

UNIVERSIDADE FEDERAL DA PARAÍBA
CENTRO DE CIÊNCIAS E TECNOLOGIA
DEPARTAMENTO DE ENGENHARIA CIVIL

R E L A T Ó R I O

ESTÁGIO SUPERVISIONADO

ALUNO: ANTONIO GOMES SÁ JÚNIOR

MATRÍCULA: 8411194-0

LOCAL DO ESTÁGIO: CAMPINA GRANDE - PARAÍBA

EXTRABES ESTAÇÃO EXPERIMENTAL DE TRATAMENTOS
BIOLÓGICOS DE ESGOTOS SANITÁRIOS
FONE: (083) 321.4406

SUPERVISORA: ANNEMARIE KONIG

ESTAGIÁRIO:

Antonio Gomes Sá Jr

JULHO/87



Biblioteca Setorial do CDSA. Maio de 2021.

Sumé - PB

Í N D I C E

	Página
1	- INTRODUÇÃO - LAGOAS DE ESTABILIZAÇÃO 02
2	- CLASSIFICAÇÃO DAS LAGOAS DE ESTABILIZAÇÃO 07
2.1	- Lagoas Anaeróbias 07
2.2	- Lagoas Facultativas 08
2.3	- Lagoas de Maturação 10
3	- DESCRIÇÃO DO SISTEMA EXPERIMENTAL 11
4	- METAS DA EXTRABES 12
5	- METODOLOGIA DAS PESQUISAS 13
I)	- MÉTODOS EMPREGADOS NOS LABORATÓRIOS DA EXTRABES. 14
6	- INTRODUÇÃO AO ESTUDO DAS ALGAS 14
1.1	- Algologia - Introdução 14
1.2	- Processos de Nutrição de Algas 15
1.3	- Cultura de Algas 15
1.4	- Clorofila a 16
7	- MÉTODOS DE LABORATÓRIO 17
2.1	- Coleta 17
2.1.1	- Material Empregado 17
2.1.2	- Procedimento 17
2.2	- Distribuição das Amostras 17
2.2.1	- Material Empregado 17
2.2.2	- Procedimento 18
2.3	- Contagem de Amostra 18
2.3.1	- Material Empregado 18
2.3.2	- Procedimento 18
2.4	- Identificação 19
2.4.1	- Material Empregado 19

	Página
2.4.2 - Procedimento	19
2.5 - Filtração	19
2.5.1 - Material Empregado	19
2.5.2 - Procedimento	20
2.6 - Leitura da Clorofila <u>a</u>	20
2.6.1 - Material Empregado	20
2.6.2 - Procedimento	20
II) - MÉTODOS EMPREGADOS NO LABORATÓRIO DE <u>BACTERIOLO</u> GIA	22
1 - INTRODUÇÃO	22
2 - DOENÇAS PROVOCADAS POR BACTÉRIAS DEVIDO A <u>CONTA</u> MINAÇÃO DE ÁGUAS	23
3 - PREPARAÇÃO DO MATERIAL	23
3.1 - Provetas	23
3.2 - Pipetas	23
3.3 - Tubos de Ensaio	24
3.4 - Frascos para Coleta	24
3.5 - Beckers	24
3.6 - Líquido de Diluição	24
3.6.1 - Material Utilizado	24
3.6.2 - Procedimento	25
3.7 - Esterilização	25
3.8 - Meio de Cultura	25
3.8.1 - Material Utilizado	25
3.8.2 - Procedimento	26
4 - COLETA	26
4.1.1 - Material Utilizado	26
4.1.2 - Procedimento	26

	Página
5 - DISTRIBUIÇÃO	26
5.1.1 - Material Utilizado	26
5.1.2 - Procedimento	27
5.2 - Diluição	27
5.2.1 - Material Utilizado	27
5.2.2 - Procedimento	27
6 - FILTRAÇÃO	28
6.1.1 - Material Utilizado	28
6.1.2 - Procedimento	28
7 - INCUBAÇÃO	29
7.1.1 - Material Utilizado	29
7.1.2 - Procedimento	29
8 - CONTAGEM	29
8.1.1 - Material Utilizado	29
8.1.2 - Procedimento	30
9 - TESTE DE GRAM	30
9.1.1 - Material Utilizado	30
9.1.2 - Procedimento	30
10 - INDOL E PRODUÇÃO DE GÁS	31
10.1.1 - Material Utilizado	31
10.1.2 - Procedimento	31
11 - OBSERVAÇÃO DE GRAM	32
11.1.1 - Material Utilizado	32
11.1.2 - Procedimento	32
12 - INDOL E PRODUÇÃO DE GÁS - VERIFICAÇÃO	32
12.1.1 - Material Utilizado	32
12.1.2 - Procedimento	32

III)	- MÉTODOS EMPREGADOS NO LABORATÓRIO DE PARASITOLÓGIA	33
1	- INTRODUÇÃO A PARASITOLOGIA	33
1.1	- Generalidades	33
1.2	- Parasitismo - Definição	33
1.3	- Origem do Parasitismo	34
1.4	- Transformações Devidas ao Parasitismo	34
1.5	- Relações Entre o Parasita e o Hospedeiro	37
1.6	- Migrações dos Parasitas	37
1.7	- Especificidade Parasitária	37
1.8	- Origem dos Parasitas do Homem	39
1.9	- Infecções e Infestações	40
1.10	- Domínio da Parasitologia	40
2	- DOENÇAS PROVOCADAS POR PROTOZOÁRIOS	42
2.1	- Geohelmintose	42
2.2	- Ascariidose	42
2.3	- Tricurose	43
2.4	- Ancilostomose	44
2.5	- Esquitossomose	45
3	- LAGOAS DE ESTABILIZAÇÃO E A PREVENÇÃO DE INFECÇÕES HELMÍNTICAS	46
4	- COLETA	47
4.1.1	- Material Utilizado	47
4.1.2	- Procedimento	47
5	- CENTRIFUGAÇÃO	48
5.1.1	- Material Utilizado	48
5.1.2	- Procedimento	48
6	- IDENTIFICAÇÃO E CONTAGEM	49

6.1.1	- Material Utilizado	49
6.1.2	- Procedimento	49
IV)	- MÉTODOS EMPREGADOS NO LABORATÓRIO DE FÍSICO-QUÍMICA	50
1	- METODOLOGIA DAS ANÁLISES	50
1.1	- Introdução	50
1.2	- Procedimento Realizado na EXTRABES para Coleta e Distribuição das Amostras	50
1.3	- Disposição do Material no Laboratório	51
1.4	- Procedimento para Início das Análises	51
1.5	- Limpeza do Material	51
1.6	- Material Utilizado nas Análises	52
2	- ANÁLISES REALIZADAS	52
2.1	- Condutividade	52
2.1.1	- Introdução	52
2.1.2	- Material Utilizado	52
2.1.3	- Aparelhagem	52
2.1.4	- Procedimento	52
2.2	- pH - Leitura - Método Eletrométrico	53
2.2.1	- Introdução	53
2.2.2	- Material Utilizado	53
2.2.3	- Aparelhagem	53
2.2.4	- Reagente	53
2.2.5	- Procedimento	53
2.3	- Sulfeto	54
2.3.1	- Introdução	54
2.3.2	- Material Utilizado	54
2.3.3	- Aparelhagem	54

2.3.4	- Reagentes	55
2.3.5	- Procedimento	55
2.4	- Cloreto	56
2.4.1	- Introdução	56
2.4.2	- Material Utilizado	56
2.4.3	- Aparelhagem	56
2.4.4	- Reagentes	57
2.4.5	- Procedimento	57
2.5	- Alcalinidade Total ou Potenciométrica	58
2.5.1	- Introdução	58
2.5.2	- Material Utilizado	58
2.5.3	- Aparelhagem	58
2.5.4	- Reagente	58
2.5.5	- Procedimento	58
2.6	- Amônia	59
2.6.1	- Introdução	59
2.6.2	- Material Utilizado	59
2.6.3	- Aparelhagem	59
2.6.4	- Reagentes	60
2.6.5	- Procedimento	60
2.7	- Sólidos Totais - Sólidos Totais Fixos - Sólidos Totais Voláteis	60
2.7.1	- Introdução	60
2.7.2	- Material Utilizado	61
2.7.3	- Aparelhagem	61
2.7.4	- Procedimento	61
2.8	- Sólidos não Filtrantes em Suspensão - Sólidos em Suspensão Voláteis - Sólidos em Suspensão Fixos	62

	Página
2.8.1 - Introdução	62
2.8.2 - Material Utilizado	62
2.8.3 - Aparelhagem	62
2.8.4 - Procedimento	62
2.9 - Sólidos Dissolvidos ou Filtráveis (SF) - Sólidos Dissolvidos Voláteis (SDVOL) - Sólidos Dissolvi dos Fixos (SDF)	63
2.9.1 - Introdução	63
2.10 - Sólidos Sedimentáveis	64
2.10.1 - Material Utilizado	64
2.10.2 - Aparelhagem	64
2.10.3 - Procedimento	64
2.11 - Nitrato	64
2.11.1 - Introdução	64
2.11.2 - Material Utilizado	64
2.11.3 - Aparelhagem	65
2.11.4 - Reagentes	65
2.11.5 - Procedimento	65
2.12 - Oxigênio Dissolvido	66
2.12.1 - Introdução	66
2.12.2 - Material Utilizado	66
2.12.3 - Aparelhagem	66
2.12.4 - Procedimento	66
2.13 - Fósforo Total	67
2.13.1 - Material Utilizado	67
2.13.2 - Aparelhagem	67
2.13.3 - Reagentes	67
2.13.4 - Preparo do Reagente para Fósforo Total e Dissol vido	67

	Página
2.13.5 - Material Utilizado	67
2.13.6 - Reagentes	67
2.13.7 - Procedimento	68
2.13.8 - Procedimento	68
2.14 - Fósforo Solúvel ou Dissolvido	69
2.14.1 - Material Utilizado	69
2.14.2 - Aparelhagem	69
2.14.3 - Reagentes	69
2.14.4 - Procedimento	69
2.15 - Demanda Química de Oxigênio	69
2.15.1 - Introdução	69
2.15.2 - Material Utilizado	70
2.15.3 - Aparelhagem	70
2.15.4 - Reagentes	70
2.15.5 - Procedimento	71
2.15.6 - Titulação	71
2.15.7 - Preparação da Amostra Padrão	71
2.15.8 - Procedimento	72
2.16 - Demanda Bioquímica de Oxigênio	72
2.16.1 - Material Utilizado	72
2.16.2 - Aparelhagem	72
2.16.3 - Preparação	73
2.16.4 - Procedimento	74

METEOROLOGIA

1 - INTRODUÇÃO.....	75
2 - APARELHOS EXISTENTES NA EXTRABES	75
2.1 - Termômetro para Temperatura Máxima e Mínima do Ar	75

	Página
2.2	- Termo-Higro-Barôgrafo 75
2.3	- Termômetro de Máxima e Mínima 75
2.4	- Anemômetro 76
2.5	- Gunn Bellani 76
2.6	- Pluviômetro 76
2.7	- Solarímetro 76
2.8	- Tanque de Evaporação 76
V)	- ESTUDO COMPARATIVO DO OXIGÊNIO DISSOLVIDO PELOS MÉTODOS DE WINKLER E ELETRODO DE MEMBRANA
1	- INTRODUÇÃO 77
2	- OBJETIVO DO TRABALHO 79
3	- MATERIAIS E MÉTODOS 79
3.1	- Metodologia da Coleta 79
3.2	- Alimentação das Lagoas 80
3.3	- Procedimento Analítico 80
3.3.1	- Método Eletrométrico 80
3.3.1.1	- Material Utilizado 80
3.3.2	- Método de Winkler ou Iodométrico 81
3.3.2.1	- Material Utilizado 81
4	- RESULTADOS 83
5	- DISCUSSÃO DOS RESULTADOS 83
6	- CONCLUSÃO 86

RELATÓRIO SOBRE TÉCNICAS EMPREGADAS NOS DIVERSOS

LABORATÓRIOS DA EXTRABES

1 - INTRODUÇÃO - LAGOAS DE ESTABILIZAÇÃO

As lagoas de estabilização são grandes tanques de pequena profundidade definidas por diques de terra e, nas quais as águas residuárias brutas são tratadas inteiramente por processos naturais, envolvendo algas e bactérias.

Desde que esses processos não recebem a interferência do homem, a velocidade de oxidação é, sem dúvida, baixa, e, como resultado, longo tempo de detenção hidráulica é necessário, por exemplo, de 10 a 15 dias. As lagoas de estabilização apresentam vantagens consideráveis sobre todos os outros métodos de tratamento de águas residuárias de comunidades com mais de 100 habitantes. Entre algumas vantagens das lagoas de estabilização podemos citar:

- a) Podem alcançar qualquer grau de purificação necessário a um custo mais baixo possível e com um mínimo de manutenção executada por pessoal não especializado.
- b) As necessidades de manutenção são mínimas, resumindo-se no corte regular da grama do talude e remoção de espuma da superfície da lagoa. A respeito da simplicidade dessas tarefas, são, também, de extrema importância, tornando-se essencial, portanto, treinar-se um operador e mantê-las sob frequente supervisão.
- c) A remoção de organismos patogênicos é consideravelmente maior do que nos demais processos de tratamento de águas residuárias. O efluente

final de uma série de três lagoas usualmente contém menos de 5.000 CF/100ml, enquanto que o efluente final de uma estação de tratamento convencional (efluente de um tanque de decantação posterior a um filtro biológico) contém cerca de 5×10^6 CF/100ml. Cistos e ovos de parasitos intestinais que são comúntes presentes em efluentes de lagoas de maturação.

O meio ambiente de uma lagoa, felizmente, é inóspito ao desenvolvimento de caramujos hospedeiros de vermes parasitos trematóides como Schistosoma Sp. e Clonorchis sineusis.

- d) Mostram-se capazes de suportar bem, não só os choques de sobrecargas hidráulicas, como das orgânicas. O longo tempo de detenção (20 a 30 dias em lagoas facultativas alimentadas com águas residuárias brutas) assegura a existência de diluição suficiente para fazer face a curtas sobrecargas.
- e) Podem tratar, efetivamente, uma grande variedade de águas residuárias industriais e agrícolas. Águas residuárias industriais ou agrícolas, que são biodegradáveis, têm sido tratadas juntamente com águas residuárias domésticas e, com bons resultados, em lagoas de estabilização facultativas.
- f) O alto pH prevalecente nas lagoas provoca a precipitação dos metais pesados tóxicos, sob a

forma de hidróxidos e, desta maneira, remove-os, acumulando-os na camada de lodo.

- g) Permitem ser projetadas de maneira a que o grau de tratamento seja facilmente alterado, projetando-se a estrutura de saída da lagoa de tal modo que o nível da superfície da lagoa possa ser variado, o tempo de detenção e, por conseguinte, o grau de tratamento pode ser alterado.
- h) O método de construção das lagoas é, de modo que, se no futuro se necessitar da área em que as mesmas estão construídas, ela pode ser facilmente recuperada. Tudo o que se necessita é a remoção das estruturas de entrada e saída da lagoa e, caso existam, das placas protetoras existentes ao nível máximo das águas da lagoa é o terreno é, então, nivelado. A venda do terreno, onde anteriormente existia a lagoa, normalmente renderá um lucro substancial para a municipalidade ou entidade encarregada da prestação dos serviços sanitários.
- i) As algas produzidas nas lagoas são fonte potencial de alimentos de alto teor protéico, o que pode ser conveniente explorado através da criação de peixes. As lagoas de estabilização já tem servido com muito sucesso para a criação de peixes. A venda de peixes pode produzir uma renda substancial de tal maneira a diminuir os

custos de operação da estação de tratamento. Outra possibilidade é a criação de patos em lagoas de maturação.

A única desvantagem no uso de lagoas de estabilização é o emprego de grandes áreas para a sua construção. Mas isto não representa um problema sério para o NE onde grandes extensões de terra estão disponíveis a preço acessível.

O principal resíduo tratado em lagoas de estabilização são esgotos de origem doméstica e a eficiência depende principalmente de:

- a) Tipo de água residuária
- b) Carga orgânica aplicada
- c) Temperatura ambiente
- d) Direção do vento
- e) Luz do sol
- f) Fluxo hidráulico

As dimensões das lagoas de estabilização variam com a necessidade da produção de um efluente final com uma quase totalidade de remoção de DBO_5 e Coliformes fecais e consequentemente com bom grau de pureza para seu uso na irrigação e/ou aquacultura.

O termo DBO_5 significa DEMANDA BIOQUÍMICA DE OXIGÊNIO, ou seja, quanto maior o volume de esgotos lançado a um determinado rio ou lagoa, maior será o consumo de oxigênio. Em outras palavras, quanto maior a concentração de matéria orgânica, maior será a ploriferação de bactérias, consequentemente maior a respiração e demanda de oxigênio. Esta demanda é provocada por

uma atividade biológica, daí falar-se em DEMANDA BIOQUÍMICA DE OXIGÊNIO.

As condições básicas para que ocorra DBO são:

- a) A existência de microorganismos
- b) A existência de condições aeróbias
- c) A existência de compostos assimiláveis.

Os compostos assimiláveis servem como alimento para bactérias, fungos ou outros tipos de microorganismos. O que pode ser assimilável para um ser vivo pode não ser assimilável para outro ser vivo.

A decomposição biológica ou, BIODEGRADAÇÃO, é um processo de assimilação. Então tudo que é assimilável é, também, decomponível biologicamente. Tudo que é assimilável é, também, biodegradável.

Os Coliformes fecais são bactérias que estão sempre presentes em grande número nas fezes. O adulto médio expele cerca de 2 milhões de Coliformes fecais por dia. A sua presença na água indica uma poluição fecal e que, portanto, pode conter organismos patógenos. Existe dois tipos de Coliformes: os fecais e os não fecais. Algumas vezes os Coliformes fecais são mencionados como Escherichia coli tipo I, e os coliformes não fecais como Enterobacter aerogenes. O grupo de coliformes como um todo é frequentemente denominado de grupo coli-aerógenes. O único e exclusivo habitat dos Coliformes fecais são o intestino do homem e dos animais de sangue quente. A presença de Coliformes fecais em água indica, sem nenhuma dúvida, que a mesma recebeu uma poluição fecal.

Com relação aos Coliformes não fecais, o quadro

não é bem definido, porque os mesmos existem naturalmente, tanto em solos não poluídos como no intestino. Assim, a sua presença na água não implica, necessariamente, numa poluição fecal.

O número de Coliformes fecais em um efluente de água residuária é uma medida segura da sua qualidade bacteriológica e, em alguns países, têm sido adotados padrões, determinando o número máximo permissível de Coliformes fecais em efluentes de estações de tratamento de águas residuárias.

2 - CLASSIFICAÇÃO DAS LAGOAS DE ESTABILIZAÇÃO

As lagoas de estabilização são classificadas em lagoas anaeróbias, lagoas facultativas, lagoas de maturação. A designação de lagoa de estabilização se entende um reator biológico dimensionado dentro de critérios técnicos, e que recebe águas residuárias brutas, as quais são submetidas à degradação biológica, de maneira a estabilizar, ou seja, mineralizar o máximo possível de sua carga orgânica e reduzir o número de microorganismos patogênicos nelas existentes.

2.1 - Lagoas Anaeróbias

Estas lagoas são dimensionadas para receber carga orgânica tão grande que são completamente isentas de oxigênio dissolvido. São usadas com grandes vantagens como pré-tratamento para águas residuárias com grande concentração e alto teor de sólidos. Os sólidos sedimentam o fundo da lagoa, onde são digeridos.

dos anaerobicamente e o líquido sobrenadante parcialmente clarificado é lançado em uma lagoa de estabilização facultativa para tratamento posterior. A operação de uma lagoa anaeróbia, para ser bem sucedida, depende do delicado equilíbrio entre as bactérias formadoras de ácido e aquelas formadoras de metano. Consequentemente, é necessário uma temperatura maior que a de 15°C e o pH deve ser mantido acima de 6. Nestas circunstâncias, a acumulação de lodo é mínima e a sua remoção só ocorre a cada 3 a 5 anos. Nas temperaturas inferiores a 15°C, as lagoas de estabilização anaeróbias atuam como meios tanques de estocagem de lodo.

A relação entre desenvolvimento de odor e carga orgânica é, desde algum tempo, razoavelmente bem conhecida, de tal forma que este problema pode ser resolvido na fase de projeto.

A imensa economia de terreno que se consegue com o uso de lagoas anaeróbias, frequentemente, ditará a sua inclusão em grandes projetos onde, de qualquer maneira, teriam que ser providas adequadas facilidades de manutenção.

2.2 - Lagoas Facultativas

As lagoas facultativas são as mais comumente usadas, e, normalmente, recebem águas residuárias brutas ou, então, aquelas que receberam apenas tratamento preliminar. Atualmente estão se tornando cada vez mais comuns no tratamento de efluentes de tanques sépticos e de lagoas anaeróbias de pré-tratamento.

O termo "facultativo" refere-se a mistura de condições aeróbias e anaeróbias. Em lagoas facultativas, as condições

ções aeróbias são mantidas nas camadas superiores próximas à su perfície das águas, enquanto as condições anaeróbias predominam no sentido e em camadas próximas ao fundo da lagoa. Embora parte do oxigênio necessário para manter as camadas próximas ao fundo da lagoa. Embora parte do oxigênio seja fornecido para reaeração atmosférica através da superfície, a maior parte é suprida pela atividade fotossintética das algas, as quais crescem naturalmente nas águas onde estão disponíveis grandes quantidades de nutrientes, e a energia da luz solar incidente.

Na verdade, o crescimento de algas é tão profundo que o conteúdo da lagoa adquire uma coloração verde brilhante.

As bactérias existentes nas lagoas utilizam esse oxigênio produzido pelas algas para oxidar os resíduos orgânicos. Um dos principais produtos finais do metabolismo bacteriano é o gás carbônico, que é imediatamente utilizado pelas algas na sua fotossíntese, desde que dele necessitam numa quantidade maior do que a quantidade conseguida através da atmosfera.

Existe, portanto, uma associação de mútuo benefício (simbiose) entre as algas e as bactérias de uma lagoa.

Desde que a fotossíntese é uma atividade dependente da luz, há uma variação diária na quantidade de oxigênio dissolvido existente na lagoa e uma flutuação similar no nível da oxipausa.

O pH do conteúdo da lagoa também segue um ciclo diário, aumentando com a fotossíntese até um máximo que pode chegar a 10.

Isto ocorre porque, na demanda máxima, as algas retiram o CO_2 da solução mais rapidamente do que a sua reposição

pela respiração das bactérias. E, como resultado, os íons bicarbonatos presentes se dissociam, não somente para produzirem mais CO_2 , mas também o íon hidroxila, que é alcalino e aumentado pH.

2.3 - Lagoas de Maturação

As lagoas de maturação são usadas como segundo estágio de tratamento de águas residuárias após lagoas facultativas. A sua função principal é a destruição de organismos patogênicos. As bactérias fecais e vírus morrem em razoável espaço de tempo, devido ao que é para eles um meio inóspido. Os cistos e ovos parasitos intestinais tem uma densidade relativa de cerca de 1,1 e, como resultado de longos tempos de detenção, se sedimentam no fundo da lagoa, aonde naturalmente morrem.

A remoção de DBO_5 em uma lagoa de maturação é pequena, pois são necessárias duas lagoas destas em série para se obter um valor menor que 25mg/l.

Em lagoas de maturação há uma predominância total das condições aeróbias.

A real efetividade das lagoas de maturação na remoção de patogênicos é convenientemente avaliada da remoção de Coliformes fecais.

Em resumo, as lagoas de maturação tem a finalidade de melhorar as condições do efluente de outras lagoas, ou outro tipo de tratamento biológico.

3 - DESCRIÇÃO DO SISTEMA EXPERIMENTAL

As antigas instalações da Estação Depuradora de Esgotos existentes nesta cidade, e há vários anos fora de uso, despertou a atenção para o seu aproveitamento, de forma a que as mesmas continuassem prestando serviços à coletividade. Devido à impossibilidade dessas instalações serem aproveitadas para o tratamento das águas residuárias de Campina Grande e após a ampliação de seu sistema de esgotos sanitários (uma vez que já está em operação uma lagoa aerada com tal finalidade), decidiu-se, após demorada análise, que o melhor aproveitamento daquelas instalações seria transformá-las em campo de pesquisa de eficiência em nossa região, dos vários processos biológicos utilizados para tratamento das águas residuárias. O local é privilegiado, pois, além de possuir uma série de instalações já construídas e com as edificações em alvenaria e concreto armado em bom estado de conservação, dispõe de um interceptor que o cruza paralelamente ao córrego denominado de Riacho da Depuradora. Portanto, o esgoto influente das unidades de pesquisa é retirado do interceptor à montante e o efluente é novamente lançado no interceptor à jusante.

Inicialmente, e dentro deste raciocínio, foi elaborado um plano de pesquisa sobre lagoas de estabilização, que enfatiza a pesquisa com lagoas anaeróbias facultativas e de maturação, uma vez que os estados nordestinos agregados ao PLANASA estão optando, sempre que possível, pelo processo de tratamento de esgotos com lagoas de estabilização ou aeradas, embora, seja a região sabidamente carente de conhecimento de parâmetros que ofereçam alta confiabilidade no dimensionamento de tais equipa

mentos, e isto ocorre justamente por falta de pesquisa neste setor.

O plano de pesquisa já mencionado contou com o apoio dos seguintes órgãos além da UFPb, CAGEPA, BNDE, SUDENE e CIDA (CANADIAN INTERNATIONAL DEVELOPMENT AGENCY).

O objetivo da criação da EXTRABES é explorar de tal forma que, em futuro próximo, possamos dispor, na região Nordeste, de parâmetros confiáveis sobre a eficiência dos diversos processos de tratamentos biológicos de esgotos, a fim de que os mesmos possibilitem uma análise das várias opções e, consequentemente, conduzam a uma escolha nacional e econômica.

4 - METAS DA EXTRABES

As pesquisas a serem desenvolvidas na EXTRABES de verão se prolongar pelo mais longo espaço de tempo possível, possibilitando a obtenção de um grande número de dados, que conduzam a verificação sob as mais diferentes condições da eficiência de cada processo pesquisado.

Seguem-se os processos de tratamento de esgoto a serem pesquisados:

- a) Lagoa Anaeróbia
- b) Lagoa Facultativa
- c) Lagoa de Maturação
- d) Lagoa Aerada
- e) Lagoa de Alta Taxa de Degradação
- f) Valo de Oxidação

- g) Filtro Biológico
- h) Lodos Ativados - Processo Convencional
- i) Lodos Ativados - Processo com Zonas Anoxi
- j) Filtro Anaeróbio de Fluxo Vertical.

5 - METODOLOGIA DAS PESQUISAS

Durante o transcorrer das pesquisas se realizam exames físico-químicos, parasitológicos, algológicos e de análises bacteriológicas dos efluentes de cada unidade com a regularidade necessária, a fim de se determinarem os diversos parâmetros intrínsecos ao esgoto, tais como, pH, temperatura, DBO_5 , DQO, etc. Também são coletados dados meteorológicos e solarimétricos.

O tratamento de todos esses dados possibilita a definição de parâmetros de dimensionamento e operação para as condições vigentes na região Nordeste dos vários tipos de tratamento biológico de esgotos sanitários.

São utilizados para cada processo diferentes cargas orgânicas e tempos de detenção do reator, de modo a proporcionar uma clara definição da eficiência do processo em estudo, bem como para aumentar a confiabilidade dos parâmetros definidos.

Além de ser um centro experimental de tratamentos biológicos de esgotos sanitários, a estação é, também, usada para treinamento de estudantes de pós-graduação do Departamento de Engenharia Civil do Centro de Ciências e Tecnologia da UFPb.

1) MÉTODOS EMPREGADOS NO LABORATÓRIO DE ALGOLOGIA

6 - INTRODUÇÃO AO ESTUDO DAS ALGAS

1.1 - Algologia - Introdução

Algas são talófitos e protistas clorofilados, incluindo os não pigmentados. Compreende um total de 12 classes - Chlorophyceae, Euglenophyceae, Dinophyceae, Cryptophyceae, Desmokyntae Cyanophyceae, Phaeophyceae, Rhodophyceae e Chloromonadophyceae além de outros grupos menores (Bicudo, 1970).

Morfologicamente, as algas variam de unicelulares, sem muita diferenciação, até o talo complexo dos grandes varegues, já com tecidos especializados para o desenvolvimento de várias funções.

A variação de tamanho também é muito grande, desde células diminutas, até dezenas de metros de comprimento.

A cor é variável, pode-se encontrar algas vermelhas, amarelas, pardas, azuis, castanho-douradas, etc.

Os processos de reprodução são variados quanto as formas devida e envolvem mecanismos vegetativos, assexuais e sexuais.

Ecologicamente, as algas são um grupo de distribuição universal. Ocorrem na superfície da terra, em todos os tipos de solos, gelo, campos de neve, tendo o seu maior centro de distribuição nas águas de nossos oceanos, rios e lagoas.

1.2 - Processos de Nutrição das Algas

A grande maioria das algas é autotrófica, ou seja, sintetizam os metabólitos essenciais a partir de substâncias mais simples e energia luminosa.

Algumas algas com pigmentos fotossintetizantes são capazes de crescer normalmente no escuro ou em ambientes de carência de CO_2 , desde que lhe sejam fornecidas substâncias químicas de alto teor energético e facilmente metabolizáveis como ácidos graxos, acetatos, carboidratos, etc.

Algumas formas fagotróficas são capazes de assimilar alimento sob a forma de partículas em vacúolos dentro da célula, a maneira dos protozoários e como suplemento a fotossintese.

Concluindo, poder-se-ia dizer que os processos de síntese de alimento entre as algas basicamente não diferem daqueles desenvolvidos pelas outras formas devida. As algas apresentam, isto sim, uma variação considerável dentro de cada tipo de processo, o que parece ser uma característica normal dos organismos primitivos.

1.3 - Cultura das Algas

Não é fácil cultivar algas em laboratório. Qualquer material mantido naturalmente em laboratório começa logo a alterar seu estado e composição. Ao fim de poucos dias, aquelas formas que predominavam inicialmente tendem a desaparecer, substituídas por outras comuns e delicadas.

A competição entre as espécies é uma das maiores dificuldades na preservação de uma população mista. Torna-se necessário isolar as espécies. E só após essa separação é que se pode tentar uma cultura. Culturas contendo uma única espécie de algas é chamada unialgal, não importando quais e quantos outros organismos possam estar presentes. A ausência de todos os outros organismos, inclusive bactérias, é indispensável. Fala-se em cultura pura ou axênica.

1.4 - Clorofila a

É o principal pigmento fotossintetizante do fitoplancton e sua determinação é suficiente para os monitoramentos. A existência das clorofilas b, c, d são de importância secundária.

O uso de clorofila a como estimativa da biomassa das algas, tem se tornado largamente difundida no estudo do fitoplancton, devido a simplicidade, rapidez e reproducibilidade.

A capacidade fotossintética do fitoplancton pode ser estimada, de forma aproximada, medindo-se a quantidade de clorofila presente na água, já que a produção fotossintética do plancton, está ligada à concentração do pigmento, portanto, sua medida supõe o potencial do ecossistema.

A determinação da clorofila a, é um método rápido e simples para verificar as quantidades de material fotossintético no plancton.

7 - MÉTODOS DE LABORATÓRIO

2.1 - Coleta

2.1.1 - Material Empregado

- coluna de PVC com 3 metros de comprimento e diâmetro de 60mm.
- balde com volume aproximado de 12 litros
- bastão de madeira
- Erlemayer de 1000 e 500ml.

2.1.2 - Procedimento

Na seção de algologia as coletas de amostra de coluna d'água e efluente são feitas às 8 horas. A amostra é coletada com o auxílio da coluna de PVC. Esta é introduzida aberta em dois pontos distintos da lagoa até atingir o fundo da mesma. Através de um mecanismo de fechamento, a coluna é retirada da lagoa e o líquido transferido para o balde. Em seguida é feita a homogeneização no balde e a distribuição nos erlemayers. Os efluentes são coletados diretamente dos tubos de saída.

2.2 - Distribuição das Amostras

2.2.1 - Material Empregado

- proveta de 250ml
- frascos de DBO

- bastão de vidro
- formaldeído marca Merck 35%
- pipeta de 10ml

2.2.2 - Procedimento

Agitar com o bastão de vidro a amostra contida em cada erlemayer proveniente da coleta e retirar 250ml da amostra com auxílio de uma proveta. Lavar proveta e bastão de vidro, reiniciando a operação para uma outra amostra. Após a distribuição colocar 2ml de formaldeído para preservação nas amostras destinadas a contagem e deixar repousar durante 16 horas. A identificação das algas é feita nas amostras frescas.

2.3 - Contagem de Amostra

2.3.1 - Material Empregado

- câmara de Neubauer
- lamínula
- frasco com amostra
- microscópio óptico comum
- contador

2.3.2 - Procedimento

Colocar uma gota da amostra preservada na câmara de Neubauer e cobrir com a lamínula. Levar ao microscópio e fazer a contagem das algas. Anotar os números obtidos para os diferentes gêneros de algas que serão convertidos em número de organismos por ml.

2.4 - Identificação

2.4.1 - Material Empregado

- lâmina
- lamínula
- frasco com amostra
- microscópio óptico comum

2.4.2 - Procedimento

Com auxílio de uma pipeta, retirar o material do fundo do frasco e colocar uma gota da amostra na lâmina, cobrir com a lamínula e observar no microscópio. Caso haja dificuldade na observação acrescentar lugol para melhor visualização.

2.5 - Filtração

2.5.1 - Material Empregado

- kitzato
- bastão de vidro
- piseta
- agitador
- bomba de vácuo
- pinça
- papel de filtro
- becker
- copo para filtração
- carbonato de magnésio à 1%

- acetona marca Merck 90%
- tubos de ensaio

2.5.2 - Procedimento

Colocar o papel de filtro no kitzato e torquear o copo para filtração. Pipetar 20ml de carbonato de magnésio. Medir de 50 a 100ml da amostra na proveta e despejar cuidadosamente no conjunto de filtração. Ligar a bomba de vácuo e fazer a filtração. É necessário desligar a bomba de vácuo após fazer a filtração. Retirar o papel de filtro e colocar no tubo de ensaio correspondente a amostra. Lavar a proveta e copo de filtro após esta operação com a piseta e repetir a mesma operação para as a mostras seguintes.

Colocar 7ml de acetona à 90% para a posterior extração da clorofila.

2.6 - Leitura da Clorofila a

2.6.1 - Material Empregado

- espectofotômetro E382 - marca: Micronal
- cubeta PYE UNICAM
- HCl a 0,4N

2.6.2 - Procedimento

Comprimir o papel de filtro no tubo de centrífuga para retirar todos os pigmentos; centrifugar a amostra a 2.500 rpm por 2 minutos. Transferir o material sobrenadante para tubos

de ensaio. Fazer a leitura da amostra não-acidificada e acidificada nos comprimentos de onda 663mm e 750mm no espectofotômetro. A diferença de leitura dos comprimentos de onde dará o resultado a partir do qual se calcula a quantidade de clorofila a.

II) MÉTODOS EMPREGADOS NO LABORATÓRIO DE BACTERIOLOGIA

1 - INTRODUÇÃO

As bactérias são organismos unicelulares com variação de tamanho oscilando entre 1 a 3µm. Apresentam-se isolamente ou formando colônias. A estrutura celular compõe-se de: membrana plasmática, citoplasma, ribossomos e nucleóide. A ausência de núcleo destacado as bactérias como seres procariotes.

A nutrição das bactérias pode ser autotrófica ou heterotrófica. Em relação a respiração pode ser anaeróbia ou aeróbia. A reprodução é feita por divisão celular simples ou formação de esporos não ocorrendo reprodução sexuada.

Apresentam interesse para a Engenharia Sanitária as bactérias do grupo coliforme habitantes do intestino humano e animais de sangue quente e as que vivem em águas puras ou poluídas.

As bactérias coliformes estão sempre presentes nos despejos de origem doméstica o que não ocorre com as patogênicas intestinais que somente existem em águas de esgoto procedentes de residências aonde existam pessoas doentes ou portadoras.

Outros grupos de importância sanitária são as sulfobactérias e as nitrobactérias, principalmente. As primeiras vivem em meios ricos de gás sulfídrico. As segundas são encontradas nos solos, esgotos e águas que recebem contaminação orgânica qualquer. São bactérias quimiotróficas.

As sulfobactérias obtêm energia da seguinte forma:



As nitrobactérias através de reações enzimáticas controladas oxidam os nitritos em nitratos de acordo com as seguintes reações:



2 - DOENÇAS PROVOCADAS POR BACTÉRIAS DEVIDO A CONTAMINAÇÃO DE ÁGUAS

As bactérias são responsáveis por incontáveis doenças infecciosas em homens, animais e plantas devido ao abastecimento de água. Entre elas podemos citar: a febre tifóide causada por Salmonella typhi, gastroenterites causada por Salmonella, diarréia causada por Pseudomonas aeruginosa, Proteus vulgaris, etc.

3 - PREPARAÇÃO DO MATERIAL

3.1 - Proveta

Lavar com água e sabão. Passar água destilada e secar.

3.2 - Pipetas

Lavar no lavador de pipetas. Secar e colocar algodão. Enrolar com papel manteiga.

3.3 - Tubos de Ensaio

Lavar com água e sabão. Passar água destilada e secar.

3.4 - Frasco para Coleta

Lavar com água e sabão. Passar água destilada e secar. Enrolar a tampa do frasco com papel manteiga.

3.5 - Beckers

Lavar com água e sabão. Passar água destilada e secar.

3.6 - Líquido de Diluição

3.6.1 - Material Utilizado

- balão volumétrico de 1000ml
- água destilada
- frascos
- di-hidrogeno fosfato de potássio (colocar 3,5g e diluir para 50ml. Ajustar o pH para 7.2 com hidróxido de sódio 1N).
- pipeta de 1 ml
- proveta de 1 L
- autoclave vertical modelo 103, marca Fabbe
- geladeira a 4°C

3.6.2 - Procedimento

Pipetar 1,25ml da solução estoque de fosfato monobásico num balão volumétrico e completar com água destilada. Agitar e despejar nos frascos. Levar ao autoclave e esterilizar a temperatura de 121°C por 15 minutos. Retirar do autoclave e deixar esfriar. Colocar na geladeira a 4°C.

3.7 - Esterilização

Esterilizar pipetas, frascos para coleta na estufa marca Gallemkamp a 160°C por duas horas.

O filtro Millipore é esterilizado em um becker de 1 litro com água em ebulição por 3min antes da filtração.

3.8 - Meio de Cultura

3.8.1 - Material Utilizado

- Becker de 125ml
- pipeta de 1ml
- balança de pesagem marca Sartorius
- proveta de 100ml
- erlemayer de 250ml
- bastão de vidro
- água destilada
- algodão
- agar
- MFC-Broth base DIFCO
- ácido rosólico

3.8.2 - Procedimento

Pesar 3,7g de MFC-Broth Base e colocar no becker e adicionar 100ml de H₂O destilada agitando com bastão de vidro. Adicionar e diluir 1g de agar no becker. Transferir para o erlemayer. Adicionar 1ml de ácido rosólico. Esterilizar por ebulição colocando algodão na boca do erlemayer e distribuir nas placas.

4 - COLETA

4.1.1 - Material Utilizado

- frascos de 150ml
- geladeira a 4^oC marca Socil

4.1.2 - Procedimento

Coletar a amostra dos efluentes das lagoas e despejar no frasco etiquetado com a respectiva lagoa. A quantidade coletada é de ± 100ml para permitir a homogenização.

5 - DISTRIBUIÇÃO

5.1.1 - Material Utilizado

- estante
- tubos de ensaio
- algodão
- lamparina

5.1.2 - Procedimento

Distribuir os tubos de ensaio previamente esterilizados na estante, flambar cada tubo de ensaio na lamparina e marcar os tubos de ensaio com o lápis.

5.2 - Diluição

5.2.1 - Material Utilizado

- tubos de ensaio estéreis
- líquido de diluição
- pipetas de 1 e 10ml
- geladeira
- frascos com amostras
- estante para tubos de ensaio

5.2.2 - Procedimento

Retirar o algodão e pipetar 9ml de líquido de diluição nos tubos de ensaio. Pipetar 1 ml da amostra no 1º tubo de ensaio da série da diluição. Flambar o tubo de ensaio antes e depois da pipetagem. Passar 1 ml do 1º tubo para o seguinte com a pipeta de 1 ml de acordo com a diluição desejada (10^{-1} , 10^{-2} , 10^{-3} , 10^{-4}). Flambar sempre os tubos quando da transferência de 1 ml de tubo para tubo.

6 - FILTRAÇÃO

6.1.1 - Material Utilizado

- placas de Petri
- meio de cultura
- lamparina
- pinça
- becker de 25ml com álcool
- bomba de vácuo
- estante com tubos de ensaio
- líquido de diluição
- becker de 250ml com membranas filtrantes a 80°C
- conjunto de filtração
- frascos de 150ml com amostras
- lápis para marcação
- pipetas de 1 e 10ml esterilizadas

6.1.2 - Procedimento

Flambar a pinça na lamparina e abrir as placas de Petri. Pipetar ± 2ml do meio de cultura nas placas de Petri. A guardar que o meio de cultura se solidifique nas placas. Marcar as placas com o lápis de marcação com nome do lugar, volume filtrado, diluição utilizada e data. Abrir o filtro, flambar a pinça e retirar do becker a membrana filtrante. Colocar cada membrana no conjunto de filtração. Rosquear o funil. Abrir a tampa do conjunto e despejar ± 20ml de líquido de diluição. Pipetar o volume em ml de cada lagoa previamente diluído. Caso não haja diluição, retirar do frasco de amostragem o volume requerido e co

locar em uma proveta esterilizada e despejar no filtro. Recolocar a tampa. Ligar a bomba de vácuo e fazer a filtração. Abrir o conjunto de filtração e as placas de Petri. Flambar a pinça e retirar a membrana e colocar na placa, ajustando-a. Fechar a placa.

7 - INCUBAÇÃO

7.1.1 - Material Utilizado

- incubadora marca Millipore
- placas de Petri com meio de cultura e membrana filtrante

7.1.2 - Procedimento

Após a filtração, colocar as placas de Petri na incubadora na temperatura de 44°C por 24 horas tomando o cuidado de colocar a placa de Petri invertida.

8 - CONTAGEM

8.1.1 - Material Utilizado

- placas de Petri previamente incubadas
- aparelho de contagem Biomatic
- lápis para contagem

8.1.2 - Procedimento

Colocar a placa de Petri etiquetada no aparelho. Ligar o aparelho. Colocar a lente, centralizar e fazer a contagem.

9 - TESTE DE GRAM

9.1.1 - Material Utilizado

- lâmina
- alça de platina-irídio
- água destilada
- lamparina
- óleo de imersão
- placas de Petri com colônias formadas
- azul de violeta
- lugol
- álcool-cetona
- fuscina
- pinça
- pipeta de 1 ml

9.1.2 - Procedimento

Abrir as placas de Petri com auxílio da pinça. Com a alça de platina-irídio, retirar uma colônia da placa de Petri e colocar na lâmina. Colocar 1 gota de água destilada. Secar ao ar livre. Passar a lâmina na lamparina para fixar o material. Colocar na lâmina a solução violeta cristal e deixar por 1 minuto.

Fazer a lavagem com água destilada. Gotejar o reagente lugol e deixar permanecer em contato por 1 minuto. Lavar com água destilada, secar com papel de filtro e descorar com álcool cetona, secar com papel de filtro e cobrir com fucsina por 1 minuto. Lavar com água destilada e secar com papel de filtro. Colocar uma gota de óleo de imersão e levar para o microscópio. Fazer a observação.

10 - INDOL E PRODUÇÃO DE GÁS

10.1.1 - Material Utilizado

- placas de Petri com colônias formadas
- tira de indol
- alça de platina-irídio
- estante com tubos de ensaio estéreis
- lamparina
- pinça
- solução preparada de lactose

10.1.2 - Procedimento

Organizar na estante duas séries de tubos de ensaio. Um para o teste de indol e o outro para o teste de produção de gás. Colocar ampolas de Durham na segunda série. Colocar 5ml de lactose nos tubos. Flambar a alça de platina-irídio e retirar da placa de Petri 1/2 colônia para o tubo de indol e 1/2 colônia para o de produção de gás com semelhante marcação. Abrir, flambar cada tubo e inocular o material contido na alça. Abrir e colocar tiras de indol nos tubos da primeira série. Incu

bar por 24 horas. Fazer a leitura.

11 - GRAM DE OBSERVAÇÃO

11.1.1 - Material Utilizado

- microscópio óptico comum
- lâmina com o teste de Gram

11.1.2 - Procedimento

Ligar e colocar a lâmina no microscópio. Identificar o tipo de Gram presente.

12 - INDOL E PRODUÇÃO DE GÁS - VERIFICAÇÃO

12.1.1 - Material Utilizado

- estante com tubos
- reagente de KOVAC

12.1.2 - Procedimento

Verificar no tubo com ampola de Durham se houve a produção de gás e no de indol a coloração da fita. Em caso de dúvida no teste de indol, adicionar 2 gotas de reagente de KOVAC. O teste será positivo se aparecer um anel róseo indicando a produção.

III) MÉTODOS EMPREGADOS NO LABORATÓRIO DE PARASITOLOGIA

1 - INTRODUÇÃO A PARASITOLOGIA

1.1 - Generalidades

Na natureza, todos os seres vivos estão intimamente ligados e relacionados; estreita é a interdependência entre animais e vegetais, nutrindo-se estes do húmus, utilizando-se do gás carbônico, aqueles tirando das plantas todos os elementos indispensáveis a vida.

Essas associações tomam, às vezes, caráter absolutamente complexo, dando a tais relações aspectos diferentes, designados, designadas pelos termos: parasitismo, comensalismo, mutualismo e simbiose.

Neste relatório, a associação analisada serão os aspectos teóricos do parasitismo e os métodos de laboratório a saber: coleta, centrifugação, identificação e contagem.

1.2 - Parasitismo - Definição

Parasitismo é uma relação direta e estreita entre dois organismos geralmente bem determinados: o hospedeiro e o parasita, vivendo o segundo à custa do primeiro. Essencialmente unilateral, o hospedeiro é indispensável ao parasita, que, separado dele, morrerá por falta de nutrição. A organização do parasita se especializa correlativamente às condições em que vive sobre o hospedeiro, sendo a adaptação a marca do parasitismo.

1.3 - Origem do Parasitismo

O parasitismo começou incontestavelmente ao acaso, do contato de um organismo com outro, este, a princípio, funcionando como suporte para o primeiro, primitivamente saprofítico ou livre. Com o correr do tempo, o suporte (hospedeiro) passou a alimentar o hóspede, e essa adaptação cada vez mais exclusiva a uma determinada nutrição (monofagia) constituiu outro fator para se desenvolver o parasitismo.

Embora nada haja de absolutamente positivo neste terreno, pois ninguém ainda logrou observar espécies de vida livre se tornarem parasitas, uma série de fatos existe, funcionando por assim dizer como guia referente a quem se insere na Parasitologia propriamente dita.

Assim, nos grandes grupos de animais encontram-se formas tanto livres como parasitas, evidenciando que os hábitos de parasitismo, surgidos independentemente nesses grupos, são ocorrência comum no curso da evolução. A evolução dos ectoparasitas, é provavelmente anterior à dos endoparasitas, pois, segundo parece, mais fácil é a transformação da existência livre em ectoparasita, que em endoparasita. E ainda, a evolução dos hábitos parasitários é mais recente que a dos de vida livre, desde que a existência de formas livres deve anteceder a consecução de hospedeiros pelos parasitas.

1.4 - Transformações Devidas ao Parasitismo

As transformações morfológicas do parasita, sem

pre relacionadas às suas condições de vida no hospedeiro, oferecem um dos mais importantes aspectos do parasitismo, constituindo interessante e difícil tema de estudo, até agora pouco explorado.

Assim, no que respeita aos órgãos locomotores, observa-se a atrofia, o desaparecimento, ou ainda, a transformação dos apêndices em órgãos fixadores. Como exemplo vejam-se os artrópodes, cujos artículos terminais das pernas se tornam garras.

Compensando a regressão dos apêndices, desenvolvem-se ainda nos parasitas outros órgãos, como as ventosas, que, nos trematódeos e cestódeos, constituem os aparelhos característicos de fixação.

Os protozoários parasitas exocelulares, ou que possuem fase exocelular no seu ciclo evolutivo, têm também organelas particulares de fixação; por exemplo o protomerita das gregarinas, os filamentos polares de certos esporos dos enidosporídeos.

É comum a redução do sistema nervoso dos parasitas, ocorrendo o mesmo com os órgãos sensoriais, particularmente os olhos.

No aparelho digestivo, os órgãos bucais, modificando-se, transformam-se na maioria das vezes em um aparelho de sucção. As matérias ingeridas pelos parasitas, contendo pouco ou nenhum resíduo, provocam considerável redução do intestino, que pode mesmo desaparecer completamente, como nos cestódeos e acantocéfalos, cuja nutrição se faz por osmose das substâncias assimiláveis, elaboradas pelo hospedeiro, através da parede exterior.

De outro lado, o parasitismo pode favorecer a evo

lução do aparelho digestivo, que se torna um sistema essencialmente absorvente, daí sua especialização sob a aparência de uma degradação.

A reprodução é das mais sensíveis à ação do parasitismo e a que apresenta importância preponderante. De maneira geral, há hipertrofia do ovário e multiplicação muitas vezes e norme do número de ovos, que compensa a perda de considerável quantidade de embriões, resultante de dificuldades de acesso ao hospedeiro. Contrabalançando esta perda, juntam-se outros aos processos normais de reprodução. Com efeito, em grande número de grupos intercala-se, no curso da evolução do indivíduo, uma fase de multiplicação assexual, seja por partenogênese, seja por brotamento. A reprodução é o fim de todas as funções do organismo; e se nas formas livres a atividade do indivíduo se exerce até certo ponto independentemente dela, nos parasitas é função essencial, tudo lhe é subordinado; nada é conservado, pode-se dizer, a não ser que tenha finalidade de auxílio a reprodução. A vida parasitária limita as condições em que se exerce a função de reprodução, ligando o parasita ao hospedeiro e restringindo assim a possibilidade de encontro dos sexos. Isto leva ao hermafroditismo ou ao exagero do dimorfismo sexual.

O hermafroditismo e a partenogênese são condições frequentes nos parasitas, quer existam nas formas ancestrais livres, sendo por consequência primitivas, quer apareçam como secundários e resultantes do parasitismo. O exagero do dimorfismo sexual consiste quase sempre no gigantismo da fêmea em relação ao macho. Em geral o macho anão vive sobre a fêmea; assim, o encontro dos sexos é mais bem assegurado.

1.5 - Relações Entre o Parasita e o Hospedeiro

O parasita acha-se na dependência maior ou menor do metabolismo do seu hospedeiro. Neste domínio pode-se admitir, com Smyth (1962), uma escala em que, em um dos extremos se encontra o organismo de vida livre, isto é, zero dependente, e na outra extremidade o organismo 100 por cento dependente, ou o parasita total. Entre esses dois extremos se coloca uma série de organismos que satisfazem suas necessidades metabólicas em diferentes graus à custa do hospedeiro.

1.6 - Migrações dos Parasitas

Uma das circunstâncias capitais da vida de um parasita é o encontro do hospedeiro, que, não conseguido no momento preciso, determina a morte do parasita jovem, embrião ou larva, desaparecendo assim um número considerável de indivíduos, cuja perda já sabemos como é compensada. Mas existem parasitas, para os quais o ciclo evolutivo mais complicado oferece maior risco; são os que necessitam passar por dois hospedeiros sucessivos: o primeiro transitório, denominado hospedeiro transitório onde ficam em estado imperfeito; o segundo, denominado definitivo, onde alcançam o estado adulto, e em que se reproduzem sexualmente.

1.7 - Especificidade Parasitária

Uma das características do parasitismo é a especificidade de associação que sempre se apresenta entre espécies de

terminadas, e que não constitui propriedade absoluta, expressão de harmonia preestabelecida entre hospedeiro e parasita; é antes relativa e contingente. Há certamente numerosos casos, mesmo grupos extensos, onde é muito estrita a especificação parasitária, como nos esporozoários, em particular nas gregarinas. Cada hospedeiro tem, em geral, suas próprias gregarinas.

Estes parasitas, estreitamente adaptados a um único hospedeiro, ou a hospedeiros pertencentes a grupos zoológicos muito vizinhos, são denominados estenoxenos. Em geral os hematozoários existentes na natureza podem ser definidos pelas espécies onde são encontrados.

Em outros casos, ao contrário, os parasitas são encontrados em uma série de hospedeiros distintos. Tais parasitas que podem desenvolver-se em hospedeiros pertencentes, às vezes, a grupos zoológicos não raros distanciados, são denominados eurixenos. A especificidade pode mesmo apresentar-se diferentemente, para um mesmo parasita; segundo se trate de hospedeiro provisório ou definitivo, no caso dos parasitas heteroxenos. Entre os extremos de alta e baixa especificidades encontram-se todas as gradações. Correspondendo a isso, temos que, em se tratando de parasitas altamente específicos, é possível encontrar hospedeiros em escala, desde alguns francamente desfavoráveis, nos quais não ocorre o desenvolvimento, até o hospedeiro especialmente adequado, onde o parasita se adapta bem para a perpetuação da espécie. A estes será perfeitamente aplicado o termo "normal". O hospedeiro normal é, pois, aquele que oferece ao parasita as mais favoráveis condições para sua própria manutenção e perpetuação da espécie; o ambiente favorável se refletirá no rápido crescimento do parasita, período de vida relativamente maior e de alta

fecundidade. Assim, a pulga do homem pode ser encontrada em diversos mamíferos. Entretanto, se estabelece uma criação de pulgas sobre um hospedeiro que não o normal, constata-se logo que a reprodução se processa mal e que a criação periclita mais ou menos rapidamente.

Outras vezes, em consequência dessa falta de adaptação recíproca, o parasita não completa seu ciclo ou não atinge a maturidade: a Entamoeba histolytica do homem, inoculada em cães e gatos, não se propaga, pois não produz a forma cística; a larva do Ancylostoma braziliense pode migrar por muito tempo na pelo do homem sem ulterior desenvolvimento.

1.8 - Origem dos Parasitas do Homem

No homem, o parasitismo é consequência de circunstâncias do meio ambiente e de influências hereditárias.

No primeiro caso, os parasitas que adquiriu são principalmente aqueles que o homem apresenta em comum com um ou outro dos animais domésticos. Alguns passam seu estágio adulto no homem e o estágio larvário nos animais domésticos, ou ocasionalmente vice-versa, como no equinococo. De outro lado temos os parasitas que podemos considerar adquiridos filogeneticamente, isto é, aqueles albergados por animais biologicamente muito próximos do homem, como os bugios e os macacos. Assim, por exemplo, temos alguns helmintos parasitas exclusivos do homem, como o Enterobius vermiculares. Peculiar ao homem, suas únicas relações mais próximas são encontradas entre os macacos. Cameron sugere que tais vermes tenham sido originariamente parasitas dos símios,

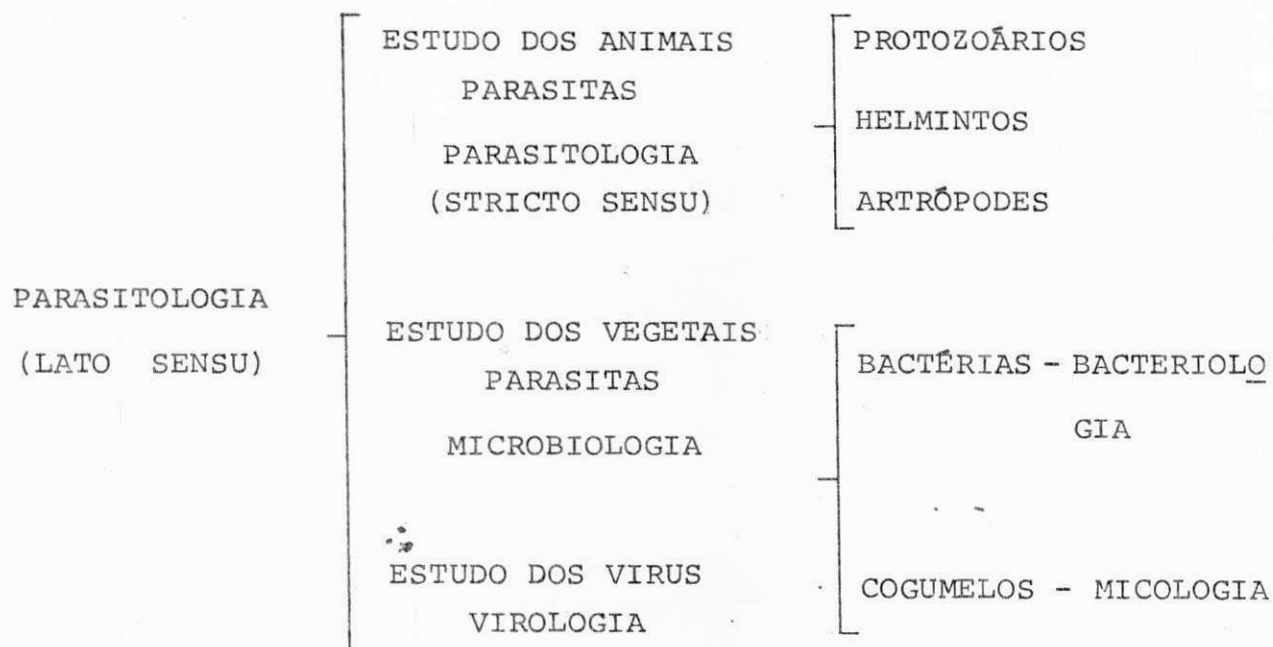
atacando o homem em seus dias pré-humanos, e que devido ao seu ciclo biológico peculiar (envolvendo passagem direta do ânus para a boca) pouca oportunidade tiveram de adaptar-se a outros hospedeiros, especializando-se em consequência.

1.9 - Infecções e Infestações

Embora haja diferença de opiniões sobre o uso dos termos "infecção" e "infestação", consideramos infecções as moléstias determinadas no homem pelos protozoários e infestações as moléstias produzidas pelos metazoários - helmintos e artrópodes. Assim, a malária, a amebíase, etc., são infecções, enquanto a ancilostomose, a ascaridíase, a escabiose, etc., constituem infestações.

1.10 - Domínio da Parasitologia

A Parasitologia, em sentido amplo, inclui o estudo das bactérias, dos cogumelos parasitas, dos vírus filtráveis, dos protozoários, dos helmintos parasitas, bem como dos artrópodes parasitas e transmissores de moléstias. A parte da Parasitologia, lato sensu, que estuda as bactérias é a Bacteriologia; a Virologia e a Micologia estudam, respectivamente, os vírus e os cogumelos parasitas. Já a Parasitologia, stricto sensu, estuda os animais parasitas do homem. O quadro seguinte nos mostra o domínio da Parasitologia:



2 - DOENÇAS PROVOCADAS POR PROTOZOÁRIOS

Amebíase e giardose são infecções intestinais provocadas, respectivamente, pelos protozoários Entamoeba histolítica e Giardia lamblia. A infecção se manifesta quando cistos destes protozoários são engolidos. Os cistos se desenvolvem nos intestinos e causam diarréia e algumas vezes provocam também outras complicações. Por exemplo: a Entamoeba histolitica que pode causar lesões no fígado e no cérebro. A rota de transmissão é das fezes humanas para a boca das pessoas e isto pode ocorrer via alimentação com contaminação fecal ou água de beber poluída com águas residuárias.

2.1 - Geohelmintose

As três doenças helmintícas mais comuns, transmitidas pelo solo, são: ascaridiose (infecção provocada por vermes cilíndricos), tricurose (infecção provocada por verme em forma de lâtego) e ancilostomose (infecção provocada por vermes em forma de gancho). O roteiro de transmissão dessas infecções é:

Fezes Humanas — Solo — Homem

(ou no caso da ancilostomose, a pele)

2.2 - Ascaridiose

A ascaridiose é provocada pelo verme humano, grande e redondo, Ascaris lumbricoides, do qual a fêmea chega a me

dir em torno de 20 a 30cm de comprimento e, uma vez fertilizada, chega a produzir cerca de 200.000 ovos por dia. Os vermes adultos vivem no intestino delgado e os ovos são evacuados junto com as fezes.

A fase embrionária requer, usualmente, de uma a três semanas, muito embora os ovos possam permanecer em condições de se desenvolverem por um período tão longo quanto de 1 a 2 anos.

A infecção se manifesta quando um ovo na fase embrionária é engolido. A larva incuba-se no estômago, penetra a parede deste órgão e passa na corrente sanguínea para o lado direito do coração e daí para os pulmões. Após um curto período de desenvolvimento nos pulmões a larva migra para a faringe, daí para a parte posterior da boca, onde é engolida, passando ao estômago e intestino, aonde se desenvolve até a forma adulta.

Os sintomas clínicos incluem lesões no pulmão (frequentemente seguida de pneumonia bacteriana) e diarreia. Em infecções muito fortes o intestino pode ser bloqueado, podendo ocorrer anorexia e perda de peso.

2.3 - Tricurose

A tricurose é provocada pelo verme Trichuris trichura. A fêmea mede entre 10 a 15 milímetros de comprimento e produz 2.000 a 6.000 ovos por dia. Os vermes adultos vivem no intestino e os ovos são evacuados junto às fezes.

A fase embrionária se desenvolve, usualmente, dentro de 3 a 5 semanas, embora os ovos possam permanecer em condi

ções de se desenvolverem por vários meses. Os ovos são muito susceptíveis à dessecação e, como consequência disto, essa doença é usualmente restrita a áreas de clima quente e úmido, onde frequentemente supera em intensidade a ascaridiose.

A infecção se manifesta após a ingestão de um ovo, o qual se incuba no intestino e a larva ali permanece, se desenvolvendo até a forma adulta, o que leva cerca de oito semanas.

A tricurose é, normalmente, uma doença assintomática, porém, fortes infecções em crianças causam diarreia, anemia e, frequentemente, severa má nutrição.

2.4 - Ancilostomose

A ancilostomose é causada pelos vermes Ancylostoma duodenale e Necator americanus. Os vermes adultos medem entre 10 e 12mm de comprimento e vivem na parte superior do intestino delgado, aonde se fixam pela boca à mucosa, de onde sugam o sangue da pessoa infectada. A fêmea produz de 10.000 a 30.000 ovos por dia, os quais são evacuados com as fezes.

Após a incubação - durante um a dois dias em solo úmido - o ovo produz uma larva. Esta larva muda a sua membrana exterior duas vezes no solo, a fim de se desenvolver dentro de 10 dias na forma larvária infecciosa, a qual pode sobreviver por vários meses na superfície de solo úmido.

A pessoa se infecta quando anda de pés descalços sobre o solo; a larva perfura a pele e entra na corrente sanguínea para o coração e pulmões, e daí, para a parte superior da boca, de onde vai para o estômago, analogamente às larvas de Asca

ris. No estômago se fixam na camada revestidora de suas paredes e se desenvolvem até a maturidade. O principal efeito da infecção provocada por ancilostomose é anemia, com todos os sintomas consequentes de tal condição.

2.5 - Esquistossomose

A esquistossomose no Brasil é devida a um verme que se alimenta de sangue humano: o Schistosoma mansoni. Os vermes adultos medem aproximadamente de 1 a 2cm de comprimento. Vivem nas veias mesentéricas do intestino grosso. A fêmea produz de 50 a 300 ovos por dia, que passam através da parede do intestino e são evacuados com as fezes.

Se as fezes ou águas residuárias entram em contato com água os ovos se incubam para libertar um miracídio nadador, o qual tem que encontrar e invadir um caramujo de água doce num prazo de 24 horas, sob pena de morrer. Os caramujos de água doce, de gênero Biomphalaria, atuam como hospedeiros intermediários para o S. mansoni no Brasil. Existem com abundância, frequentemente, em coleções de água. Uma vez no caramujo, o miracídio se desenvolve em milhares de Cercárias (que é a forma infecciosa do parasita), as quais escapam do caramujo para a água. As cercárias são pequenos organismos nadadores, possuindo característica cauda bifucada. Medem entre 0,35 a 0,55mm de comprimento. O homem é infectado pela imersão de parte da pele de seu corpo em água contaminada com cercárias. As cercárias penetram na pele e, então, migram na corrente sanguínea para as veias próximas ao intestino grosso, aonde maturam até a forma adulta.

Os sintomas clínicos de esquistossomose são, inicialmente, dores de cabeça, febre, erupções de pele. A esses sintomas, seguem-se dores abdominais, diarréia e perda de peso. O fígado aumenta de tamanho, porque alguns ovos não penetram na parede do intestino grosso, alojando-se nesse órgão. Uma vez no fígado, são recobertos pelos tecidos do mesmo, dando lugar à formação de granulomas, os quais dificultam seriamente as funções hepáticas. Alguns ovos podem ser carregados para os pulmões, onde causam: fibrose, hipertensão pulmonar e algumas vezes ataques cardíacos. A doença é muito séria, porque o seu grau de mortalidade é muito alto. A pessoa torna-se, geralmente preguiçosa, desinteressada no trabalho e as crianças infectadas em idade escolar, aprendem mais lentamente.

3 - LAGOAS DE ESTABILIZAÇÃO E A PREVENÇÃO DE INFECCÇÕES HELMÍNTICAS

Devido ao longo tempo de detenção e condições de quiescência hidráulica, as lagoas de estabilização são um método excelente de remoção de ovos e cistos de parasitos das águas residuárias. Os cistos e ovos sedimentam-se - por gravidade - no fundo das lagoas onde, eventualmente, morrem. Consegue-se a completa remoção dos mesmos em um sistema bem projetado de lagoas em série, que tenha um tempo de detenção total de mais ou menos vinte dias(4). As larvas de ancilostoma podem sobreviver até 16 dias em lagoas facultativas e de maturação, mas não por mais de 20 dias.

Os ovos de Schistossoma podem passar a miracídio '

numa lagoa; mas em uma lagoa bem conservada, que não permita o desenvolvimento do caramujo, normalmente morrem.

A lagoa, tão pouco, deve permitir o desenvolvimento de mosquitos Culicine para não favorecer a transmissão de filariose urbana. Esta doença é rara em cidades com sistemas de drenagem de águas residuárias e que possuem instalações adequadas para o tratamento e destinação final das mesmas.

As lagoas que apresentam vegetação, penetrando desde as suas margens, favorecem o desenvolvimento de mosquitos e caramujos.

É de grande importância uma boa manutenção das margens. A colocação de placas de concreto nos taludes ao nível superior da água facilita a manutenção e, simultaneamente, atua como barreira física a penetração e a vegetação.

4 - COLETA

4.1.1 - Material Utilizado

- erlemayer de 500ml
- formaldeído a 35% Merck
- copo de coleta
- pipeta de 10ml
- bastão de vidro

4.1.2 - Procedimento

Nas lagoas de série e para TA1 e TA2, coletar as amostras com o copo de coleta e no caso das lagoas facultativas

coletar diretamente nos erlemayers de 500ml. No laboratório, pipetar 5ml de formol em cada erlemeyer e agitar as amostras com o bastão de vidro.

5 - CENTRIFUGAÇÃO

5.1.1 - Material Utilizado

- tubos de centrífuga de 100ml
- etiquetas para identificação
- estante
- centrífuga Fanem - modelo 6F8
- seringa
- tubos de ensaio

5.1.2 - Procedimento

Etiquetar um tubo com o nome da lagoa. Distribuir os 500ml coletados nos cinco tubos de 100ml. Colocar na estante as amostras e levar para a centrífuga. A centrifugação é feita a 2.500 rpm por 10min. Retirar o sobrenadante dos 5 tubos e colocar o sedimento em um único tubo etiquetado. Repetir este proceso para as outras amostras das diferentes lagoas. Retirar cuidadosamente, com a seringa, o sobrenadante do tubo da centrífuga após a segunda centrifugação. Para EB, e em algumas situações para TA1 e TA2, o volume final de referência é 10ml e para demais lagoas é de 1 ml. Deste volume final de referência, retira-se, para todas as lagoas, um volume final de 0,2 ml que é destinada a contagem.

6 - IDENTIFICAÇÃO E CONTAGEM

6.1.1 - Material Utilizado

- microscópio óptico comum
- seringa
- tubos de ensaio etiquetados com as amostras
- lâmina
- lamínula

6.1.2 - Procedimento

Retirar o material do tubo de ensaio com a seringa e fazer quantas lâminas forem necessárias para usar o volume de 0,2 ml. Identificar e contar os diversos tipos de parasitas e xistentes e calcular o número de parasitas por litro.

IV) MÉTODOS EMPREGADOS NO LABORATÓRIO DE FÍSICO-QUÍMICA

1 - METODOLOGIA DAS ANÁLISES

1.1 - Introdução

Durante o período de estágio, no Laboratório de Físico-Química da Estação de Tratamento Biológico de Esgotos Sanitários (EXTRABES), foram realizadas diversas análises das amostras coletadas no sistema de lagoas.

As determinações são classificadas em físicas, químicas, físico-químicas. Através do resultado destas análises, avalia-se o comportamento do sistema de lagoas.

As determinações de natureza física são: temperatura das amostras dos efluentes das lagoas, temperatura máxima e mínima, sólidos sedimentáveis, sólidos totais, sólidos totais voláteis, sólidos em suspensão e sólidos em suspensão fixos.

As determinações de natureza química são: demanda química de oxigênio (DQO), alcalinidade total, nitrogênio amoniacal, sulfeto total, fósforo total e ortofosfato solúvel, nitrato, cloreto e pH.

As determinações físico-química e bioquímica são respectivamente: condutividade a 25°C e demanda bioquímica de oxigênio (DBO₅).

1.2 - Procedimento Realizado na EXTRABES para Coleta e Distribuição das Amostras

As amostras dos efluentes das lagoas foram coleta

das diariamente às 8 horas, em baldes plásticos de 10 litros. À pos a coleta, fazia-se a leitura da temperatura com termômetros imersos nos baldes. Os baldes eram então levados ao laboratório, aonde com auxílio de um bastão de vidro, fazia-se a homogeização das amostras e a distribuição das mesmas.

1.3 - Disposição do Material no Laboratório

No laboratório de Físico-Química, a vidraria e os reagentes químicos são guardados em estante apropriadas. Os instrumentos de medidas estão dispostos em cada bancada de acordo com a análise a ser feita.

1.4 - Procedimento para Início das Análises

Retirar e colocar os reagentes e vidraria na bancada de acordo com a análise a ser feita, ligar o(s) instrumento(s) e iniciar o procedimento desejado.

1.5 - Limpeza do Material

A limpeza da vidraria após o término da determinação era feita com água e sabão em um tanque de lavagem. Enxaguava o material com água destilada para (eliminar) interferências e colocar para secar numa estufa.

1.6 - Material Utilizado nas Análises

Os instrumentos, reagentes químicos e instrumentos de medida utilizados nas análises estão descritos neste relatório na seção análises realizadas.

2 - ANÁLISES REALIZADAS

2.1 - Condutividade

2.1.1 - Introdução

A condutividade mede a capacidade de um volume de água em conduzir uma corrente elétrica. A natureza das substâncias ionizadas e a concentração variam a condutividade. Entre as aplicações de medida de condutividade podemos citar: as variações de concentração mineral em águas residuárias e a pureza sem ionização de água destilada.

2.1.2 - Material Utilizado

2.1.3 - Aparelhagem

- Condutivímetro modelo YSI 33 S-T-C meter
- becker de 250ml
- piseta com água destilada

2.1.4 - Procedimento

Ligar e calibrar o aparelho na escala x 10 e 25°C.

Aumentar ou diminuir a temperatura da amostra com água gelada ou quente caso a temperatura da amostra não esteja a 25°C. Lavar o eletrodo com a piseta e inserir no becker com a amostra. Fazer a leitura.

2.2 - pH Leitura - Método Eletrométrico

2.2.1 - Introdução

Para medir a acidez ou alcalinidade de uma solução, usa-se uma escala denominada escala de pH. A escala de pH varia de 0 a 14. Em 7, dizemos que a solução é neutra, de 0 a 6,9 constatamos que a solução é ácida; de 7,1 a 14 dizemos que a solução é básica. O esgoto doméstico é ligeiramente alcalino.

2.2.2 - Material Utilizado

2.2.3 - Aparelhagem

- potenciômetro - pH meter - marca Phillips, modelo PW 9418
- becker de 250ml
- piseta com água destilada
- papel absorvente
- agitador e hastes magnéticas

2.2.4 - Reagente

- solução tampão de pH conhecido (4,0; 7,0; 9,0)

2.2.5 - Procedimento

Antes de iniciar a leitura, calibrar com solução

tampão 4,0 e 9,0 o aparelho dentro de sua especificação de fabricação. Lavar com água destilada, enxugar o eletrodo e padronizar o aparelho em cada solução tampão esperando que o ponteiro se estabilize. Lavar com água destilada. Colocar no becker com amostra uma haste magnética e levar para o agitador. Inserir o eletrodo no becker. Fazer a leitura. Retirar o eletrodo, lavar e colocar em um becker com solução tampão de pH 7,0. Desligar o aparelho.

2.3 - Sulfeto

2.3.1 - Introdução

Em lagoas de estabilização, a maior parte dos sulfetos está sob a forma de íon bissulfeto (HS^-) produzido pela redução de sulfato promovido pelas bactérias denominadas de sulfobactérias.

2.3.2 - Material Utilizado

2.3.3 - Aparelhagem

- frascos de DBO
- bomba de vácuo
- papel de filtro Whatman de 47mm de diâmetro
- erlemayers de 500 ml
- pipeta de 10 ml
- piseta
- pinça

- bureta de 25 ml
- pipeta de 5 ml
- agitador magnético e hastes magnéticas

2.3.4 - Reagentes

- HCl 6N
- solução padrão de iodo 0,0250N
- solução de tiosulfato de sódio 0,0250N
- hidróxido de sódio 6N
- acetato de zinco (220g de acetato de zinco para 1000 ml de água destilada)
- solução de amido (colocar 5 g de amido e dissolver em água fria. Colocar em água quente. Colocar 1g de ácido salicílico).

2.3.5 - Procedimento

Marcar os frascos de DBO com a caneta e colocar as amostras. Adicionar 9 gotas de acetato de zinco e 6 gotas de hidróxido de sódio com o auxílio de pipetas. Colocar o papel de filtro no funil de filtração ligando a bomba de vácuo. Fazer a filtração da amostra. Marcar os erlemayers de 500ml com o nome de cada lagoa. Colocar 200ml de água destilada em cada erlemayer. Adicionar 20ml de solução de iodo. Inserir o papel de filtro no erlemayer e adicionar \pm 2 ml de HCl 6N. Colocar tiosulfato de sódio na bureta. Colocar \pm 2 ml de amido quando \pm 10 ml de $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ forem consumido. A viragem será quando a solução contida no erlemayer atingir a coloração azul. Para a prova em branco, preparar 200ml de água destilada e colocar em um erlemayer. Adicio

nar 20 ml de solução de iodo. Colocar 2 ml de HCl para fazer a titulação de solução de iodo. Colocar 2 ml de HCl para fazer a titulação. Anotar o volume gasto na titulação.

2.4 - Cloreto

2.4.1 - Introdução

Cloretos existem em diversos tipos de água com concentrações diversas. Nos esgotos a existência de cloreto é de vido a urina humana.

2.4.2 - Material Utilizado

2.4.3 - Aparelhagem

- funil de porcelana para filtração
- papel de filtro Whatman
- kitzato
- presilhas
- 50 ml de amostra
- bomba de vácuo
- agitador magnético e hastes magnéticas
- bureta de 25 ml
- medidor de pH
- bastão de vidro
- cilindro graduado de 100ml
- pipeta de 5 ml
- becker de 250 ml

2.4.4 - Reagentes

- suspensão de hidróxido de alumínio (dissolver 1,25g de $K_2Al_2(SO_4)_4 \cdot 2H_2O$ em 1 litro de água destilada. Aquecer a $60^{\circ}C$ e adicionar 55 ml de NH_4OH concentrado)
- indicador de cromato de potássio
- solução de nitrato de prata 0,0141N
- peróxido de hidrogênio a 30%

2.4.5 - Procedimento

Colocar 50 ml da amostra no becker. Pipetar 3 ml de hidróxido de sódio, agitar com bastão de vidro e aguardar a sedimentação. Colocar o funil de porcelana no kitzato. Colocar o papel de filtro no conjunto de filtração. Despejar o volume de 50 ml do becker no funil. Ligar a bomba de vácuo e fazer a filtração. Retirar o funil de porcelana e lavar o kitzato com água destilada para remover cloretos existentes nas paredes do kitzato. Dispersar o volume filtrado e água de lavagem para o becker. Adicionar 1 ml de H_2O_2 e colocar no agitador magnético. Adicionar 1 ml de K_2CrO_4 . Colocar $AgNO_3$ na bureta. Zerar a bureta e titular a amostra de cada becker até atingir a coloração vermelho telha. Anotar o volume gasto. Para a prova em branco o volume de amostra é de 50 ml. Pipetar 3 ml de $Al(OH)_3$. Adicionar 1 ml de H_2O_2 e 1 ml de indicador K_2CrO_4 . Seguir o mesmo procedimento da titulação para as amostras. É usado apenas um papel de filtro para todas as filtrações.

2.5 - Alcalinidade Total ou Potenciométrica

2.5.1 - Introdução

A alcalinidade é determinada pela titulação com H_2SO_4 0,02N até atingir o pH 4,5.

A alcalinidade é conhecida pela de bicarbonatos, carbonatos ou hidróxidos de uma fonte natural ou de água tratada. Em lagoas de estabilização só é possível determinar a alcalinidade total devido a grande turbidez e coloração interna das amostras.

2.5.2 - Material Utilizado

2.5.3 - Aparelhagem

- agitador magnético e hastes magnéticas
- potenciômetro - pH-meter marca Phillips modelo pW9413
- piseta
- becker de 250 ml
- bureta de 25 ml

2.5.4 - Reagentes

- H_2SO_4 0,02N

2.5.5 - Procedimento

Colocar 100 ml da amostra em um becker de 250 ml. Colocar a haste magnética e levar o becker para o agitador magnético. Com o aparelho de pH já calibrado, inserir o eletrodo. Fa

zer a leitura de pH já calibrado, inserir o eletrodo. Fazer a leitura do pH inicial. Despejar H_2SO_4 0,02N na bureta. Zerar a bureta. Fazer a titulação até que a amostra atinja pH 4,5. Anotar o volume de H_2SO_4 0,02N utilizado, lavar o eletrodo e repetir o mesmo procedimento para as outras amostras.

2.6 - Amônia

2.6.1 - Introdução

A presença de amônia em águas, evidencia uma poluição da mesma. A sua existência é devida a atividade microbológica.

2.6.2 - Material Utilizado

2.6.3 - Aparelhagem.

- balão volumétrico de 100 ml
- pipetas de 1 e 10 ml
- agitador magnético
- hastes magnéticas
- amostras das lagoas
- aparelho medidor ORION RESEARCH modelo Ioanalyser 407A com eletrodo específico para a determinação de amônia ORION AMMONIA ELECTRODE modelo 95-10
- erlemayers de 125 ml
- piseta
- água destilada

- proveta de 100 ml
- hastes magnéticas e agitador

2.6.4 - Reagentes

- cloreto de amônia (NH_4Cl) (dissolver 3.819g de NH_4Cl a 100°C em água destilada e diluir para 1000 ml)
- hidróxido de sódio 10N

2.6.5 - Procedimento

Para a calibração do aparelho, prepara-se duas soluções padrão de 1 e 10 mg/l. Para a primeira, pipetar 1 ml de cloreto de amônia no balão volumétrico de 100 ml. Completar com água destilada. Colocar o volume no erlemayer de 125 ml. Pipetar 1 ml de NaOH 10N. Calibrar o aparelho em 1 com este padrão. Para o padrão dez (10) segue-se o mesmo procedimento pipetando 10 ml de cloreto de amônia. Para a determinação de amônia nas amostras, colocar 100 ml de cada uma em um erlemayer de 125 ml. Pipetar 1 ml de NaOH 10N. Colocar no agitador. Inserir o eletrodo e fazer a leitura.

2.7 - Sólidos Totais - Sólidos Totais Fixos - Sólidos Totais Voláteis

2.7.1 - Introdução

O teor de sólidos totais presente na água residual indicará a classificação dos esgotos em fraco, médio e forte.

O material utilizado é o mesmo para as análises. O cálculo é de terminado de maneira sequencial. Primeiramente determina-se os parâmetros de sólidos totais; depois sólidos totais fixos e sólidos totais voláteis.

2.7.2 - Material Utilizado

2.7.3 - Aparelhagem

- cápsula de porcelana de 100 ml
- balança analítica de precisão
- proveta de 100 ml
- banho maria
- estufa de 105°C
- mufla de 550°C
- dissecador
- piseta com água destilada

2.7.4 - Procedimento

Lavar a cápsula. Colocar a cápsula na estufa na temperatura de 105°C. Aquecer a cápsula por uma hora. Levar para o dissecador. Esfriar por 1 hora. Pesar na balança analítica. Agitar a amostra a ser analisada. Colocar 100 ml desta amostra em uma proveta de 100 ml. Despejar na cápsula. Lavar a proveta com água destilada para retirar algum sólido que porventura tenha ficado preso na parede da proveta transferindo a água de lavagem para a cápsula. Colocar em banho maria até evaporar o conteúdo. Levar para a estufa a 105°C e deixar por 1 hora. Retirar da estufa e colocar no dissecador. Deixar esfriar por 1 hora. Pesar na balança analítica. Para os sólidos totais fixos, levar a cápsula

para a mufla a 550°C até o aparecimento de cinzas brancas por 15 minutos. Retirar da mufla e esfriar no dissecador. Pesar este material. Para os sólidos totais voláteis, o procedimento é o mesmo para os sólidos totais fixos.

2.8 - Sólidos Não Filtrantes em Suspensão - Sólidos em Suspensão Voláteis - Sólidos em Suspensão Fixos

2.8.1 - Introdução

O material utilizado para estas análises é o mesmo. O cálculo é obtido de maneira sequencial.

2.8.2 - Material Utilizado

2.8.3 - Aparelhagem

- proveta de 100 ml
- bomba de vácuo
- kitzato
- bastão de vidro
- balança analítica
- mufla a 550°C
- estufa a 105°C
- dissecador
- papel de filtro

2.8.4 - Procedimento

Colocar o papel de filtro na estufa durante 1 hora. Retirar o papel da estufa, abrir o dissecador e esfriar por

1 hora. Pesar o papel de filtro na balança analítica. Colocar o papel de filtro no final de filtração. Lavar o funil de filtração com água destilada para a acomodação do papel de filtro. Colocar a amostra no agitador magnético com haste magnética. Colocar na proveta o volume de 100 ml. Filtrar este volume no conjunto de filtração ligando a bomba de vácuo. Retirar o papel de filtro e levar para a estufa. Abrir a estufa, colocar o papel de filtro e secar por 1 hora. Retirar o papel de filtro da estufa após 1 hora e esfriar no dessecador pelo mesmo período. Retirar o papel de filtro e pesar na balança analítica. Anotar o valor. Para os sólidos em suspensão voláteis, colocar o papel de filtro, após a pesagem, na mufla a 550°C durante 1 hora até o surgimento de cinzas brancas. Retirar e esfriar no dessecador por 90 minutos. Levar o papel para pesar na balança analítica. Anotar o valor da pesagem. Para os sólidos em suspensão fixos, é o peso do papel após mufla menos o peso do papel depois da estufa.

2.9 - Sólidos Dissolvidos ou Filtráveis (SF) - Sólidos Dissolvidos Voláteis (SDVOL) - Sólidos Dissolvidos Fixos (SDF)

2.9.1 - Introdução

O material utilizado é o mesmo para os sólidos em suspensão e totais. O procedimento é a diferença de parâmetros determinados nas análises anteriores. $SF = A - D$ onde, A = sólidos totais; D = sólidos filtrantes em suspensão. $SDVOL = C - E$ onde, C = sólidos totais voláteis; E = sólidos em suspensão voláteis. $SDFIX = B - F$ onde, B = sólidos totais fixos; F = sólidos em suspensão fixos.

2.10 - Sólidos Sedimentáveis

2.10.1 - Material Utilizado

2.10.2 - Aparelhagem

- Cone Imhoff
- suporte para cones
- bastão
- amostra nos baldes

2.10.3 - Procedimento

Agitar a amostra nos baldes com o bastão de vidro. Despejar o volume de 1 litro no cone. O tempo padronizado para a sedimentação é de 45 minutos. Agitar sem muita turbulência e com pouca velocidade para retirar os sólidos que ainda estão fixados nas paredes do cone. Sedimentar por mais 15 minutos. Fazer a leitura da quantidade dos sólidos sedimentados em mm.

2.11 - Nitrato

2.11.1 - Introdução

Nitratos estão presentes em pequenas quantidades em águas residuárias. O nitrato é a forma final da oxidação do nitrogênio orgânico.

2.11.2 - Material Utilizado

2.11.3 - Aparelhagem

- bureta de 25 ml
- 18 balões volumétricos de 10 ml
- gelo
- becker
- espectrofotômetro Micronal modelo B382
- pipeta de 5 ml

2.11.4 - Reagentes

- ácido cromotrópico (dissolver 100 mg de ácido cromotrópico em 100 ml de ácido sulfúrico concentrado)
- sulfeto de ureia (dissolver 5g de ureia e 4g de Na_2SO_3 em água destilada e diluir para 100 ml)
- sulfato de antimônio (aquecer 500mg de Sb em 80 ml de ácido sulfúrico concentrado até dissolução. Adicionar 20 ml de água gelada)
- ácido sulfúrico concentrado.

2.11.5 - Procedimento

Pipetar 2 ml da amostra filtrada nos balões. Adicionar 1 gota de sulfeto de ureia. Pipetar 2 ml de sulfato de antimônio. Levar os balões para um becker com gelo. Aguardar 4 minutos. Retirar e completar com ácido sulfúrico concentrado os balões para o volume de 10 ml. Aguardar 45 minutos. Verifica-se após este tempo uma diminuição de 10 ml. Aguardar 45 minutos. Verifica-se após este tempo uma diminuição do volume. Caso haja

uma diminuição, completar novamente com ácido sulfúrico até 10 ml. Levar para o espectrofotômetro e fazer as leituras.

2.12 - Oxigênio Dissolvido

2.12.1 - Introdução

O oxigênio dissolvido não está presente nos tanques anaeróbios. Sua presença é verificada nas lagoas facultativas e de maturação.

2.12.2 - Material Utilizado

2.12.3 - Aparelhagem

- YSI model 54-A-OXYGEN-METER
- eletrodo de oxigênio dissolvido
- pipeta com água destilada
- frascos de DBO de 300 ml

2.12.4 - Procedimento

Calibrar o aparelho de acordo com a tabela de solubilidade para oxigênio e temperatura. Lavar e introduzir o eletrodo no frasco de DBO. Aguardar 5 minutos e girar o botão para a escala apropriada. Fazer a leitura. Retirar o eletrodo e lavar com a pipeta.

2.13 - Fósforo Total

2.13.1 - Material Utilizado

2.13.2 - Aparelhagem

- piseta com água destilada
- pipeta de 1 e 10 ml
- bandeja para erlemayers
- papel alumínio
- balões volumétricos de 50 ml
- caneta para marcação
- erlemayers de 125 ml

2.13.3 - Reagentes

- persulfato de amônia
- fenolftaleina
- ácido sulfúrico 5N
- hidróxido de sódio 6N
- reagente preparado

2.13.4 - Preparo do Reagente para Fósforo Total e Dissolvido

2.13.5 - Material Utilizado

- erlemayer de 250 ml
- provetas de 25 ml, 50 ml, 100 ml e 250 ml
- piseta com água destilada

2.13.6 - Reagentes

- ácido sulfúrico 5N

- solução de tartarato de antimônio e potássio (2,74 g/l)
- solução de molibdato de amônia (40 g/l)
- ácido ascórbico 0,01M

2.13.7 - Procedimento

Para preparar 200 ml de reagente: despejar de maneira sequencial num recipiente limpo, 120 ml de ácido sulfúrico 5N, 10 ml de solução de tartarato, 30 ml de solução de molibdato de amônio, 60 ml de ácido ascórbico. O ácido ascórbico quando preparado tem validade de 4 horas.

2.13.8 - Procedimento

Marcar os erlemayers com nome da lagoa. Colocar em cada erlemayer 0,4g de persulfato de amônia. Pipetar nos erlemayers 5 ml de amostra; 5 ml de solução 10 ppm de padrão 10 e 5 ml de água destilada para preparar o padrão e para preparar a prova em branco. Colocar em cada erlemayers 1 gota de fenolftaleína e 1,2 ml de H_2SO_4 5N. Cobrir com papel de alumínio e levar para o autoclave por 30 minutos a $121^{\circ}C$. Após o autoclave, deixar esfriar. Pipetar hidróxido de sódio 6N para alcalinizar a amostra até a coloração deste ficar rósea. Transferir as amostras, prova em branco e padrão 10 para os balões volumétricos. Completar o volume de 50 ml com água destilada. Devolver o material para os mesmos erlemayers. Adicionar o reagente e a coloração das amostras passará para o azul. Quanto mais intensa a cor azul, maior é a quantidade de fósforo. Fazer a colorimetria após 10 minutos da adição do reagente.

2.14 - Fósforo Solúvel ou Dissolvido

2.14.1 - Material Utilizado

2.14.2 - Aparelhagem

- conjunto de filtração
- balões volumétricos de 50 ml
- pipetas de 1 e 10 ml
- erlemayers de 125 ml
- piseta com água destilada

2.14.3 - Reagentes

- Fenolftaleína
- hidróxido de sódio 6N

2.14.4 - Procedimento

Filtrar 100 ml de amostra no conjunto de filtração. Colocar 5 ml de amostra e 1 gota de fenolftaleína e 1 gota de hidróxido de sódio 6N de maneira sequencial nos balões girando os mesmos para remover qualquer sólido existente. Completar para 50 ml. Promover uma agitação manual quando transferir para os erlemayers. Colocar 8 ml do reagente e fazer a colorimetria das amostras.

2.15 - Demanda Química de Oxigênio

2.15.1 - Introdução

A análise de DQO mede o volume de O_2 necessário

para a oxidação química de matéria orgânica presente em uma amostra para dióxido de carbono e água.

A DQO de águas residuárias é maior que a DBO. Isto é devido ao número de compostos que podem oxidar-se por via química é maior que por via biológica.

2.15.2 - Material Utilizado

2.15.3 - Aparelhagem

- balão de fundo chato de 500 ml
- proveta de 50 ml
- pipetas de 5 e 10 ml
- água destilada
- colunas de refrigeração
- espátula plástica
- bureta de 100 ml
- chapas Faet - modelo tropical 500 e 1000W
- balde etiquetado com amostra de cada lagoa
- pérolas de vidro
- piseta
- erlemayer de 500 ml
- agitador magnético Gallekamp
- hastes magnéticas
- titulador Multi-Dosimat-E 415
- tambor para armazenar as amostras já tituladas para a recuperação da prata

2.15.4 - Reagentes

- Solução padrão de dicromato de potássio 0,25N
($K_2Cr_2O_7$)

- ácido sulfúrico - sulfato de prata ($H_2SO_4 - Ag_2SO_4$) concentrado
- sulfato de mercúrio (Ag_2SO_4)
- solução padrão de sulfato ferroso amoniacal
($Fe(NH_4)_2(SO_4)_2$) 0,2N
- ácido sulfúrico concentrado
- solução indicadora de ferroína

2.15.5 - Procedimento

Colocar 3 pérolas em cada balão. Retirar 0,2g de sulfato de mercúrio com a espátula e colocar em cada balão. Com o auxílio de um bastão de vidro, agitar e homogeneizar as amostras nos baldes. Pipetar 10 ml de cada amostra em cada balão. Na sala de DQO, colocar 5,0 ml de ácido sulfúrico e 5 ml de dicromato de potássio em cada balão. Colocar convenientemente amostras e provas em branco nas chapas. Descer a coluna e encostar o balão na chapa metálica sem deixar espaço entre a base do mesmo e a chapa. Colocar solução de ácido sulfúrico-prata na bureta e despejar 15 ml através da coluna de refrigeração. Ligar as chapas metálicas e esperar as amostras entrarem em ebulição e a partir de então, aguardar por 2 horas. Torquear a torneira de água corrente para que água refrigere as colunas. Decorrido o tempo de 2 horas após o início da ebulição, desligar as chapas. Aguardar que os balões volumétricos esfriem sem retirar os mesmos das chapas e das colunas de refrigeração.

2.15.6 - Titulação

2.15.7 - Preparação da Amostra Padrão

Para a amostra padrão, colocar 100 ml de água des

tilada e 10 ml de dicromato sequencialmente no erlemayer de 500 ml. Colocar numa proveta 30 ml H_2SO_4 concentrado sem prata na bureta. Agitar e deixar esfriar.

2.15.8 - Procedimento

Lavar com a piseta as colunas para recolher traços de matéria orgânica. O volume de água de lavagem deve ser aquela para duplicar o volume da amostra. Pipetar 2 gotas de ferroína. Titular a amostra com sulfato ferroso amoniacoal no aparelho Multi-Dosimat-E 415. O ponto de viragem é quando a amostra atingir a coloração marrom. Anotar o volume utilizado. Mesmo procedimento para os PB e padrão.

2.16 - Demanda Bioquímica de Oxigênio

2.16.1 - Material Utilizado

2.16.2 - Aparelhagem

- frascos de DBO com rolha esmerilhada
- aerador de aquário
- frasco de vidro com volume de 8 litros
- incubadora termostática
- medidor de oxigênio dissolvido YSI - model 54-A
- sifão de borracha
- água destilada

Preparo do Líquido de Diluição (Reagentes)

1 - Solução tampão de fosfato:

- Dissolver 8,5g de KH_2PO_4 , 21,25g de K_2HPO_4 , 33,4g de $\text{Na}_2\text{HPO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ e 1,7g de NH_4Cl em 500 ml de água destilada.

2 - Solução de sulfato de magnésio:

- Dissolver 22,5g de $\text{Mg}_2\text{SO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ em água destilada. Diluir para 1000 ml.

3 - Solução de cloreto de cálcio:

- Dissolver 27,5g de CaCl_2 anidro em água destilada. Diluir para 1000 ml.

4 - Solução de cloreto férrico:

- Dissolver 0,25g de $\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ em água destilada. Diluir para 1000 ml.

2.16.3 - Preparação

Lavar sequencialmente o frasco com ácido clorídrico a 10%, água corrente e água destilada. Despejar o volume de água destilada requerido para a água de diluição aerar. Para cada litro de água destilada, colocar a 1 ml de cada reagente (nutriente). Agitar e homogenizar a solução.

2.16.4 - Procedimento

Lavar os frascos de DBO com água corrente seguido de água destilada. Despejar água destilada no depósito de vidro um dia anterior a análise. Guardar na incubadora a 20°C. No dia da análise, retirar e aerar por 1/2 hora. Encher frascos de DBO com amostras evitando a formação de bolhas de ar. Fazer a leitura de oxigênio dissolvido (ODa). Colocar a quantidade de amostra padronizada para cada lagoa. Completar os frascos com água de diluição com um sifão evitando a formação de bolhas de ar. Fechar bem os frascos. Levar a incubadora. Depois de 5 dias, ler o oxigênio dissolvido (ODi).

METEOROLOGIA

1 - INTRODUÇÃO

A Estação Experimental de Tratamento Biológico de Esgotos Sanitários - EXTRABES, dispõe de aparelhos destinados a determinação dos dados meteorológicos, tendo em vista que esses instrumentos e seus correspondentes valores numéricos complementam o estudo do sistema de lagoas.

2 - APARELHOS EXISTENTES NA EXTRABES

2.1 - Termômetro para Temperaturas Mínima e Máxima do Ar

Instrumento que mede a temperatura máxima no dia (unidade: °C).

2.2 - Termo-Higro-Barôgrafo

Aparelho que mede em gráficos separados, a temperatura, pressão atmosférica e umidade relativa do ar durante sete dias (unidades: °C, mmHg, %, respectivamente).

2.3 - Termômetro de Máxima e Mínima

Instrumento que mede a temperatura máxima e mínima de cada lagoa (unidade: °C).

2.4 - Anemômetro

Aparelho que mede a velocidade do vento em 24 horas (unidade: km).

2.5 - Gunn Bellani

Aparelho que mede a radiação solar diária em 24 horas (unidade: mm), que aplicado numa equação fornece a quantidade de radiação solar em cal/seg.cm^2 .

2.6 - Pluviômetro

Aparelho que mede a quantidade de precipitação pluviométrica em 24 horas (unidade: mm).

2.7 - Solarímetro

Aparelho que mede horas de insolação.

2.8 - Tanque de Evaporação

Aparelho que mede a quantidade de água evaporada em 24 horas (unidade: mm).

V) - ESTUDO COMPARATIVO DO OXIGÊNIO DISSOLVIDO PELOS MÉTODOS
DE WINKLER E ELETRODO DE MEMBRANA

1 - INTRODUÇÃO

A água, em contato com o ar e a temperatura ambiente, fica geralmente saturada de oxigênio. A variação da concentração depende de fatores físicos (oscilação de temperatura), químicos (poluição industrial e de origem doméstica) e bioquímicos (plantas aquáticas ou algas realizando o processo de fotossíntese).

O oxigênio dissolvido presente em águas naturais e residuárias pode ser determinado utilizando-se técnicas convenientes. A seleção do método escolhido dependerá das interferências presentes, como em águas aonde existam, um alto teor de matéria orgânica (devido ao trabalho de nitrificação das bactérias), em águas com uma elevada concentração de substâncias alcalinas (bicarbonatos, carbonatos) ou em águas ácidas.

Para as medidas de oxigênio de diferentes amostras existem basicamente dois métodos de determinação: o método baseado em medidas diretas do oxigênio usando-se o medidor de oxigênio dissolvido (eletrométrico) e o método iodométrico (método de Winkler).

O método de eletrodo é baseado na velocidade de difusão de oxigênio na membrana. A fabricação deste é feita da seguinte forma: um eletrodo de corrente poroso é inserido em um eletrodo de prata perfurado. Acopla-se a um termostato. Os componentes são então envolvidos por um plástico especificado para es

te fim. A este conjunto chama-se de célula galvânica. Isola-se a célula do meio por uma membrana de polietileno cobrindo o eletrodo de prata. Satura-se o eletrodo na célula por meio de um gel (Carbonato de hidrogênio de potássio). O eletrodo é então acoplado por um cabo transmissor de corrente ao aparelho que possui escalas de temperatura e oxigênio dissolvido. Insere-se o eletrodo na amostra. O oxigênio reage com este e faz-se a leitura de OD.

O método iodométrico fundamenta-se num processo titrimétrico baseado na oxidação de oxigênio presente na amostra. Dentre modificações da técnica, usa-se a modificação azida quando amostras apresentarem uma concentração maior que 50 g $\text{NO}_2^-/1$.

A teoria deste método é explicado por uma sequência de reações químicas.

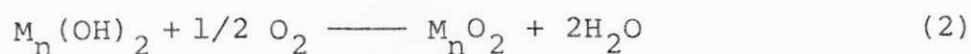
a) O oxigênio dissolvido está ausente:

Neste caso, temos a formação exclusiva de um precipitado branco segundo a equação:

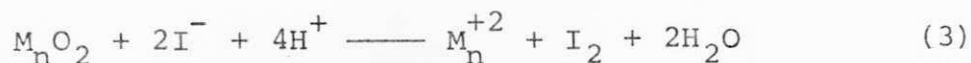


b) O oxigênio dissolvido está presente:

Neste caso, temos a formação de dois precipitados: o primeiro é o $\text{M}_n(\text{OH})_2$ conforme a reação (1) e o segundo é o M_nO_2 conforme a reação que se segue:

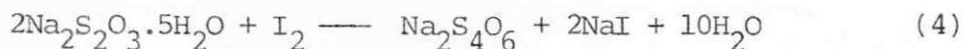


Com a adição da solução de alcali-iodeto-azida:

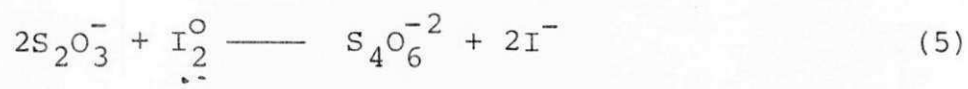


O iodo presente é equivalente a concentração original de O_2 na amostra.

Com a adição da solução de tiosulfato 0,025N:



Ionicamente a reação pode ser expressa como se segue:



Desta forma, o oxigênio dissolvido presente na amostra é equivalente a quantidade de tiosulfato gasto na titulação.

2 - OBJETIVO DO TRABALHO

O objetivo do trabalho é o estudo comparativo do oxigênio dissolvido pelos métodos de Winkler e eletrométrico.

3 - MATERIAIS E MÉTODOS

3.1 - Metodologia da Coleta

Durante intervalos consecutivos de 2 horas de 6 às 18 horas, coletavam-se amostras do efluente das lagoas de maturação M_7 , M_8 e M_9 . As amostras eram coletadas em frascos de DBO com capacidade para 300 ml. Em seguida eram levadas para o laboratório onde se faziam determinações de oxigênio dissolvido

por dois métodos distintos: o método de Winkler e o eletrométrico.

3.2 - Alimentação das Lagoas

Do interceptor de 900mm de diâmetro que atravessa o terreno da EXTRABES da cidade de Campina Grande, o esgoto bruto era bombeado para um tanque de nível constante localizado no interior da casa de bombas por uma bomba centrífuga de eixo vertical de 1 Hp e 1750 rpm (Lens, São Paulo, modelo T-214-6). O esgoto bruto era em seguida bombeado por meio de uma bomba peristáltica de velocidade variável. O excesso de esgoto bruto do tanque de nível constante retornava por gravidade até o interceptor.

3.3 - Procedimento Analítico

Neste trabalho foi realizado apenas a determinação do parâmetro OD (Oxigênio Dissolvido). Para as determinações foram levadas em consideração dois métodos diferentes: o método eletrométrico e o método iodométrico.

3.3.1 - Método Eletrométrico

3.3.1.1 - Material Utilizado

a) Aparelhagem

- YSI model 54-A-Oxygen-Meter
- eletrodo de oxigênio dissolvido

- piseta com água destilada
- frasco de DBO de 300 ml

b) Procedimento

Calibrar o aparelho de acordo com a tabela de so lubilidade para oxigênio e temperatura. Lavar e introduzir o ele trodo no frasco de DBO. Aguardar 5 minutos e girar o botão para a escala apropriada. Fazer a leitura. Retirar o eletrodo e lavar com a piseta.

3.3.2 - Método Winkler ou Iodométrico

3.3.2.1 - Material Utilizado

a) Vidraria

- pipetas de 1 ml
- proveta de 250 ml
- bureta de 25 ml
- erlemayer de 250 ml
- frascos de DBO de 300 ml
- piseta com água destilada
- becker de 250 ml

b) Reagentes

- solução preparada de sulfato de magnésio (dis solver 480g $M_nSO_4 \cdot 4H_2O$, 400g $M_nSO_4 \cdot 2H_2O$ e dilu ir para 1 litro)
- solução preparada de alcali-iodeto-azida (dis solver 10g NaN_3 em 500 ml de água destilada. So

mar 480g de NaOH e 750g de iodeto de sódio. Me
xer até dissolver)

- ácido sulfúrico concentrado
- solução de tiosulfato de sódio 0,0250N
- solução indicadora de amido

c) Procedimento

Neste método, as amostras foram coletadas em frascos de DBO de 300 ml com bocas estreitas e tampa esmerilhada. Cuidados foram tomados durante a coleta para não formar bolhas de ar nos frascos. Cobrir as amostras para evitar a penetração de luz e a conseqüente formação de oxigênio fotossintético. Com a vidraria e reagentes já preparados e dispostos na bancada, abrir os frascos e pipetar 1 ml de sulfato de magnésio e 1 ml de solução alcali-iodeto-azida. Colocar a extremidade de cada pipeta na superfície do líquido para evitar a formação de bolhas de ar. Tampar os frascos e agitar por inversões sucessivas e esperar que o precipitado se assente a 1/3 do volume do frasco. Remover a tampa e adicionar 1 ml de ácido sulfúrico concentrado. Fechar e agitar por inversões sucessivas. Deixar por 3 minutos. Colocar 20 ml de amostra em um erlemayer de 250 ml. Carregar a bureta com solução de tiosulfato de sódio 0,0250N e titular a amostra até o aparecimento de uma coloração amarelo-parda. Colocar 2 gotas de solução indicadora de amido. Ocorrerá o aparecimento de uma cor azul. Continuar a titulação até que a amostra atinja o tom incolor. Anotar o valor do titulante gasto. O valor de oxigênio dissolvido na amostra é igual ao volume em mg/l titulado de tiosulfato na titulação em mg/l.

4 - RESULTADOS

Os resultados obtidos durante o experimento para oxigênio dissolvido pelos métodos de Winkler (Iodométrico) e eletrodo de membrana (eletrométrico) estão apresentados no quadro 4.1. O quadro 4.2 descreve os aspectos físicos das lagoas (M_7 , M_8 e M_9) e condições climatológicas durante os horários de coleta.

5 - DISCUSSÃO DOS RESULTADOS

Com base no quadro 4.1, pode-se verificar que as concentrações do oxigênio dissolvido determinadas pelos dois métodos aumentaram com o tempo ao longo da série das lagoas de maturação.

Com base no quadro 4.1 pode-se verificar que as determinações de oxigênio dissolvido realizadas em amostras de efluentes das lagoas M_7 , M_8 e M_9 não foram consideravelmente diferentes.

Com relação ao quadro 4.2 observou-se que quando o tempo estava nublado a parcialmente nublado as lagoas apresentavam em sua superfície uma fina camada de algas. Por outro lado, quando o tempo apresentava-se de parcialmente nublado a ensolarado observava-se na superfície de cada lagoa uma camada mais espessa de algas.

Os gráficos 5.1 e 5.2 foram feitos baseados nos valores numéricos do quadro 4.1. A partir destes dois gráficos

QUADRO 4.1 - Concentração de Oxigênio Dissolvido em Amostras dos Efluentes das Lagoas M₇, M₈ e M₉ pelo Método de Winkler(W) (Iodométrico) e Eletrométrico(E) (Eletrodo de Membrana).

Lagoa \ Tempo (h)	06		08		10		12		14		16		18	
	W	E	W	E	W	E	W	E	W	E	W	E	W	E
M ₇	0,8	0,5	0,3	0,4	1,2	4,6	10,7	10	8,3	10	6,2	6,0	3,2	3,6
M ₈	0,7	0,3	0,7	0,8	5,0	10	11,4	10	10,8	8,9	10,3	8,6	7,6	7,2
M ₉	3,2	1,4	2,2	1,9	2,5	5,4	7,3	7,8	11,4	9,6	11,0	10	9,9	7,6

Quadro 4.2 - Aspecto Físico das Lagoas e Condições Climatológicas Durante os Horários de Coleta.

Lagoa \ Hora	06	08	10	12	14	16	18
M ₇	Fina Camada de Algas	Fina Camada de Algas	Camadas Espessas de Algas em sua Extensão	Diminuição da Espessura da Camada de Algas em sua Ext.	Fina Camada de Algas em toda a sua Extensão	Fina Camada de Algas em toda a sua Extensão	Fina Camada de Algas em toda a sua Extensão
M ₈	Fina Camada de Algas	Ilhas de Algas Finas não Muito Isoladas	Camadas Finas de Algas em sua Extensão	Camadas Espessas de Algas em toda sua Extensão	Fina Camada de Algas em toda a sua Extensão	Fina Camada de Algas em toda a sua Extensão	Fina Camada de Algas em toda a sua Extensão
M ₉	Poucas e Finas Camadas de Algas	Ilhas de Algas Finas	Ilhas Médias e Espessas de Algas em sua Extensão	Ilhas Finas em toda a sua Extensão	Ilhas de Algas e Camadas finas em sua Extensão	Finas Camadas de Algas	Ilhas Peq., Finas e Med. de Algas em toda sua Extensão
Condições Climatológicas	Nublado	Parcialmente Nublado	Parcialmente Nublado	Ensolarado	Ensolarado	Ensolarado	Noite

podemos observar que a concentração do OD do efluente das lagoas obedeceu o mesmo tipo de curva tanto para o método de Winkler como para o eletrométrico e que as variações das concentrações de oxigênio dissolvido com o tempo foram bastantes semelhantes.

Pelo método de Winkler, pode-se observar que as variações mínimas de oxigênio dissolvido como tempo foi de 0,3 mg/l em M₇ às 8 horas e máxima de 11,4 mg/l em M₈ às 12 horas e M₉ às 14 horas.

Pelo método Eletrométrico, pode-se observar que as variações mínimas de oxigênio dissolvido de oxigênio com o tempo foi de 0,3 mg/l em M₈ às 6 horas e maior que 10 mg/l em M₇ às 14 horas e em M₈ às 10 e 12 horas.

Houve um aumento gradativo de concentração de oxigênio dissolvido durante a manhã e diminui gradativamente a tarde.

6 - CONCLUSÕES

a) As concentrações de oxigênio dissolvido determinadas pelos dois métodos foram aproximadas.

b) As concentrações de oxigênio dissolvido determinadas pelos dois métodos aumentaram ao longo da série de M₇ a M₉.

c) Finalmente com relação aos dois métodos utilizados para as determinações de oxigênio dissolvido, foi verificado que o método eletrométrico é mais simples que o método de Winkler. Além disto, pelo método do eletrodo de membrana é possível

se fazer um maior número de determinações num curto espaço de tempo, o que não é possível pelo método iodométrico.

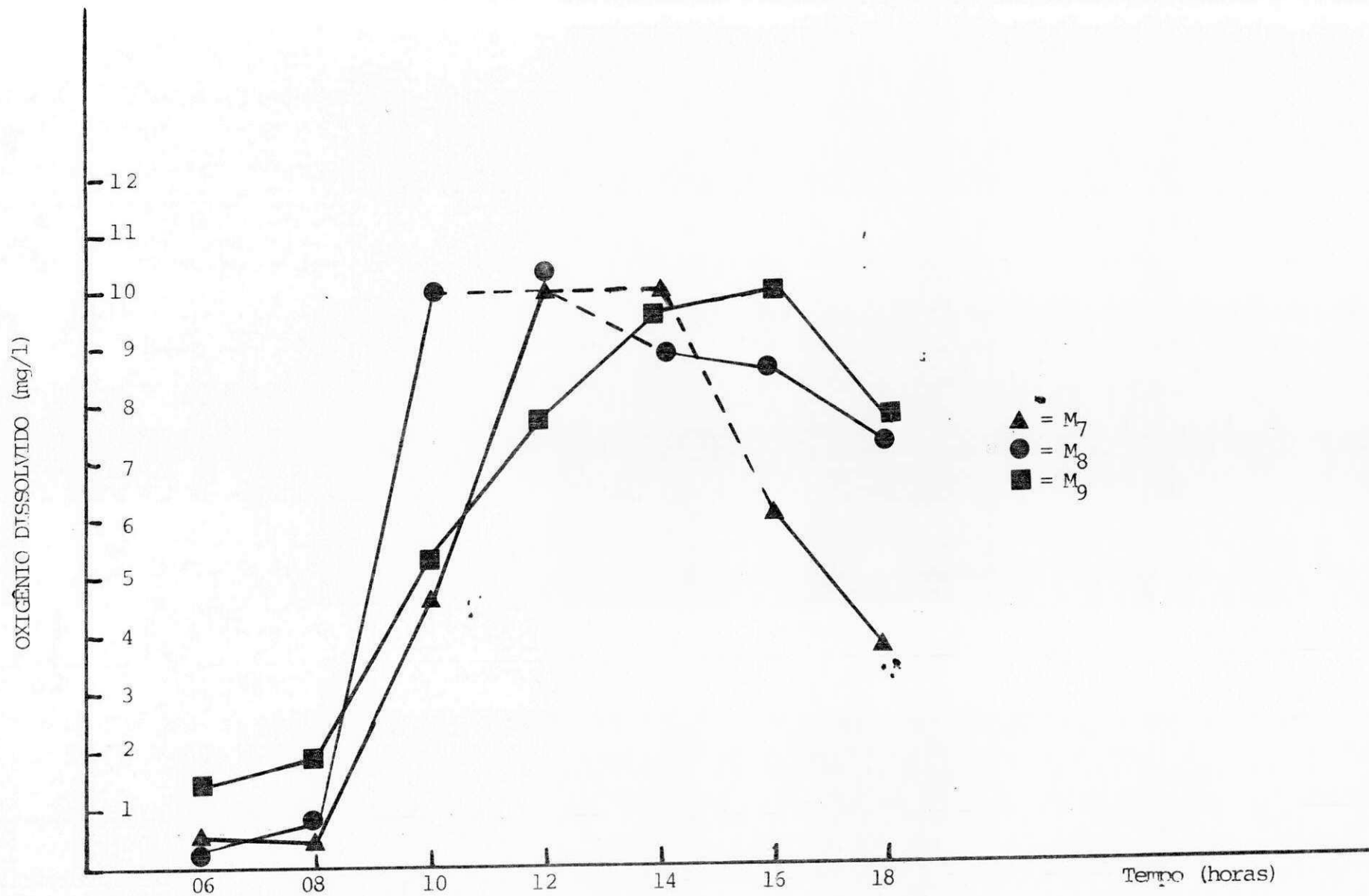


FIGURA 5.2 - VARIAÇÃO DO OXIGÊNIO DISSOLVIDO NO EFLUENTE DAS LAGOAS M₇, M₈, M₉, PELO MÉTODO ELETROMÉTRICO.

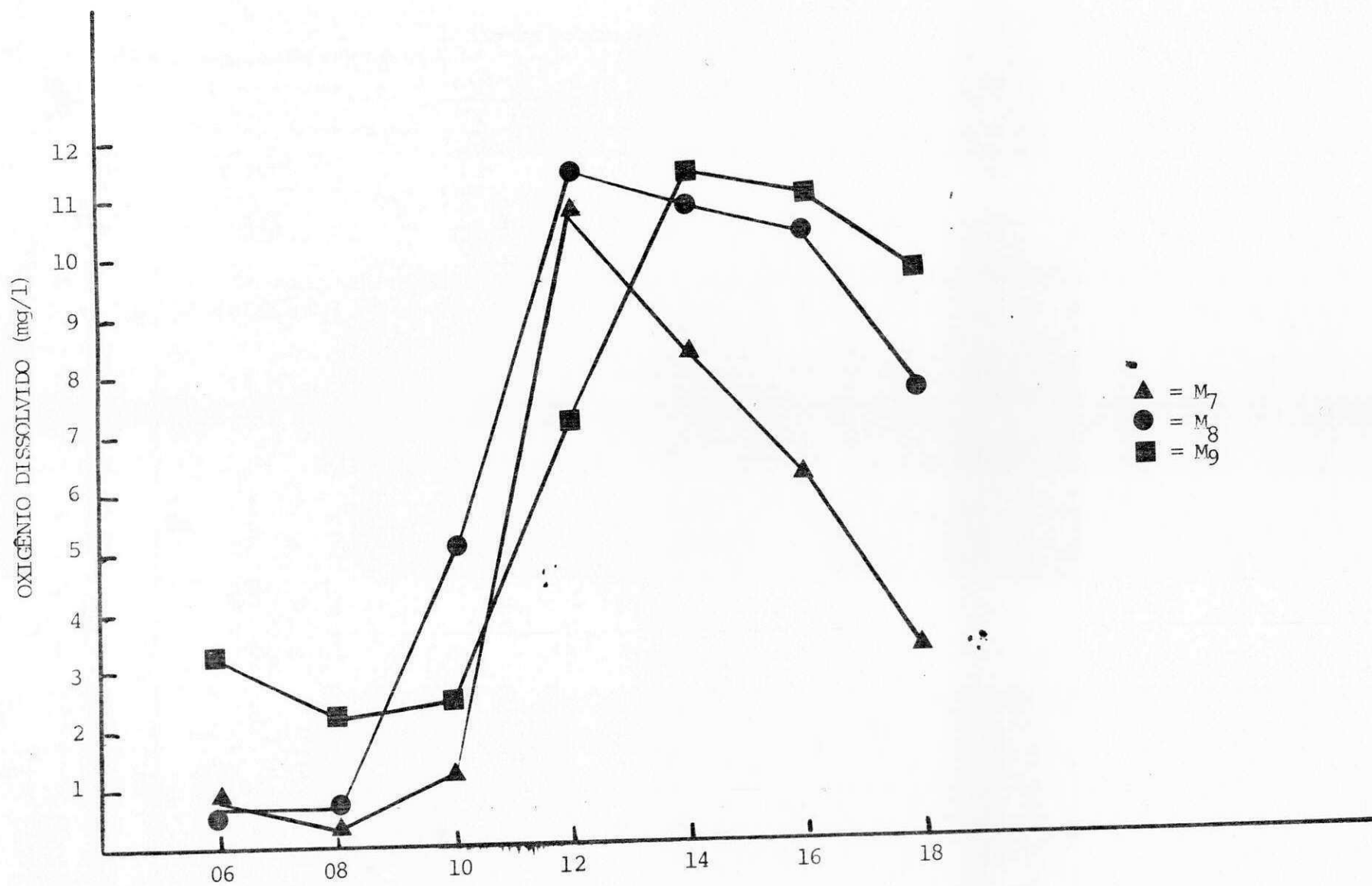


FIGURA 5.1 - VARIACÃO DO OXIGÊNIO DISSOLVIDO NO EFLUENTE DAS LAGOAS M₇, M₈, M₉, PELO MÉTODO DE WINKLER.