
<b>P2</b>	38
<b>P3</b>	57
<b>P4</b>	57
<b>P7</b>	57
<b>P8</b>	57

\* Nos pontos P5 e P6 não foram realizadas observações microscópicas.

A morfologia predominante observada em todas as amostras (ensaios P1 a P8, exceto P5 e P6, quando não foram realizadas as etapas de acompanhamento microscópico) foram de cocos, estreptococos, diplococos e bacilos Gram positivos e negativos. Foi observada a formação de colônias de bacilos (estreptobacilos) também conhecidos como bacilococos.

Além de bactérias foram observadas formas livre natantes pertencentes ao grupo dos protistas, entre eles, *Euglena* sp. e indivíduos da família Amoebidae, principalmente nas diluições de  $10^0$  até  $10^{-3}$ . Também foram observados fungos multicelulares (filamentosos) e unicelulares (leveduras).

Os bacilos observados tem diâmetro médio de 0,1  $\mu\text{m}$  a 0,4  $\mu\text{m}$  de comprimento, já os cocos apresentam diâmetro médio de 0,1  $\mu\text{m}$ . A Figura 36 apresenta as principais formas morfológicas encontradas.

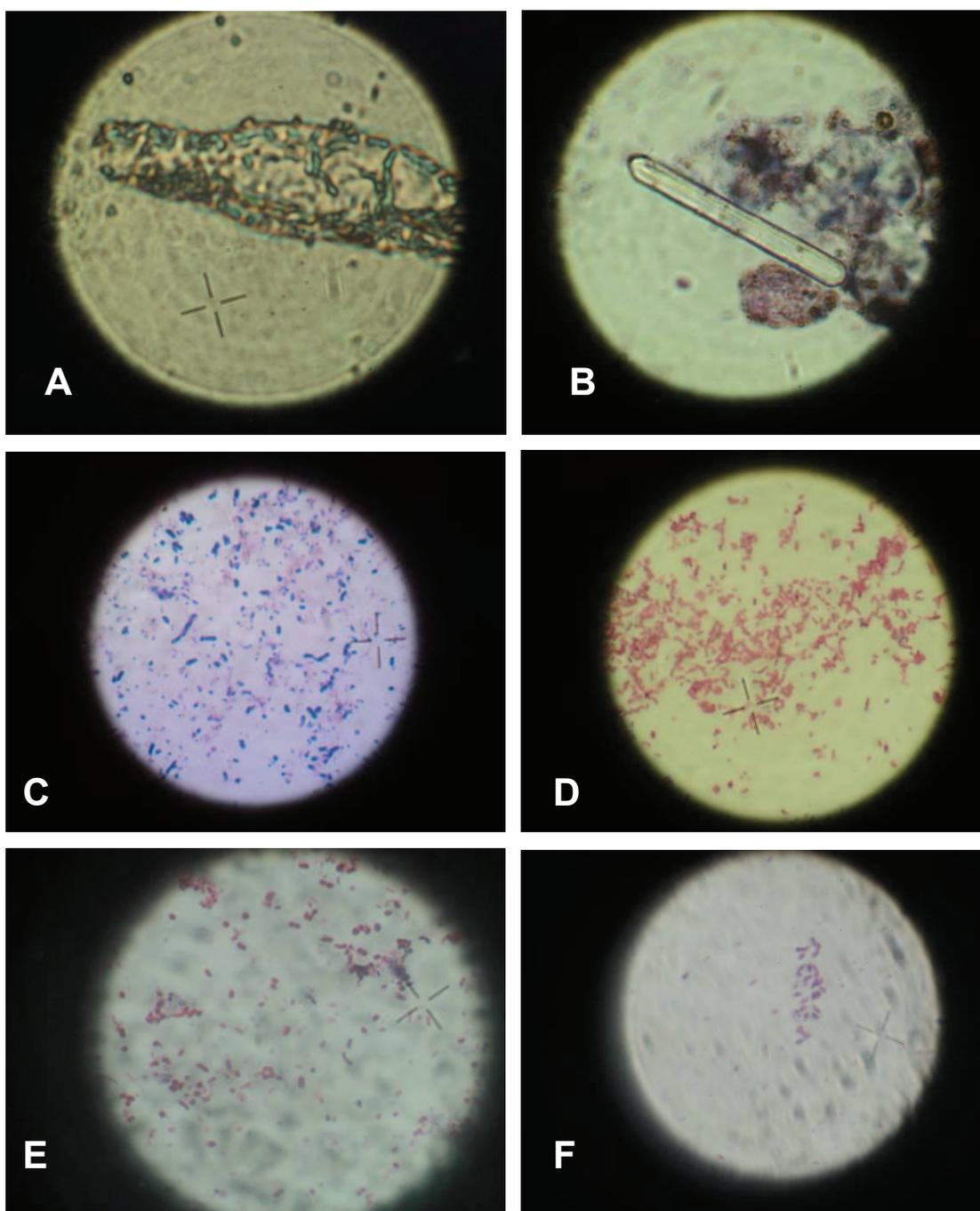


Figura 36. Principais morfologias observadas a partir da coloração Gram (Aumento: Ocular 10x e Objetiva 100x).

- A) *Euglena* sp. na amostra P1.
- B) Diatomácea encontrada na amostra P2.
- C) Bacilos Gram positivos presentes no frasco P2\_10<sup>-3</sup>.
- D) Bacilos Gram negativos presentes na amostra P3.
- E) Cocobacilos encontrados nas amostras P4.
- F) Bacilos presentes na amostra P7.

Os únicos ensaios onde realizou-se concomitantemente as observações microscópicas e a avaliação cromatográfica foram os ensaios P3 e P4. Nas Figuras 37 e 38 apresentam os resultados das leituras cromatográficas realizadas nos tempos  $t=5$  dias e  $t=25$  dias dos pontos P3 e P4.

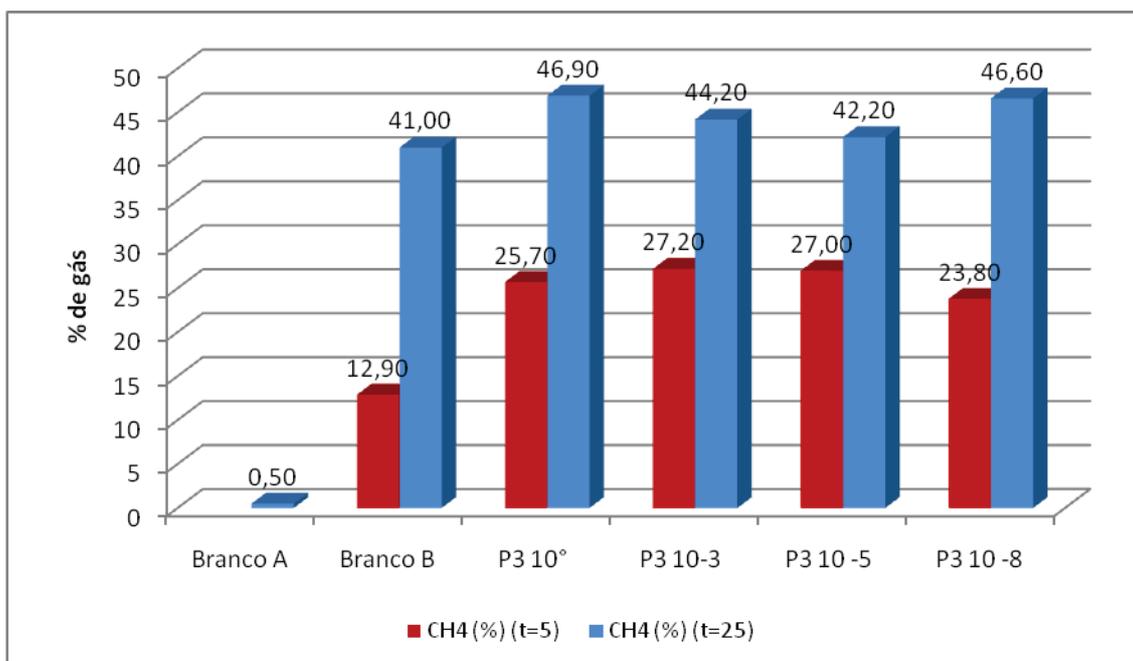


Figura 37. Concentração de gás metano nos frascos das diluições decimais do P3.

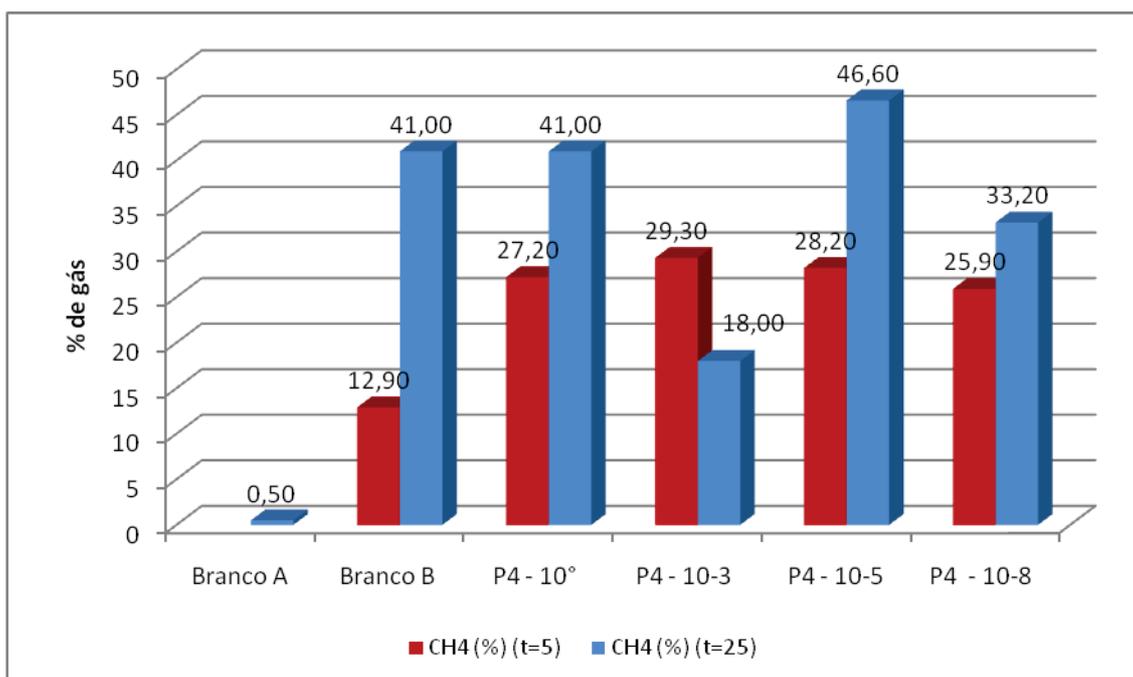


Figura 38. Concentração de gás metano nos frascos das diluições decimais do P4.

O único frasco em que foi observada a queda na concentração de metano foi no P4\_10<sup>-3</sup>.

Com relação as alturas das camadas de cobertura de cada ponto, descritas no item 5.1, todas elas se enquadram nas alturas descritas na literatura onde foram encontradas bactérias metanotróficas. Os dois tipos de solo encontrados nos pontos, areia-argilosa e areia-siltosa apresentam um maior percentual de grãos com diâmetros maiores 0,1 cm de diâmetro. Além disso, em todos os pontos amostrados o IP foi classificado como fracamente plástico. Isso indica que possivelmente esse solo apresente um maior número de vazios possibilitando que o metano e o oxigênio fiquem retidos na cobertura. Desta forma, criam-se condições para que ocorra a oxidação do gás metano por processos biológicos. Entretanto, uma série de outros fatores, já descritos, são necessários para identificar a presença de bactérias com potencial oxidativo de gás metano.

## 7 CONSIDERAÇÕES FINAIS

- O período de 20 dias para o enriquecimento das amostras, adotado nesta pesquisa, não foi adequado. Nenhum frasco turvou durante o período de incubação. Ainda assim, observou-se consumo de metano, indicativo da oxidação do mesmo. Porém, frascos que foram mantidos na estufa, após a incubação, a uma temperatura de 30 °C, turvaram após 30 dias.
- O solo adotado na cobertura do aterro apresenta características granulares adequadas com predominância de partículas de areia que possibilitam uma maior aeração na superfície da camada de cobertura favorecendo à oxidação do metano, o que foi verificado.
- A altura da camada de cobertura do aterro, nos pontos amostrados, foi semelhante às encontradas na literatura.
- A morfologia dos microrganismos amostrados foi bastante semelhante entre os frascos, com predominância de bactérias gram negativas em todas as amostras trabalhadas.

Com o trabalho realizado foi possível analisar os materiais e características da camada de cobertura final do aterro sanitário de São Leopoldo, classificando as amostras posteriormente estudadas.

Também monitorou-se, ao longo dos ensaios, a predominância microbiana nas amostras de solo de cobertura do aterro sanitário, relacionando essa atividade ao consumo de metano, indicando o potencial oxidativo local para a minimização, em escala real, de problemas ambientais como as emissões de carbono para a atmosfera.

Na seqüência, algumas recomendações foram elaboradas de forma a somar nos estudos futuros sobre o tema.

## 8. RECOMENDAÇÕES

Para apoiar próximos trabalhos na linha de pesquisa, sugere-se:

- O período de incubação das amostras para posterior enriquecimento e obtenção de culturas puras deve ser superior a 20 dias.
- Monitorar o consumo de metano em intervalos de tempo menores.
- Incluir técnicas biomoleculares apoiadas em caracterizações morfo-fisiológicas para a identificação das bactérias metanotróficas presentes nos estudos.
- Avaliar o fluxo de gás metano que percola pela camada de cobertura do aterro, com auxílio, por exemplo de placas de fluxo e/ou medidas in situ.
- Realizar estudos geotécnicos complementares que influenciam no fluxo de gases no interior do aterro.
- Simular diferentes sistemas de coberturas de aterros para avaliar a influencia do material utilizado e a espessura da camada na percolação do gás.
- Monitorar a produção de CO<sub>2</sub>.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABNT. Associação Brasileira de Normas Técnicas. **NBR 10004**: Resíduos sólidos: Classificação. Rio de Janeiro, 2004.

\_\_\_\_. **NBR 6459**: Determinação do limite de liquidez. Rio de Janeiro, 1984.

\_\_\_\_. **NBR 6508**: Grãos que passam na peneira de 4,8mm: determinação da massa específica. Rio de Janeiro, 1984.

\_\_\_\_. **NBR 06457**: Preparação Para Ensaio De Compactação e ensaios de caracterização, 1986.

\_\_\_\_. **NBR 7180**: Determinação do limite de plasticidade. Rio de Janeiro, 1984.

\_\_\_\_. **NBR 7181**: Solo: análise granulométrica. Rio de Janeiro, 1984.

\_\_\_\_. **NBR 7183**: Solo: Determinação do limite de contração. Rio de Janeiro, 1986.

\_\_\_\_. **NBR 8419**: Apresentação de projetos de aterros sanitários de resíduos sólidos urbanos. Rio de Janeiro, 1992.

\_\_\_\_. **NBR 13.896**: Aterros de resíduos não perigosos - Critérios para projeto, implantação e operação. Rio de Janeiro, 1997.

AIT-BENICHOU, S.; JUGNIA, L. B.; GREER, C. W.; CABRAL, A. R. Methanotrophs and methanotrophic activity in engineered landfill biocovers **Waste Management**. v. 29. p. 2509–2517. Mai. 2009.

ALCÂNTARA, P.B. **Avaliação da Influência da Composição de Resíduos Sólidos Urbanos no Comportamento de Aterros Simulados**. 2007. 364p.

Tese (Doutorado em Engenharia Civil)-Faculdade de Engenharia, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 2007.

BARLAZ, M. A.; GREEN, R. B.; CHANTON, J. P.; GOLDSMITH, C. D.; HATER, G. R. Evaluation of a Biologically Active Cover for Mitigation of Landfill Gas Emissions. **Environmental Science & Technology**. v. 38. p. 4891-4899. Out. 2004.

BEGONJA, A.; HRSAK, D. Effect of Growth Conditions on the Expression of Soluble Methane Monooxygenase. **Food technology and biotechnology**, v. 39, n.1, p. 29-35. 2001.

BERGER, J., FORNÉS, L. V., OTT, C., JAGER, J., WAWRA, B. e ZANKE, U. Methane Oxidation in a Landfill Cover with Capillary Barrier. **Waste Management**, v.25, n.4, p.369-373. Feb. 2005.

BIDONE, Francisco R. e POVINELLI, Jurandyr, **Conceitos Básicos de Resíduos Sólidos**. São Paulo: Publicação EESC-USP. 1999. 109 p.

BOGNER, J. & SPOKAS, K. Landfill CH<sub>4</sub>: rates, fates, and role in global carbon cycle. **Chemosphere**. V. 26, P. 366 – 386. 1993.

BOGNER, J.; SPOKAS, K.; CHANTON, J.; POWELSON, D.; FLEIGER, J. e ABICHOU, T. Modeling landfill methane emissions from biocovers: a combined theoretical-empirical approach. In: Proceedings Sardinia 2005 tenth international waste management and landfill symposium. **Anais eletrônicos**. Sardinia: University of Cagliari, 2005.

BOGNER, J.; PIPATTI, R.; HASHIMOTO, S.; DIAZ, C.; MARECHOVA, K.; DIAZ, L.; KJELDSSEN, P.; MONNI, S.; FAAIJ, A.; GAO, Q.; ZHANG, T.; AHMED, M. A.; SUTAMIHARDJA, R. T. M.; GREGORY, R. Mitigation of global greenhouse gas emissions from waste: conclusions and strategies from the Intergovernmental Panel on Climate Change (IPCC) Fourth Assessment Report. Working Group III (Mitigation). **Waste Management & Research**. v. 16. p. 11-32. 2008.

BOGNER, J.; VISSCHER, A.; GEBERT, J.; HILGER, H.; HUBER-HUMER, M.; SPOKAS, K. Microbial methane oxidation processes and technologies for mitigation of landfill gas emissions. **Waste Management & Research**. 1-47. 2009.

BÖRJESSON, G. & SVENSSON, B. "Seasonal and Diurnal Methane Emissions from a Landfill and Their Regulation by Methane Oxidation". **Waste Management Research.**, v.15, n.1, p.33-54.1997.

BOWMAN, J.; SLY, L. I.; NICHOLS, P. D.; HAYWARD, A. C. Revised taxonomy of the methanotrophs: description of *Methylobacter* gen. nov., emendation of *Methylococcus*, validation of *Methylosinus* and *Methylocystis* species, and a proposal that the family *Methylococcaceae* includes only the group I Methanotrophs. **International Journal of Systematic Bacteriology**, v. 43, p.735-753, 1993.

CASSINI, Sérgio T. (Coord.). **Digestão de resíduos sólidos orgânicos e aproveitamento do biogás**. Rio de Janeiro: ABES, Rima, 2003.

CASTILHOS JR., Armando Borges; MEDEIROS, Pérciles A.; FIRTA, Ioana N.; LUPATINI, Giancarlo.; SILVA, Joel D. Principais Processos de Degradação de Resíduos Sólidos Urbanos. In: Castilhos Jr., Armando Borges de; LANGE, LISETE C.; GOMES, L. P.; PESSIN, N. (Orgs.). **Resíduos Sólidos Urbanos: Aterro Sustentável para Municípios de Pequeno Porte**. Rio de Janeiro: RiMa, ABES, 294p. 2003.

CHRISTOPHERSEN, M.,KJELDSSEN, P.,HOLST, H. e CHANTON, J. Lateral Gas Transport in Soil Adjacent to an Old Landfill: Factors Governing Emissions and Methane Oxidation. **Waste Management Research.**, v.19, p.595-612. 2001.

DEDYSH,S.N.; PANIKOV, N.; TIEDJE J.M. Acidophilic Methanotrophic communities from Sphagnum Peat Bogs. **Applied and Environmental Microbiology**, v.64, p. 922–929, 1998.

DWYER, S. F. **Water Balance Measurements and Computer Simulations of Landfill Covers**. 2003. 250 p. Tese (Doutorado). The University of New Mexico, Albuquerque, Novo Mexico, EUA, 2003. United States Environment al Protection Agency - USEPA. (2003). Evapotranspiration Landfill Cover Systems FactSheet.Disponívelem:<[www.epa.gov/tio/download/remed/epa542f03015.pdf](http://www.epa.gov/tio/download/remed/epa542f03015.pdf)> Acesso em: 16 out. 2009.

EINOLA, J. K. M.,KARHU, A. E. e RINTALA, J. A. Mechanically - Biologically Treated Municipal Solid Waste as a Support Medium for Microbial Methane Oxidation to Mitigate Landfill Greenhouse Emissions. **Waste Management.**, v.28, p.97-111. 2008.

FEPAM. (2009). Fundação de Proteção Ambiental Henrique Luiz Roessler – RS. Disponível em: < <http://www.fepam.rs.gov.br/>>. Acesso em: 10 nov. 2010.

GILL, M. C., HAUSER, V. L., HORIN, J. D., WEAND, B. L. e CASAGRANDE, D. J. (1999). **Landfill Remediation Project Manager's Handbook**. Disponível em: [www.afcee.af.mil/shared/media/document/AFD-071205-031.doc](http://www.afcee.af.mil/shared/media/document/AFD-071205-031.doc). Acesso em: 05 de dezembro de 2009.

GOMES, Luciana Paulo. LANGE, Lisete Celina.; JUCÁ, José Thomé F.; FERNANDES, Fernando; SILVA, S.M.C.P. Processos e Monitoramento da Digestão Anaeróbia de Resíduos Sólidos Urbanos. In: CASTILHOS Jr., Armando Borges de (Orgs.). Gerenciamento de **Resíduos Sólidos Urbanos com ênfase na proteção de corpos d'água: prevenção, geração e tratamento de lixiviados de aterros sanitários**. Rio de Janeiro: Abes, 494 p. 2006.

GOOGLE EARTH. Versão 5. Disponível em: <<http://earth.google.com/intl/pt/>>. Acesso em: 10 jan. 2011.

HANSON, R.S. & HANSON, T. E. Methanotrophic Bacteria. **MICROBIOLOGICAL REVIEWS**, v.60, n.2, p.439-471. Jun. 1996.

HAUSER, V., WEAND, B., GILL, M, *Natural Covers for Landfills and Buried Waste*. **Journal of Geotechnical and Geoenvironmental Engineering-ASCE**, v. 127, n. 9. Set. 2001.

HEYER, J.; GALCHENKO, V. F.; & DUNFIELS, P. F. Molecular phylogeny of type II methaneoxidizing bacteria isolated from various environments. **Microbiology**. v. 148, p. 2831–2846. 2002

HUBER-HUMER, M. **Abatement of Landfill Methane Emissions by Microbial Oxidation in Biocovers Made of Compost**. Department of Water, Atmosphere and Environment, University of Natural Resources and Applied Life Sciences, Viena, Áustria, 2004. 332 p.

IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia Física e Estatística. Pesquisa Nacional de Saneamento Básico. 2002. Disponível em: < <http://www.ibge.gov.br/home/estatistica/populacao/condicaodevida/pnsb/pnsb.pdf>> Acessado em: 10 nov. 2009.

IM, J.; MOON, S.; NAM, K.; KIM, Y. J.; KIM, J. Y. Estimation of mass transport parameters of gases for quantifying CH<sub>4</sub> oxidation in landfill soil covers. **Waste Management**. v. 29. p.869–875. 2009.

IPCC Intergovernmental Panel on Climate Change (2007). **Climate Change 2007: The Physical Science Basis**. Disponível em: <http://www.ipcc.ch/ipccreports/ar4-wg1.htm>. Acesso em: 12 de setembro de 2009.

IZZO, R. L. S. **Comportamento de Resíduos Sólidos Inertizados em Barreira Capilar**. Tese (Doutorado em Engenharia Civil). Programa de Engenharia Civil - COPPE, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, RJ, 2008. 197 p.

JUCÁ, J.F.T.; FERREIRA, J.A.; GOMES, L.P.; ALVES, M.C.M.; RITTER, E.; LINS, C.M.M.; BARROSO, I.M. Tratamentos não convencionais: estudos iniciais em barreiras, banhados e camadas de cobertura superficial. In: GOMES, L. P. (Org.). **Estudos de caracterização e tratabilidade de lixiviados de aterros sanitários para as condições brasileiras**. Rio de Janeiro, 2009.

JUGNIA, L. B.; CABRAL, A. R.; GREER, CH. W. Biotic methane oxidation within an instrumented experimental landfill cover. **Ecological Engineering**. v. 33. p. 102–109. 2008.

KALLISTOVA, A. Y. U., KEVBRIN, M. V., NEKRASOVA, V. K., GLAGOLEV, M. V., SEREBRYANAYA, M. I. e NOZHEVNIKOVA, A. N. Methane Oxidation in Landfill Cover Soil. **Microbiol. Rev.**, v.74, n.5, p.608-614. 2005.

KNIEF, C.; LIPSKI, A.; DUNFIELD, P. Diversity and activity of Methanotrophic bacteria in different upland soils. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 69, n. 11, p. 6703-6714, 2003.

KUMARESAN D. **Methanotrophs in a Landfill cover soil**. 2009. 220f. Tese (Doutorado em Ciências Biológicas)- Universidade de Warwick, Coventry, Reino Unido, 2009.

LEVINE, A. D.; HARWOOD, V. J. CARDOSO, A. J.; RHEA, L. R. KAYAK, B. S.; DODGE, B. M. DECHER, M. L. DZAMA, M. L.; DZAMA, G.; JONES, L.;

HALLER, E. **Assessment of biogeochemical deposits in landfill leachate drainage systems**. Florida: University of south Florida, 2005.

MACIEL, F. J. **Estudo Da Geração, Percolação E Emissão De Gases No Aterro De Resíduos Sólidos Da Muribeca/Pe**,. (Dissertação de MSc.). Departamento de Engenharia Civil, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 2003.

MACHADO, S. L. A.; CARVALHO, M. F. B.; JEAN-PIERRE GOURC C.; VILAR, O. M.; NASCIMENTO, J.C.F. Methane generation in tropical landfills: Simplified methods and field results. **Waste management**, V. 29, p. 153-161, Oct. 2009.

MARIANO, M.O.H.; VICTOR, D.F.; CANTILINO, A.C.B; JUCÁ, J.F.T. e BRITO, A.R. Estudo geotécnico e avaliação da eficiência de retenção do metano pela camada de cobertura dos aterros de resíduos sólidos da Muribeca e Aguazinha, Pernambuco. In: VI Congresso Brasileiro de Geotecnia Ambiental REGEO 2007. **Anais...**, Recife: UFPe, 2007. p. 1-8.

MARIANO, M.O.H. **Avaliação da retenção de gases em camadas de cobertura de aterros de resíduos sólidos**. 2008. 225f. Tese (Doutorado em Engenharia Civil)-Faculdade de Engenharia, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 2008.

MCIDADES/SNSA. Ministério das Cidades/Sistema Nacional de Saneamento Ambiental. **Sistema Nacional de Informações sobre Saneamento: diagnóstico do manejo de resíduos sólidos urbanos** – Brasília: 394 p. 2009.

MÜLLER, Carlos Eduardo de Thales Gaya. **Estudo do pré-tratamento mecânico-biológico de resíduos sólidos urbanos em escala real de operação**. 2004, 92 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Ambiental), Centro de Ciências Tecnológicas, FURB, Santa Catarina, 2004.

MUNNICH, K; MAHLER, C.F.; FRICKE, K. 2006. Pilot project of mechanical biological treatment of waste in Brazil. **Waste management**, V. 26 (2), p. 150-157, Oct. 2006.

NEWBY, D.T.; REED, D.W.; PETZKE, L.M.; IGOE, A.L.; DELWICHE, M.E.;

ROBERTO, F.F.; MCKINLEY, J.P.; WHITICAR, M.J.; COWELL, F.S. Diversity of methanotroph communities in a basalt aquifer. **FEMS Microbiology ecology**, v. 48, p. 333-344, .2004.

PARENT S.E. e CABRAL A., Procedure for design of inclined cover with capillary barrier effect. **Geotechnical and Geological Engineering**, Unites Estates, n. 24, p. 680-710, 2006.

QUADROS, A. V. **Avaliação da remoção de matéria orgânica carbonácea em filtros anaeróbios tratando lixiviado de resíduos sólidos urbanos**. 2009. 143f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Civil) Programa de Pós-Graduação em Engenharia Civil. Universidade do Vale do Rio dos Sinos, São Leopoldo, RS, 2009.

REIS, M. F. P. **Avaliação do processo de compostagem dos resíduos sólidos urbanos**. 2005. 239f. Tese (Doutorado em Engenharia de Recursos Hídricos e Saneamento Ambiental)-Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2005.

RENOU, S., GIVAUDAN, J. G., POILAIN, S., DIRASSOUYAN, F. MOULIN, P. 2008. Landfill leachate treatment: Review and opportunity. **Journal of Hazardous Materials**, V.150 (3), p. 468 -493, Fev. 2008.

REVITÁ ENGENHARIA S/A E BOURCHEID ENGENHARIA E MEIO AMBIENTE S/A. **Estudo de impacto ambiental**. Aterro sanitário de resíduos sólidos urbanos. São Leopoldo. 2009.

RHAVENA L. G. **Ocorrência de bactérias metanotróficas em amostra de aterro sanitário através da determinação do potencial de oxidação do metano e da caracterização de culturas enriquecidas**. Mestrado em Ciências (Microbiologia). Universidade de São Paulo. São Paulo, 2007.

ROSE, J. L. **Análise comparativa entre as reduções da emissão de metano em camadas oxidativas experimentais**. 2009. 148f. Tese (Doutorado em Engenharia Civil)-COPPE, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 2009.

ROSLEV, P. e KING G. M. Survival and Recovery of Methanotrophic Bacteria Starved under Oxic and Anoxic Conditionst . **Applied and Environmental Microbiology**. V. 60, N. 7, p. 2602-2608.1994.

SANTOS, T.F.L.S. **Estudo experimental da camada de cobertura do aterro morro do céu**. 2009. 157f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Ambiental)-Faculdade de Engenharia, Universidade do Estado do Rio de Janeiro, Niterói, 2009.

SPOKAS, K.A., BOGNER, J.E. Limits and dynamics of methane oxidation in landfill cover soils. **Waste Management**, doi:10.1016/j.wasman.2009.12.018. 2010.

SÃO LEOPOLDO. Prefeitura Municipal. (2010) Disponível em:<<https://www.saoleopoldo.rs.gov.br/home/>>. Acesso em: 15 set. 2010.

SCHEUTZ, C. e KJELDSSEN, P. Capacity for Biodegradation of Cfc's and Hcfc's in a Methane Oxidative Counter-Gradient Laboratory System Simulating Landfill Soil Covers. **Environ. Sci. Technol.**, v.37, n.22, p.5143- 5149. 2003.

SCHEUTZ, C.; KJELDSSEN, P.; BOGNER J. E; VISSCHER, A.; GEBERT, J.; HILGER, H. A.; HUBER-HUMER, M.; SPOKAS, K. Microbial methane oxidation processes and technologies for mitigation of landfill gas emissions. **Waste Management & Research**. V. 00. p.1–47. 2009

SL AMBIENTAL. **Caracterização do lixiviado - Relatório de atividades**. São Leopoldo (RS), 2008.

SPOKAS, K.; BOGNER, J.; CHANTON, J. P.; MORCET, M.; ARAN, C.; GRAFF, C.; MOREAO-LE GOLVAN, Y.; HEBE, I. Methane mass balance at three landfill sites: What is the efficiency of capture by gas collection systems? **Waste Management**. v. 26. p. 516–525. 2006.

TCHOBANOGLIOUS, G. e KREITH, F. **Handboock of solid waste managment**. New York, McGraw-Hill. 2002. 950p.

TCHOBANOGLIOUS, G.; THEISEN, H.; VIGIL, S.A. Integrated solid waste management – engineering principles and management issues. McGraw-Hill, 1993. 978p.

TEIXEIRA, C.E.; TORVES, J.C.; FINOTTI, A.R.; FEDRIZZI, F.; MARINHO, F.A.M. e TEIXEIRA, P.F. Estudos sobre a oxidação aeróbia do metano na cobertura de três aterros sanitários no Brasil. **Engenharia Sanitária e Ambiental**, Rio de Janeiro, v. 14, n.1, p. 99-108, 2009.

TORVES, J.C. **Estudo de microrganismos metanotróficos responsáveis pela oxidação de metano em coberturas de aterros sanitários**. 2006. 99f. Dissertação (Mestrado em Biotecnologia) - Instituto de Biotecnologia, Universidade de Caxias do Sul, Caxias do Sul, 2006.

USEPA. United States Environment al Protection Agency. **Evapotranspiration Landfill Cover Systems Fact Sheet**. (2003) EPA-542-F-03-015. Disponível em: <[www.epa.gov](http://www.epa.gov). <http://clu.in.org>>. Acesso em: 10 set. 2009.

VISVANATHAN C.; POKHREL D.; CHEIMCHASRI W.; HETTIARATCHI J.P.A.; WU J.S. Methanotrophic activities in tropical landfill cover soils: effects of temperature, moisture content and methane concentration. **Waste Management & Research**, v.17, n. 4, p. 313-323, 1999.

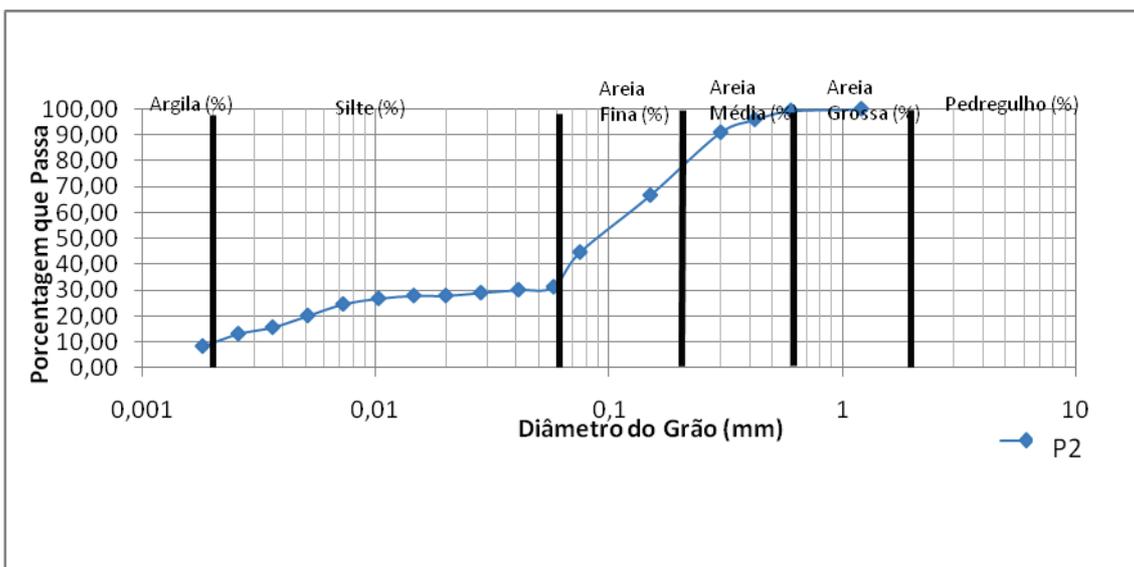
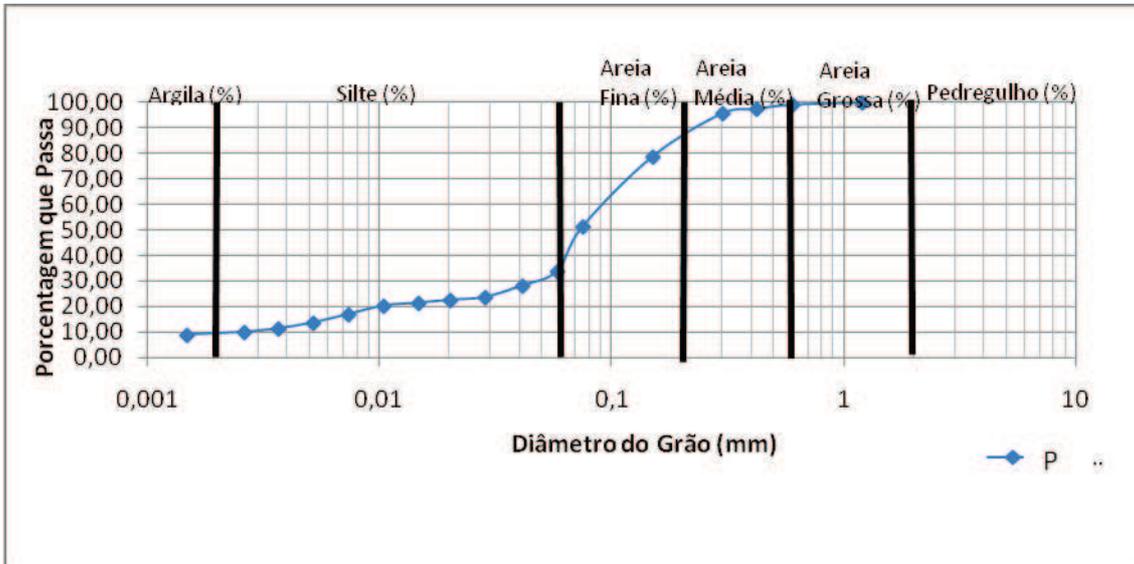
WARITH, M. Bioreactor landfills: experimental and field results. **Waste Management**. V. 22. P. 7–17. 2002.

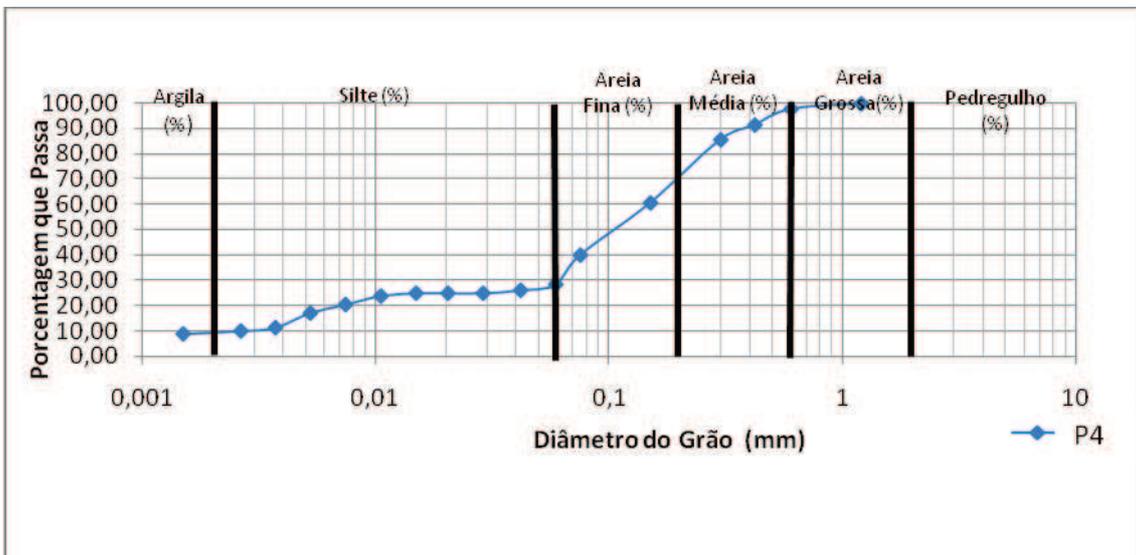
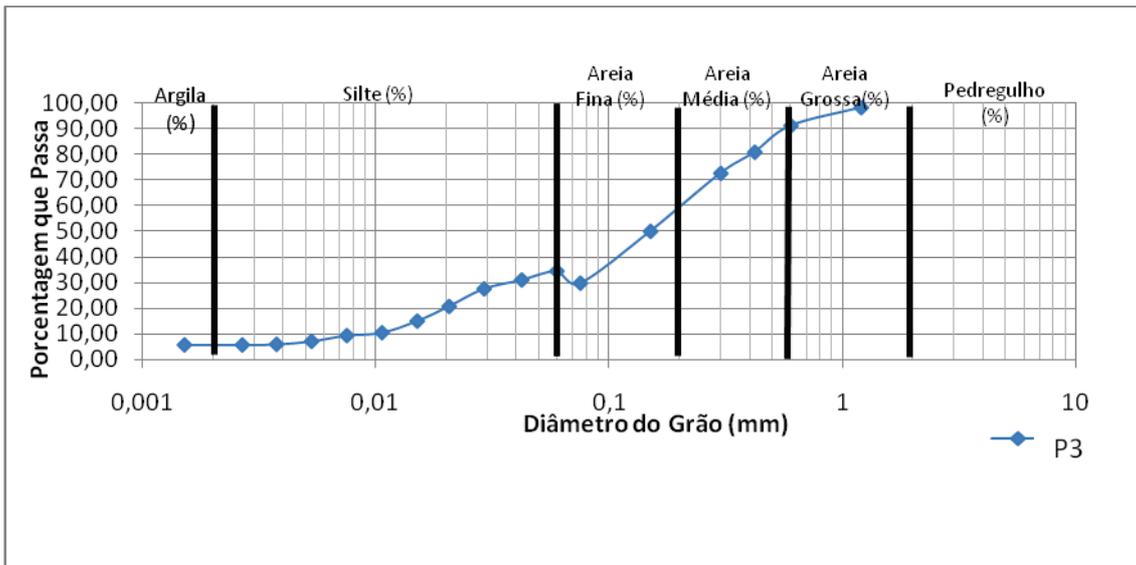
WISE, M. G.,MCARTHUR, J. V. e SHIMKETS, L. J.. "Methanotroph Diversity in Landfill Soil: Isolation of Novel Type I and Type II Methanotrophs Whose Presence was Suggested by Culture-Independent 16s Ribosomal DNA Analysis". **Appl. Environ. Microbiol.**, v.65, n.11, p.4887-4897. 1999.

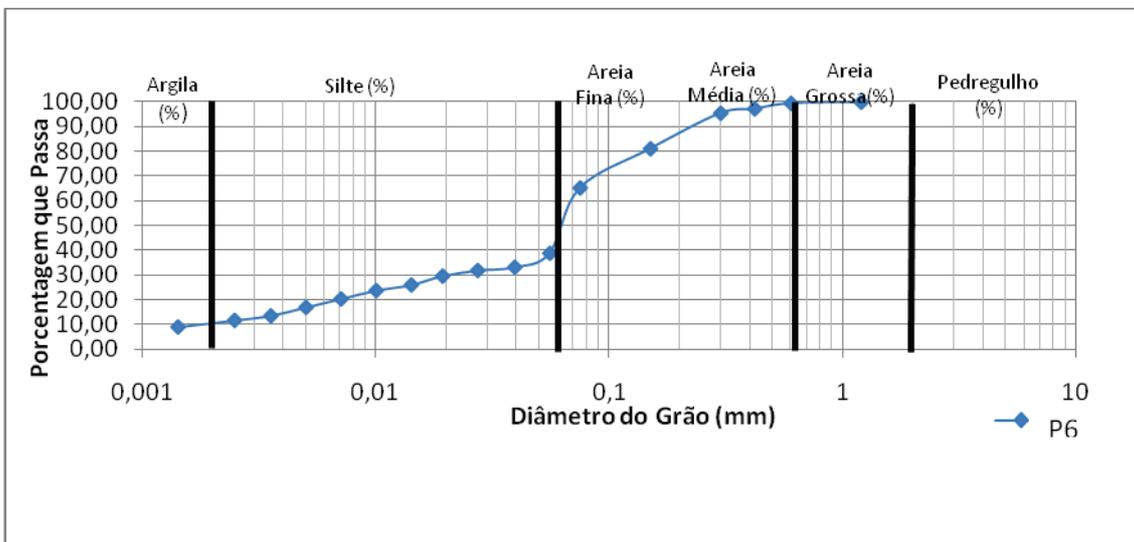
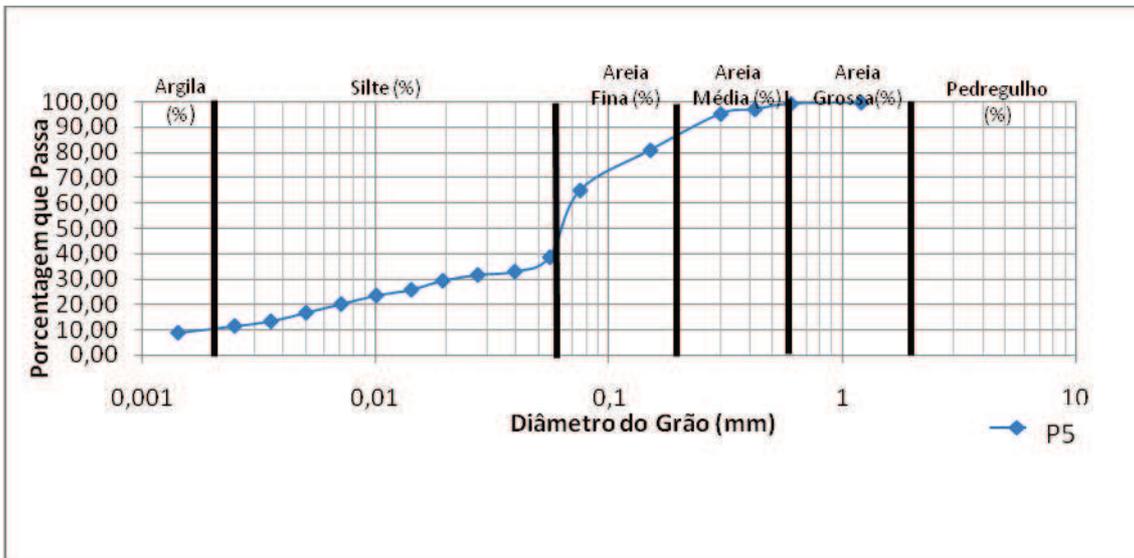
ZORNBERG, J.G., LAFOUNTAIN, L., e CALDWELL, J.A. *Analysis and Design of Evapotranspirative Cover for Hazardous Waste Landfill*. **Journal of Geotechnical and Geoenvironmental Engineering**, ASCE, v. 129, n. 5, p. 427-438. 2003.

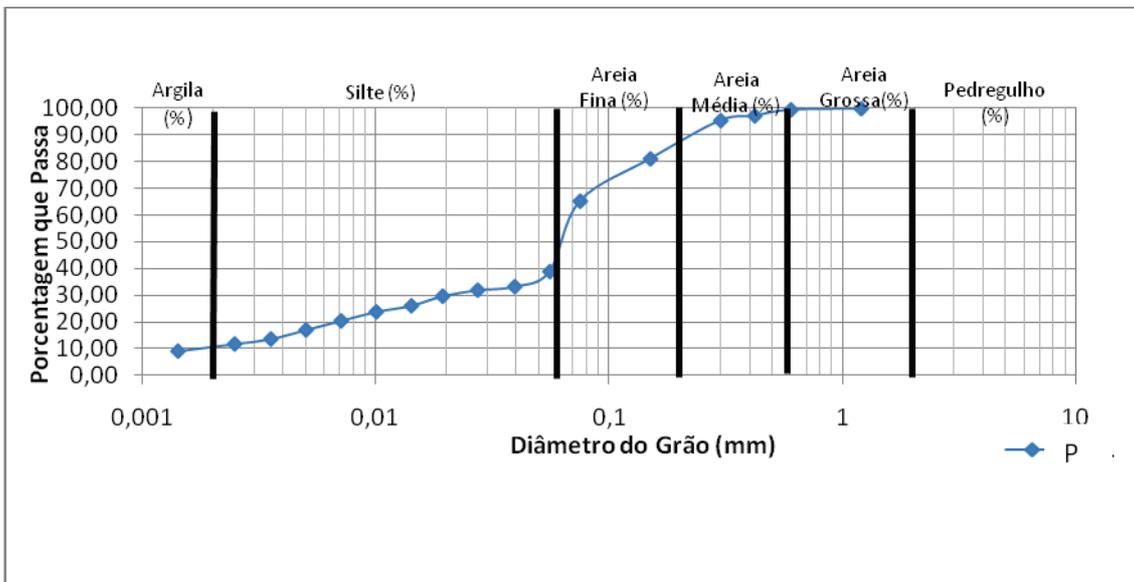
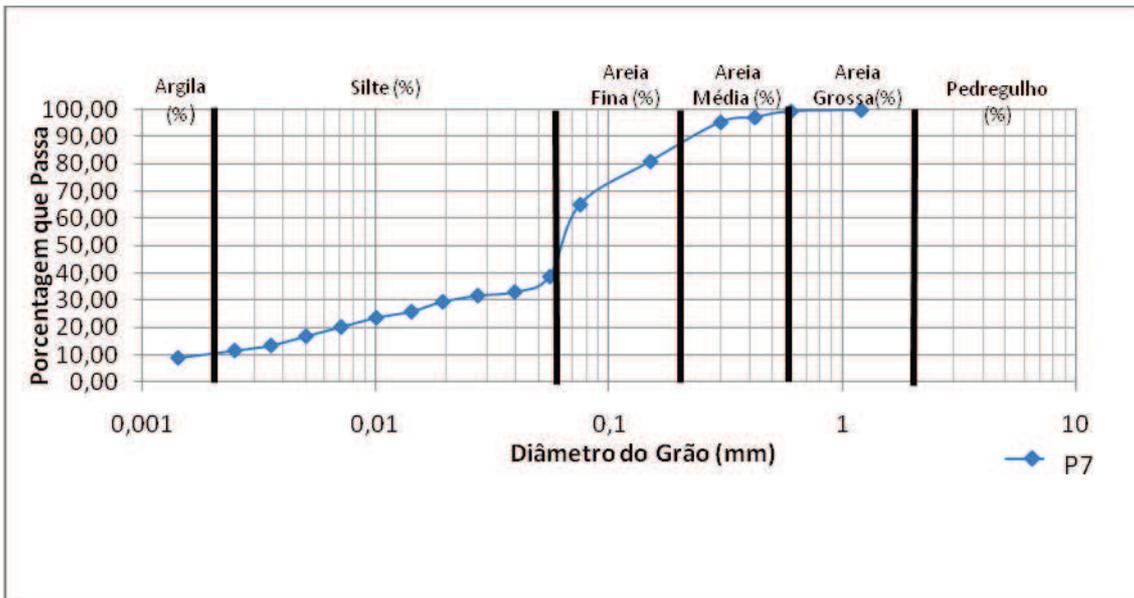
ZORNBERG, J.G e McCARTNEY, J.S. (2006). Chapter 34: Evapotranspirative Cover Systems for Waste Containment. **The Handbook of Groundwater Engineering**, 2<sup>nd</sup> Edition, Jacques W. Delleur (Editor-in-Chief).

## APÊNDICE A - Curvas granulométricas

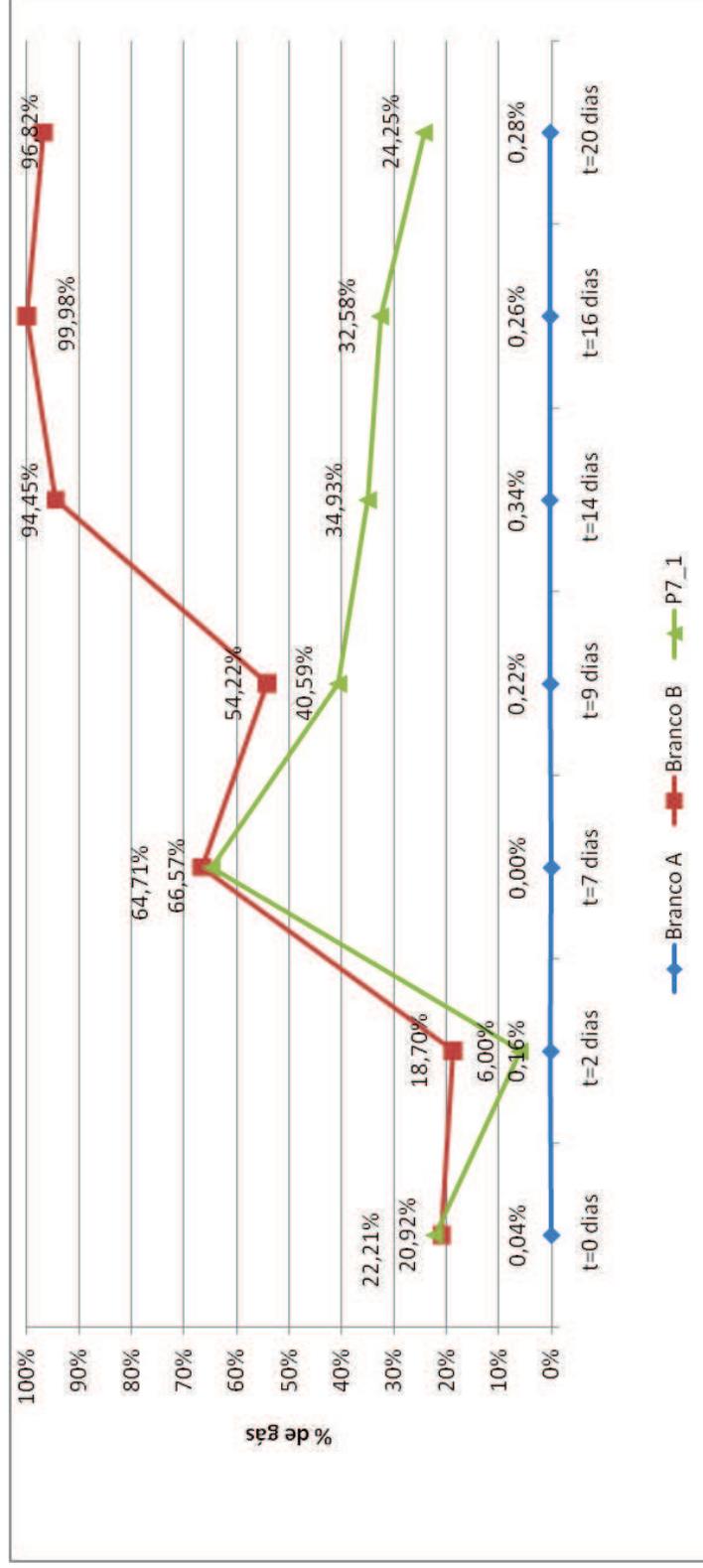




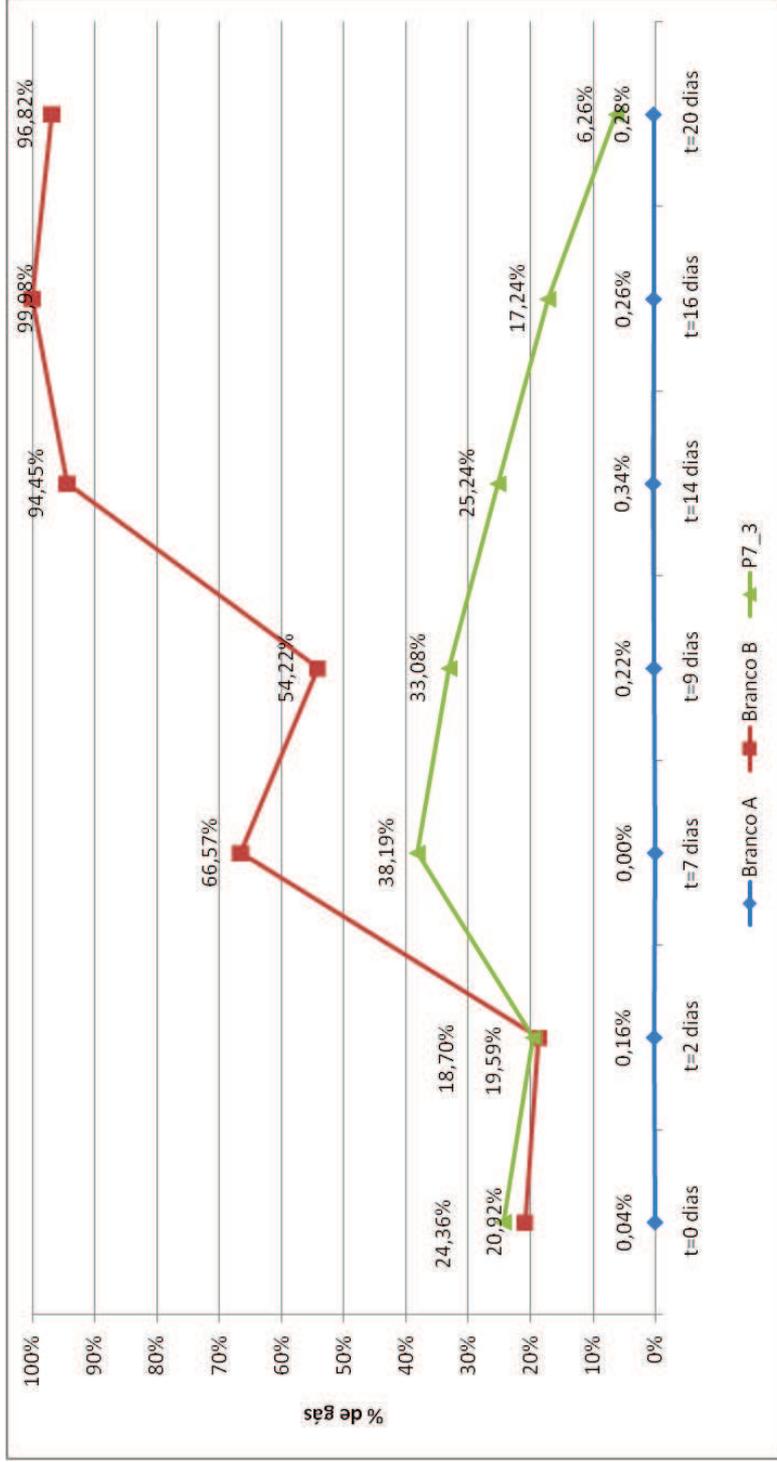


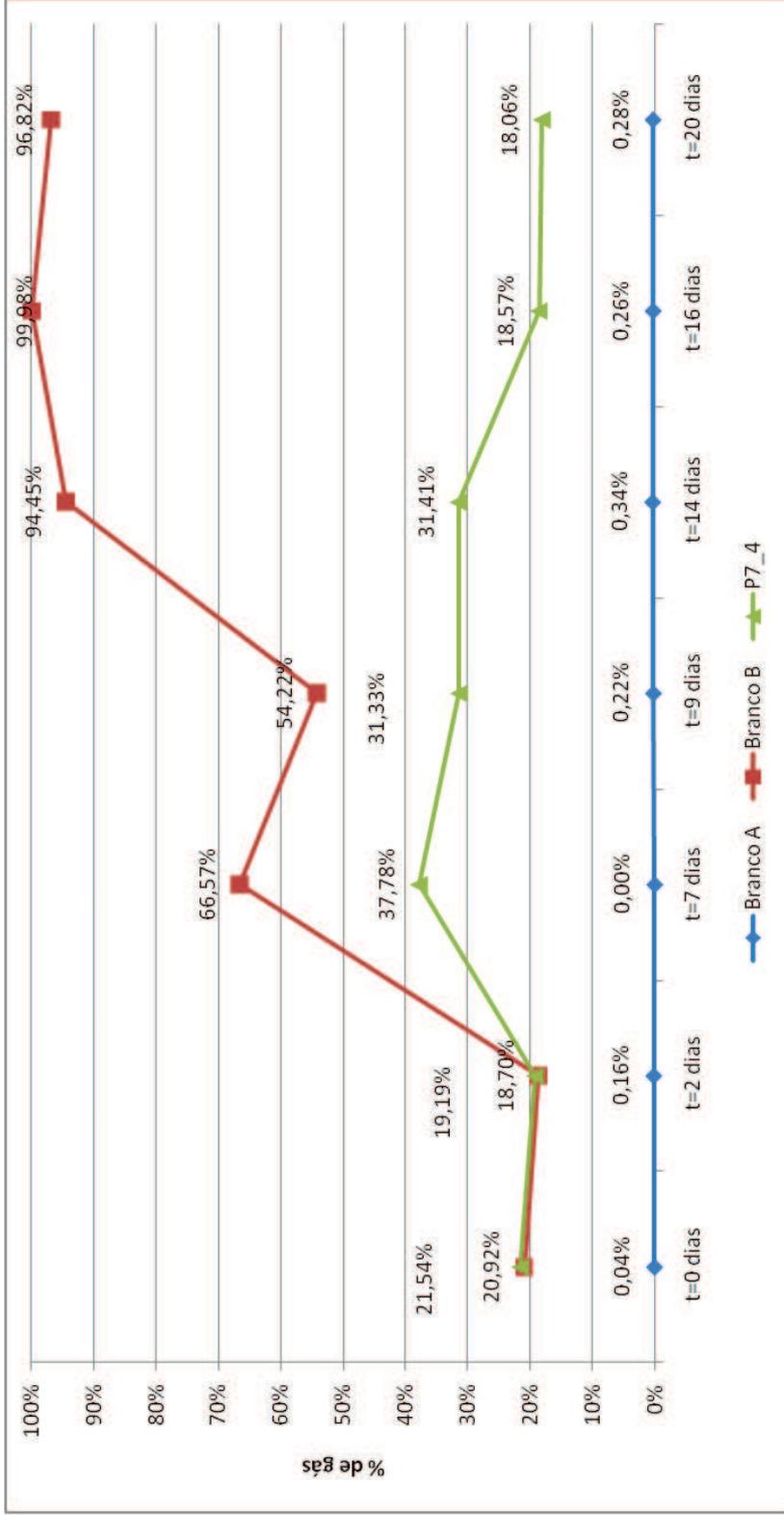


APÊNDICE B – Consumo de gás metano amostras P7 e P8

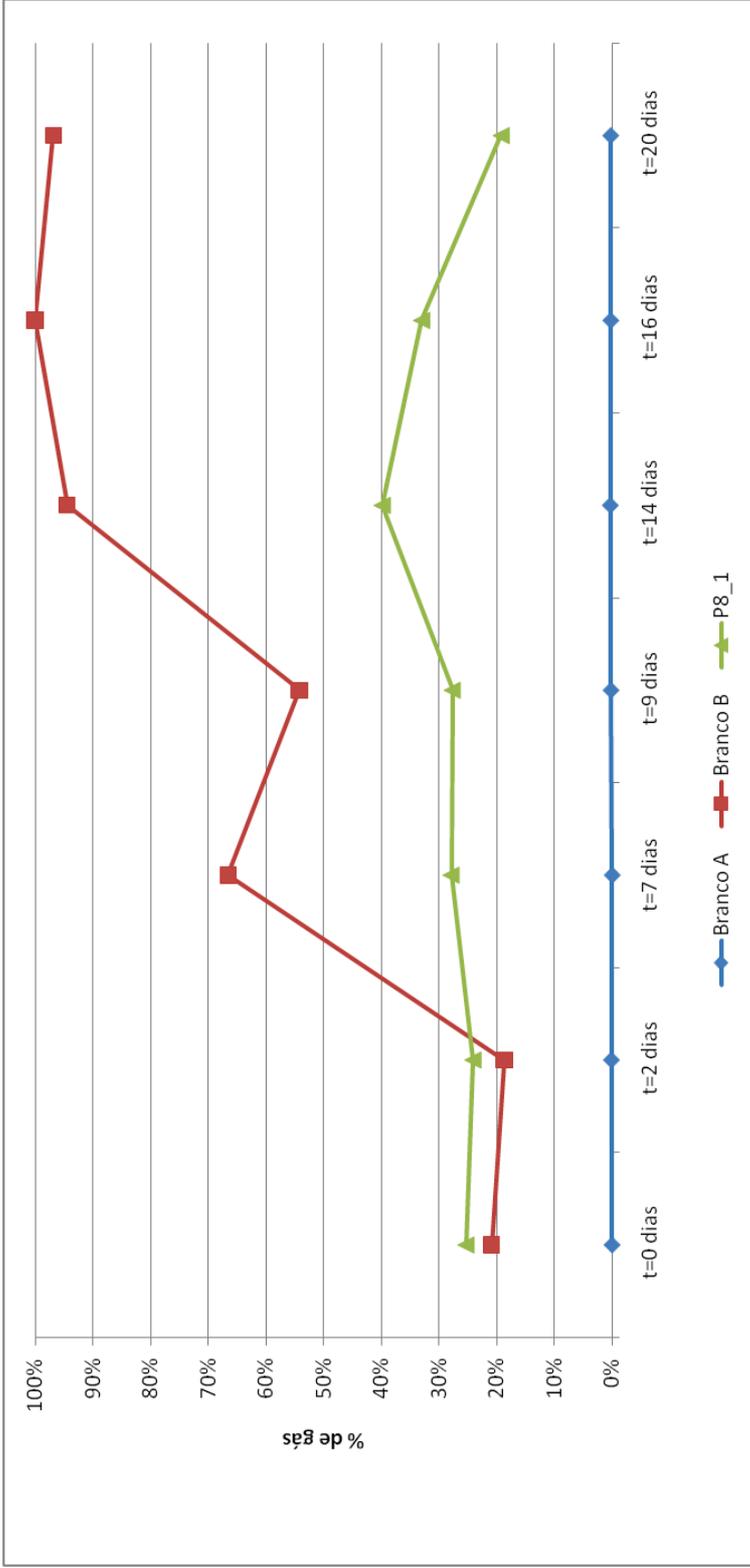


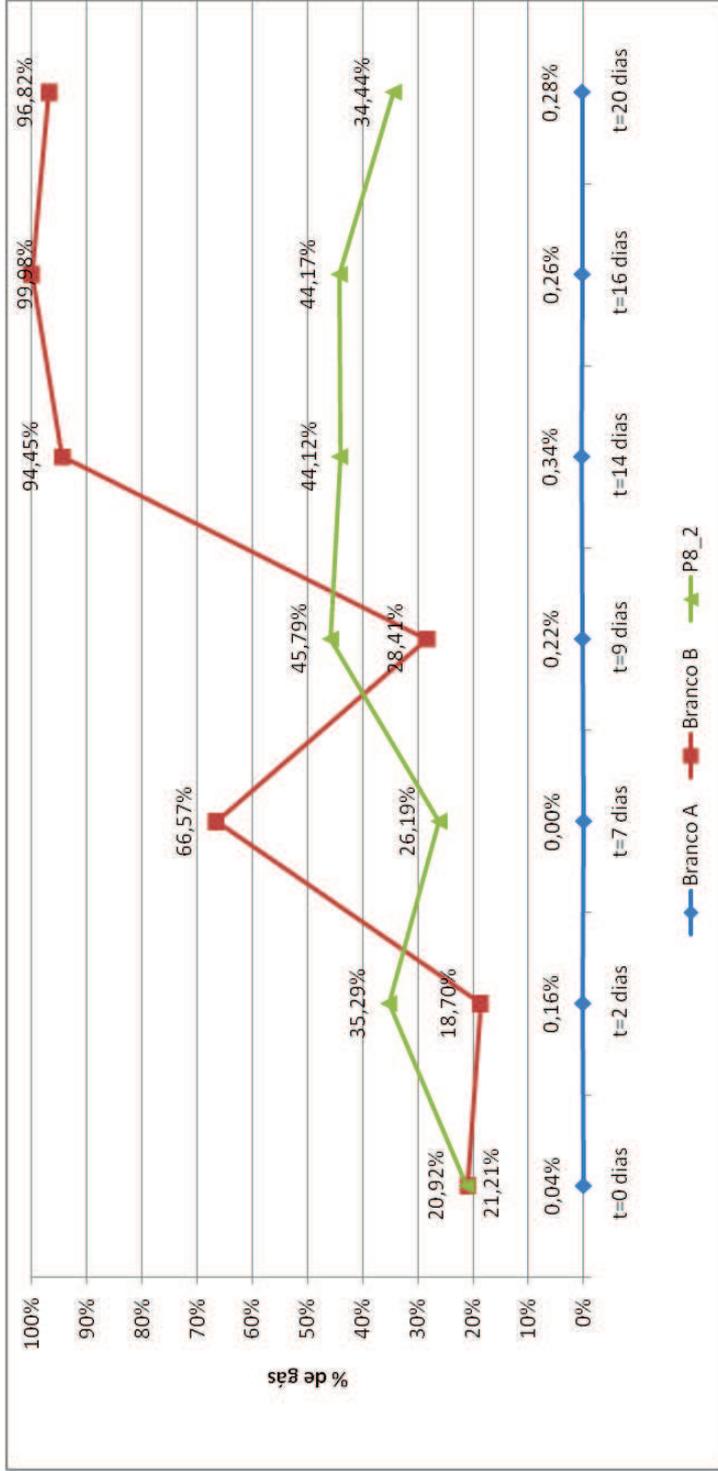


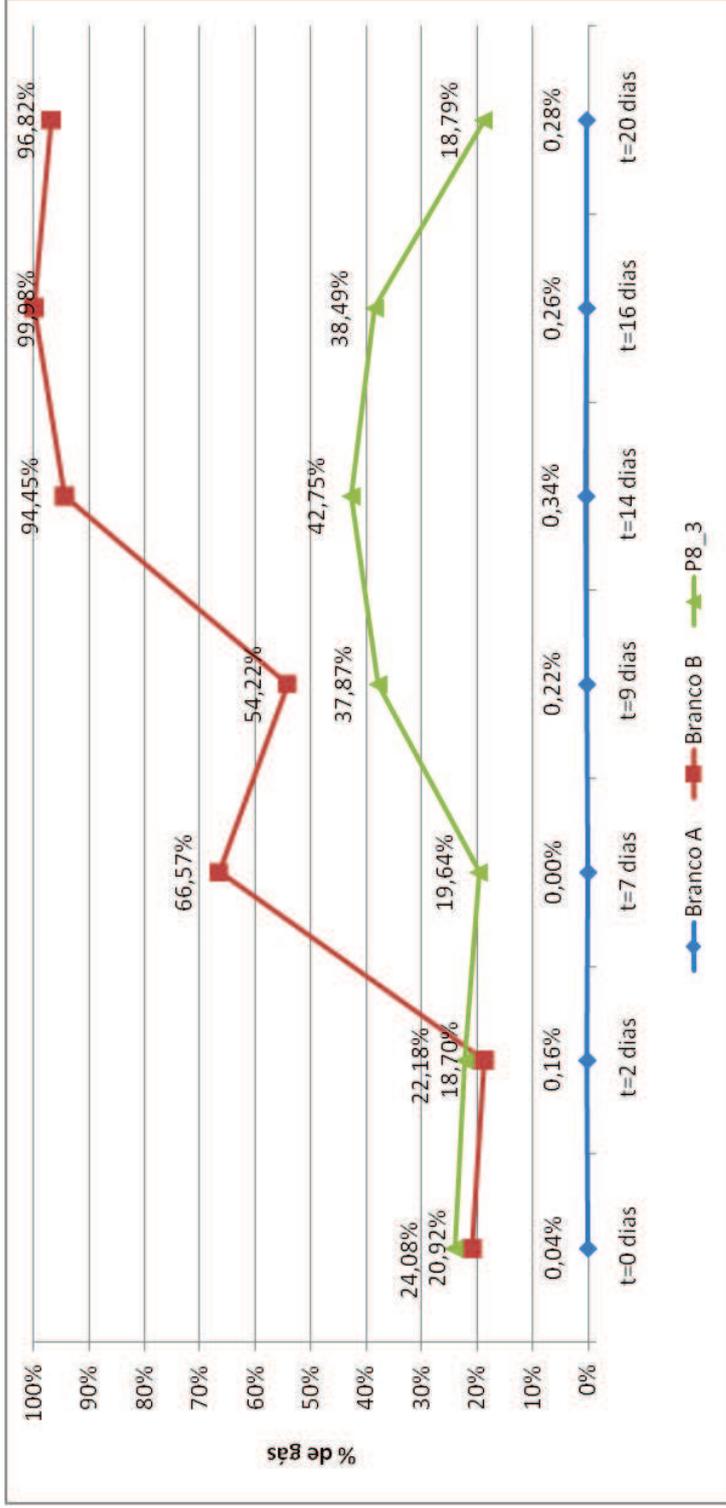


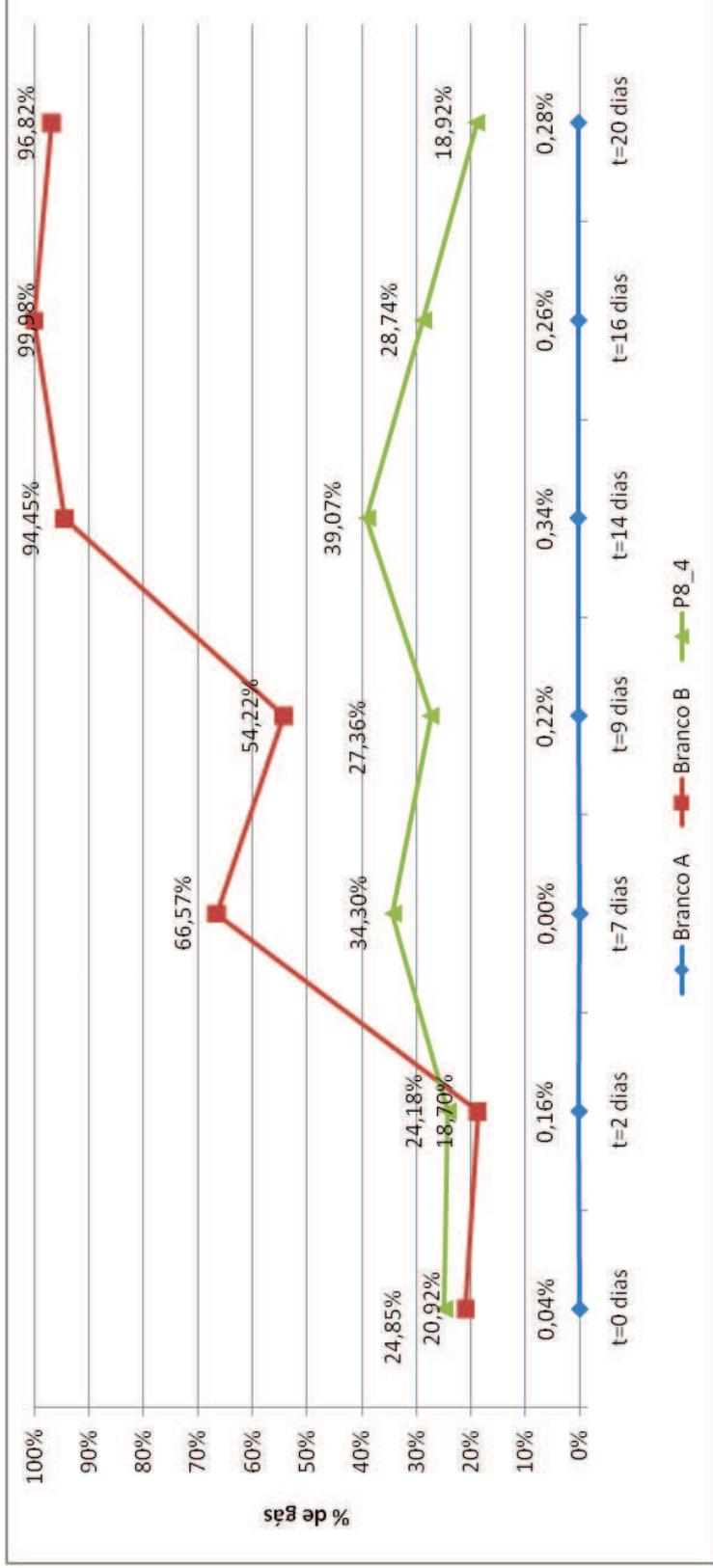














## APÊNDICE C – Acompanhamento microscópico

Amostra 1	Primeira amostragem	Gram +	Gram -	Turvação	Cocos +	Cocos -	Estreptococos +	Estreptococos -	Diplococos +	Diplococos -	Bacilos +	Bacilos -
P1 10 0		0*	0	Não	0	0	0	0	0	0	0	0
P1 10 -1		1**	1	Não	1	1	0	0	0	0	0	0
P1 10 -2		0	1	Não	1	1	0	0	0	0	0	0
P1 10 -3		0	0	Não	0	0	0	0	0	0	0	0
P1 10 -4		0	0	Não	0	0	0	0	0	0	0	0
P1 10 -5		1	0	Não	1	0	0	0	0	0	1	0
P1 10 -6		0	0	Não	0	0	0	0	0	0	0	0
P1 10 -7		1	1	Não	1	0	0	0	0	0	1	1
P1 10 -8		0	0	Não	0	0	0	0	0	0	0	0
t=5 (dias)												
P2 10 0		1	1	Não	1	1	1	1	0	1	1	1
P2 10 -1		0	1	Não	0	1	1	0	0	0	0	0
P2 10 -2		0	0	Não	0	0	0	0	0	0	0	0
P2 10 -3		1	1	Não	1	1	1	0	1	1	0	0
P2 10 -4		0	0	Não	0	0	0	0	0	0	0	0
P2 10 -5		1	0	Não	0	0	1	0	0	0	1	0
P2 10 -6		1	0	Não	0	0	1	0	0	0	1	0
P2 10 -7		0	0	Não	0	0	0	0	0	0	0	0
P2 10 -8		1	1	Não	0	1	1	0	0	0	1	0

\* Indica ausência em todas amostragens. \*\* Indica presença em todas amostragens.



Amostra 1	Terceira amostragem	Gram +	Gram -	Turvação	Cocos +	Cocos -	Estreptococos +	Estreptococos -	Diplococos +	Diplococos -	Bacilos +	Bacilos -
P1 10 0	0	1	Não	0	1	0	0	0	0	1	0	0
P1 10 -1	1	1	Não	0	1	0	0	0	1	0	1	0
P1 10 -2	1	1	Não	1	1	1	1	0	0	0	1	0
P1 10 -3	1	1	Não	1	1	1	1	0	1	0	1	0
P1 10 -4	1	1	Não	1	1	1	0	0	0	0	1	0
P1 10 -5	1	1	Não	1	1	1	0	0	0	0	0	0
P1 10 -6	1	1	Não	1	1	1	1	1	1	0	1	1
P1 10 -7	1	1	Não	1	1	1	0	0	1	0	0	0
P1 10 -8	1	1	Não	1	1	1	1	0	0	0	0	0
t=12 (dias)												
P2 10 0	1	1	Não	1	1	1	1	1	0	0	0	0
P2 10 -1	1	1	Não	1	1	1	0	0	0	1	0	1
P2 10 -2	1	1	Não	0	1	1	1	0	1	0	0	0
P2 10 -3	1	1	Não	0	1	1	1	0	0	0	0	0
P2 10 -4	1	1	Não	0	0	0	1	1	0	0	0	0
P2 10 -5	1	1	Não	0	0	0	1	1	1	1	1	1
P2 10 -6	0	0	Não	0	0	0	0	0	0	0	0	0
P2 10 -7	1	1	Não	0	1	1	1	0	1	1	0	0
P2 10 -8	1	0	Não	1	0	1	1	0	0	1	0	0

Amostra 1	Quarta amostragem	Gram +	Gram -	Turvação	Cocos +	Cocos -	Estreptococos +	Estreptococos -	Diplococos +	Diplococos -	Bacilos +	Bacilos -
P1 10 0	1	1	Não	0	1	0	0	0	0	0	0	0
P1 10 -1	1	1	Não	1	1	1	0	0	1	0	0	0
P1 10 -2	1	1	Não	1	1	1	0	0	0	0	0	0
P1 10 -3	1	1	Não	1	1	1	0	0	1	0	0	0
P1 10 -4	1	1	Não	0	0	1	0	0	1	1	0	0
P1 10 -5	1	1	Não	1	1	1	0	0	1	0	1	0
P1 10 -6	1	1	Não	1	1	1	1	1	1	0	1	0
P1 10 -7	1	1	Não	1	1	1	1	1	1	0	0	0
P1 10 -8	1	1	Não	1	0	1	1	0	0	0	0	0
t=14 (dias)												
P2 10 0	1	1	Não	1	1	1	1	1	1	1	0	0
P2 10 -1	1	1	Não	0	0	1	1	1	1	1	1	0
P2 10 -2	1	1	Não	1	1	1	1	1	0	0	0	0
P2 10 -3	1	1	Não	1	0	1	1	1	0	0	0	0
P2 10 -4	1	1	Não	0	0	1	1	1	1	1	0	0
P2 10 -5	1	1	Não	1	0	1	1	1	0	0	0	0
P2 10 -6	1	0	Não	1	0	1	0	0	0	0	0	0
P2 10 -7	1	1	Não	1	0	1	1	1	0	0	1	0
P2 10 -8	1	1	Não	1	1	1	1	1	0	0	0	0

Amostra 2	Primeira amostragem	Gram +	Gram -	Turvação	Cocos +	Cocos -	Estreptococos +	Estreptococos -	Diplococos +	Diplococos -	Bacilos +	Bacilos -
P3 10 0	1	1	Não	1	1	0	0	0	0	0	0	0
P3 10 -1	1	1	Não	1	1	1	1	1	0	0	1	0
P3 10 -2	1	1	Não	1	1	1	1	1	1	1	0	0
P3 10 -3	1	1	Não	1	1	0	0	0	1	0	0	0
P3 10 -4	1	1	Não	1	1	0	0	0	1	0	0	1
P3 10 -5	1	1	Não	1	1	0	0	0	1	1	0	0
P3 10 -6	1	1	Não	1	1	0	0	0	1	0	0	0
P3 10 -7	1	1	Não	1	1	0	0	1	1	1	0	0
P3 10 -8	1	1	Não	1	1	0	0	0	1	1	1	0
t=4 (dias)												
P4 10 0	1	1	Não	0	1	0	0	0	0	1	0	0
P4 10 -1	1	1	Não	1	1	0	0	0	1	1	1	0
P4 10 -2	1	1	Não	1	1	0	0	0	1	1	0	0
P4 10 -3	1	1	Não	1	1	1	1	1	1	1	0	0
P4 10 -4	1	1	Não	1	1	0	0	0	1	1	1	1
P4 10 -5	1	1	Não	1	0	0	0	0	1	0	0	0
P4 10 -6	1	1	Não	1	1	0	0	0	1	1	0	0
P4 10 -7	1	1	Não	1	1	0	0	0	1	1	0	0
P4 10 -8	1	1	Não	1	1	0	0	0	1	1	0	0

Amostra 2	Segunda amostragem	Gram +	Gram -	Turvação	Cocos +	Cocos -	Estreptococos +	Estreptococos -	Diplococos +	Diplococos -	Bacilos +	Bacilos -
P3 10 0		1	1	Não	0	1	0	0	0	1	0	0
P3 10 -1		1	1	Não	1	1	1	0	1	1	0	0
P3 10 -2		1	1	Não	1	1	1	1	1	1	0	0
P3 10 -3		1	1	Não	1	1	0	0	1	1	0	0
P3 10 -4		1	1	Não	0	0	0	0	1	1	1	1
P3 10 -5		1	1	Não	0	0	1	0	0	1	0	0
P3 10 -6		1	1	Não	1	1	0	0	0	1	0	1
t=7 (dias)												
P3 10 -7		1	1	Não	0	0	0	0	0	0	0	0
P3 10 -8		1	1	Não	1	1	0	0	1	1	0	0
P4 10 0		1	1	Não	1	1	0	0	1	1	0	0
P4 10 -1		1	1	Não	1	1	0	0	1	1	1	1
P4 10 -2		1	1	Não	1	1	0	0	1	1	0	0
P4 10 -3		1	1	Não	1	1	0	0	1	1	0	0
P4 10 -4		1	1	Não	1	1	0	1	0	1	0	0
P4 10 -5		1	1	Não	1	1	1	0	1	0	0	0
P4 10 -6		1	1	Não	1	0	0	0	1	1	0	0
P4 10 -7		1	1	Não	1	0	1	0	0	0	0	0
P4 10 -8		1	1	Não	1	1	1	1	0	0	0	0

Amostra 2	Terceira amostragem	Gram +	Gram -	Turvação	Cocos +	Cocos -	Estreptococos +	Estreptococos -	Diplococos +	Diplococos -	Bacilos +	Bacilos -
P3 10 0		1	1	Não	1	1	0	0	0	0	0	1
P3 10 -1		1	1	Não	1	1	1	0	1	1	1	1
P3 10 -2		1	0	Não	1	0	0	0	1	0	0	0
P3 10 -3		1	1	Não	1	1	0	0	1	0	1	0
P3 10 -4		1	1	Não	1	1	1	0	1	1	1	0
P3 10 -5		1	1	Não	1	1	0	0	1	0	0	1
P3 10 -6		1	1	Não	1	1	1	0	1	1	0	0
P3 10 -7		1	1	Não	1	1	1	1	1	1	0	0
P3 10 -8		1	1	Não	1	1	1	1	1	1	1	1
t=12 dias												
P4 10 0		1	1	Não	0	0	0	0	1	1	0	0
P4 10 -1		1	1	Não	1	1	1	0	1	1	0	0
P4 10 -2		1	1	Não	1	1	0	0	1	0	0	0
P4 10 -3		1	1	Não	1	1	1	0	1	1	0	0
P4 10 -4		1	1	Não	1	1	1	1	1	1	0	0
P4 10 -5		1	1	Não	1	1	1	0	1	1	1	1
P4 10 -6		0	0	Não	1	1	1	0	1	1	0	1
P4 10 -7		1	1	Não	1	1	1	0	1	1	0	1
P4 10 -8		1	0	Não	1	1	0	0	1	1	0	1



Amostra 2	Quinta amostragem	Gram +	Gram -	Turvação	Cocos +	Cocos -	Estreptococos +	Estreptococos -	Diplococos +	Diplococos -	Bacilos +	Bacilos -
P3 10 0	1	1	Não	0	0	1	1	0	1	0	0	1
P3 10 -1	1	1	Não	1	1	1	1	0	1	1	0	1
P3 10 -2	1	1	Não	1	1	1	1	1	1	1	0	1
P3 10 -3	1	1	Não	0	0	1	1	1	1	1	1	1
P3 10 -4	1	1	Não	1	1	1	1	1	1	1	1	1
P3 10 -5	1	1	Não	0	0	1	1	0	0	0	0	1
P3 10 -6	1	1	Não	0	0	1	1	0	1	1	0	1
P3 10 -7	1	1	Não	1	1	1	1	0	1	1	0	1
P3 10 -8	1	1	Não	0	0	0	0	0	1	0	0	1
t= 19 (dias)												
P4 10 0	1	0	Não	1	0	0	0	0	0	0	0	0
P4 10 -1	1	1	Não	1	0	0	0	0	0	0	0	1
P4 10 -2	1	1	Não	1	1	1	1	0	1	1	0	1
P4 10 -3	1	1	Não	1	1	1	1	0	1	1	0	1
P4 10 -4	1	1	Não	1	1	1	1	1	1	0	0	1
P4 10 -5	1	1	Não	1	1	1	1	0	1	1	0	1
P4 10 -6	1	1	Não	1	1	1	1	1	0	1	0	1
P4 10 -7	1	1	Não	1	1	0	0	0	1	1	0	1
P4 10 -8	1	1	Não	1	1	0	0	0	1	1	1	1



Amostra 4	Primeira amostragem	Gram +	Gram -	Turvação	Cocos +	Cocos -	Estreptococos +	Estreptococos -	Diplococos +	Diplococos -	Bacilos +	Bacilos -
P7 10 0	0	1	Não	0	1	1	0	1	0	1	0	0
P7 10 -1	1	1	Não	1	1	1	0	1	0	1	0	1
P7 10 -2	1	1	Não	1	1	1	0	0	0	1	0	0
P7 10 -3	1	1	Não	1	1	1	0	0	1	1	0	1
P7 10 -4	1	1	Não	1	1	1	0	0	1	0	0	0
P7 10 -5	1	1	Não	1	1	1	0	0	0	0	0	0
P7 10 -6	1	1	Não	1	1	1	0	0	1	1	0	0
P7 10 -7	1	1	Não	1	1	1	0	0	1	1	1	1
P7 10 -8	1	1	Não	1	1	1	0	0	0	0	1	1
P8 10 -1	1	1	Não	1	1	1	0	0	0	0	0	1
P8 10 -2	1	1	Não	1	1	1	0	0	0	0	1	0
P8 10 -3	1	1	Não	1	1	1	0	0	1	1	0	0
P8 10 -4	1	1	Não	1	1	1	0	0	1	1	1	1
P8 10 -5	1	1	Não	1	1	1	0	0	1	1	0	0
P8 10 -6	1	1	Não	1	1	1	0	0	1	1	0	1
P8 10 -7	1	1	Não	1	1	1	0	0	1	1	0	1
P8 10 -8	1	1	Não	1	1	1	0	0	1	1	0	0

t=2 (dias)

Amostra 4	Segunda amostragem	Gram +	Gram -	Turvação	Cocos +	Cocos -	Estreptococos +	Estreptococos -	Diplococos +	Diplococos -	Bacilos +	Bacilos -
P7 10 0	1	1	Não	1	1	0	0	0	1	1	0	0
P7 10 -1	1	1	Não	1	1	0	1	1	1	1	0	1
P7 10 -2	1	1	Não	1	1	0	1	1	0	1	0	1
P7 10 -3	1	1	Não	1	1	0	0	1	1	1	0	0
P7 10 -4	1	1	Não	1	1	1	0	0	1	1	0	1
P7 10 -5	1	1	Não	1	1	0	1	1	1	1	0	0
P7 10 -6	1	1	Não	1	1	0	1	1	1	1	0	1
P7 10 -7	1	1	Não	1	1	0	1	1	1	1	0	1
P7 10 -8	1	1	Não	1	1	0	1	1	0	1	0	1
t=7 (dias)												
P8 10 -1	1	1	Não	1	1	0	1	1	1	0	0	0
P8 10 -2	1	1	Não	1	1	0	1	1	1	1	0	1
P8 10 -3	1	1	Não	1	1	1	1	1	1	1	0	1
P8 10 -4	1	1	Não	1	1	0	0	0	0	1	0	1
P8 10 -5	1	1	Não	1	1	0	0	0	1	1	0	1
P8 10 -6	1	1	Não	1	1	0	0	0	1	1	0	1
P8 10 -7	1	1	Não	1	1	0	0	0	0	1	0	1
P8 10 -8	1	1	Não	1	1	0	0	0	0	0	0	1

Amostra 4	Terceira amostragem	Gram +	Gram -	Turvção	Cocos +	Cocos -	Estreptococos +	Estreptococos -	Diplococos +	Diplococos -	Bacilos +	Bacilos -
P7 10 0	1	1	Não	1	1	0	1	1	1	0	0	0
P7 10 -1	1	1	Não	1	1	0	0	1	1	1	1	1
P7 10 -2	1	1	Não	1	1	0	1	1	1	0	0	1
P7 10 -3	1	1	Não	1	1	1	1	1	1	1	1	1
P7 10 -4	1	1	Não	1	1	1	1	1	1	1	0	1
P7 10 -5	1	1	Não	1	1	1	1	1	1	1	0	1
P7 10 -6	1	1	Não	1	1	0	1	1	1	1	0	1
P7 10 -7	1	1	Não	1	1	0	1	1	1	1	0	1
P7 10 -8	1	1	Não	1	1	0	0	1	1	1	0	0
P8 10 -1	1	1	Não	1	1	0	0	1	1	1	0	0
P8 10 -2	1	1	Não	1	1	0	0	1	1	1	0	1
P8 10 -3	1	1	Não	1	1	0	0	1	1	1	1	1
P8 10 -4	1	1	Não	1	1	1	1	1	1	1	0	1
P8 10 -5	1	1	Não	1	1	0	0	1	1	1	0	0
P8 10 -6	1	1	Não	1	1	0	0	1	1	1	0	1
P8 10 -7	1	1	Não	1	1	0	0	1	1	1	0	1
P8 10 -8	1	1	Não	1	1	0	0	1	1	1	0	1

t=9 (dias)

Amostra 4	Quarta amostragem	Gram +	Gram -	Turvação	Cocos +	Cocos -	Estreptococos +	Estreptococos -	Diplococos +	Diplococos -	Bacilos +	Bacilos -
P7 10 0		1	1	Não	0	1	0	0	1	0	0	0
P7 10 -1		1	1	Não	1	1	0	0	0	0	0	0
P7 10 -2		1	1	Não	1	1	0	0	1	1	0	1
P7 10 -3		1	1	Não	1	1	0	1	1	1	0	1
P7 10 -4		1	1	Não	1	1	1	1	1	1	0	1
P7 10 -5		1	1	Não	1	1	0	0	1	1	0	1
P7 10 -6		1	1	Não	1	1	0	0	1	1	0	1
P7 10 -7		1	1	Não	1	1	0	0	1	1	0	1
P7 10 -8		1	1	Não	1	1	0	0	1	1	0	1
P8 10 -1		1	1	Não	1	1	0	0	0	1	0	0
P8 10 -2		1	1	Não	1	1	0	0	1	1	0	1
P8 10 -3		1	1	Não	1	1	0	0	1	1	0	1
P8 10 -4		1	1	Não	1	1	0	1	1	1	0	1
P8 10 -5		1	1	Não	1	1	0	1	1	1	0	1
P8 10 -6		1	1	Não	1	1	0	1	1	1	0	1
P8 10 -7		1	1	Não	1	1	0	1	1	1	0	1
P8 10 -8		1	1	Não	1	1	0	0	1	1	0	1

t=14 (dias)

Amostra 4	Quinta amostragem	Gram +	Gram -	Turvação	Cocos +	Cocos -	Estreptococos +	Estreptococos -	Diplococos +	Diplococos -	Bacilos +	Bacilos -
P7 10 0	1	1	Não	0	1	0	0	0	1	1	0	0
P7 10 -1	1	1	Não	0	1	0	0	0	1	1	0	0
P7 10 -2	1	1	Não	0	1	0	0	0	1	1	0	0
P7 10 -3	1	1	Não	0	1	0	0	0	1	1	0	0
P7 10 -4	1	1	Não	0	1	0	0	0	1	1	0	0
P7 10 -5	1	1	Não	0	1	0	0	0	0	1	0	0
P7 10 -6	1	1	Não	0	1	0	0	1	1	1	0	0
P7 10 -7	1	1	Não	1	1	1	1	1	1	1	0	0
P7 10 -8	1	1	Não	0	1	0	0	0	1	1	0	0
P8 10 -1	1	1	Não	0	1	0	0	0	1	1	0	0
P8 10 -2	1	1	Não	1	1	1	1	1	0	1	0	0
P8 10 -3	1	1	Não	0	1	0	0	1	1	1	0	1
P8 10 -4	1	1	Não	0	1	0	0	0	1	1	0	1
P8 10 -5	1	1	Não	0	1	0	0	0	1	1	0	1
P8 10 -6	1	1	Não	0	1	1	1	1	1	1	0	1
P8 10 -7	1	1	Não	0	1	0	0	1	1	1	0	1
P8 10 -8	1	1	Não	0	1	0	0	0	1	1	0	1

t=16 (dias)

Amostra 4	Sexta amostragem	Gram +	Gram -	Turvação	Cocos +	Cocos -	Estreptococos +	Estreptococos -	Diplococos +	Diplococos -	Bacilos +	Bacilos -
P7 10 0	1	1	Não	1	1	1	0	0	0	1	0	0
P7 10 -1	1	1	Não	1	1	1	0	0	0	0	0	0
P7 10 -2	1	1	Não	1	1	1	0	0	0	0	0	0
P7 10 -3	1	1	Não	1	1	1	0	0	0	1	0	0
P7 10 -4	1	1	Não	1	1	1	0	1	1	1	0	1
P7 10 -5	1	1	Não	1	1	1	0	0	1	1	0	1
P7 10 -6	1	1	Não	1	1	1	0	1	1	1	1	1
P7 10 -7	1	1	Não	1	1	1	0	0	0	1	0	0
P7 10 -8	1	1	Não	1	1	1	0	0	0	0	0	0
P8 10 -1	1	1	Não	1	1	1	0	0	0	1	0	0
P8 10 -2	1	1	Não	1	1	1	0	0	0	1	0	1
P8 10 -3	1	1	Não	1	1	1	0	0	1	1	1	1
P8 10 -4	1	1	Não	1	1	1	0	1	1	1	0	1
P8 10 -5	1	1	Não	1	1	1	0	0	1	1	0	1
P8 10 -6	1	1	Não	1	1	1	0	0	1	1	0	1
P8 10 -7	1	1	Não	1	1	1	0	0	0	1	0	1
P8 10 -8	1	1	Não	1	1	1	0	0	0	0	0	1

t=20 (dias)