

ESTÁGIO SUPERVISIONADO

TÍTULO: AVALIAÇÃO DA EFICIÊNCIA DA DESINFECÇÃO PEÇA
AÇÃO DA LUZ SOLAR EM ÁGUAS DE DIFERENTES
GRAUS DE TURBIDEZ

1. PROCESSO Nº 00954
2. ALUNO: JOSÉ ROBERTO QUEIROGA FERREIRA
3. Nº DE INSCRIÇÃO: 852.1006-3
4. CARGA HORÁRIA TOTAL: 600 horas
5. NÚMERO DE CRÉDITOS: 10 Créditos
6. PERÍODO DO ESTÁGIO: Outubro de 1989 - Julho de 1990
7. TEMPO SEMANAL DE ESTÁGIO: 15 horas semanais
8. CONCEITO FINAL:

Beatriz Susana Ovruski de Ceballos

Campina Grande, 15 de agosto de 1990



Biblioteca Setorial do CDSA. Maio de 2021.

Sumé - PB

AVALIAÇÃO DA EFICIÊNCIA DA DESINFECÇÃO
PELA AÇÃO DA LUZ SOLAR EM ÁGUAS DE
DIFERENTES GRAUS DE TURBIDEZ

I. INTRODUÇÃO

A desinfecção de águas é importante para destruir os microrganismos que podem causar doenças (microrganismos patogênicos).

Somente após a epidemia europeia de colera, em 1800, considerou-se a importância da água como transmissora de microrganismos patogênicos. Iniciou-se então o estudo de outras doenças de veiculação hídrica: febre tifoide, paratifoide e disenterias.

Determinados microrganismos (bactérias, vírus e protozoários) provenientes do intestino do homem e animais podem sobreviver em ambientes aquáticos (água, lodo, esgoto) e inclusive multiplicar-se. Milhões de pessoas, nas sociedades modernas, se abastecem de fontes centralizadas de água muitas das quais podem infectar-se simultaneamente se receber um tratamento deficiente ou se houver contaminação na rede.

Recentemente, a Associação Brasileira de Engenharia Sanitária e Ambiental (ABES) publicou os seguintes dados: 108 milhões de brasileiros não têm suas casas ligadas às redes de esgotos; mais de 54 milhões não possuem abastecimento de água e 90 milhões não contam com serviços de coleta de lixo. Sob essas condições de saneamento básico o quadro de incidências de doenças de veiculação hídrica no país é o seguinte:

- Doenças diarreicas: 99% da população infantil infectada; 21.700 crianças mortas por ano (1 a cada 24 minutos).
- Esquistossomose: 40 milhões de infectados.
- Malária: 63,2 milhões de indivíduos expostos, 1480 mortes em 1988.
- Dengue: 111 milhões de pessoas expostas, 800.000 contaminados.
- Febre amarela: 20 milhões de pessoas expostas.

Dentre estas doenças, as diarreicas tem sua origem na própria água contaminada principalmente com bactérias e vírus. Nas quatro restantes, a água favorece o desenvolvimento dos vetores da doença (mosquitos e caramujos). Segundo a Organização Mundial de Saúde - OMS, o coeficiente de mortalidade infantil no Brasil é de 64 óbitos por cada mil nascimento. Estes dados colocam o Brasil no 4º lugar dentre os países com maiores índices de mortalidade na América Latina. Simultaneamente o Instituto de Pesquisas Econômicas e Sociais - IPEA, do Ministério do Planejamento revelou um dado alarmante: a expectativa de vida média do brasileiro do campo caiu de 55 para 49 anos. Entre as causas principais está a falta de Saneamento Básico, que favorece a permanência de doenças que se transmitem pela água contaminada. Portanto torna-se imprescindível o controle bacteriológico da água utilizada pela população para beber (potabilização ou não) e para recreação (lagos, rios, praias, piscinas) e esgotos, a fim de se verificar a eficiência do tratamento na remoção de patógenos e o perigo potencial de sua descarga na fonte receptora.

Devido a dificuldade de detecção direta de microrganismos patogênicos numa água, foram selecionados como indicadores bacteriológicos de poluição fecal, bactérias não patogênicas presentes nas fezes de pessoas saudáveis. Estas bactérias são saprófitas, estão presentes em maior número que os patógenos e são detectáveis por técnicas simples. Estes indicadores reúnem a maioria das seguintes condições:

- a) estão presentes junto com os patógenos;
- b) são iguais ou mais resistentes que os patógenos ao ambiente externo;
- c) não se reproduzem facilmente fora do trato intestinal;
- d) são fáceis de detectar, isolar, identificar e quantificar em meios de cultura relativamente simples;
- e) seu crescimento em meios de cultura artificiais não é seriamente inibido pela presença de outras espécies;
- f) distribuem-se aleatoriamente nas amostras tornando possível sua distribuição uniforme por simples mistura;
- g) funcionam como indicadores universais.

Os indicadores bacteriológicos utilizados a nível mundial são as bacté-

rias coliformes e os estreptococos fecales.

Sua presença indica contaminação fecal, mas sua ausência não garante ausência absoluta de contaminação.

Os processos de controle bacteriológico da água são baseados em índices de coliformes, os quais não são, na verdade, os organismos de interesse sanitário. Ao utilizar tais índices para fins de desinfecção, o sanitarista parte da premissa de que sendo os organismos patogênicos iguais ou mais suscetíveis que os coliformes à ação do tratamento, eles devem morrer primeiro ou simultaneamente. As bactérias coliformes são reunidas em dois grupos: os coliformes totais (CT) e os coliformes fecais (CF). Os primeiros abrangem bactérias presentes nas fezes do homem e animais de sangue quente, no solo, em águas naturais e em plantas. Porém, sua detecção em águas não tratadas tem escasso significado sanitário, exceto se eles são detectados em números elevados. O índice de coliformes totais é atualmente usado para águas tratadas, nas quais se exige sua completa ausência. A detecção de coliformes totais neste tipo de água ainda que em baixas concentrações, funciona como alerta de falhas no tratamento e/ou desinfecção ou na rede de distribuição.

O grupo dos coliformes fecais está constituído em mais de 90% por Escherichia coli, que é uma bactéria exclusiva do intestino do homem e animais homeotermos. Portanto sua presença numa água indica com segurança que houve contaminação fecal.

A detecção de coliformes totais é feita em meios especiais a 35°C - 37°C enquanto que a de coliformes fecais é feita a 44,5°C. Nesta temperatura não se desenvolvem os coliformes totais que acompanham frequentemente aos coliformes fecais.

Além dos coliformes, o grupo de estreptococos fecais (EF) é também utilizado como indicador de poluição fecal. Estas bactérias está em números mais baixos que os coliformes fecais nas fezes e segundo alguns pesquisadores são mais resistentes que os coliformes à variações de temperatura, pH e concentrações salinas.

II. OBJETIVOS GERAIS

O presente estágio aborda um novo processo de desinfecção que trata do efeito germicida da radiação solar.

Sabe-se atualmente que luz solar de diferentes comprimentos de onda sob determinadas condições ambientais, produzem a morte de microrganismos.

Foi observado por numerosos pesquisadores que comprimentos de onda superiores a 320nm tem ação bactericida. Eles classificam estas radiações em três grupos denominados UV(B), UV(A) e visível. UV(B) abrange comprimentos de onda de 290 nm, UV(A) de 320 a 400 nm e a luz visível de 400 a 700 nm. Radiações superiores a 700 nm correspondem à região infravermelha do espectro e não tem ação sobre as células.

Ainda não está completamente esclarecido o mecanismo de ação destas radiações. Resultados experimentais mostram que sua atividade é potenciada sob concentrações de oxigênio e pH elevados. O O_2 desempenharia um papel fundamental, provavelmente devido à foto-oxidação de componentes vitais das células. A membrana celular seria um dos elementos mais facilmente alterados e conseqüentemente haveria um desequilíbrio da homeostase celular. Outro local afetado seria as cadeias respiratórias de transportes de elétrons, o que ocasionaria a diminuição da produção energética celular (ATP).

É comum na região nordeste o uso de águas não tratadas para consumo humano. Estas são coletadas em baldes de lata ou toneis de borracha em açudes, barreiros, cacimbas, cacimbões, sem proteção onde se junta água de chuva. Estes reservatórios ficam expostos à contaminação ambiental, com águas de enxurradas que carregam detritos das terras cultivadas vizinhas, com fezes dos animais domésticos e selvagem, e a ação do próprio homem, que mergulha latas e baldes em deficientes

condições higiênicas. Estas águas apresentam graus variados de turbidez, tendo sido observados valores próximos a 1 000 NTU.

O método de desinfecção pela ação solar, se é realmente eficiente, poderia ser aceito pela população rural devido à facilidade de sua execução e ausência de custo.

As limitações do método seriam:

1. Os pequenos volumes de água desinfectadas por cada vez (garrafas de 1 a 2 litros);
2. A ação limitante da turbidez na desinfecção da água.

III. OBJETIVOS ESPECIFICOS

O presente trabalho teve como objetivo:

a) Avaliar a ação bactericida da luz solar em águas de diferentes graus de turbidez e pH, utilizando-se como indicadores, bactérias coliformes e estreptococos fecais.

b) Avaliar a qualidade fisico-química e bacteriológica de águas de açudes e barreiros utilizados para consumo humano sem tratamento prévio.

3. CARACTERÍSTICAS DO ESTÁGIO

O presente estágio constou de duas fases:

a) Treinamento prático de coleta de amostras e aprendizado de técnicas fisico-químicas e microbiológicas aplicadas a análise da água no campo da Engenharia Sanitária e Ambiental.

b) Avaliação da ação da luz solar sobre coliformes fecais e estreptococos fecais em águas com diferentes graus de turbidez.

3.1. Coleta de Amostras

Foram amostrados 9 barreiros de terra que recebem água de chuva e 3 barreiros de terra que recebem água bruta do manancial Epitácio Pessoa, Boqueirão - Paraíba, todos eles são utilizados como fonte de água para beber e usos domésticos em geral, sem tratamento prévio.

As amostras eram coletadas nas superfícies do corpo de água, em frascos escuros de vidro, de 1 litro de capacidade e de boca larga. Um destes frascos, destinado as amostras para análises bacteriológicas, estava esteril e sua boca protegida com papel de alumínio. Os frascos eram marcados com o nome do local de coleta e enchidos até 3/4 de seu volume para facilitar a homogeneização posterior das amostras. Após a coleta, os frascos para bacteriologia eram preservados numa caixa de isopor com gelo a temperatura menor que 10°C e transportados ao laboratório para seu processamento, o qual foi feito dentro das quatro horas posteriores.

No momento da coleta era medida a temperatura da água e a transparência da mesma.

3.2. Treinamento em Técnicas de Laboratório Aplicados à Análise de Água

Foram analisados os seguintes parâmetros:

Físico-químicos: pH, Oxigênio Dissolvido, Temperatura, Turbidez, Transparência, DBO₅, Nitrato e Fosfato.

Microbiológicos: Coliformes fecais, Estreptococos fecais, Pseudomonas aeruginosa e Biomassa de Algas.

3.2.1. Importância dos Parâmetros Analizados

a) pH

O pH é uma característica importante de uma massa de água. É o termo usado para expressar o grau de acidez ou alcalinidade da mesma. No campo da engenharia sanitária este parâmetro deve ser considerado no controle da corrosão da água sobre as tubulações; na coagulação química em que a dosagem do coagulante depende do pH (a maior pH, maior consumo de sulfato de alumínio - $Al_2(SO_4)_3$ - , na

eficiência do processo de desinfecção da água (a maior pH menor concentração de HClO).

Variações grandes de pH no meio podem afetar a fauna e a flora da massa de água interferindo nos processos depuradores de lagoas de estabilização, por exemplo. Valores superiores a 9 podem causar a precipitação de fosforo sobre a forma de ortofosfato insolúvel limitando desta forma o crescimento de algas.

O pH e os níveis de oxigênio de uma massa de água são controlados pela atividade fotossintética, e desta forma apresentam variações ao longo do ciclo diário de luz e escuridão. Geralmente nas horas mais iluminadas, o pH pode alcançar valores superiores a 9 unidades. O processo de elevação do pH em águas naturais ou em lagoas de estabilização acontece da seguinte forma: através da fotossíntese as algas usam CO_2 dissolvido na água e liberam O_2 . Esse O_2 é, pela sua vez, utilizado pelos organismos aeróbios principalmente bactérias, as quais consomem no seu metabolismo para degradar a matéria orgânica através da respiração e produzir CO_2 , o qual é liberado na massa líquida. Na medida que o processo avança as algas consomem mais CO_2 . Há algumas horas do dia onde a radiação solar é altamente favorável à fotossíntese, e sua taxa aumenta substancialmente, produzindo uma diminuição na concentração do CO_2 , porque as bactérias não podem repor-lo à mesma velocidade.

A queda da concentração de CO_2 provoca a dissociação dos íons bicarbonatos presentes na água, os quais liberam CO_2 e OH^- (íon hidroxila). O CO_2 passa a ser utilizado pelas algas. O íon hidroxila é responsável pelos pH elevados, superiores a 9, observados nas horas de proliferação de algas.

Simultaneamente nestas horas o oxigênio pode alcançar valores de supersaturação. Os valores elevados de pH afetam a numerosos organismos presentes na massa de água, e dentre eles, as bactérias do grupo coliforme.

b) Oxigênio Dissolvido

A quantidade de oxigênio dissolvido na água é um índice de sua qualidade sanitária: águas superficiais de boa qualidade devem estar saturadas de oxigênio. Uma água saturada pode ou não estar poluída, mas a saturação indicará que não está contaminada com uma carga elevada de matéria oxidável (ou biodegradável).

A decomposição biológica da matéria orgânica envolve o consumo de oxigênio (molecular) dissolvido na água devido aos processos metabólicos dos microrganismos heterótrofos aeróbios, principalmente bactérias. Desta forma a redução da concentração de oxigênio dissolvido indica grande atividade bacteriana e portanto, poluição por matéria orgânica. Altas cargas poluidoras podem ocasionar o desenvolvimento excessivo de microrganismos decompositores, os que causam um consumo acentuado de oxigênio. Esse consumo pode provocar uma depleção significativa de oxigênio dissolvido, gerando anaerobiose. Sob condições anaeróbias, os microrganismos que utilizam o oxigênio combinado (anaeróbio) passam a ser predominantes. Alguns destes processos anaeróbios de degradação, tais como a putrefação da matéria orgânica, gera maus odores causados pelos produtos do metabolismo (sulfeto de hidrogênio, metano, mercaptanas, entre outros). A baixa solubilidade do oxigênio é o fator limitante da reoxigenação de massas de água e porém de sua autodepuração. A maior temperatura, menor a solubilidade deste gás em água.

c) DBO₅

A DBO (Demanda Bioquímica de Oxigênio) expressa a quantidade de oxigênio necessária para biodegradar a matéria orgânica presente num volume conhecido de água. Dito de outra forma, permite avaliar a quantidade de oxigênio que será consumido no corpo receptor no qual existe condições aeróbias, se nele fosse descarregado matéria orgânica (esgoto doméstico por exemplo), com capacidade para ser degradada pelos organismos aeróbios, principalmente bactérias.

A DBO é um parâmetro de fundamental importância em estudos que tenham por objetivo a preservação das condições ecológicas de corpos aquáticos em geral.

Em sistemas de tratamento de esgotos a determinação da DBO efluente permite estabelecer o limite da carga poluidora que pode ser lançada no corpo receptor.

O teste de DBO é um bio ensaio que envolve a medida de oxigênio inicial e final de um volume de amostra de água, após a incubação da mesma, no escuro, a 20°C durante 5 dias. Este teste é feito universalmente em garrafas padrões.

d) Temperatura

A temperatura é uma característica importante do meio aquático, visto

que as propriedades físicas, químicas e biológicas são funções da mesma.

A principal consequência da elevação de temperatura de um manancial pode resultar na substituição de processos aeróbios de decomposição de matéria orgânica por processos anaeróbios.

A solubilidade de oxigênio em água a 1640 ft para uma temperatura de 20°C é de 8,6 ppm (O_2) e para 30°C é de 7,3 ppm (O_2).

A lei de Vant Hoff postula que as reações químicas têm suas velocidades aumentadas de 2 ou 3 vezes quando a temperatura é elevada em 10°C. Todos os processos vitais de um organismo são ativados pela elevação de temperatura, e inclusive pode causar sua morte. Desta forma todos os organismos de um ecossistema são afetados devido a interdependência de espécies nas teias alimentares.

e) Turbidez e Transparência

A turbidez é causada pela presença de partículas em suspensão presentes na massa de água. Essas partículas interferem a passagem da luz para dentro da água e dificultam a fotossíntese, a qual, por sua vez está associada a produção de oxigênio.

Em massas de água onde existem condições de pouca turbulência (como lagos, açudes), a turbidez se deve a partículas coloidais (orgânico e inorgânico), areia e argila em suspensão e numerosos organismos do plancton, tais como: bactérias, algas, protozoários.

As descargas de esgotos domésticos contribuem bastante no aumento da turbidez.

Quando um corpo d'água é utilizado para consumo humano, uma elevada turbidez não é desejada por várias razões:

1.) Desde a época antiga, águas turvas são associadas a poluição e portanto com riscos a saúde. Uma água transparente é esteticamente mais atrativa para consumo e para recreação;

2.) Quando a água é submetida a tratamento, a presença de turbidez torna o processo mais difícil e mais caro;

3.) Dificulta a desinfecção, porque as partículas de turbidez podem envolver os microrganismos e desta forma impedir o contato do desinfetante com o microrganismo patogênico.

A turbidez está estreitamente relacionada com a transparência da água. Desta forma, águas com escassa turbidez e pouca cor serão muito transparentes e permitirão a penetração de luz até grandes profundidades da massa de água. Nestas águas os organismos fotossintetizadores poderão crescer e produzir oxigênio.

f) Nitratos e Fosfatos

Sais minerais, especialmente nitratos e fosfatos, são macronutrientes indispensáveis para o desenvolvimento de organismos fotossintetizadores, principalmente algas.

A introdução de pequenas quantidades destes sais minerais podem ser benéficos, por exemplo, para a piscicultura porque favorecem a proliferação de organismos clorofilados (produtores primários) que constituem a base da cadeia alimentar. Por outro lado estes organismos produzem oxigênio o qual mantém as condições aeróbias do corpo aquático. No entanto um aumento elevado de sua concentração favorecem o crescimento exagerado de algas. Isto acarreta um conjunto de problemas:

- 1.) eutrofização do corpo aquático;
- 2.) inconvenientes no tratamento de água na ETA (Estação de Tratamento de Água).

Águas eutróficas se caracterizam por uma camada densa de algas que flutuam na sua superfície (floração das algas). Essa floração é nociva porque prejudica o aspecto estético do açude.

A camada verde limita a penetração da luz impedindo o crescimento de organismos fotossintetizadores nas camadas inferiores. As algas que morrem sedimentam para fundo do corpo aquático onde são degradadas anaerobicamente no processo de putrefação, provocando mal cheiro (H_2S , mercaptanos etc). Seguidamente se produz a morte de peixes devido a falta de oxigênio. As vezes as algas liberam produtos tóxicos na água os quais contribuem também para a mortandade de outros organismos da cadeia alimentar.

Quando essas águas eutróficas são tratadas na ETA é frequente o aparecimento de odor e sabor desagradáveis, inclusive não é raro o entupimento dos

filtros.

g) Coliformes Fecais

As bactérias do grupo coliformes são indicadores bacteriológicos utilizados a nível mundial. A mais importante como índice das condições sanitárias da água é a Escherichia Coli, representante dos coliformes de origem exclusivamente fecal.

A detecção de coliformes fecais numa água é indicio da possibilidade da existência, nessa mesma água, de microrganismos patogênicos intestinais, tais como Salmonella, Shigella, vírios, rotavírus, etc.

h) Estreptococos Fecais

A determinação do número de estreptococos fecais no meio aquático oferece mais um instrumento para a avaliação do seu grau de contaminação fecal e para a interpretação da origem da poluição. A presença de Streptococcus bovis ou Streptococcus equinus é indicadora de poluição por fezes provenientes de animais de sangue quente, e a presença de Streptococcus faecalis indica poluição humana. Quando se detectam coliformes totais e não coliformes fecais, a quantificação de estreptococos fecais dá evidências da natureza fecal da contaminação.

i) Biomassa da Algas

Uma maneira de se avaliar a capacidade de reoxigenação de um corpo d' água, e a densidade de sua população de algas, é através da determinação da concentração de clorofila a presente nessa água, devido a sua simplicidade, rapidez e reprodutibilidade.

O método de extração da clorofila é bastante difundido em estudos com fitoplâncton.

Em lagoas de estabilização é de extrema importância o monitoramento da biomassa de algas, seja através de amostras coletadas no efluente ou diretamente coletadas na massa líquida.

Da mesma forma, este parâmetro é importante em corpos de águas superficiais, como cacimbas, açudes, barreiros, etc.

j) Pseudomonas aeruginosas

Pseudomonas aeruginosa é uma bactéria oportunista, indicadora adequada

para águas recreacionais, visto que é saprofítica da pele. É mais resistente ao cloro residual que os coliformes. Esta bactéria está amplamente difundida no meio ambiente, solo, águas e plantas. Contudo, sua presença em números relativamente alto está associada à poluição humana, com fezes ou esgotos. São encontrados em números excepcionalmente altos em esgotos de hospitais.

Atualmente sua determinação e quantificação é recomendada em águas utilizadas para uso doméstico e consumo humano.

3.3. Avaliação da Ação Bactericida da Luz Solar

A avaliação da ação da luz solar sobre coliformes fecais e estreptococos fecais foi realizada nos seguintes modelos experimentais:

- água destilada , pH = 7 , turbidez menor que 1
- solução tampão , pH = 7,2 e 9,0 turbidez menor que 1
- água de açude , pH = 8 e 9,5, turbidez 2,5 e 24 NTU

Procedimento:

- 13 garrafas de vidro comum transparente de igual espessura e com capacidade para 1 litro eram enchidas até 800 ml com a água a ser analisada. Em todas as garrafas eram determinadas o pH e turbidez iniciais;

- As garrafas eram esterilizadas em autoclave a 121°C por 15 minutos.

Em seguida inoculavam-se 10 a 20 ml de esgoto bruto, em cada uma;

- De uma garrafa, e sob condições de assepsia, retirava-se uma alíquota, onde era medido o pH e a turbidez. Posteriormente procedia-se a determinação do número inicial de bactérias (t_0), enquanto as 6 garrafas restantes enumeradas (t_1 , t_2 , t_3 , t_4 , t_5 e outra contendo um termômetro) eram expostas a ação da luz solar, no período das 10 às 15 horas. As garrafas eram agitadas frequentemente e a que continha o termômetro servia para medir a temperatura da massa de água ao longo do tempo de exposição. Um sistema idêntico de 6 garrafas era mantido na escuridão;

- A cada hora era retirada uma garrafa do sol e outra da escuridão para determinação do número de bactérias. Após cada hora, uma alíquota de amostra era retirada da garrafa correspondente para medição de pH e turbidez. A temperatura

era lida após cada hora, e imediatamente antes de retirar as garrafas do sol e escuridão respectivamente.

RADIAÇÃO SOLAR

A irradiação foi quantificada com um Actinógrafo bimetalico do tipo Robitzsch - Fuess, que determina a radiação solar global. Os dados foram fornecidos pela Estação Meteorológica da UFPB/CCT do Departamento de Meteorologia.

O actinógrafo bimetalico é constituído por duas partes fundamentais:

1) A UNIDADE SENSÍVEL - situada na porção mais alta do instrumento, localiza-se sob uma cúpula hemisférica de vidro transparente. Ela é constituída por uma lâmina negra situada entre duas lâminas brancas, todas constituídas pela justaposição de duas placas de metal de diferentes coeficientes de dilatação;

2) A UNIDADE DE REGISTRO - está formada por um conjunto de alavancas que termina em uma haste. Na extremidade desta haste encontra-se a pena registradora. Um tambor de registro, acionado mecanicamente por um sistema de relojoaria, completa a unidade de registro.

As lâminas de unidade sensível do Actinógrafo, quando são submetidas a aquecimento, experimentam uma curvatura. As lâminas brancas são aquecidas ou resfriadas dependendo apenas das variações de temperatura; a lâmina negra, porém, absorvendo a radiação solar incidente, tem sua curvatura condicionada tanto pelas variações de temperatura, quanto pela absorção de energia solar. A diferença de curvatura das lâminas

brancas em relação à negra, obtida através de um acoplamento especial na montagem, vai representar o efeito de dilatação decorrente do aquecimento, oriundo da absorção de energia solar. Esse efeito aciona o sistema de alavancas que movimenta o braço da pena registradora. É evidente que, durante a noite, não havendo absorção de energia, tanto as lâminas brancas como a negra, dilatam-se apenas devido às variações de temperatura e, assim, a diferença mencionada torna-se nula.

O diagrama do Actinógrafo apresenta duas escalas: a vertical, dividida de 0,05 em 0,05 calorias por cm^2 por minuto, e a horizontal dividida de 1/2 em 1/2 hora. Este diagrama denomina-se de Actinograma e a sua troca diária deverá ser processada durante a observação das 00:00 TMG, quando, em nossa região nenhuma radiação solar esta atingindo o elemento sensível e, por conseguinte, a pena de registro encontra-se sobre a linha 0,0 do diagrama.

O cálculo da irradiação é feito através da equação seguinte:

$$Q = c. K. A,$$

onde:

c = fator de correção do equipamento = 16,47;

K = constante que depende da época do ano e da latitude, varia entre 0,96 a 1,04;

A = área compreendida entre a curva e a linha correspondente ao registro nulo. Esta determinação é efetuada com o auxílio de um planímetro. A área planimetrada para os experimentos da presente pesquisa foram de hora em hora, com início às 10:00 horas e término às 15:00 horas.

MATERIAIS E MÉTODOS

TEMPERATURA

1. Aparelhagem

- Termômetro de mercúrio de qualidade comprovada.

2. Técnica

2.1. Introduzir o termômetro na massa d'água e esperar que a temperatura do mesmo se estabilize;

2.2. Retirar o termômetro da água e fazer a leitura da temperatura em graus centígrados;

TRANSPARÊNCIA

A transparência é medida com o auxílio do disco de Secchi. Este está constituído de um disco de 30 cm pintado de branco e suspenso por um cordão graduado em cm.

A leitura é feita mergulhando-se o disco na massa de água, observando-se a qual profundidade ele desaparece. O disco é retirado da massa d'água lentamente e se lê novamente a qual profundidade ele aparece. O valor médio das leituras indica a transparência da água a qual é expressa em "cm".

TURBIDEZ

1. Aparelhagem

- Turbidímetro HACH modelo 2100 A
- Cubeta de 20 mm

2. Técnica

- 2.1. Ligar o turbidímetro e esperar que o mesmo se estabilize;
- 2.2. Verificar se o feixe de luz está distribuído uniformemente;
- 2.3. Calibrar o aparelho com o padrão adequado, compatível com a amostra a ser medida. Os padrões são: 10 NTU, 18 NTU, 100 NTU e 1 000 NTU.
- 2.4. Tomar a amostra e colocar na cubeta.
- 2.5. Introduzir a cubeta no turbidímetro e fazer a leitura de acordo com a escala padrão.

pH

MÉTODO ELETROMÉTRICO

1. Aparelhagem

- Medidor de pH PROCYON mod. PHN - 4
- Beckers de 250 ml
- Papel absorvente
- Pessetas para lavagem do eletrodo
- Agitador magnético PANEM mod. 257

2. Reagentes

2.1. Solução tampão de pH conhecido

3. Técnica

- 3.1. Ligue o medidor de pH e aguarde que o mesmo se estabilize;
- 3.2. Lave o eletrodo com água destilada e enxugue-o com papel absorvente;
- 3.3. Padronize o aparelho com solução tampão de pH próximo ao da amostra;
- 3.4. Torne a lavar o eletrodo com água destilada. Enxugue-o e introduza-o na amostra em estudo;
- 3.5. Aperte o botão pH e leia na escala graduada que varia de zero a quatorze;
- 3.6. Retira o eletrodo da solução, enxugue-o com água destilada e introduza-o num becker contendo água destilada;
- 3.7. Desligue o aparelho.

OXIGÊNIO DISSOLVIDO

1. Aparelhagem

- Medidor de Oxigênio CLANDON YSI mod. 54A
- Frascos padrões de DBO
- Agitador magnético FANEM mod. 257
- Pessetas

2. Técnica

2.1. Ligar o aparelho e calibrar o mesmo no solubilidade do oxigênio correspondente a temperatura ambiente;

2.2. Introduzir o eletrodo no frasco de DBO junto com um bastão magnético e coloque-o sobre o agitador;

2.3. Ligar o agitador e espere que o ponteiro do medidor de oxigênio se estabilize;

2.4. Fazer a leitura do oxigênio dissolvido (OD) e da temperatura correspondente na escala adequada.

DEMANDA BIOQUÍMICA DE OXIGÊNIO - DBO₅MÉTODO DOS FRASCOS PADRÕES DE DBO₅

1. Aparelhagem

- Frascos padrões de DBO
- Medidor de Oxigênio CLANDON YSI mod. 54A
- Medidor de pH PROCYON mod. PHN - 4
- Pipetas graduadas de 10 ml
- Garrafão de vidro para líquido de diluição
- Becker de 250 ml
- Mangueira para sifonar líquido de diluição
- Incubadora (geladeira GE, adaptada termostaticamente para 20°C 1)
- Agitador
- Garrafas
- Aerador de aquário

2. Reagentes (soluções nutrientes)

2.1. Solução tampão de fosfato

Compostos	g/l
KH_2PO_4	8,5
K_2HPO_4	21,75
$\text{Na}_2\text{HPO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	33,4
NH_4Cl	1,7

2.2. Solução de Sulfato de Magnésio

Composto	g/l
$MgSO_4 \cdot 7H_2O$	22,5

2.3. Solução de Cloreto de Cálcio

Composto	g/l
$CaCl_2$	27,5

2.4. Solução de Cloruro Férrico

Composto	g/l
$FeCl_3 \cdot 6H_2O$	0,25

3. Técnica

3.1. Preparo da Água de Diluição

Aerar um volume conhecido de água destilada com um aerador de aquário, (de preferência esta água deverá ser colocada na incubadora de DBO no dia anterior à análise, a 20°C). Para cada litro de água destilada adicionar 1 ml das soluções nutrientes (tampão, $MgSO_4$, $CaCl_2$, $FeCl_3$).

3.2. Preparo das Amostras

3.2.1. Coletar a amostra e medir o oxigênio dissolvido;

3.2.2. Medir o pH da amostra e se necessário fazer a correção para o intervalo de pH entre 6,5 a 7,5 com H_2SO_4 ou $NaOH$;

3.2.3. Os frascos padrões de DBO deverão ser lavados com ácido clorídrico 3% e posteriormente com água corrente e finalmente com água destilada, antes do seu uso.

3.2.4. De acordo com o tipo de amostra coletada adicionar o volume necessário em frasco de DBO limpo e completar cuidadosamente por sifonamento com água de diluição. Medir o oxigênio dissolvido inicial (ODi).

3.2.5. Incubar a $20^\circ C \pm 1$ por 5 dias e medir o oxigênio dissolvido final (ODf);

4. Cálculo

$$\text{DBO}_5 \text{ mg/l} = \frac{(\text{OD}_i - \text{OD}_f) \times \text{volume frascos}}{\text{volume amostra}}$$

NITRATO

"MÉTODO DO ÁCIDO CROMOTRÓPICO"

1. Aparelhagem

- Espectrofotômetro SHIMADZU mod. UV-100-01
- Pipetas volumétricas
- Balões volumétricos de 10 ml
- Bureta graduada
- Papel absorvente
- Bomba Millipore mod. XX 5500.000
- Equipe de filtração Millipore
- Papel de filtro
- Pissetas para lavagem
- Garrafas para estocar soluções.

2. Reagentes

2.1. Sulfito Ureia

Dissolver 5g de ureia e 4g de Na_2SO_3 anidro em água e diluir para 100 ml.

2.2. Antimônio Metálico

Aquecer 500 mg de Sb metálico em 80 ml de H_2SO_4 concentrado até que todo o metal seja dissolvido. Esfriar e adicionar cuidadosamente ml de água gelada. Se houver a formação de cristais, redissolver por aquecimento.

2.3. Ácido Cromotrópico

Dissolver 100 mg dos cristais do ácido cromotrópico em 100 ml de H_2SO_4 concentrado e estocar num frasco ambar.

2.4. Ácido Sulfúrico Concentrado

2.5. Solução Estoque de Nitrato

Diluir 0,7218g de KNO_3 (sêco à 105°C por 24 horas) para 1 000 ml , preservar com 2 ml de CHCl_3 por litro.

1 ml = 100 mg $\text{NO}_3^- \text{N}$. Solução estável por 6 meses.

2.6. Solução Padrão de Nitrato

Diluir 50 ml da solução estoque de nitrato para 500 ml de água destilada.

1 ml = 10,0 mg $\text{NO}_3^- \text{N}$

3. Técnica

3.1. Filtrar a amostra. Colocar 2 ml num balão de 10 ml, adicionar 1 gota de sulfito ureia e deixar na água gelada;

3.2. Adicionar 2 ml de reagente de antimônio e agitar por rotação. Deixar 4 minutos na água gelada;

3.3. Adicionar 1 ml de ácido cromotrópico e colocar por 3 minutos na água gelada;

3.4. Com bureta, adicionar H_2SO_4 até perto da marca de 10 ml;

3.5. Tampar e misturar 4 vezes por inversão;

3.6. Deixar 45 minutos à temperatura ambiente e completar a 10 ml;

3.7. Fazer os padrões de forma idênticas, utilizando as soluções padrões;

3.8. Fazer a leitura no espectrofotômetro utilizando o comprimento de onda de 410 nm.

ORTOFOSFATO SOLÚVEL

"MÉTODO DO ÁCIDO ASCORBICO"

1. Aparelhagem

- Espectrofotômetro SHIMADZU mod. UV-100-01;
- Pipetas volumétricas;
- Erlenmeyer;
- Balão volumétrico de 50 ml;
- Papel absorvente;
- Equipe de filtração millipore;
- Bomba millipore mod XX 5500.000;
- Garrafas para estocar soluções;
- Geladeira;
- Pessetas para lavagem.

2. Reagentes

2.1. Solução Estoque de Fosforo

Diluir 219,5 mg de KH_2PO_4 anidro a 1000 ml com H_2O destilada.

1 ml = 50,0 mg $\text{PO}_4^{3-}\text{-P}$

2.2. Solução Padrão de Fosforo

Diluir 50,0 ml da solução estoque de fosforo a 1000 ml com água destilada.

1 000 ml = 2,50 mg P

2.3. Reagentes para preparo do reagente combinado.

2.3.1. Solução de ácido sulfúrico 5 N

Misturar 70 ml de H_2SO_4 concentrado a 500ml com água destilada.

2.3.2. Solução de Tartarato de Antimônio e Potássio

Dissolver 1,3715 g de $K(SbO)C_4H_4O \cdot 1/2 H_2O$ em 400 ml de H_2O destilada em frasco volumétrico e diluir para 500 ml.

2.3.3. Solução de Molibdato de Amônia

Dissolver 20g de $(NH_4)_6MO_7O_{24} \cdot 4H_2O$ em 500 ml de água destilada.

2.3.4. Ácido Ascórbico 0,01 M (guardar em geladeira)

Dissolver 1,76 g de ácido ascórbico em 100 ml de água destilada. A solução é estável por 1 semana a 4°C.

3. Preparo do Reagente Combinado

(estável por 4 horas)

3.1. Proporção dos Reagentes num Volume de 100 ml

- Solução de ácido sulfúrico 5N	50 ml
- Solução de Tartarato de Antimônio e Potássio	5 ml
- Solução de Molibdato de Amônia	15 ml
- Ácido Ascórbico 0,01 M	30 ml

4. Preparo dos Padrões

	Solução estoque (ml)	H_2O ml
Padrão 1	1	49
Padrão 2	2	48
Padrão 3	3	47
Padrão 4	4	46

5. Técnica

5.1. Filtrar as amostras e medir 25 ml do filtrado.

5.2. Completar para 50 ml com H_2O destilada em balão aforado.

5.3. Colocar 1 gota de fenolftaleína, se ficar cor de rosa acidificar com $H_2SO_4(5N)$.

5.4. Adicionar 8ml de reagente combinado.

5.5. Proceder de forma idêntica com os padrões.

CLORETO

Aparelhagem

- Proveta de 100 ml
- Bureta graduada
- Becker de 100 ml
- Pipeta
- Agitador magnetico

Reagentes

- Indicador (K_2CrO_4)
- Titulante ($AgNO_3$ 0,0141 N)

Técnica

- Tomar 25 ml de amostra
- Adicionar 4 a 5 gotas do indicador (K_2CrO_4)
- Com $AgNO_3$ 0,0141 N encha uma bureta graduada até a última marca e titule com este $AgNO_3$ 0,0141 N até viragem para vermelho tijolo e anotar os ml gastos de $AgNO_3$.
- Fazer um branco com líquido de diluição

Calculo

$$\text{Cloroeto mg Cl / l} = \frac{(A - B) \cdot N_{AgNO_3} \times 35.500 \cdot 1000}{\text{volume da amostra}}$$

onde:

A = ml de $AgNO_3$ gastos para titular a amostra

B = ml de $AgNO_3$ gastos para titulat o branco

DUREZA

MÉTODO COM EDTA (Titulométrico)

1. Aparelhagem

- Proveta de 100 ml
- Becker de 100 ml
- Pipetas graduadas
- Becker de 20 ml
- Bureta graduada
- Agitador Magnético

Reagentes

- Tampão Mg
- Inibidor Sulfeto de Sódio Na₂S
- Indicador preto de eriocromo
- Titulante - EDTA 0,01 N

2. Técnica

- Tome 50 ml da amostra e coloque-a em um becker de 100 ml
- Adicionar 2 ml de tampão Mg, 1 ml do inibidor e 2 gotas do indicador (preto de eriocromo)
- Com EDTA 0,019 N encha uma bureta graduada até a última marca
- Coloque o becker sobre um agitador magnético e titule com EDTA 0,019N até viragem de cor azul violeta
- Anotar os mililitros consumidos.

3. Calculo

$$\text{mg CaCO}_3/\text{l} = \frac{(A - B) N \cdot \text{EDTA} \times 50.00 \times 1000}{\text{volume da amostra}}$$

onde:

- A = ml de EDTA 0,019 N gastos para titular a amostra
- B = ml de EDTA 0,019 N gastos para titular o branco

ALCALINIDADE

MÉTODO POTENCIOMÉTRICO

1. Aparelhagem

- Beckers de 250 ml e 20 ml
- Uma bureta graduada
- Agitador
- pHmetro procyon mod. PHN-4

2. Reagentes

- Ácido sulfúrico (H_2SO_4 0,1N)

3. Técnica

3.1. Calibrar o potenciômetro

(pH 7, 9 e 4)

3.2. Meça 100 ml da amostra e introduza em becker de 250 ml

3.3. Encher a bureta graduada até a última marca com o ácido sulfúrico a 0,1N.

3.4. Coloque o becker sobre um agitador magnético e introduza dentro da amostra o eletrodo do potenciômetro

3.5. Titule com solução de H_2SO_4 0,1N até pH 4,5. Anote os mililitros de ácido consumidos na titulação.

4. Cálculo

$$\text{Alc. mg CaCO}_3 / l = \frac{(A - B) \text{ NH}_2\text{SO}_4 \times 50,000 \times 1000}{\text{volume da amostra}}$$

onde:

A = ml de H_2SO_4 0,1N gastos para titular a amostraB = ml de H_2SO_4 0,1N gastos para titular o branco

CLOROFILA a

("EXTRAÇÃO À QUENTE COM METANOL 90% , MÉTODO JONES, 1979)

1. Aparelhagem

- Espectrofotômetro SHIMADZU mod UV-100-01;
- Centrifugador FANEM mod 204-NR;
- Tubos de centrífuga;
- Tubos de ensaio pequenos (Nessler);
- Bastão de vidro;
- Papel absorvente;
- Equipe de filtração millipore;
- Bomba millipore mod. XX 5500.000;
- Papeis de filtro.

2. Reagentes

2.1. Metanol 90%

Misturar 90 ml de álcool metílico a 10 ml de água destilada.

3. Técnica

3.1. Após a filtração das amostras, enrolar os papeis de filtro e colocar em tubos de centrífuga;

3.2. Colocar 7 ml de metanol 90% de forma que o papel de filtro fique totalmente submerso;

3.3. Com um lápis marcador fazer uma marca no nível dos 7 ml de metanol 90%;

3.4. Em banho maria, colocar os tubos com metanol e a partir do momento que começar a ferver marcar 2 minutos;

- 3.5. Após a fervura deixar esfriar e completar até a marca com metanol 90%;
- 3.6. Com um bastão de vidro, empurrar para o fundo do tubo o papel de filtro. Enxugar o bastão de vidro com papel absorvente para ser usado;
- 3.7. Centrifugar por 5 minutos à 2500 RPM;
- 3.8. Transferir o sobrenadante para tubos de ensaio de vidro pequenos previamente enumerados;
- 3.9. Ler no espectrofotômetro em $\lambda = 665 \text{ nm}$ e $\lambda = 750 \text{ nm}$, zerando o instrumento com metanol 90%.

4. Cálculo

$$\text{Clorofila } a \text{ (mg/l)} = \text{OD}_{665} - \text{OD}_{750} \times \frac{13 \text{ volume extrato (ml)}}{\text{volume filtrado (l)}}$$

COLIFORMES FECAIS

"MÉTODO DA MEMBRANA FILTRANTE"

1. Material

- Estufa bacteriológica SOC-FABBE mod. 117 regulada a $44,5 \pm 0,2^{\circ}\text{C}$.
- Placas de plástico de 5 e 6 cm de diâmetro.
- Pipetas bacteriológicas de 1,0 e 10 ml com graduação decimal.
- Lamparinas a álcool.
- Membrana filtrante com diâmetro dos poros de 0,45 μm .
- Disco absorvente de 48 mm de diâmetro.
- Meio membrana LAURYL Sulphate Broth.
- Frascos de Mackartney para diluições.
- Garrafas para estocar líquido de diluição.
- Equipe de filtração Millipore.

2. Procedimento

- 2.1. Esterilizar a bancada a ser usada.
- 2.2. Distribuir os discos absorventes sobre as placas e saturá-las asepticamente com 1,8 a 2 ml do meio lauril;
- 2.3. Fazer a montagem do conjunto básico de filtração;
- 2.4. Esterilizar os funis em água fervendo durante 5 minutos;
- 2.5. Com pinça apropriada estéril colocar uma membrana filtrante sobre a placa porosa, suporte de filtro, com a superfície quadriculada para cima. Em seguida ajustar o funil sobre o receptáculo fixando-o corretamente sob vácuo parcial;

2.6. Filtrar o volume conhecido da amostra, diluída ou não. Sendo o volume da amostra a ser filtrado inferior a 20 ml, deve-se diluí-la antes da filtração com líquido de diluição estéril afim de obter-se dispersão uniforme das bactérias sobre toda superfície filtrante da membrana;

2.7. Após a filtração do volume da amostra, lavar o funil com 20 a 30 ml de líquido de diluição;

2.8. Remova o funil e com pinça estéril retire a membrana do suporte e coloque-a sobre a superfície do disco absorvente evitando-se a formação de bolhas de ar;

2.9. Distribuir as placas em saquinhos plásticos contendo papel absorvente umedecido e incubar na estufa bacteriológica a $44,5 \pm 0,2^\circ\text{C}$ por 24 horas. As placas devem ser inoculadas com a base para cima;

2.10. Após a incubação, proceder a contagem das colônias dos coliformes fecais. Estas são cor amarela cremosa.

3. Preparo do Líquido de Diluição

3.1. Solução Estoque A

Composição:

KH_2PO_4	3,4g
H_2O	100 ml

Autoclavar a 121°C por 15 minutos.

3.2. Solução Estoque B

Composição:

MgCl_2	8,11 g
H_2O	100 ml

Autoclavar a 121°C por 15 minutos.

3.3. Solução Final

Adicionar assepticamente 1,25 ml de A mais 5 ml de B a 1000 ml de água destilada em balão aforado. Ajustar o pH para $7,2 \pm 0,1$.

OBS: guardar as soluções estoque na geladeira a 4°C e antes de usa-las verificar se não estão contaminadas.

4. Preparo do Meio de Cultura

"Membrana Lauril Sulfato"

Dissolver 76,2 g em 1 l de água destilada, se necessário corrigir o pH para $7,2 \pm 0,2$. Autoclavar a 121°C por 15 minutos. Estocar em geladeira a 4°C por um máximo de 15 - 20 dias.

ESTREPTOCOCCOS FECALIS

"MÉTODO DA MEMBRANA FILTRANTE"

1. Material

- Estufa bacteriológica Soc-Fabbe mod. 117 regulada a $44,5 \pm 0,2^{\circ}\text{C}$;
- Placas de plástico (Millipore) de 5 a 6 cm de diâmetro;
- Pipetas bacteriológicas de 1,0 e 10 ml de graduação decimal;
- Membrana filtrante com diâmetro dos poros de $0,45 \mu\text{m}$;
- Frascos de Mackartney para diluições;
- Lamparinas a álcool;
- Equipe de filtração Millipore;
- Pinças Millipore;
- Garrafas para estocar líquido de diluição;
- Meio KF enterococcus;
- Líquido de diluição;

2. Procedimento

2.1. Esterilizar a bancada a ser usada e fazer a montagem do conjunto básico de filtração;

2.2. Esterilizar os funis em água fervendo durante 5 minutos;

2.3. Com pinça apropriada estéril colocar uma membrana filtrante sobre a placa porosa, com a superfície para cima. Em seguida ajustar o funil sobre o receptáculo fixando-o corretamente sob vácuo parcial;

2.4. Filtrar o volume conhecido da amostra diluída ou não, sendo este inferior a 20 ml, deve-se diluí-lo antes da filtração com líquido de diluição estéril afim de obter-se dispersão uniforme das bactérias sobre toda superfície filtrante da membrana.

2.5. Filtrando o volume da amostra, lavar o funil com 20 a 30 ml de líquido de diluição;

2.6. Remova o funil e com pinça estéril retire a membrana do suporte e coloque-a sobre a superfície do meio KF contido na placa, evitando a formação de bolhas de ar;

2.7. Distribuir as placas em saquinhos plásticos contendo papel absorvente umedecido com água e incubar na estufa bacteriológica a $44,5 \pm 0,2^{\circ}\text{C}$ por 48 horas;

2.8. Completado o período de incubação, proceder à contagem das colônias de *Streptococos* fecais, que são de cor vermelho escuro.

3. Líquido de Diluição

- O mesmo utilizado para coliformes fecais.

4. Meio KF enterococcus

Preparo:

- Suspender 7,64 g em 100 ml de água destilada. Levar ao fogo e dissolver o agar deixando ferver por 5 minutos com frequente agitação. Resfriar para 50°C . Adicionar assepticamente 1 ml da solução 2,3,5 Triphenyl tetrazolium cloride e distribuir nas placas de millipore.

PSEUDOMONAS AERUGINOSA

" MÉTODO DA MEMBRANA FILTRANTE "

1. Material

- Estufa bacteriológica Soc-Fabbe mod. 117 regulada a $42 \pm 1^{\circ}\text{C}$.
- Equipe de filtração Millipore.
- Placas de plástico (Millipore) de 5 e 6 cm de diâmetro.
- Pipetas bacteriológicas de 1,0 e 10 ml com graduação decimal.
- Lamparinas a álcool.
- Membrana filtrante com diâmetro dos poros de 0,45 μm .
- Frascos de Mackartney para diluições.
- Pinças Millipore.
- Garrafas para estocar líquido de diluição.
- Meio presuntivo para pseudomonas.
- Meio confirmativo Brown e Scott-Foster.
- Líquido de diluição.

2. Procedimento

- 2.1. Esterilizar a bancada a ser usada e fazer a montagem do conjunto básico de filtração;
- 2.2. Esterilizar os funis em água fervendo durante 5 minutos;
- 2.3. Com pinça apropriada estéril colocar uma membrana filtrante sobre a placa porosa, com a superfície para cima. Em seguida ajustar o funil sobre o receptáculo fixando-o corretamente;
- 2.4. Filtrar o volume conhecido da amostra, diluída ou não, sendo este inferior a 20 ml, deve-se diluí-lo antes da filtração com líquido de diluição eg

térril afim de obter-se dispersão uniforme das bactérias sobre toda superfície filtrante da membrana;

2.5. Filtrando o volume da amostra. Lavar o funil com 20 a 30 ml de líquido de diluição;

2.6. Remova e com pinça estéril retire a membrana do suporte e coloque-a sobre a superfície do meio de Pseudomonas contido na placa, evitando-se a formação de bolhas de ar;

2.7. Distribuir as placas em saquinhos plásticos contendo papel absorvente umedecido com água e incubar na estufa bacteriológica a $42 \pm 1^{\circ}\text{C}$ por 5 dias.

2.8. Identificar as colônias suspeitas de Pseudomonas e fazer o teste confirmativo com o meio BROWN e SCOTT-FOSTER.

3. Líquido de Diluição

- O mesmo utilizado para Coliformes Fecais.

4. Meio para Pseudomonas aeruginosa (m- PA de Servin e Cabelli)

4.1. (Cor Vermelha)

Substância	Método A (g/100ml)	Método B (g/100ml)
L - LYSINE	0,5	0,5
NaCl	0,5	0,5
Yeast Extract	0,2	0,2
Xilose	0,25	0,125
Tiosulfato de Sódio	0,68	0,5
Sucrose	0,125	0,125
Lactose	0,125	0,125
Phenol Red	0,008	0,008
Citrato Férrico Amoniacal	0,08	0,08
Agar Bacteriológico	1,5	1,5
Sulfato de Magnésio	-	0,15

4.2. Esterilizar a 121°C por 15 minutos, resfriar a 60°C e com agitação.

Leve adicionar:

Sulfapiridina	0,0176 g
Cetrimida	0,08 g
Kanamicina	0,05 ml
Ácido Nalidixico	0,5 ml

4.3. Regular o pH para 7,2 com NaOH e distribuir em placas pequenas.

OBS: usar até nas 2 semanas seguintes.

5. Meio Confirmativo de Pseudomonas

BROWN e SCOTT-FOSTER

5.1. Composição

A) Nutriente Agar	2,1 g
NaCl	0,42 g
Agar Bacteriológico	2,5 g
H ₂ O	83,4 ml

B) Leite Instantâneo

desnatado não gorduroso (molico)	16,6 g
H ₂ O	83,4 g

Volume Final: 250 ml

5.2. Esterilizar os meios A e B separadamente a 121°C por 15 minutos.

Resfriar a 55°C, misturar os dois meios e distribuir em placas de petri.

COLETOR DE AMOSTRAS

COLETOR DE AMOSTRAS

Para executar a coleta de amostras foi construído um coletor de amostras para diferentes níveis na coluna de água, o qual é apresentado nas figuras 1 e 2. Ele foi construído com materiais simples disponíveis na região.

O equipamento desenvolvido tinha 3 segmentos de madeira de secção retangular (4,0 x 1,5 cm) com 1,5 metros de comprimento cada. Eles eram colocados em série de acordo com a profundidade a ser analisada, permitindo a amostragem a uma profundidade de até 4 metros. A conexão entre os segmentos era feita com juntas justapostas aparafusadas, utilizando-se 2 parafusos de 1/4", com porcas borboletas, para facilitar a montagem, desmontagem e transporte. A fixação dos frascos de coleta foi feita através de braçadeiras de alumínio de diâmetro retangular por meio de um sistema de parafusos. A localização destas braçadeiras depende da altura dos frascos de coleta a serem utilizados.

No equipamento desenvolvido elas estavam colocadas a 35cm de distância entre si. Cada frasco era tampado com rolha de borracha, previamente esterilizados. Na rolha estava encravado um grampo onde se amarrava um barbante resistente que era guiado através de presilhas de alumínio ao longo do coletor de madeira, até uma altura que permitisse o destampamento simultâneo de todos os frascos pelo operador sem que este tivesse contato com o lençol de água.

Os frascos estavam posicionados no coletor a uma distância de 10cm entre si, sendo que o primeiro estava situado no extremo inferior

do coletor.

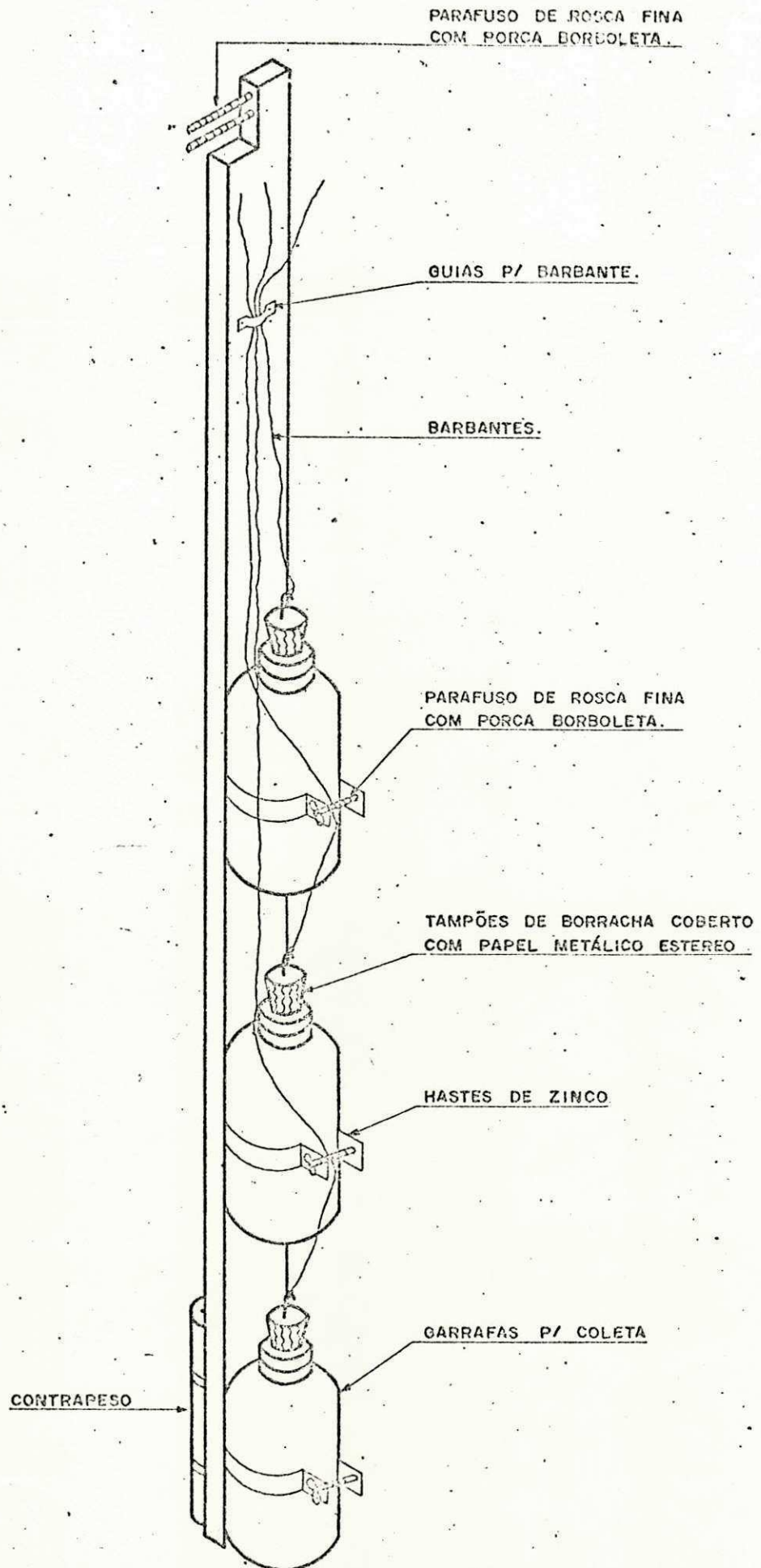
O coletor foi desenvolvido para suportar até 3 frascos com capacidade de 1 litro cada, de diâmetro máximo de 30cm e de altura de 24 cm. Para melhorar a estabilidade de cada frasco, no coletor foram fixados calços de ferro, a altura da base de cada frasco. Desta forma se evitava possíveis movimentos verticais dos mesmos.

Para seu uso, o coletor era armado no local de coleta, no comprimento desejado (1,5m, 3m ou 4,5m). Os frascos eram esterilizados previamente, com a boca coberta com papel de alumínio. Após montados e afixados com as braçadeiras, eram tampados com as rolhas de borracha. Para preservar a esterilidade, o papel de alumínio que cobria as bocas dos frascos era usado para embrulhar as rolhas. Verificava-se, cuidadosamente, a posição dos barbantes, de modo que os três estivessem dentro das guias de alumínio. O extremo dos 3 barbantes era segurado pelo operador.

O coletor era mergulhado, na massa de água em posição vertical e lentamente. Após alcançada a profundidade desejada, esperava-se um certo tempo para que a massa de água ficasse novamente estável. Então eram puxados as rolhas simultaneamente, por meio dos barbantes. A ausência de bolhas na superfície da água indicava que os frascos estavam cheios. Procedia-se então a retirar o coletor da água.

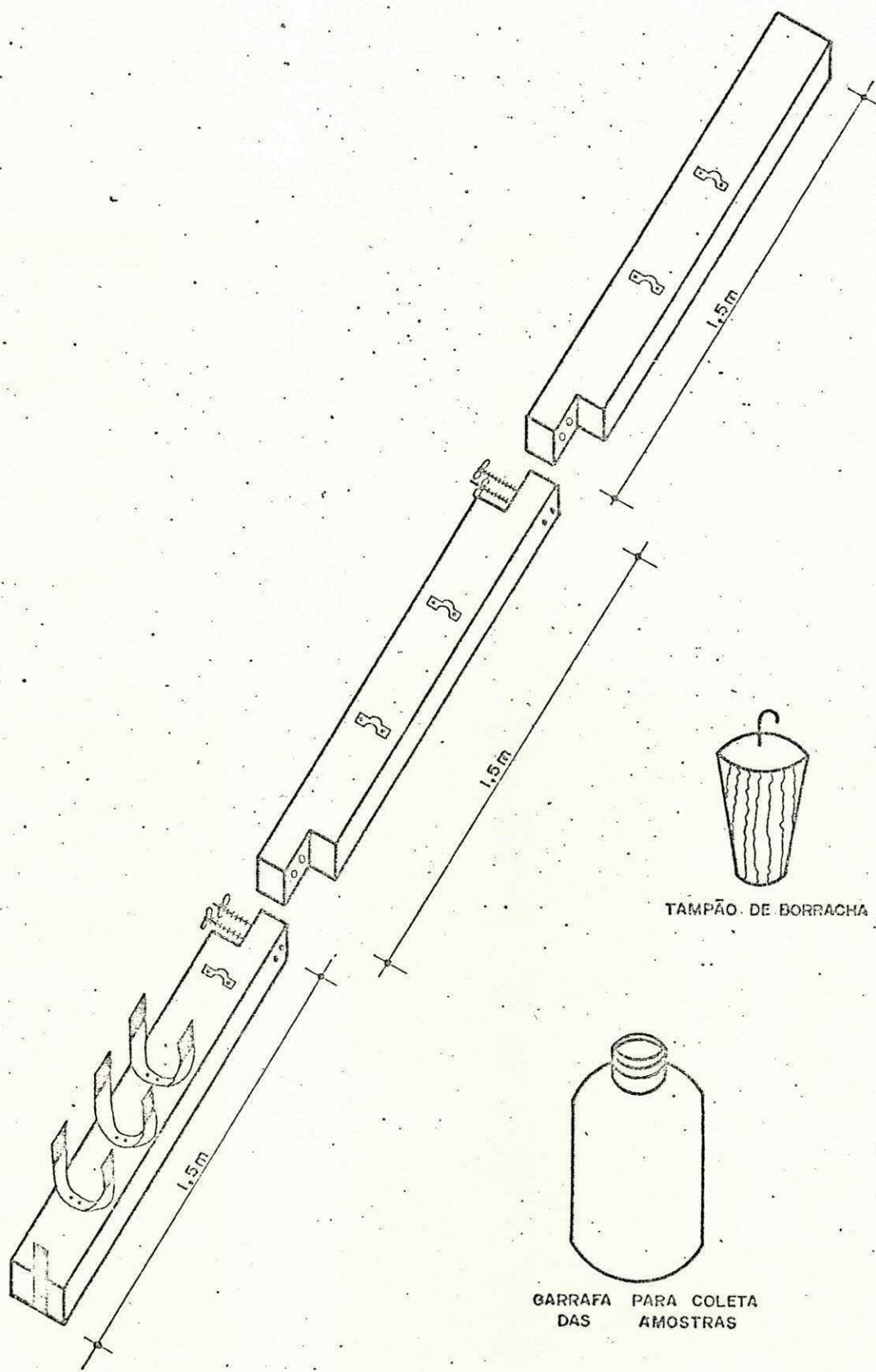
Após tampar os frascos, as amostras estavam prontas para serem transportadas para o laboratório. Na presente pesquisa foi amostrada apenas a superfície dos corpos de água. Contudo, diversos testes mostraram a eficiência do coletor na amostragem de diferentes níveis na coluna de água.

COLETOR DE AMOSTRAS PARA DIFERENTE NÍVEIS



COLETOR PARA 1,5 m DE PROFUNDIDADE

FIGURA 1



COLETOR PARA 4,5m DE PROFUNDIDADE

FIGURA 2

APRESENTAÇÃO E ANÁLISE DOS RESULTADOS

1. AÇÃO DA LUZ SOLAR

Os gráficos 1 a 9 e as tabelas 1 a 9 apresentam os resultados do comportamento de bactérias indicadoras (Coliformes fecais e Estrepto cocos fecais) e, amostras de água submetidas a ação da luz solar e de amostras controles preservadas no escuro.

Foram analisadas vários tipos de amostras num total de 9 experimentos, os quais são descritos a seguir:

1. Amostras de água destilada - pH aproximadamente igual a 8 unidades, turbidez < 1 NTU. Foram feitos 2 experimentos neste tipo de água, a qual foi inoculada com esgoto bruto (não tratado) da cidade de Campina Grande. No primeiro destes experimentos (13.10.89), o número inicial de Coliformes fecais foi de 16.500 CF/100ml e no segundo (23.10.89), foi de 2.200 CF/100ml. Desta forma foram testadas 2 concentrações bacteriana, aproximadamente inferior em 10 vezes à do primeiro.

2. Amostras de água do Açúde Velho - Isto é, água superficial de um açúde tradicional da cidade. Esta água apresenta características semelhantes à algumas das amostradas do interior do estado da Paraíba, tais como pH entre 8 e 9,5, e turbidez entre 7,5 e 24 NTU.

Os dois experimentos (dias 3.10.89 e 19.02.90) foram realizados com água natural do açúde, sem inoculação de esgoto.

Os números iniciais de bactérias Coliformes nestes experimentos foram de 7.900 CF/100ml e de 9.120 CF/100ml, respectivamente.

3. Amostras de Solução Tampão Fosfato, pH 7,2, turbidez menos que 1 NTU. As amostras foram inoculadas com esgoto. No experimento do dia 27.11.89 foram analisados apenas os estreptococos fecais. No dia 13.10.89 os coliformes fecais e no dia 10.03.90, se quantificaram os dois grupos de bactérias. Os números iniciais de bactérias foram :

Experimento do dia 27.11.89: 115 EF/100 ml.

Experimento do dia 13.10.89: 16.500 CF/100 ml.

Experimento do dia 10.03.90: 6.430 CF/100 ml e 1.425 EF/100ml.

4. Amostras de Solução Tampão Chess, pH 9,1 e turbidez 1.

Estas amostras tamponadas foram preparadas para se analisar a influencia do elevado pH em águas excetas de turbidez.

Os experimentos foram realizados nos dias 30.03.90 e 03.04.90. As amostras foram inoculadas com esgoto, obtendo-se um número inicial de 6.625 CF/100ml, e 1.228 EF/100ml no primeiro experimento.

O segundo foi realizado apenas no escuro, para se conferir o comportamento bacteriano em alto pH sem efeito da luz. Foram quantificados apenas os Coliformes fecais. O número inicial dos mesmos foi de 6.430 CF/100ml.

O gráfico 1 mostra que as amostras de água destilada submetidas à luz solar apresentaram um acentuado decaimento no número de Coliformes fecais. A tabela 1 permite observar que após 5 horas de exposição ao sol, o mesmo foi de 99,95% (redução acumulada). A irradiação solar, neste dia foi de 347,72 cal/cm² e a água da garrafa submetida à luz solar alcançou a temperatura de 44°C após 5 horas de exposição.

O gráfico 2 apresenta o mesmo tipo de amostra num experimento similar. Observa-se que os Coliformes fecais apresentaram também um de crescimento significativo, e igual a 99% (redução acumulada). Contudo, es ta redução foi menos a observada no experimento anterior.

Provavelmente esta foi devido à menor irradiação nesse dia

(308,31 cal/cm²) e conseqüentemente à menor temperatura obtida na amostra (41°C). Estes resultados sugerem que o número inicial de bactérias (10 vezes menos ao do experimento do dia 13.10.89) não influenciou na taxa de morte.

Nos dois experimentos, nas amostras mantidos no escuro, não houve redução significativa do número de Coliformes. Inclusive, houve aumento da população bacteriana em várias das alíquotas testadas. Pode-se, portanto, concluir que no escuro, estas bactérias apresentaram comportamento aleatório.

O gráfico 3 e 4 apresentam os resultados obtidos em água do Açúde Velho. No experimento do dia 03.10.89 (gráfico) a redução acumulada foi de apenas 74,7% dos Coliformes fecais (tabela 3).

Provavelmente, a baixa irradiação acumulada para esse dia (243,22 cal/cm²) foi a responsável pela baixa redução. A temperatura da amostra de água na garrafa submetida à ação de luz foi de 38°C após 4 horas de exposição.

O gráfico 4 mostra o comportamento de Coliformes fecais e estreptococos fecais no dia 19.02.90. Apesar de não ter sido fornecida a irradiação solar desse dia, pode-se inferir, pela temperatura alcançada na garrafa sob ação da luz (49°C após 4 horas de exposição) que a mesma foi bem mais alta que a obtida no dia 03.10.89.

No gráfico 4 e na tabela 4 se observa uma redução de até 100% para Coliformes fecais após 5 horas de exposição ao sol e de 85,8% para estreptococos fecais.

A turbidez da amostra, de 24 NTU não afetou a ação da luz solar, no decaimento de bactérias Coliformes.

A menor redução de estreptococos fecais pode ser atribuída a maior resistência de algumas espécies destas bactérias, às condições ambientais adversas.

Após feitas as determinações das amostras submetidas por 5 ho

ras à luz solar, as garrafas foram preservadas no escuro e as 24 horas e 48 horas procedeu-se a novas quantificações de Coliformes fecais. Os resultados negativos para todos estes testes indicam que, após 5 horas de ação da luz solar, os coliformes estavam realmente mortos. Se eles estivessem apenas atenuados, muito provavelmente alguma bactéria teria sido detectada às 24 horas.

Os gráficos 5 e 6 apresentam o comportamento de estreptococos fecais e coliformes fecais (respectivamente) em solução tampão, de pH $7,2 \pm 0,5$ e turbidez menor de 1 NTU. A radiação solar foi de $368,12 \text{ cal/cm}^2$ no dia 27.11.89 (gráfico 5) e de $347,72 \text{ cal/cm}^2$ (gráfico 6).

Os estreptococos fecais foram reduzidos em até 99,10% após 5 horas de exposição ao sol e os coliformes fecais até 99,99%.

Nos frascos deixados no laboratório, o comportamento de coliformes e estreptococos fecais foi aleatório.

O gráfico 7 (dia 10.03.90) apresenta o comportamento de Coliformes fecais e estreptococos fecais num mesmo sistema. Os resultados obtidos confirmam os dos experimentos anteriores. Isto é, os coliformes fecais apresentaram uma redução acumulada superior à de estreptococos fecais (99,9% para o primeiro e 97,8% para o segundo, tabela 7). Da mesma forma, os frascos mantidos na escuridão apresentaram aumentos e diminuições alacatórias dos números de bactérias.

Os gráficos 8 (30.03.90) e 9 (03.04.90) foram realizados com tampão chess, pH = 9,1, visto que dados da leitura relatam morte bacteriana, particularmente de coliformes fecais, a pH superior a 8,5. A irradiação solar foi de $315,46 \text{ cal/cm}^2$.

No gráfico 8 e na tabela 8 pode-se observar que já na primeira hora houve uma redução acentuada de coliformes fecais (95,2%) e de estreptococos fecais (70,7%). Após às 5 horas de exposição ao sol esta foi de 99,9% para coliformes e 99,7% para estreptococos.

Pode-se considerar que o elevado pH foi responsável pela alta

taxa de decaimento bacteriano já a partir da primeira hora de exposição ao sol.

No experimento do dia 19.02.90 foi obtida uma redução de 92 , 97% na primeira hora, quando havia elevados valores de radiação solar e o pH da amostra era de 8,3.

Os resultados do dia 03.04.90, quando a amostra de água foi conservada no escuro, confirmam os resultados do dia 30.03.90. Neste experimento tinha-se observado que as amostras no escuro não experimentavam reduções significativas de coliformes fecais e estreptococos fecais apesar do alto pH.

Pode-se concluir que o elevado pH mais a luz solar tem um acentuado poder bactericida.

Contudo, não se deve descartar a possibilidade de que pH da ordem de 9 sejam letais para coliformes fecais. Provavelmente esses valores de pH precisam de um tempo de ação mais prolongado que o testado na presente pesquisa. Portanto, torna-se necessário novos experimentos com tampão chess, assim como com águas naturais de alto pH.

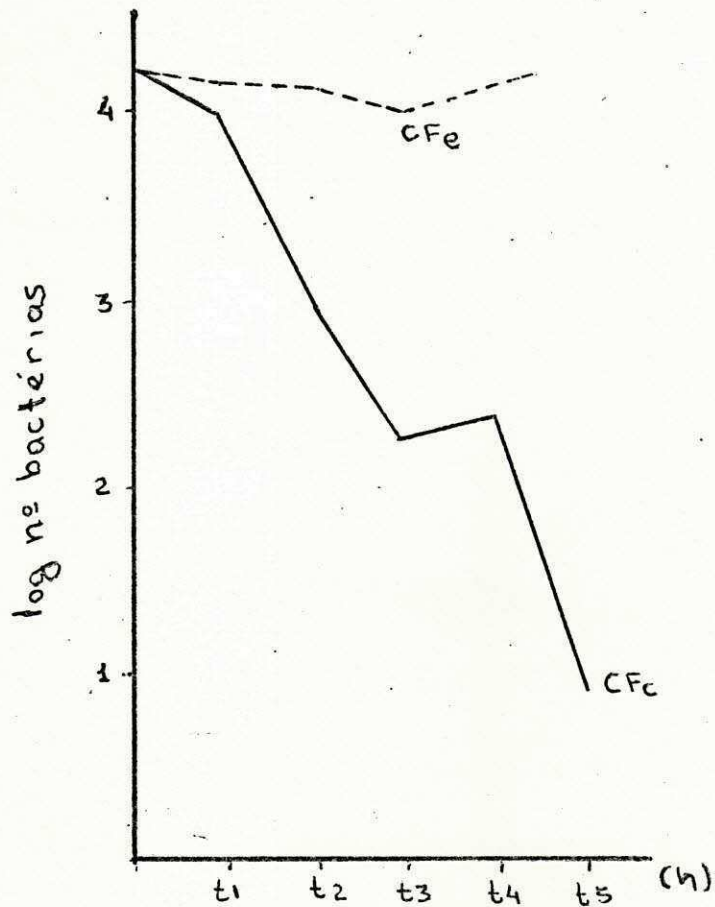
O método de desinfecção através da irradiação apresentou-se adequado para a eliminação de bactérias fecais em águas de turbidez de até 24 NTU.

Os resultados obtidos no monitoramento de barreiros utilizados como fonte de água para consumo humano mostraram que apenas 2 dos 12 barreiros amostrados apresentaram turbidez compreendida entre 55 e 74 NTU e todos os restantes, mais que 100 NTU.

Turbidez dessa ordem torna ineficiente a ação da luz solar visto a escassa penetrabilidade da mesma na água.

Contudo, são necessários mais experimentos com águas naturais de turbidez superior a 24 NTU, afim de se avaliar a turbidez limite do efeito bactericida.

GRAFICO 1: Comportamento de Coliformes Fecais submetidos a ação da luz solar, em água destilada, pH 8(13.10.89).



CFc : Coliformes fecais em frascos submetidos à luz solar ———

CFe : Coliformes fecais em frascos mantidos no escuro - - -

pHi /pHf: 8

Tui /Tuf: <1/ 1 NTU

Temperaturas das amostras no sol

T 1: 34°C T 3: 42°C T 5: 44°C

T 2: 40°C T 4: 41°C

Radiação Solar Acumulada

347,72 cal/cm²

TABELA 1 : Comportamento de Coliformes Fecais submetidos a ação da luz solar, em água destilada, pH = 8,0

H ₂ O Destilada					Data: 13.10.89			
Amostra no sol (CFc)					Amostra no escuro (CFe)			
t (a)	horas	(b) CFc/ml	% (c) Red. horária	% (d) Red. acumulada	horas	CFe/ml	% Red horária	% Red. acumulada
t ₀	10:25	16.500			10:25	16.500		
t ₁	11:25	9,575	42,00	42,00	11:35	14.433	12,50	12,50
t ₂	12:25	1.515	84,20	90,00	12:35	12,900	10,60	21,80
t ₃	13:25	182	88,00	98,90	13:35	10,200	20,90	38,20
t ₄	14:45	240	† 31,90	98,50	15:00	EX	-	-
t ₅	16:10	8	96,70	99,95	16:20	EX	-	-

(a) t₀ ... t_s : tempo de exposição ao sol ou no escuro

(b) CF : Coliformes fecais de amostras no sol (CFc) e no escuro (CFe)

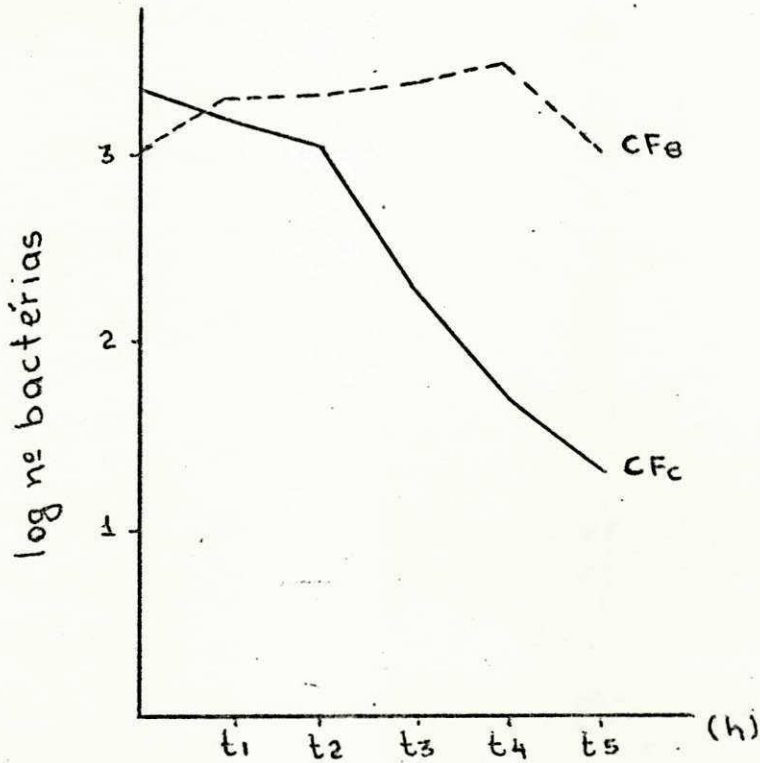
(c) % : porcentagens de redução horária

(d) % : porcentagens de redução acumulada

† : acréscimo do número de bactérias

EX : número excessivo de bactérias não sendo possível sua contagem

GRAFICO 2: Comportamento de Coliformes Fecais submetidos a ação da luz solar em água destilada (pH 8,4 - 7,4) (23.10.89)



CFc : Coliformes fecais em frascos submetidos à luz solar ———

CFe : Coliformes fecais em frascos mantidos no escuro - - - -

pHi/pHf : 8,4/7,4 - pH médio : 7,9

T_{ui}/T_{uf} : <1/ 1 NTU.

Temperatura das amostras no sol

T₁ = 31°C T₃ = 36°C T₅ = 41°C

T₂ = 35°C T₄ = 39°C

Radiação Solar Acumulada

308,31 cal/cm²

TABELA 2 : Comportamento de Coliformes Fecais submetidos a ação da luz solar em água destilada, pH = (8,4 - 7,4)

H ₂ O Destilada				Data: 23.10.89				
Amostra no sol (CFc)				Amostra no escuro (CFe)				
t (a)	horas	(b) CFc/ml	% (c) Red. horaria	% (d) Red. acumulada	horas	CFe/ml	% Red. horaria	% Red. acumulada
t ₀	9:56	2.200			10:20	2.200		
t ₁	10:56	1.500	31,80	31,80	11:20	1.900	13,60	13,60
t ₂	11:56	1.127	24,90	48,80	12:20	2.100	+ 10,50	4,50
t ₃	12:56	185	83,60	91,60	13:20	2.255	+ 7,40	+ 2,50
t ₄	13:56	48	74,00	97,80	14:20	3.000	+ 33,00	+ 36,40
t ₅	14:56	21	56,00	99,00	15:20	1.000	66,70	54,50

(a) t₀ ... t_s : tempo de exposição ao sol ou no escuro

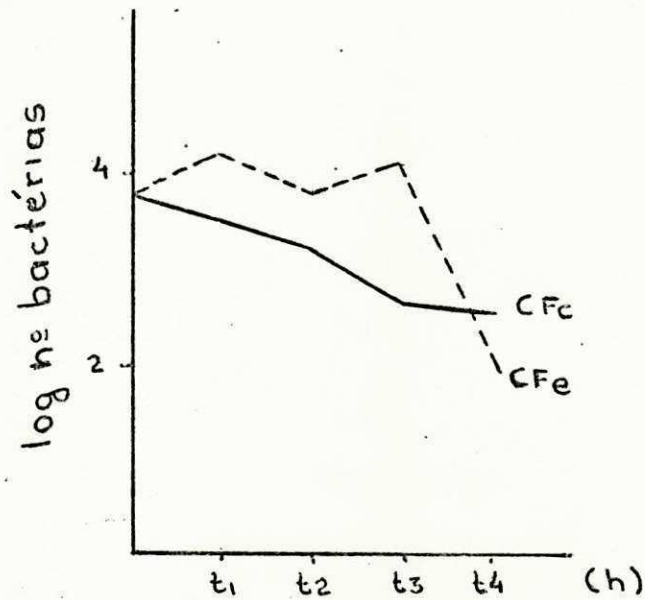
(b) CF : Coliformes fecais de amostras no sol (CFc) e no escuro (CFe)

(c) % : porcentagens de redução horária

(d) % : porcentagens de redução acumulada

+ : acréscimo do número de bactérias

GRAFICO 3: Comportamento de Coliformes Fecais submetidos a ação da luz solar em água do Açude Velho, pH = 9,5 (03.10.89)



CF c : Coliformes fecais em frascos submetidos à luz solar. —

CFe : Coliformes fecais em frascos mantido no escuro ---

pH_i/pH_f : 9,5/NF Turbidez : 9,5

Temperatura das amostras no sol

T₁ = 26°C T₃ = 34°C

T₂ = 30°C T₄ = 38°C

Radiação Solar Acumulada

243,22 cal/cm²

TABELA 3 : Comportamento de Coliformes Fecais submetidos a ação da luz solar em água do Açúde Velho, pH = 9,5

AÇÚDE VELHO					Data: 03.10.89			
Amostra no sol					Amostra no escuro			
(a) tempo	horas	(b) CFc/ml	%(c) Red horária	%(d) Red acumulada	horas	CFe/ml	% Red horária	% Red acumulada
t ₀	10:10	7.900			10:10	7.900		
t ₁	11:20	5.800	26,60	26,60	11:40	13.000	+64,50	+64,50
t ₂	12:30	4.100	29,30	48,10	12:47	8.600	33,80	+8,90
t ₃	13:40	2.100	48,80	73,40	13:50	12.000	+46,40	+51,90
t ₄	14:35	2.000	4,80	74,70	15:00	1.000	87,30	91,70
t ₅								

(a) t₀... t₅ : tempo de exposição ao sol ou no escuro

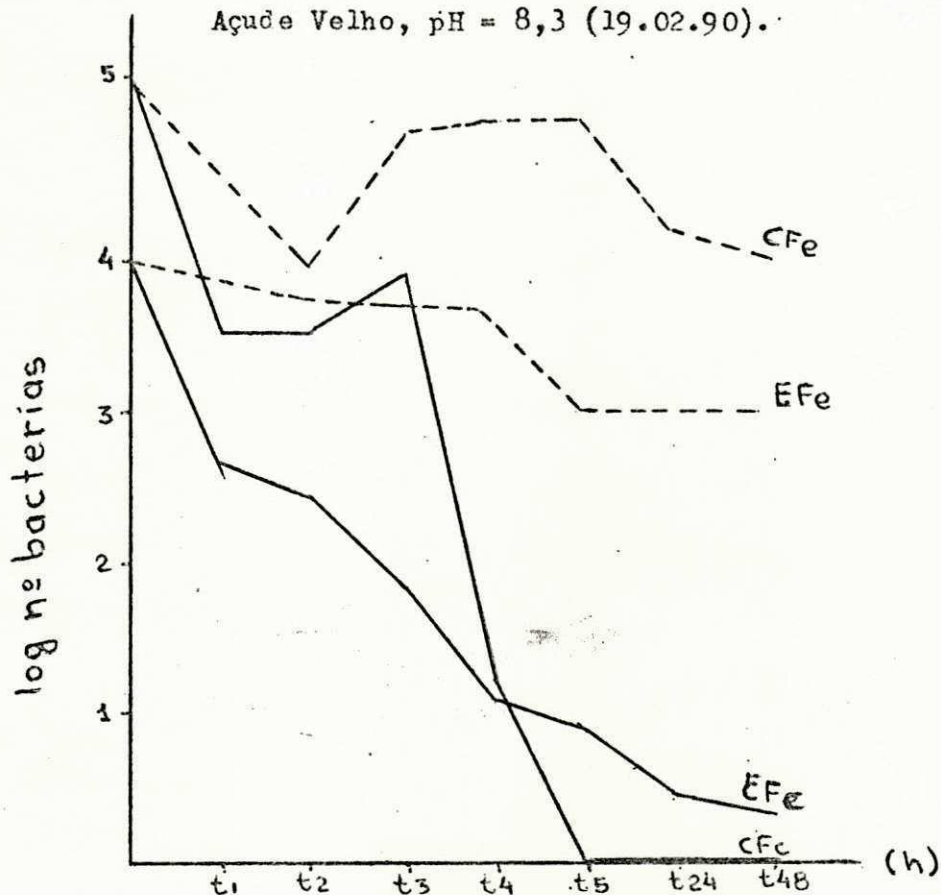
(b) CF : Coliformes fecais de amostras no sol (CFc) e no escuro (CFe)

(c) % : porcentagens de redução horária

(d) % : porcentagens de redução acumulada

+ : acréscimo do número de bactérias

GRAPICO 4: Comportamento de Coliformes Fecais e Estreptococos Fecais submetidos a ação da luz solar em água do Açude Velho, pH = 8,3 (19.02.90).



CFc = Coliformes Fecais em frascos submetidos à luz solar no claro ———

CFe = Coliformes Fecais em frasco mantido no escuro - - -

pHi / pHf = 8,3/7,8

Tui/ Tuf = 24 NTU

Temperatura das amostras no sol

T₁ = 36°C T₃ = 45,5°C T₅ = 48°C

T₂ = 42°C T₄ = 49°C

TABELA 4 - Comportamento de Coliformes e Estreptococos fecais submetidos a ação da luz solar em água do Açude Velho, pH = 8,3

AÇUDE VELHO							Data: 19.02.90						
Amostra no sol							Amostra no escuro						
(a) t(horas)	(b) CFc/ml	% Red(d) horária	% Red(e) acumulada	(c) EFC/ml	% Red horária	% Red acumulada	t(horas)	CFc/ml	% Red horária	% Red acumulada	EFe/ml	% Red horária	% Red acumulada
t ₀ 10:00	91200			6400			t ₀ 10:00	91200			64 00		
t ₁ 11:00	3300	96,38	96,38	450	92,97	92,97	t ₁ 11:00	NF	NF	NF	NF	NF	NF
t ₂ 12:00	3300	0,00	96,38	290	35,56	95,47	t ₂ 12:30	8900	90,24	90,24	5600	12,50	12,50
t ₃ 13:00	9200	+ 178,79	89,91	72	75,17	98,88	t ₃ 13:30	11200	+ 25,84	87,72	4800	14,29	2500
t ₄ 14:00	16	99,83	99,98	12	83,33	99,81	t ₄ 14:33	13700	+ 22,32	84,98	4500	6,25	29,69
t ₅ 15:01	0	100,00	100,00	8	33,33	99,88	t ₅ 15:35	1300	5,11	85,75	EX		
t ₂₄ 16:00	0	0,00	100,00	3	62,50	99,95	t ₂₄ 16:00	6600	49,23	92,76	800	82,22	87,50
t ₄₅ 16:00	0	0,00	100,00	2	33,33	99,97	t ₄₈ 16:00	10.000	+ 51,52	89,04	1000	+ 25,00	84,38

(a) t₀... t₅ : tempo de exposição ao sol as amostras foram submetidas ao sol até t₅ e posteriormente todas as garrafas foram conservadas no escuro até 48 horas.

(b) CF : Coliformes fecais de amostras no sol (CFc) e no escuro (CFe)

(c) EF : estreptococos fecais de amostras no sol (EFC) e escuro (EFE)

(d) % : percentagens de redução horária

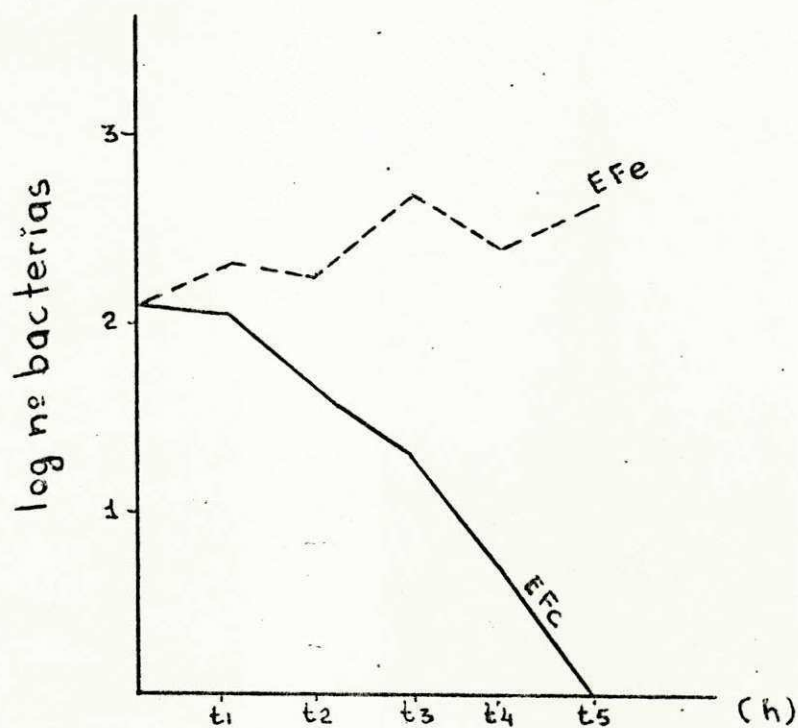
(e) % : percentagens de redução acumulada

+ : acréscimo do nº de bactérias

EX : número excessivo de bactérias não sendo possível

NF : determinação não feita

GRAFICO 5: Comportamento de Estreptococos Fecais submetido a ação da luz solar, em tampão fosfato, pH: $7,2 \pm 0,5$ (27.11.89)



EFC : estreptococos fecais em frascos submetidos à luz solar —

EFE : estreptococos fecais em frascos mantidos no escuro ---

pHi / pHf : $7,2 \pm 0,5$

Turbidez₃: < 1 NTU

Temperatura das amostras no sol

T₁ = 32°C T₃ = 41,5°C T₅ = 43,0°C

T₂ = 38°C T₄ = 42,5°C

Radiação Solar Acumulada

368,12 cal/cm²

TABELA 5 : Comportamento de Estreptococos Fecais submetidos a ação da luz solar em Tampão Fosfato, pH = 7,2 + 0,5

Tampão Fosfato					Data: 27.11.89			
Amostra no sol					Amostra no escuro			
(a) tempo	horas	(b) EFC/ml	% (c) Red. horária	% (d) Red. acumulada	horas	EFe/ml	% acresc. horário	% acresc. acumulada
t ₀	10:25	115			10:25	115		
t ₁	11:25	110	4,30	4,30	11:25	185	+ 60,90	+ 60,90
t ₂	12:27	38	65,50	67,00	12:27	170	8,00	+ 47,83
t ₃	13:30	18	52,60	84,30	13:30	460	+ 170,60	+ 300,00
t ₄	14:30	5	72,20	95,60	14:30	230	50,00	+ 100,00
t ₅	15:33	1	80,00	99,10	15:33	410	+ 78,30	+ 256,52

(a) t₀... t_s : tempo de exposição ao sol ou no escuro

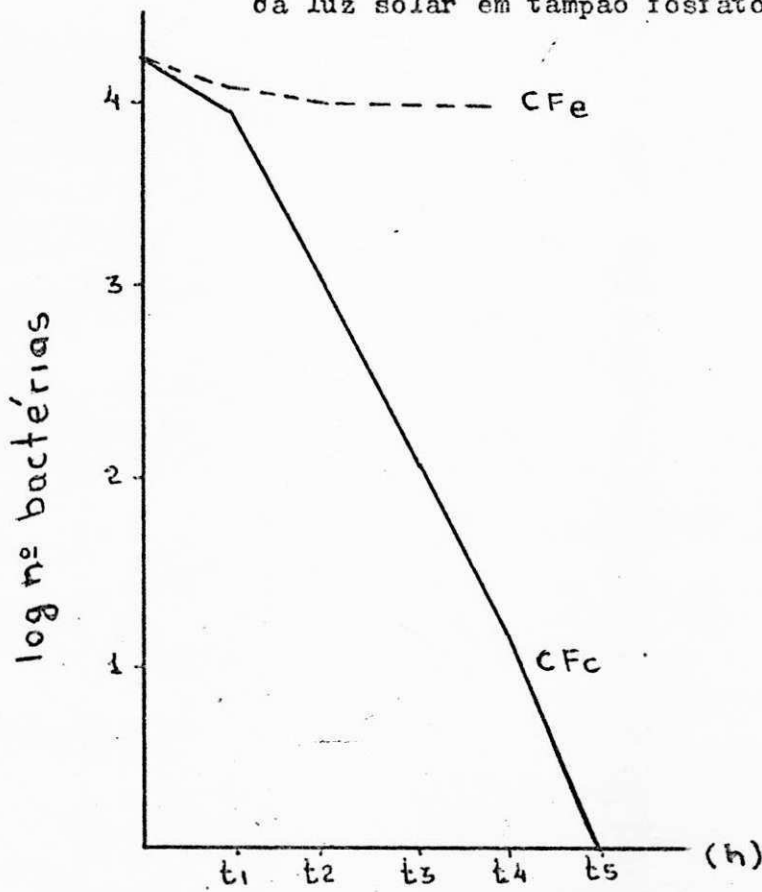
(b) EF : estreptococos fecais de amostras no sol (EFC) e no escuro (EFe)

(c) % : porcentagens de redução horária

(d) % : porcentagens de redução acumulada

+ : acréscimo do número de bactérias

GRAFICO 6 : Comportamento de Coliformes Fecais submetidos a ação da luz solar em tampão fosfato, pH = 7 (13.10.89).



CFc : Coliformes Fecais em frascos submetidos à luz solar ———

CFe : Coliformes Fecais em frascos mantidos no escuro - - -

pHi/pHf : 7,0 / 7,0

Tui/Tuf : < 1 / 1 NTU

Temperatura das amostras no sol

$T_1 = 30^\circ\text{C}$ $T_3 = 42^\circ\text{C}$ $T_5 = 43^\circ\text{C}$

$T_2 = 37^\circ\text{C}$ $T_4 = 43^\circ\text{C}$

Radiação Solar Acumulada

347,72 cal/cm²

TABELA 6 : Comportamento de Coliformes Fecais submetidos a
ação da luz solar em Tampão Fosfato, pH = 7

Tampão Fosfato					Data: 13.10.89			
Amostra no sol					Amostra no escuro			
(a) tempo	horas	(b) CFc/ml	(c) % Red. horária	(d) % Red. acumul.	horas	CFe/ml	% Red. horária	% Red. acumulada
t ₀	10:10	16.500			10:10	16.500		
t ₁		7.175	52,42	52,42		NF		
t ₂	12:20	NF			12:20	9.767	40,80	40,80
t ₃		NF				NF		
t ₄	14:20	14			14:20	9.000	7,85	45,45
t ₅		1	90,00	99,99				

(a) t₀... t₅: tempo de exposição ao sol ou no escuro

(b) CF : Coliformes fecais de amostras no sol (CFc) e no escuro (CFe)

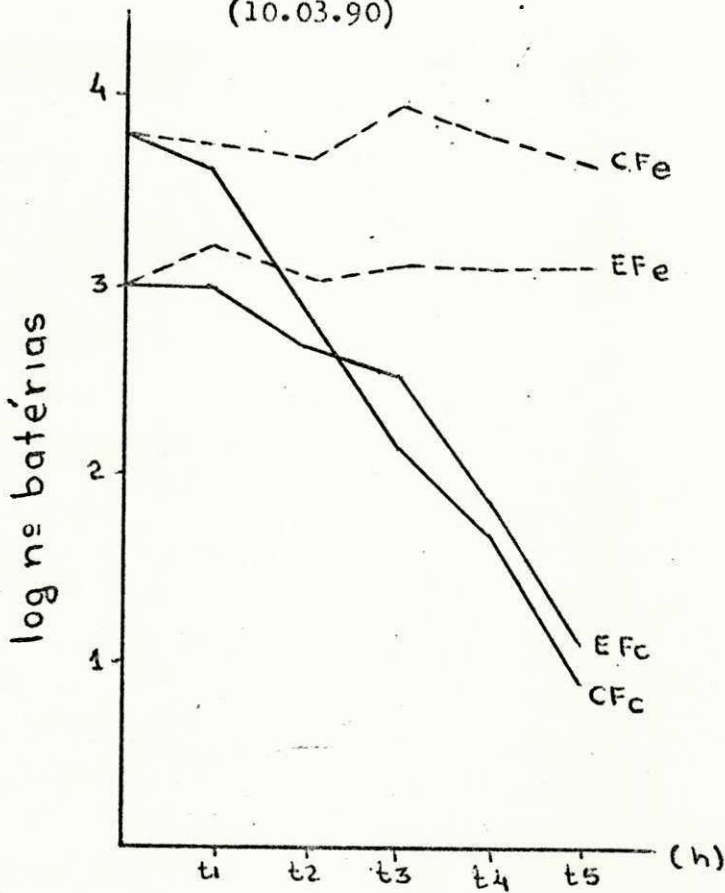
(c) % : porcentagens de redução horária

(d) % : porcentagens de redução acumulada

+ : acréscimo do número de bactérias

NF : determinação não feita

GRAFICO 7 : Comportamento de Coliformes e Estreptococos feção submetidos a ação da luz solar em tampão fosfato pH = 7,5 - 7,8 (10.03.90)



CFc : Coliformes Fecais em frascos submetidos à luz solar ———

EFe : Estreptococos Fecais em frascos mantidos no claro - - - -

CFe : Coliformes Fecais em frascos mantidos no escuro ———

Ere : Estreptococos Fecais em frascos mantidos no escuro - - - -

pHi/pHf : 7,5/7,8 pH médio : 7,7

Tui/Tuf : <1 / 1 NTU

Temperatura das amostras no sol

T₁ = 33°C T₃ = 42°C T₅ = 42,5°C

T₂ = 37°C T₄ = 44°C

Radiação Solar Acumulada

332,32 cal/cm²

TABRUA 7 - Comportamento de Coliformes e Estreptococos Fecais submetidos a ação da luz solar em Tampão Fosfato, pH = 7,7 - 7,8

Tampão Fosfato pH -7,7 - 7,8 Data: 10.03.90													
Amostra no sol								Amostra no escuro					
(a) tempo	horas	(b) CFc/ml	% Red(d) horária	% Red(e) acumulada	(c) EFc/ml	% Red horária	% Red acumulada	CFe/ml	% Red horária	% Red acumulada	EFc/ml	% Red horária	% Red acumulada
t ₀	10:35	6430			1425			6430			1425		
t ₁	11:36	3900	39,30	39,30	980	31,20	31,20	5800	9,80	9,80	1590	+	+
t ₂	12:40	650	83,30	89,90	460	53,10	67,70	4700	19,00	26,90	1080	32,10	24,20
t ₃	13:50	140	78,50	97,80	320	30,40	77,50	8900	+	+	1300	+	8,80
t ₄	14:45	50	64,30	99,20	68	78,80	95,20	6100	31,50	5,10	1200	7,70	15,80
t ₅	15:30	8	84,00	99,90	31	54,40	97,80	4300	29,50	33,10	1250	+	12,30

(a) t ... t : tempo de exposição ao sol ou no escuro

(b) CF : Coliformes fecais de amostras no sol (CFc) e no escuro (CFe)

(c) EF : estreptococos fecais de amostras no sol (EFc) e no escuro (EFe)

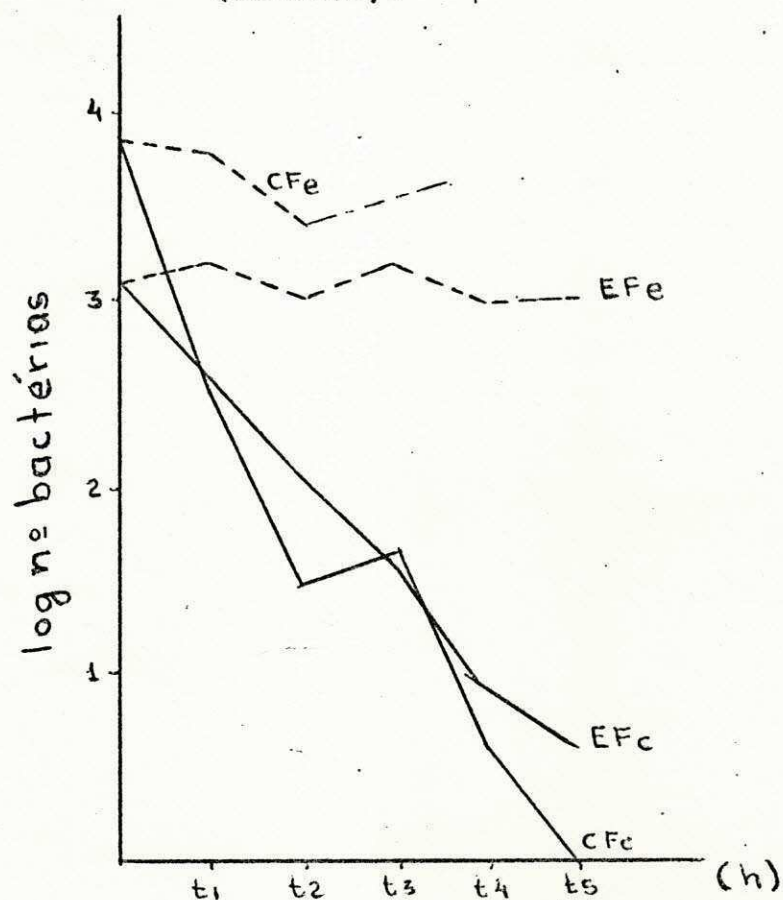
(d) % : percentagens de redução horária

(e) % : percentagens de redução acumulada

+

: acréscimo do número de bactérias

GRAFICO 8 : Comportamento de Coliformes e Estreptococos Fecais submetidos a ação da luz solar em tampão chess, pH = 9,1 (30.03.90).



CFc = Coliformes Fecais em frascos submetidos à luz solar ———
 CFe = Coliformes Fecais em frascos mantidos no escuro - - - -
 EFc = Estreptococos Fecais em frascos mantidos no claro ———
 EFe = Estreptococos Fecais em frascos mantidos no escuro - - - -

pHi/pHf = 9,1/9,1

T_{ui}/T_{uf} = < 1 / 1 NTU

Temperatura das amostras no sol

T₁ = 36,4°C T₃ = 42,8°C T₅ = 43,0°C

T₂ = 40,4°C T₄ = 43,6°C

Radiação Solar Acumulada

318,60 cal/cm²

TABELA 8 - Comportamento de Coliformes e Estreptococos fecais submetidos a ação da luz solar em Tampão CHSS, pH = 9,1

Tampão (CHSS) pH = 9,1								Data: 30.03.90					
Amostra no sol								Amostra no escuro					
(a) tempo	horas	(b) nº CFc/ml remanesce	% Red (d) horária	% Red (e) acumulada	EFc/ml (c)	% Red horária	% Red acumulada	CFc/ml	% Red horária	% Red acumulada	EFc/ml	% Red horária	% Red acumulada
t ₀	10:24	6625			1228			6625			1228		
t ₁	11:30	320	95,20	95,20	360	70,70	70,70	5900	10,90	10,90	1500	acréscimo 22,10	acréscimo 22,10
t ₂	12:42	30	90,60	99,50	102	71,70	91,70	2350	60,20	64,50	1050	30,00	14,50
t ₃	13:30	42	+ 40,00	99,40	37	63,70	97,00	EX			1515	+ 44,30	+ 23,40
t ₄	14:32	4	90,50	99,90	8	78,40	99,30	EX			990	34,70	19,40
t ₅	15:25	1	75,00	99,99...	4	50,00	99,70	EX			990	0,00	19,40

(a) t₀... t₅: tempo de exposição ao sol ou no escuro

(b) CF : Coliformes fecais de amostras no sol (CFc) ou no escuro (CFe)

(c) EF : estreptococos fecais de amostras no sol (EFc) ou no escuro (EFc)

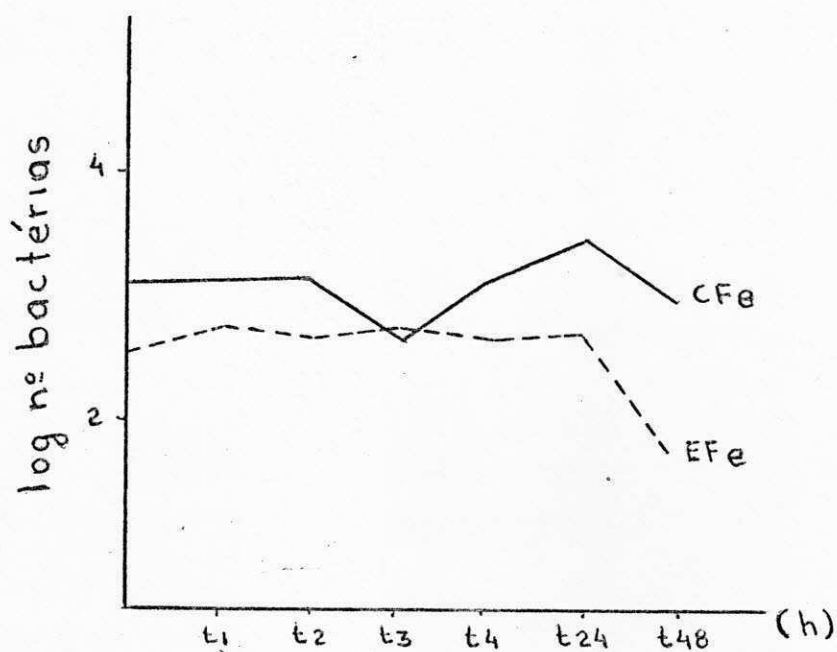
(d) % : porcentagens de redução horária

(e) % : porcentagens de redução acumulada

+ : acréscimo do número de bactérias

Ex : número excessivo não sendo possível sua contagem

GRAFICO 9 : Comportamento de Coliformes Fecais e Estreptococos Fecais no escuro em tampão chess, pH = 9,1 - 9,0 (03.04.90).



CFe = Coliformes Fecais em frascos submetidos no escuro ———

EFe = Estreptococos Fecais em frascos mantidos no escuro - - - -

pHi/pHf = 9,1 / 9,0

Tui/Tuf = <1 / 1 NTU.

TABELA Nº 9 - Comportamento de Coliformes e Estreptococos Fecais
no escuro em Tampão Chess pH = 9,1 - 9,0

Tampão Chess					Data: 03.04.90			
Coliformes Fecais (escuro)					Estreptococos Fecais (escuro)			
(a) tempo	horas	(b) CFe/ml	(d) % Red hor.	(e) % Red. acumulada	horas	(c) EFe/ml	% Red. horária	% Red. acumulada
t ₀	10:12	5150			10:12	2100		
t ₁	11:30	5381	† 4,48	† 4,48	11:30	2950	† 40,48	† 40,48
t ₂	12:53	5545	† 3,05	† 7,67	12:53	2800	† 5,08	† 33,33
t ₃	14:16	2750	50,41	46,60	14:16	2850	† 1,79	† 35,71
t ₄	15:15	5200	† 89,09	† 0,97	15:15	2750	3,51	† 30,95
t ₂₄	16:00	8600	† 65,38	† 66,99	16:00	2800	† 1,82	† 33,33
t ₄₈	16:00	4200	51,16	18,45	16:00	650	76,79	69,04
t ₇₂	16:00	3050	27,38	40,78	16:00	250	61,54	88,09

(a) t₀... t_s : tempo de exposição ao sol ou no escuro

(b) CF : Coliformes Fecais de amostras no sol (CFc) e no escuro (CFe)

(c) EF : Estreptococos Fecais de amostras no sol (EFc) e no escuro (EFe)

(d) % : Percentagens de redução horária

(e) % : Percentagens de redução acumulada

† : Acréscimo do número de bactérias

2. QUALIDADE FISICO-QUIMICA E MICROBIOLÓGICA DE ÁGUAS DE BARREIROS

O período de coleta de amostras foi desde novembro de 1989 até julho de 1990, tendo sido escolhidos barreiros que serviam de fonte de água à, pelo menos, 5 famílias (o que foi considerado equivalente a 50 pessoas).

Foram amostrados um total de 12 barreiros, os quais foram classificados em dois grandes grupos, de acordo com as características físicas dos mesmos e a origem da água:

a - Barreiros de terra que recebem água de chuva (denominados GF_1 , GF_2 , GF_3 , GF'_1 , Gu_1 , Gu_2 , barreiro do Ligeiro, barreiros Jacaré e barreiro Corredor).

b - Barreiros de terra que recebem água bruta do manancial Epitácio Pessoa (denominados Ad_{16} , Ad_{21} e Barraginha).

Os denominados GF_1 , GF_2 , GF_3 e GF'_1 estão situados no município de Lagoa Seca, a aproximadamente 8 km de Campina Grande.

Os denominados Gu_1 , Gu_2 e barreiro do Ligeiro estão localizados no município de Queimadas, a aproximadamente 6 e 10 km de Campina Grande.

Os barreiros de Jacaré e Corredor estão localizados no município de Remigio a aproximadamente 35 e 45 km, respectivamente, de Campina Grande.

A tabela 10 apresenta os resultados dos barreiros de terra que recebem água de chuva.

Os barreiros GF 1, GF 2, GF 3 e GF'1, são analisados em conjunto, por estarem situados na mesma região, no local denominado Grotta Funda, no município de Lagoa Seca. Cada um deles abastece a mais de 50 pessoas. Contudo, o número de usuários é muito flutuante devido a que os mesmos se mobilizam entre um e outro barreiro quando um deles fica seco, ou quando o aspecto visual da água não é atrativo para o consumo. Geralmente, as características consideradas "não apropriadas" para consumo devem-se à presença de algas e espuma e material em suspensão na superfície, como por exemplo pasto seco, papéis, sacos plásticos, etc.

A maioria destes barreiros (exceto GF 2) apresentam uma elevação de terra, de aproximadamente 60 cm de altura ao longo de seu perímetro, para evitar a entrada de materiais transportados pelas águas de enxurradas.

A tabela 10 mostra que estes 4 barreiros se caracterizaram pela elevada turbidez, a qual alcançam valores de até 1145 NTU no GF 1. Os valores mais baixos, de 73 NTU, foram detectados em GF'1. Este último barreiro começou a ser amostrado a partir de abril, como se observa na tabela supracitada. Isto foi devido a que este barreiro começou a ser utilizado pela população que se abastecia de GF 1, quando este último ficou seco. Ao longo de todo o mês de abril este último barreiro permaneceu sem água, enchendo-se parcialmente em março quando voltou a ser utilizado. Contudo, continuou-se com a amostragem de GF'1 até o final do período, visto que também este barreiro era usado por mais de 10 famílias (media de 50 pessoas).

GF 1 e GF'1 recebem, além de água de chuva, água proveniente do lençol freático. Estes dois barreiros apresentaram os níveis mais altos de nitratos: 9,21 mg NO_3^- - N/l no GF 1 e 7,01 mg NO_3^- - N/l no GF'1.

Estes valores, apesar de serem altos, não alcançam o valor crítico, considerado como perigoso à saúde, de $10 \text{ mgNO}_3^- - \text{N/l}$. Este valor é considerado como o máximo permitido para águas de consumo humano.

Outra característica destas águas é o elevado teor de oxigênio dissolvido (acima de $6 \text{ mgO}_2/\text{l}$) na maioria dos casos (exceto em GF 2). Esta propriedade, junto aos teores baixos de cloreto de sódio e a baixa dureza tornam estas fontes de água atrativas para o consumo humano (para beber, para higiene pessoal, para lavagem de roupa e utensílios domésticos).

Os baixos valores de DBO_5 (valores médios de $6, \text{ mgO}_2/$ para GF 1, $4 \text{ mgO}_2/\text{l}$ para GF 2, $6,0 \text{ mgO}_2/\text{l}$ para GF 3 e $4,0 \text{ mgO}_2/\text{l}$ para GF'1) indicam a escassa poluição destas águas com matéria orgânica biodegradável.

Desde o ponto de vista microbiológico, todos estes barreiros apresentaram grandes variações de Coliformes fecais e Estreptococos fecais.

As médias geométricas dos Coliformes fecais variaram de 2×10^2 em GF'1 até $9,4 \times 10^3 \text{ CF}/100\text{ml}$ em GF 3, com mínimo de 0 e máximo de $8000 \text{ CF}/100\text{ml}$.

Os estreptococos fecais estiveram com valores médios desde $7 \text{ EF}/100\text{ml}$ em GF 1 até $200 \text{ EF}/100\text{ml}$ em GF 2, os valores extremos foram de 0 até $8000 \text{ EF}/100\text{ml}$.

A presença destas bactérias confirmam a origem fecal da contaminação. Inclusive, sua presença em amostras onde os coliformes estavam ausentes, mostram que a frequência de contaminação fecal é mais elevada que aquelas detectada apenas com coliformes fecais de 24 amostras analisadas para coliformes fecais, 20 foram positivas ou seja, 83,3%. Das 20 amostras analisadas para estreptococos fecais, 17 (85%) foram positivas.

Considerando-se então como positivas para contaminação fecal

amostras que apresentaram coliformes fecais e/ou estreptococos fecais, se obtem que a porcentagem de amostras contaminadas não aptas para consumo humano foi de 24 sobre um total de 25 (96%).

Os valores relativamente elevados de indicadores de contaminação fecal e alta frequência sugerem que essas águas podem veicular organismos patogênicos, principalmente bactérias entéricas tais como salmonelas, shigelas e yersinias, todas elas responsáveis por enfermidades diarreicas, as quais quando não tratadas imediatamente acarretam desidratação grave.

As salmonelas são endêmicas na região nordeste, apresentando índices elevados de morbidade.

Os valores máximos de P.aeruginosa foram de 33 PA/100ml (em GF 2), predominando valores de 2 a 32 PA/100ml. Este patogeno oportunista, responsável por infecções da pele, nariz, e ouvido externo em pessoas debilitadas não parece estar nestas águas em concentrações que indiquem um grande risco à saúde, contudo as normas para água potável estabelecem ausencia de P.aeruginosa.

Os números altos dos outros indicadores sugerem que também vírus e helmintos podem estarem presentes.

Os barreiros Ligeiro, GU 1 e GU 2 apresentaram graus variáveis de turbidez, com um máximo de 400 NTU em GU 2 e um mínimo de 5 NTU em Ligeiro e GU 1. As concentrações de oxigênio dissolvido foram também muito variados, sendo que os valores mais extremos foram detectados no barreiro do Ligeiro (máximo de 87 mgO₂/l e mínimo de 2,3 mgO₂/l). A DBO₅ foi baixa, em todos eles, com mínimo de 3 mgO₂/l em GU 1 e máximo de 22 em GU 2. Os nitratos foram baixos, e a máxima concentração foi encontrada em GU 1, (1,74 mg NO₃⁻ - N/l).

Todas estas águas se caracterizaram pela baixa alcalinidade, dureza e concentração de cloretos. Os Coliformes fecais apresentaram o

menor valor médio de $6,7 \times 10^2$ CF/100ml em GU 2 e o máximo, de 2500 CF/100ml em Ligeiro. Os valores das amostras individuais variaram de 150 CF/100ml em GU 2 até 5.000 em GU 1. Os estreptococos fecais apresentaram valores médios mínimos de $9,0 \times 10^2$, em GU 2 e máximos de $1,2 \times 10^3$ EF/100 ml, no barreiro do Ligeiro.

A porcentagem de amostras positivas para Coliformes fecais e estreptococos fecais foi de 100%.

Pseudomonas aeruginosa esteve presente em números baixos.

Os barreiros de Jacaré e Corredor apresentaram, a exemplo dos anteriores alta turbidez, com máxima de 600 NTU no primeiro. O oxigênio dissolvido foi elevado com valores mínimos de $6,8 \text{ mgO}_2/\text{l}$. A DBO_5 foi baixa, com valor máximo de $9 \text{ mgO}_2/\text{l}$. Todos os outros parâmetros físico-químicos foram baixos, o que torna estas águas atrativas para beber. As bactérias indicadores de contaminação fecal estiveram em números muito variados nas amostras de 0,0 até 16.000 coliformes fecais por 100ml e desde 410 até 9.300 estreptococos fecais por 100 ml. Os valores médios foram de 4×10^2 CF/100 ml e $9,9 \times 10^2$ EF/100 ml no barreiro Jacaré e de 69 CF/100 ml e $1,3 \times 10^3$ EF/100 ml no barreiro Fazenda Corredor.

A porcentagem de amostras positivas para coliformes fecais foi de 82%, e de 100% para estreptococos fecais. Isto indica que 100% das amostras apresentaram contaminação fecal.

A tabela 11 apresenta os resultados referentes aos barreiros de terra que recebem água bruta do Açúde Epitácio Pessoa.

Estas amostras apresentaram valores médios e baixos de turbidez, quando comparados aos obtidos para os barreiros anteriores. Apenas em duas ocasiões a turbidez alcançou valores de 180 NTU e 300 NTU, sendo em ambos os casos, no mesmo barreiro (Ad 21). O oxigênio dissolvido foi elevado, com valores mínimos de $5,0 \text{ mgO}_2/\text{l}$ em AD 21 e máximo de 9,2 no mesmo barreiro.

Os parâmetros físico-químicos restantes foram baixos, não comprometendo a utilização destas águas.

Os indicadores bacteriológicos mostraram contaminação fecal significativa, com valores mínimos de 100 CF/100ml e máxima de 2.300 CF/100ml. Os estreptococos fecais variaram de 0 até 2000 EF/100ml. Todas as amostras (100%) foram positivas para coliformes fecais e 90% foram positivas para estreptococos fecais.

Os resultados obtidos nos 12 barreiros mostram que a principal característica foi a elevada contaminação com microrganismos de origem fecal.

As normas brasileiras (Decreto nº 12.486 de 20.10.78 para o estado de São Paulo) estabelecem que águas de consumo alimentar deverão ter ausência de bactérias do grupo coliforme em 100ml. Os padrões internacionais da OMS para águas potáveis não canalizadas (poços, fontes, etc) estabelece que estas águas deverão ter ausência de coliformes fecais em 100ml e valores superiores a 10 CF/100ml não devem ocorrer frequentemente (não foi definido o conceito de "frequente"). Quando a contaminação com coliformes fecais foi "frequente", recomenda-se a procura de outra fonte.

Valores de até 1000 CF/100ml numa água, habilitam seu uso para irrigação irrestrita (OMS, 1989). Isto é, para verduras, frutas e hortaliça que serão consumidas cruas. Isto pré-supõe que esses alimentos serão lavados com água tratada (0 CF/100ml) antes de seu uso. A própria OMS recomenda que águas usadas para irrigação de gramados de hotéis, campos de jogos, etc, onde o público estará em contato direto com os mesmos devem ter no máximo de 200 CF/100ml.

Concluise, que a nível bacteriológico, as águas dos barreiros apenas ocasionalmente apresentaram condições adequadas para seu uso. Na maioria das vezes, estas águas estavam fortemente contaminadas, e conseque

quentemente apresentaram risco a saúde do consumidor. O nível bacteriológico destas águas inibe seu uso, inclusive, para irrigação de parques, gramados e jardins de uso público.

Segundo a OMS (1974) as infecções entéricas são a causa principal de mortalidade em populações carentes. Estas doenças infecciosas, junto as parasitárias constituem uma carga social e econômica significativa para o país, visto que resulta em gastos consideráveis de assistência médica e hospitalar e ausência ao trabalho. Em 61% dos casos de morte por diarreia, desnutrição era o principal fator associado com a mesma.

As medidas preventivas e de controle que podem ser tomadas abrangem o fomento à higiene pessoal e o saneamento do meio. Estas medidas incluem o uso de água de boa qualidade em quantidades necessárias para a limpeza pessoal e do lar, assim como a provisão de meios adequados para a disposição das excretas.

O panorama observado através da amostragem aqui apresentada mostra que os setores mais carentes da população não sofrem apenas pela falta de água. A pouca água que utilizam está altamente contaminada com bactérias de veiculação hídrica e desta forma se mantém o ciclo endêmico de doenças relacionadas com águas poluídas.

TABELA 10 - Valores Medios, mínimos e máximos de parâmetros físico-químicos de águas de barreiros de terra que recebem água de chuva

Parâmetros Locais	Temperatura T _º ºC	pH	Transp. cm	Turb. NTU	O.D. mg/l	DBO ₅ mg/l	Nitratos mg/l	Ortofosfato mg/l	Alcal. total mgCaCO ₃ /l	Dureza mgCaCO ₃ /l	Cloretos mgCl ⁻ /l
GF 1	26,5 (23-32)	7.6 (6,5-10)	14.0 (5-45)	461.0 (130-1145)	7.8 (7-8.8)	6 (1-17)	5.04 (1.62-9,21)	0.15 (0,01-0,16)	8.08 (25-19,5)	73,8 (19 - 135)	44,7 (24-72)
GF 2	26.0 (235-28)	7.0 (6.4-8.2)	9.0 (4-30)	570 (280-1100)	7,0 (5,6-7,9)	4 (0-7)	2.27 (0,87 - 3,45)	0,20 (0-0,54)	5.38 (2,5-9,5)	44,65 (0-1197)	49,30 (4-1542)
GF 3	28 (24-32)	7,3 (6,5-8,3)	2.20 (5-40)	431 (30-960)	7,7 (6-106)	6 (0 -17)	1,53 (0,37 - 3,23)	0,13 (0,01 - 0,34)	7.30 (2,5 - 14,5)	98,8 (64,2 - 1,60)	114,8 (22-192)
GF'1	28 (26-31)	7.3 (6.9-8)	10,0 (6,5-15)	156 (73-250)	7,8 (7,1-8,7)	4 (0-6)	3.25 (128-701)	0,13 (008-025)	6,25 (25-10)	103,23 (475-152)	29,6 (26-182)
Barreiro Ligeiro	27.0 (23-32)	7.0 (6.7-8)	25,0 (5 - 50)	20,4 (5-50)	4,9 (2,3-8,7)	8 (4-13)	0,47 (0-063)	0,50 (0-0,90)	23,14 (10-525)	87,25 (45,6 - 14,44)	12,3 (4 - 22)
GU 1	26.0 (25-28)	7.2 (6.8-8.2)	20,0 (15-25)	55,7 (5-148)	5,6 (4,3-7,6)	5 (3-8)	1,02 (0,2-174)	0,34 (016-065)	10,3 (45-15)	83,63 (37-135)	12,0 (2 - 20)
GU 2	28.0 (27-28.5)	7.2 (6.9-7.6)	5.3 (2-15)	301 (55-400)	6,1 (5,6-6,6)	10 (5-22)	0,98 (051-142)	0,83 (0-1,03)	9,75 (45-10)	98,98 (514-169)	13,6 (10-20)
Barreiro Faz. Corredor	27.0 (235-30)	7.6 (7 -8,2)	11.0 (5-20)	160 (33-415)	6,8 (6,6-7,2)	4,6 (2-8)	0,06 (0-0,24)	0,06 (0-024)	27,30 (75-54,5)	121,58 (645-2185)	34,84 (8-90)
Barreiro Jacaré	25.0 (21-28)	7.5 (7.2-8.5)	11.0 (5-20)	328.3 (30-400)	7,1 (5,6-7,8)	4,8 (2-9)	0,24 (0-0-32)	0,24 (0-032)	9,83 (25-225)	57,76 (30,4 - 142,5)	11,67 (2-24)

T_º = Temperatura em ºC; Transp. Transparência em cm; Turb.: Turbidez, NTU (unidades Nefelométricas de turbidez); OD = Oxigênio Dissolvido; DBO₅ = Demanda Bioquímica de Oxigênio; Alc.Total = Alcalinidade total.

TABELA 10 - (continuação) : Valores medios (minimos e máximos) dos parâmetros microbiológicos de água de barreiros de terra que recebem água de chuva.

Parâmetro Locais	CF/100ml	EF/100ml	PA/100ml	Cl <u>a</u> mg/l
GF 1	$1,1 \times 10^2$ ($0 - 1 \times 10^2$)	7 ($0 - 10$)	9 ($0 - 50$)	71,8 (7,3 - 115,3)
GF 2	$2,5 \times 10^2$ ($0 - 3 \times 10^5$)	2×10^2 ($0 - 8 \times 10^3$)	33 ($10 - 2 \times 10^2$)	39,5 (9 - 146)
GF 3	$9,4 \times 10^2$ ($70 - 8 \times 10^3$)	$1,4 \times 10^2$ ($10^2 - 7 \times 10^3$)	15 ($0 - 3 \times 10^2$)	20,3 (2 - 46)
GF'1	$1,7 \times 10^2$ ($0 - 1,5 \times 10^3$)	$1,1 \times 10^2$ ($10 - 2 \times 10^3$)	18 ($0 - 2 \times 10^2$)	4,15 ($0 - 13$)
Barreiro Ligeiro	$2,5 \times 10^3$ ($9 \times 10^2 - 5 \times 10^3$)	$1,2 \times 10^3$ ($7,5 \times 10^2 - 84 \times 10^3$)	1 ($0 - 2$)	24,64 (7 - 94)
GU 1	10^3 ($2 \times 10^2 - 10^3$)	$9,4 \times 10^2$ ($6 \times 10^2 - 4,5 \times 10^3$)	2 ($0 - 14$)	5,3 ($0 - 17$)
GU 2	$6,7 \times 10^2$ ($1,5 \times 10^2 - 3 \times 10^3$)	9×10^2 ($4 \times 10^2 - 1,5 \times 10^3$)	8 ($0 - 40$)	57,92 ($0 - 165,3$)
Barreiro Faz. Corredor	69 ($0 - 7,6 \times 10^2$)	$1,3 \times 10^3$ ($9 \times 10^2 - 9,3 \times 10^3$)	32 ($0 - 5,4 \times 10^2$)	8,9 ($0 - 29$)
Barreiro Jacaré	4×10^2 ($0 - 1,7 \times 10^3$)	10^3 ($4 \times 10^2 - 2,6 \times 10^3$)	17 ($5 - 44$)	18,35 ($9 - 37$)

CF = Coliformes fecais; EF = Estreptococos fecais; PA = Pseudomonas aeruginosa

Cl a = clorofila a

TABELA 11 - Valores (mínimos e máximos) dos parâmetros físico-químicos e de água de barreiros de terra que recebem água do manancial Epitácio Pessoa

Parâmetros Locais	T ₉ Cº	pH	Transp. cm	Turb. NTU	OD mg/l	DBO ₅ mg/l	Nitrato mg/l	Ortofosfato mg/l	Alc. Total mgCaCO ₃ / l	Dureza mgCaCO ₃ / l	Cloreto mg Cl ⁻ /l
Ad 16	2,6	8,4	2,3	25	8,0	4	0,31	0,03	25,4	261,0	243,5
	24-28	7,2-9,3	15-35	5 - 52	71-88	1 - 6	0,02 - 0,63	0 - 0,08	17,5 - 35	205,2 - 280,3	178,2 1,2x10 ²
Ad 21	25	7,8	16	74	7,4	8	0,67	0,36	28,0	201,0	189,2
	245-25	7,1-8,7	5 - 25	7-300	5,1-9,2	5 - 11	0,10 - 1,50	0 - 1	10-62,5	73,2 - 347,7	2,6x10 ² 2,3x10 ³
Barraginha	26	7,8	15	74	7,6	10,4	0,49	0,05	35,2	282,7	293,2
	25-28	7,8-8,5	10-25	8-27,5	6,7-8,8	5 - 22	0,02 - 1,5	0-0,12	24,5 - 87,5	231,8 - 336,3	184 - 442

TABELA 11 - (continuação): Valores médios (mínimos e máximos) de parâmetros microbiológicos de água de barreiros de terra que recebem água do manancial Epitácio Pessoa

Parâmetros Locais	CF/100ml	EF/100ml	PA/100ml	Cl <u>a</u> mg/l
Ad 16	8,2 x 10 ² (10 ² - 8 x 10 ²)	10 ³ (0 - 1,2x10 ³)	1 (0 - 8)	4,9 (0 - 15)
Ad 21	3 x 10 ² (2,6 x 10 ² -) 2,3 x 10 ³	1,4 x 10 ² (7,9x10 ² -1,7x10 ³)	1 (0 - 8)	52,3 (55-236,6)
Barraginha	1,7 x 10 ² (0 - 1 x 10 ³)	7 x 10 ² (1x10 ² -2x10 ³)	7 (0 - 50)	28,6 (1,9 - 68,2)

CONCLUSÃO

Os resultados da presente pesquisa permitem concluir:

1. A luz solar se apresenta como um método eficiente e de custo nenhuma na eliminação de bactérias indicadoras de contaminação fecal.
2. Turbidez de até 24 NTU não se mostraram inibidoras da ação bactericida da luz solar.
3. Elevado pH e alta irradiação aumentam a eficiência do método acentuadamente.
4. As águas dos barreiros amostrados se caracterizaram pelo elevado grau de contaminação fecal e a elevada turbidez.
5. Torna-se necessário testar a eficiência da luz solar na redução de bactérias das amostras de águas, de turbidez superior a 50 NTU.

BIBLIOGRAFIA

- AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION (APHA, AWWA, WPCF)
Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater. 16^a Ed., APHA, 1985.
- ARAÚJO, S. M.; KONIG, A.
A Degradação do Meio Ambiente. Apostila do Curso de Ciências do ambiente (segunda parte). Campina Grande, AESA, 1989.
- BRANCO, S, M.
Hidrobiologia Aplicada à Engenharia Sanitária. 2^a Ed. CETESB, 1978.
- CALINCHROSS, S. and cliff, J. L.
Water use and Health in Mueda, Mozambique. Trans. Royal Society of Trop. Medicine and Hygiene, 81:51 - 54 , 1987.
- CEBALLOS, B.S. O.
Microbiologia Aplicada à Engenharia Sanitária. UFPB/CCT/DEC/AESA , 1986.
- CONAMA
Resoluções CONAMA 1984 - 1986. Ministério de Desenvolvimento Urbano e Meio Ambiente. Secretaria Especial do Meio Ambiente, Brasília, 1986.
- FUJIOKA, R. ; HASHIMOTO, H.H.; SIWAK, E. B. and YOUNG, R.H.
Effect of Sunlight on Survival of Indication Bacteria in Seawater. App. and Environ. Microbiology: 690-696, 1981.

- Organização Mundial da Saúde
Estudios y estrategias necesarios para reducir la morbilidad y la mortalidade por infecciones entericas. Documentos CSP/DT/10 da XIX Conferencia Sanitaria Panamericana, Washington, D.C. , Septiembre - Octubre, 1974.

- Organização Mundial da Saúde
Health Guidelines for the Use of Wastewater in Agriculture and Aquaculture . Technical Report Series 778, Geneva, 1989.

- TRABULSI, L. R.
Microbiologia. Livraria Atheneu, 1989.