

**Universidade Estadual de Campinas
Faculdade de Engenharia de Alimentos**

UNICAMP
BIBLIOTECA CENTRAL
SECÃO CIRCULANT

**ESTUDO COMPARATIVO DE SISTEMAS DE
BEBEDOUROS NA QUALIDADE MICROBIOLÓGICA DA
ÁGUA CONSUMIDA POR FRANGOS DE CORTE**

ANA PAOLA GONÇALVES DOS SANTOS VALIAS

Médica Veterinária

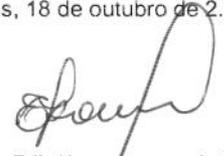
PARECER

Este exemplar corresponde à redação final da tese defendida por Ana Paola Gonçalves dos Santos Valias, aprovada pela Comissão Julgadora em 18 de outubro de 2000.

Professor Dr. EDIR NEPOMUCENO DA SILVA

Orientador

Campinas, 18 de outubro de 2000


Prof. Dr. Edir Nepomuceno da Silva
Presidente da Banca

**Tese apresentada à Faculdade de Engenharia de Alimentos, UNICAMP, para
obtenção do grau de Mestre em Tecnologia de Alimentos**

Campinas, 2000

UNICAMP
BIBLIOTECA CENTRAL

05/09/2000

UNIDADE	BC		
N.º CHAMADA:	UNICAMP		
	V238e		
V.	Ex.		
TOMBO BC	43411		
PROC.	16-392107		
C	<input type="checkbox"/>	D	<input checked="" type="checkbox"/>
PREC.º	R\$11,00		
DATA	09/10/10		
N.º CPD			



CM-00153357-4

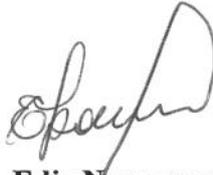
FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA
BIBLIOTECA DA F.E.A. - UNICAMP

V238e Valias, Ana Paola Gonçalves dos Santos
Estudo comparativo de sistemas de bebedouros na qualidade
microbiológica da água consumida por frangos de corte / Ana
Paola Gonçalves dos Santos Valias. – Campinas, SP: [s.n.],
2000.

Orientador: Edir Nepomuceno da Silva
Dissertação (mestrado) – Universidade Estadual de
Campinas.Faculdade de Engenharia de Alimentos.

1.Água - Qualidade. 2.Frango de corte. I.Silva, Edir
Nepomuceno da. II.Universidade Estadual de Campinas
Faculdade de Engenharia de Alimentos. III.Título.

BANCA EXAMINADORA



**Professor Dr. Edir Nepomuceno da Silva
(Orientador/Presidente)**



**Professor Dr. Mauro Faber de Freitas Leitão
(Membro)**



**Professor Dr. Tomomasa Yano
(Membro)**

**Professor Dr. Antônio Fernando Pestana de Castro
(Membro)**

Campinas, de de 2000

A Criatividade vence desafios...

Afinal, se a vida não nós desafia,

O que nós temos a oferecer a ela ? ...

À minha Mãe,
Sthael Affeitos Gonçalves dos Santos,
pelo constante apoio, carinho e dedicação.

Ao meu Pai,
José Vieira dos Santos,
mesmo distante olha por mim.

Ao Hercules,
em especial pelo carinho, amor, incentivo
e sobretudo pela paciência.

Ao Pedro Henrique,
fonte constante de carinho.

Ao Professor Dr. Edir Nepomuceno da Silva,
pela minha formação científica e exemplo. Minha gratidão
pela orientação inteligente, pela confiança em minhas
possibilidades e pela constante paciência.

AGRADECIMENTOS

Ao Professor Dr. Mauro Faber de Freitas Leitão pelo auxílio e sugestões no estudo das análises físico-químicas.

À Raquel e Dirce, técnicas do laboratório de Higiene e Legislação do Departamento de Tecnologia de Alimentos da FEA – UNICAMP, pelo valioso auxílio técnico, do início ao fim e, pela sincera amizade.

À Fundação de Ensino “Octávio Bastos”, na pessoa de seu atual Diretor João Otávio Bastos Junqueira, pelo empréstimo do Laboratório de Microbiologia da Faculdade de Medicina Veterinária “Octávio Bastos”, para realização de parte das análises deste trabalho.

Ao Laboratório Tech-Lab, na pessoa do Professor Dr. Edir Nepomuceno da Silva pelo fornecimento de estrutura laboratorial para realização de análises pertinentes ao trabalho.

Ao Técnico do laboratório de Microbiologia da Faculdade de Medicina Veterinária “Octávio Bastos”, Marco Antonio Roqueto, pelo auxílio técnico e amizade.

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo-FAPESP, pela concessão de apoio financeiro para realização deste projeto e a CAPES pela bolsa concedida para a realização deste curso.

À Heliana de Azevedo Gomes, pelo calor de sua amizade, constante apoio e por repartir suas experiências de vida.

À Graziela Pereira Pestana de Castro, amiga e companheira sempre.

À Sra. Jacinta, funcionária do laboratório de Higiene e Legislação do DTA-FEA – UNICAMP, pelo carinho e amizade constantes.

Aos meus ex-alunos Daniel, Elton, Flaviano e Giovani pelo incentivo na realização deste trabalho.

À todos aqueles que, por gestos, ações ou palavras, contribuíram para a realização deste trabalho.

ÍNDICE

	Página
LISTA DE TABELAS...	x
LISTA DE FIGURAS...	xi
RESUMO...	xiii
ABSTRACT...	xv
1 – INTRODUÇÃO...	1
2 – OBJETIVOS...	3
3 – REVISÃO BIBLIOGRÁFICA...	4
3.1 – Qualidade da água...	4
3.2 – Contaminação da água...	5
3.3 – Tipos de bebedouros...	7
3.4 – Desinfecção (processos e produtos)...	10
3.5 – Métodos de análises...	12
3.5.1 – Métodos de análises de água...	12
3.5.2 – Métodos para detecção de cloro residual livre...	15
3.5.2.1 – Método da ortotolidina...	15
3.5.2.2 – Método DPD ferroso por titulação ou colorimetria...	15
3.5.2.3 – Outros métodos...	16

3.6 – Contaminação de carcaças...	16
4 – MATERIAIS E MÉTODOS...	18
4.1 – Galpões de teste e bebedouros...	18
4.1.1 – Bebedouro pendular...	18
4.1.2 – Bebedouro chupeta...	19
4.2 – Cloração da água...	20
4.3 – Aves utilizadas...	21
4.4 – Delineamento experimental...	21
4.4.1 – Análise da qualidade microbiológica da água consumida por aves criadas nos sistemas de bebedouros avaliados (Experimento I)...	21
4.4.2 – Análise do efeito da cloração constante da água nos sistemas de bebedouros avaliados (Experimento II)...	22
4.4.3 – Método estatístico para amostragem...	22
4.4.3.1 – Amostragem...	23
4.4.4 – Análise de carcaças de frangos condenadas pelo abatedouro para isolamento e identificação de <i>Escherichia coli</i> nos sacos aéreos (Experimento III)...	24
4.5 – Análises...	25
4.5.1 – Análise microbiológica da água...	25
4.5.1.1 – Determinação do Número Mais Provável (NMP) de coliformes totais e fecais...	25
4.5.1.1.a – Teste presuntivo...	25
4.5.1.1.b – Teste confirmativo...	26
4.5.1.1.b.1 – Número Mais Provável de coliformes totais...	26
4.5.1.1.b.2 – Número Mais Provável de coliformes fecais...	26
4.5.1.2 – Contagem total de microrganismos aeróbios mesófilos em placa...	27
4.5.1.3 – Contagem total de bolores e leveduras em placas...	27

4.5.2 – Dosagem de cloro residual livre – Método DPD ferroso titulométrico...	27
4.5.2.1 – Amostragem...	27
4.5.2.2 – Metodologia...	28
4.5.3 – Análise microbiológica de carcaças condenadas (Experimento III)...	28
4.6 – Análise estatística...	29
5 – RESULTADOS E DISCUSSÃO...	35
5.1 – Manejo geral relacionado aos experimentos...	35
5.2 – Análise da qualidade microbiológica da água consumida por aves criadas nos sistemas de bebedouros avaliados (Experimento I)...	36
5.3 – Análise do efeito da cloração constante da água nos sistemas de bebedouros avaliados (Experimento II)...	46
5.4 – Análise microbiológica carcaças condenadas (Experimento III)...	54
6 – CONCLUSÕES...	56
7 – ANEXOS...	58
7.1 – Anexo 1...	58
7.2 – Anexo 2...	59
7.3 – Anexo 3...	60
8 – REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS...	63

LISTA DE TABELAS

	Página
Tabela 1 – Análise da qualidade microbiológica da água, médias e desvios padrão (DP) do Número Mais Provável (NMP) de coliformes totais e fecais e Unidades Formadoras de Colônias (UFC) de bolores e leveduras e, médias de UFC de microrganismos aeróbios mesófilos, em relação aos tipos de bebedouros e idade das aves na época da avaliação. Água contendo 1 mg/l de cloro residual livre nas caixas d'água dos galpões a partir de 14 dias de idade...	43
Tabela 2 – Análise da qualidade microbiológica da água, médias e desvios padrão (DP) das Unidades Formadoras de Colônias (UFC) de microrganismos aeróbios mesófilos, em relação a idade das aves na época de avaliação. Água contendo 1 mg/l de cloro residual livre nas caixas d'água dos galpões...	44
Tabela 3 – Análise da qualidade microbiológica da água, médias e desvios padrão (DP) do Número Mais Provável (NMP) de coliformes totais e fecais e Unidades Formadoras de Colônias (UFC) de bolores e leveduras e, médias de UFC de microrganismos aeróbios mesófilos, em relação aos tipos de bebedouros e idade das aves na época da avaliação. Água contendo 2 mg/l de cloro residual livre na entrada dos bebedouros a partir de 14 dias de idade...	51

Tabela 4 – Análise da qualidade microbiológica da água, médias e desvios padrão (DP) do Número Mais Provável (NMP) de coliformes totais e fecais em relação a concentração de cloro residual livre no ponto de consumo para bebedouro pendular em todas as idades avaliadas...	52
Tabela 5 – Análise da qualidade microbiológica da água, médias e desvios padrão (DP) do Número Mais Provável (NMP) de coliformes totais e fecais em relação a concentração de cloro residual livre no ponto de consumo para bebedouro chupeta em todas as idades avaliadas...	53
Tabela 6 – Avaliação da qualidade microbiológica da água, na origem (poço artesiano) em relação ao Número Mais Provável (NMP) de coliformes totais e fecais e, Unidades Formadoras de Colônias (UFC) de microrganismos aeróbios mesófilos...	58
Tabela 7 – Avaliação da qualidade microbiológica da água, nas caixas d'água do interior dos galpões de criação, em relação ao Número Mais Provável (NMP) de coliformes totais e fecais e, Unidades Formadoras de Colônias (UFC) de microrganismos aeróbios mesófilos...	59

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1 – Galpão de criação de frangos de corte equipado com bebedouros pendulares...	31
Figura 2 – Bebedouro pendular...	32
Figura 3 – Bebedouro chupeta utilizado nos primeiros dias de criação...	33
Figura 4 – Linha de bebedouros chupeta...	34

RESUMO

ESTUDO COMPARATIVO DE SISTEMAS DE BEBEDOUROS NA QUALIDADE MICROBIOLÓGICA DA ÁGUA CONSUMIDA POR FRANGOS DE CORTE

i - A qualidade higiênico-sanitária da água utilizada para consumo animal tem importância devido a alta tecnificação de algumas produções animais que servem de fonte de alimento ao homem. Dois sistemas de bebedouros utilizados na criação avícola foram estudados com o objetivo de se avaliar a qualidade microbiológica da água fornecida às aves: o bebedouro pendular (formato de sino), onde a água fica exposta ao ambiente e sujeita a contaminações por fezes e ração e o bebedouro chupeta (do inglês nipple), que funciona em sistema fechado, sendo que a ave ingere água sem que esta entre em contato com o ambiente do galpão. Os bebedouros pendulares e chupeta apresentaram índices de contaminação microbiológica da água acima dos limites estabelecidos pela Portaria do Ministério da Saúde, que estabelece padrões para água potável. Em relação aos coliformes fecais, os dois sistemas de bebedouros apresentaram índices de contaminação acima do permitido pela Portaria, o que tornou a água imprópria para o consumo das aves. As análises microbiológicas para presença de bolores e leveduras demonstrou que os bebedouros pendulares apresentaram índices de contaminação maiores do que os bebedouros chupeta, devido ao fato dos bebedouros pendulares estarem sujeitos à deposição de ração pelas aves. A limpeza realizada no sistema de bebedouros pendulares, utilizando esponja e água, não influenciou nos índices de contaminação da água. Em uma segunda etapa do estudo instalou-se em cada um dos galpões, bombas dosadoras de cloro reguladas para manter uma concentração constante de 2 mg/l de cloro residual livre, na saída da caixa d'água e entrada dos bebedouros. A cloração contínua da água melhorou a qualidade microbiológica em relação ao número mais provável de coliformes totais e fecais nos bebedouros pendular e chupeta. Em relação à presença de microrganismos aeróbios mesófilos, mesmo com adição contínua de cloro, os bebedouros avaliados

apresentaram qualidade microbiológica da água fora dos padrões estabelecidos pela Portaria do Ministério da Saúde, sendo o bebedouro chupeta o que apresentou melhor desempenho.

ii – Carcaças de frangos condenadas por apresentarem lesão de aerosaculite no abatedouro foram analisadas bacteriologicamente para estudo da prevalência de *Escherichia coli* nos sacos aéreos lesionados. Analisaram-se 10 lotes de carcaças diferentes com um total de 73 carcaças e 286 colônias isoladas. Destas, 271 (94,7%) comprovaram ser de *Escherichia coli*, confirmando a prevalência desta espécie em lesões do sistema respiratório das aves.

ABSTRACT

COMPARATIVE STUDY OF SYSTEMS OF DRINKERS IN THE MICROBIOLOGICAL QUALITY OF THE WATER CONSUMED BY BROILER CHICKENS

i – Sanitary water quality used for animal consumption has its importance due to the high technology of some animal productions that are used as a food source to man. Two drinker systems used by commercial broiler growers were studied aiming to evaluate the microbiological quality of the water supplied to the birds: the bell drinker type, where water is exposed to the environment and submitted to fecal and food contamination; and the nipple drinker, a closed system where chickens have access to water with no contact with the environment. The bell type and nipple drinkers showed water microbiological contamination levels above the patterns of drinkable water according to the Portaria do Ministério da Saúde, from which drinkable water standards are established. Both drinker systems showed fecal coliforms contamination above the permitted level according to the Portaria, which led this water to be unsuitable for chicken consumption. For molds and yeast presence, the water microbiological analyses showed that bell type drinkers presented higher contamination levels than nipple drinkers, due to the exposure of the former to ration depositing done by the birds. The cleaning of the bell type drinker, through the use of a sponge and water, had no influence on water contamination levels. On a second stage of this study, chlorine dosage motor bombs were installed in the shedders, and calibrated to keep a 2 mg/l of residual free chlorine constant, at the water-tank scape and water coming to the drinkers. The constant water chlorination improved microbiological quality regarding to the most probable number of total and fecal coliforms of the bell type and nipple drinkers. Regarding to the presence of mesophilic aerobic microorganisms, even with a constant addition of chlorine, the evaluated

drinkers showed water microbiological quality out of the patterns according to the Portaria do Ministério da Saúde, except the nipple drinkers which developed a better performance.

ii – Condemned chicken carcass due to the presence of air sacculitis lesions at slaughter were submitted for bacteria presence analysis, aiming to study *Escherichia coli* prevailing in the lesioned air sacs. 10 groups of different carcasses in a total of 73 and, 286 isolated colonies went through this analysis. From the obtained results, 271 (94,1%) were proved to be from *Escherichia coli*, which confirms the prevail of this species in respiratory system lesion of the birds.

1 – INTRODUÇÃO

Não há nenhuma dúvida quanto à importância da qualidade físico-química e microbiológica da água na saúde avícola. Por isto dedica-se grande preocupação e recursos na captação e distribuição de água em todas as empresas avícolas assegurando sua qualidade até o bebedouro.

Geralmente, nas granjas avícolas mais tecnificadas, a água captada é transportada para as estações de tratamento e purificação, ou vem diretamente de poços artesianos e tratada com sanitizantes, geralmente compostos à base de cloro, antes de sua distribuição às instalações avícolas. Este procedimento assegura que as aves estarão ingerindo água de boa qualidade microbiológica.

Um dos sanitizantes à base de cloro mais utilizado é o hipoclorito de sódio na concentração de cloro residual livre de 1 mg/l. Nas condições da criação avícola o hipoclorito adicionado à água, perde gradativamente grande parte de sua ação germicida até o ponto de consumo pelas aves.

Os sistemas tradicionais de bebedouros para aves incluem calhas com água corrente, com fluxo contínuo ou estático. Por interferir fisicamente na movimentação das aves dentro do galpão, foram substituídos por bebedouros pendulares.

No sistema pendular a água fica armazenada e à disposição das aves com volume constante, sendo liberada à medida do seu consumo e exposta às condições ambientais em contato com poeira, restos de ração e elevadas temperaturas. Este conjunto constitui um caldo de cultivo para bactérias, leveduras e bolores locais, de tal maneira que, mesmo se garantindo a boa qualidade microbiológica da água na origem, ela é consumida efetivamente contaminada por microrganismos presentes nos galpões avícolas.

De uma maneira empírica, estes bebedouros são lavados com determinada frequência com auxílio de um pano e balde com água. A eficiência desta “higienização” ainda não foi investigada.

Mais recentemente, foi introduzido na criação avícola um sistema de bebedouros denominado chupeta (do inglês nipple). Este sistema trabalha em ambiente fechado e a água somente é liberada com o toque do bico das aves, garantindo uma qualidade microbiológica melhor que a do sistema de bebedouros pendulares.

Ainda não se têm informações científicas da importância da contaminação local da água na saúde e desempenho produtivo destas aves. Sabe-se que a inoculação oral de *Escherichia coli* em aves jovens determina o aparecimento de bacteremia e prejudica o seu desenvolvimento (Andreatti, 1989). Avaliação realizada em grande escala em integrações de frangos de corte demonstrou que o uso de bebedouros chupeta melhorou o rendimento das aves e reduziu os índices de condenação por colibacilose (aerosaculite) no abatedouro (Silva, 1998).

2 – OBJETIVOS

2.1 – Avaliar a qualidade microbiológica da água no ponto de consumo, em criação de frangos de corte mantidos em dois sistemas de bebedouros: pendular e chupeta.

2.2 – Avaliar a eficiência da “higienização” comumente praticada no sistema de bebedouro pendular.

2.3 – Avaliar o efeito da cloração da água de dessedentação das aves, utilizando 2 mg/l de cloro, na redução da contaminação microbiana, nos dois tipos de bebedouros.

2.4 – Estudo da prevalência de *Escherichia coli* nos sacos aéreos de carcaças de frangos condenadas por lesões de aerosaculite no abatedouro, através de isolamento e identificação bioquímica.

3 – REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1 – Qualidade da água

Na natureza nunca existiu água quimicamente pura. Quando a água da chuva cai sobre a terra, seu estado é de pureza quase absoluta. No entanto, à medida que entra em contato com o solo, vai incorporando substâncias de naturezas diversas e organismos vivos como vírus e bactérias, que alteram sua composição, sua cor e sabor (Caruso, 1998).

A água utilizada para a criação de aves geralmente não provém da rede pública, sendo fornecida através de poços rasos ou artesianos, minas, etc. É considerado poço artesiano, quando um aquífero está coberto por rochas impermeáveis e a pressão na água subterrânea é muito grande, de tal modo que o nível da água nos poços ultrapasse a parte superior do aquífero. Algumas vezes, esta pressão pode ser tão grande que a água surge sem necessidade de bombeamento (Brassington, 1998).

O consumo de água pelas aves é de aproximadamente 200 a 500 ml/dia/ave, conforme a temperatura ambiente, ou seja, de 2000 a 5000 litros de água por dia para 10.000 frangos criados em bebedouros fixos de bóia e duas a três vezes este valor se forem bebedouros de água corrente (calhas) (Englert, 1998). Um frango de 2,4 kg consumirá aproximadamente 8,4 litros de água em 49 dias, e a maior parte desta água é perdida nas fezes, urina e respiração (Choosing the ..., 1986).

Apesar da água não fornecer as condições ideais para a multiplicação dos microrganismos patogênicos, esses geralmente sobrevivem nela o tempo suficiente para permitir sua transmissão hídrica (Amaral, 1996), tornando-se importante as características microbiológicas da água fornecida às aves.

Outra característica importante na água de bebida é o pH, já que é usado como medida da concentração de substâncias dissolvidas. A Organização Mundial da Saúde (OMS), recomenda nas águas de bebida limites de pH entre 7 e 8,5, com intervalos entre 6,5 – 9,2, onde a água é aceitável, mas devendo ser submetida a tratamento para correção do pH (Brassington, 1998).

3.2 – Contaminação da água

De um modo geral a água apta para consumo humano é também boa para consumo animal. A introdução de microrganismos patogênicos na água é atribuída à contaminação por fezes humanas e fezes animais (Gonzalez, 1982).

Os indicadores de contaminação mais comumente usados para monitorar a qualidade sanitária da água são os coliformes totais e fecais (Lee; Cole, 1993). Estes indicadores são mais utilizados porque estão presentes nas fezes dos animais homeotermos, sendo que os coliformes totais existem na água em baixíssimo número e os coliformes fecais não existem de forma autóctone. O decréscimo de coliformes na água é praticamente igual ao das bactérias patogênicas intestinais e são facilmente isolados por técnicas rápidas e econômicas (Macari, 1997).

O grupo dos coliformes é caracterizado por microrganismos Gram negativos, anaeróbios facultativos, não esporulados, que fermentam a lactose com formação de gás em 48 horas a 35°C. São considerados um grupo complexo onde existem microrganismos de origem fecal e não fecal. A identificação destes microrganismos na água pode ser indicador da existência de microrganismos de origem fecal. Dentre os coliformes fecais a *Escherichia coli* tem sua importância como microrganismo indicador de contaminação (Hofstra; Huisin't, 1988). Outro grupo de microrganismos que pode ser pesquisado na água é o dos aeróbios mesófilos, dentre os quais estão os microrganismos patogênicos e outros que são patogênicos oportunistas (Lennette, citado por Amaral, 1996).

A pesquisa de *Escherichia coli* enterotoxigênica em esgoto, águas superficiais e água potável contaminada revelou a presença desta bactéria em sete (1,9%) das 365

amostras de esgoto e em 12 (2,4%) das 495 amostras de água examinadas. Uma grande diversidade de sorotipos foi encontrada, alguns dos quais associados com diarreia em humanos (Sato et al., 1983).

Sabe-se, que nas propriedades rurais, geralmente ocorre a disposição inadequada de resíduos orgânicos oriundos das atividades humana e animal, fato este que propicia maior oportunidade de contaminação da água, especialmente nas fontes de captação e nas redes de distribuição (Amaral et al., 1995). Poços rasos que forneciam água para o abastecimento de fazendas de criação, foram amostrados para pesquisa da presença ou ausência de coliforme totais e fecais comprovando aproximadamente 48,5 e 3% de amostras positivas, respectivamente (Damron et al., 1997).

Nas criações avícolas como em qualquer criação animal, a água utilizada para a dessedentação deve ter boa qualidade microbiológica. Na criação de frangos de corte recomenda-se a utilização de água potável, de pureza compatível com suas necessidades fisiológicas e sanitárias (Macari, 1997; Englert, 1998).

Alguns autores consideram a água como fonte potencial de difusão de microrganismos às aves, causando prejuízos no desempenho do lote e refletindo como problema de saúde pública (Vohra, 1980; Souza, 1983; Al-Chalaby et al., 1985; Poppe et al., 1985; Veloso, 1989; Amaral, 1996; Macari, 1997).

As doenças que podem ser transmitidas ao plantel de aves pela água de dessedentação, podem ter origem na contaminação da água por aves doentes (fezes, secreções) ou pela utilização de água já contaminada por microrganismos patogênicos, mas oriundos de outras espécies animais e do próprio homem, como é o caso das salmonelas e da *E. coli* (Amaral, 1996). A água pode tornar-se contaminada por fezes, alimento, poeira ou por contaminação residual dos bebedouros (Poppe et al., 1985), tornando-se um importante veículo de difusão de infecções entre as aves e podendo perpetuar a infecção no grupo (Stersky et al., 1981). A ingestão contínua de microrganismos através de alimentos e/ou água contaminados pode ser prejudicial para o desenvolvimento das aves (Carr et al., 1988).

Pesquisa realizada em propriedades rurais produtoras de leite, em que as fontes de abastecimento de água não provinham da rede pública verificou que 90% das amostras de água de poços e 100% das águas oriundas de minas apresentavam contaminação por bactérias indicadoras de poluição fecal (Amaral et al., 1995). A presença de coliformes totais e fecais, bactérias aeróbias e *Salmonella*, foram utilizados como parâmetros para a avaliação da qualidade microbiológica da água de poços usados na produção de frangos. As análises revelaram que 43% das amostras estavam contaminadas por coliformes de origem fecal indicando possível contaminação por fezes humanas e/ou animal, e 8 (7,6%) amostras eram positivas para *Salmonella* (Goan et al., 1992).

Além da contaminação proveniente das fontes de abastecimento, a água pode se contaminar nos bebedouros das aves, podendo esta contaminação persistir por um longo período de tempo, se não houver limpeza e higienização adequadas dos bebedouros entre a saída e entrada dos lotes (Al-Chalaby et al., 1985).

3.3 – Tipos de bebedouros

Alguns aspectos da criação de frangos de corte vêm sendo modificados para melhorar o desempenho, a conversão alimentar e as condições gerais do ambiente. Os sistemas de bebedouros vêm sofrendo modificações para atender a estas exigências.

Historicamente longas calhas eram usadas, abastecidas com fluxo contínuo de água (Elson, 1988). Existem algumas desvantagens no uso deste tipo de bebedouro; por exemplo, o grande desperdício de água. Além disso, são bebedouros estacionários e limitam fisicamente o desenvolvimento das aves; são abertos e se contaminam facilmente com alimento e fezes, além de necessitarem de freqüentes desinfecções, sendo que para a limpeza devem ser removidos, o que os torna inconvenientes (Brown et al., 1995).

Este tipo de bebedouro foi substituído por bebedouros pendulares, usualmente em plástico (Elson, 1988), onde a água fica armazenada e à disposição das aves em volume constante, sendo liberada à medida do seu consumo. Neste tipo de bebedouro a ave molha o bico quando vai beber, levando para a água resíduos de ração, fazendo com que sejam

necessária limpeza periódica para retirada destes resíduos (Choosing the..., 1986). Quanto ao aspecto sanitário do galpão, estes bebedouros necessitam de limpeza quase que diária e têm grande desvantagem quanto à transmissão horizontal de doenças. Levando em consideração a grande superfície dos bebedouros pendulares, o cloro adicionado à água evapora, é inativado pela presença de matéria orgânica e, devido a frequência das aves aos bebedouros, o aspecto bacteriológico da água fica comprometido (Macari, 1997).

Os sistemas de bebedouros calha e pendular possuem a desvantagem de derramar água na cama quando da dessedentação das aves, constituindo um problema adicional para a criação de frangos em sistema intensivo, pois aumentam a umidade da cama, os níveis de amônia e conseqüentemente os problemas respiratórios nas aves.

Mais recentemente foram introduzidos na criação avícola bebedouros chupeta (do inglês nipple), que são bebedouros pequenos que utilizam água encanada, e esta só é liberada com o toque do bico das aves. Apresentam muitas vantagens sobre os bebedouros convencionais, melhoram a qualidade da cama, reduzem mão-de-obra e é um sistema fechado, assegurando boa qualidade da água, reduzindo os riscos de contaminação (Alfonso, 1997).

Com o aparecimento deste tipo de bebedouro, houve grande avanço no manejo da água, bem como nas condições sanitárias dos galpões avícolas (Macari, 1996b), em especial na qualidade da cama (Macari, 1997), já que a água fica protegida da contaminação por fezes das aves e, se bem regulado, não promove umidade excessiva na cama.

Vários estudos têm sido realizados comparando os tipos de bebedouros utilizados na criação das aves e a influência destes no peso corporal final das mesmas, índices de condenação de carcaças no abatedouro, índice de mortalidade e qualidade do ambiente de criação.

Produtores que instalaram bebedouros chupeta, obtiveram melhor conversão alimentar, menor condenação de carcaças e mesmo peso corporal das aves quando comparados a aves criadas em bebedouros calha (Vest, 1986).

Frangos de corte criados em bebedouros chupeta quando comparados a aves criadas em bebedouros calha apresentaram maior peso corporal e uma menor umidade da cama ao final da criação (Andrews; Harris, 1975).

Um estudo comparando bebedouros copo, calha e dois tipos de bebedouros chupeta utilizados para frango de corte, concluiu que os frangos criados em bebedouros calha foram mais pesados à idade de abate quando comparados aos outros tipos avaliados; em compensação, os índices de condenação de carcaças, a mortalidade e o consumo de água foram maiores que nos bebedouros chupeta (Nakaue et al., 1996).

A comparação de seis marcas de bebedouros chupeta para determinar o efeito de várias pressões de água nos bebedouros sobre o consumo, concluiu que frangos criados em bebedouros chupeta, independente do nível de pressão, consomem menos água entre a 5^a e 7^a semanas de idade, têm menores taxas de crescimento e aumento da conversão alimentar (Hulet; Lorenz, 1996).

Com a comprovação da influência dos novos tipos de bebedouros sobre os parâmetros zootécnicos de criação das aves, tornou-se importante o estudo da influência dos tipos de bebedouros sobre a qualidade microbiológica da água fornecida às aves.

A comparação entre bebedouros pendular e calhas quanto à qualidade da água, demonstrou que os bebedouros pendulares apresentam menor índice de contaminação que 2,4 metros de calha. Ambos os bebedouros foram limpos nas primeiras duas semanas de experimento e somente as calhas foram lavadas após a segunda semana (Andrews, 1974, citado por Andrews et al., 1993).

O monitorando da presença de *Salmonella* em ambiente de criação de frangos criados em bebedouros calha, demonstrou que em todos os galpões monitorados se isolou mais frequentemente *Salmonella* de amostras de água do que de cama, e que esta pode ser a maior fonte de reinfecção das aves (Morgan-Jones, 1980).

Amostras de água coletadas em bebedouros pendular apresentaram uma forte contaminação por fezes das aves, onde foram detectadas bactérias do grupo coliforme, indicadores de contaminação de origem fecal (Stersky et al., 1981).

A comparação entre bebedouros calha e chupeta, quando se procedeu a uma limpeza diária das calhas, demonstrou que as amostras de água coletadas nestes bebedouros apresentaram uma contaminação maior que as amostras dos bebedouros chupeta. Os bebedouros chupeta apresentaram um custo menor de manutenção, pois dispensam as limpezas diárias reduzindo os custos com mão de obra e desinfetantes, além de fornecer continuamente água fresca às aves (Brown et al., 1995).

Em um surto de campilobacteriose ocorrido em um colégio em Bournemouth, Reino Unido, em 1984, em que se suspeitou ter sido causado por consumo de frango fresco fornecido por uma única granja, a pesquisa de todas as fontes possíveis de estarem contaminadas pelo *Campylobacter jejuni* concluiu que a água foi o veículo de transmissão do microrganismo às aves. Através de microscopia eletrônica evidenciou-se uma bactéria semelhante morfológicamente ao *Campylobacter* que foi isolada de amostras dos bebedouros pendulares e das linhas que supriam estes bebedouros (Pearson et al., 1993)

3.4 – Desinfecção (produtos e processos)

A água pode se tornar potável mediante processos de tratamento que eliminam microrganismos e substâncias químicas prejudiciais ao organismo humano e evitam que o líquido apresente cor, cheiro e sabor desagradáveis. Entre os principais métodos de tratamento encontram-se a filtração, ebulição e a desinfecção (Caruso, 1998).

O método mais comum para desinfecção da água de consumo para homens e animais envolve compostos contendo cloro (Dawron; Flunker, 1993); é considerada uma prática econômica, conveniente e efetiva na eliminação da transmissão de doenças bacterianas pelo consumo de água (Putnam; Graham, 1993).

Em 1886, a “American Public Health Association” aprovou o uso de hipoclorito de sódio como desinfetante e, no início do século XIX algumas regiões dos Estados Unidos da América já faziam uso deste composto para purificação da água para consumo humano. Somente com a difusão da técnica de cloração da água é que se conseguiu a diminuição da incidência de doenças de veiculação hídrica (Andrade; Macêdo, 1996).

Em granjas avícolas a limpeza realizada nos galpões nunca retira toda a matéria orgânica. A desinfecção é feita, sempre, na presença de certa quantidade de matéria orgânica como, ração, cama e fezes e estas podem reduzir ou inativar as propriedades antibacterianas de certos compostos químicos (Martinez et al., 1999).

Quando se visa ao tratamento da água na avicultura, objetiva-se a eliminação de agentes patogênicos que possam estar presentes na fonte de abastecimento ou que sejam incorporados à água durante seu trajeto até os bebedouros, bem como deixar nesta água cloro residual livre. O cloro, quando utilizado de maneira correta, é o desinfetante de escolha devido a sua eficiência, baixo custo, praticidade e inocuidade para as aves (Amaral, 1996).

A cloração da água consumida por frangos é uma prática antiga (Carr et al., 1988), utilizando-se cloro na forma de gás, hipoclorito de sódio ou hipoclorito de cálcio. Estes componentes são mais ativos em águas com baixo pH do que em águas com pH alto (Vohra, 1980).

O hipoclorito de sódio é um composto halogênico, líquido, que em presença de água se dissocia em íon hipoclorito e ácido hipocloroso (HOCl), com efeito germicida, e que diminui sua concentração a medida que aumenta o pH do meio (Lauterbach; Gonzalez, 1998). Alguns fatores influenciam a efetividade do ácido hipocloroso contra as bactérias como o pH da água clorada, a concentração do cloro, a temperatura da água, a quantidade de matéria orgânica presente, o tempo de contato com as bactérias e o tipo e quantidade de bactérias presentes na água (Northcutt; Russell, 1999).

Um experimento comparando vários tipos de bebedouros quanto à manutenção de concentrações de cloro efetivas verificou que, os bebedouros chupeta mantiveram concentrações de cloro residual livre maiores seguido dos bebedouros copo, pendular, e calha, sendo que somente este último não conferiu à água propriedades bacteriológicas (Poppe et al., 1985).

Para a cloração da água fornecida às aves são utilizados vários métodos, desde a colocação de pastilhas contendo hipoclorito de cálcio com 70% de cloro disponível, até

bombas dosadoras instaladas na caixa d'água dos galpões e que liberam o cloro de acordo com a vazão de água.

A utilização destas bombas dosadoras de cloro é considerada opção ideal para o tratamento da água de dessedentação das aves, como também o método DPD (DPD ferroso titulométrico) para medir concentrações de cloro residual livre (Amaral, 1996).

Existem hoje produtos para desinfecção da água que utilizam em sua formulação o cloro combinado. Um estudo comparando o hipoclorito de cálcio e o *N*-chloramine, composto de 3-cloro-4,4-dimetil-2-oxazolidinone (agente I), na eficácia bactericida para tratamento de água, concluiu que o hipoclorito de cálcio torna a água potável mais rapidamente através da concentração de cloro residual total, mas o agente I foi considerado melhor desinfetante em presença de matéria orgânica (Williams et al., 1985).

Realizou-se uma experiência em granja de frangos de corte onde instalou-se um equipamento dosificador de iodo na água, com consumo diário de 118g/dia de iodo a uma concentração de 0,6 mg/l. Observou-se uma redução na concentração de coliformes fecais na água de dessedentação das aves de >1000 unidades formadoras de colônias/ml (UFC/ml) na água não tratada para < 2 UFC/ml na água iodada (Lauterbach; González, 1998).

3.5 – Métodos de análises

3.5.1 – Métodos de análises de água

O método rotineiramente utilizado para análise microbiológica de água é o método de fermentação dos tubos múltiplos para contagem de coliformes totais e fecais. São inoculadas série de 10 tubos de ensaio, que opcionalmente, pode-se trabalhar com série de 5 tubos dependendo do tipo de amostra a ser analisada. Estes são incubados a temperatura de $35,0 \pm 0,5^\circ$ C por 24 ou 48 horas. O método consiste em teste presuntivo e teste confirmativo. O meio de cultura utilizado no teste presuntivo possui em sua composição lactose que sofre fermentação por bactérias entéricas ou espécies não entéricas, resultando

na presença de bolhas de gás armazenadas nos tubos de Durhan colocados no interior dos tubos de ensaio. A presença de crescimento e produção de gás após 24 ou 48 horas de incubação constitui um teste presuntivo positivo.

O teste confirmativo utiliza meios de cultura definidos para certificar a presença de coliformes totais (caldo verde brilhante lactose bile, $35,0 \pm 0,5^{\circ}\text{C}$) e para coliformes fecais (caldo *Escherichia coli*, a 45°C), ambos contendo lactose em sua composição e a positividade do teste é verificada a partir da presença de gás nos tubos de Durhan. A presença de coliformes fecais na amostra analisada é indicativo de poluição fecal crescente na água, sendo que a *E. coli* tem alta incidência dentro do grupo fecal, por isto considerada o melhor indicador de contaminação fecal conhecido até o momento (Silva et al., 1997b).

Um teste confirmativo para presença de *E. coli* pode ser realizado através da inoculação de placas de petri contendo ágar eosina azul de metileno (EMB), observando crescimento de colônias típicas nucleadas com centro preto, com ou sem brilho metálico, seguido de confirmação por meio de testes bioquímicos (citrato, indol, vermelho de metila e Voges-Proskauer - IMVIC) (Macfaddin, 1980).

Os resultados do método de fermentação dos tubos múltiplos são expressos em termos de Número Mais Provável (NMP), verificados na tabela de NMP. Estes números são uma estimativa do índice de bactérias presentes na amostra possuindo limites máximo e mínimo de confiança. Para análise de amostras de água os resultados são expressos em NMP/100 ml.

O método de fermentação dos tubos múltiplos é demorado, levando às vezes uma semana para se obterem os resultados. Um método de análise que diminui este tempo é o de fermentação dos tubos múltiplos utilizando o caldo lauril sulfato triptose suplementado com 50 mg/l de 4-metilumbeliferil- β -D-glicuronídeo (LST-MUG).

Os tubos contendo LST-MUG são inoculados com as amostras seguindo os mesmos padrões do teste presuntivo; após 24 horas de incubação os tubos com crescimento e produção de gás são observados sob lâmpada de luz ultravioleta, sendo considerados positivos os tubos que apresentarem fluorescência azul, confirmativa da presença de *E. coli*.

Os tubos que neste tempo de incubação não apresentaram crescimento e/ou produção de gás são reincubados até completar 48 horas com repetição da leitura após este período.

Este método baseia-se na produção pela *E. coli* da enzima β -glicuronidase. Quando o composto não fluorescente 4-metilumbeliferil- β -D-glicuronídeo (MUG) é degradado por esta enzima o produto resultante (4-metilumbeliferona) é fluorescente sob luz ultravioleta. Este teste é capaz de detectar 96 a 100% de tubos positivos para presença de *E. coli* em incubações por 48 horas (Silva et al., 1997b). O resultado final do teste é dado em NMP/100 ml de água de acordo com a tabela.

O método de filtração por membrana é utilizado tanto para análise de água, quanto para alimentos líquidos, pode ser utilizada para grandes volumes de amostras e os resultados são obtidos mais rapidamente do que no método de fermentação dos tubos múltiplos. As amostras são filtradas à vácuo em membranas de acetato de celulose com diâmetro de poro regular e definido (0,25 mm), que deve ter tamanho inferior ao das bactérias a serem retidas na membrana. A membrana é colocada em placas contendo meio de cultura adequado ao desenvolvimento de coliformes e incubada por 22 a 24 horas a $35 \pm 0,5^\circ$ C. Para calcular a densidade de coliformes usam-se as membranas que apresentarem contagem entre 20 a 80 colônias e não mais do que 200 colônias. O resultado final é dado pela seguinte equação (American Public Health Association, 1995):

$$\text{Colônias de coliformes totais/100 ml} = \frac{\text{número de colônias por membrana} \times 100}{\text{ml de amostra filtrada}}$$

Além dos métodos padrões de análise de água rotineiramente usados, existem os métodos rápidos que em poucas horas são capazes de demonstrar a qualidade microbiológica da água analisada. Dentre os vários métodos rápidos temos o teste para coliforme fecal em sete horas, que é um teste similar ao método de filtração em membrana usando como meio de cultura ágar M-7 h FC e temperatura de incubação em torno de $41,5^\circ$ por 7 horas. O resultado positivo é demonstrado pela coloração amarela das colônias de coliformes fecais (American Public Health Association, 1995).

Existem no mercado “kits” comerciais, que facilitam as análises de água por reduzirem o tempo gasto com preparo do material necessário. Alguns destes métodos possuem alta sensibilidade à presença de bactérias contaminantes, mas podem dar resultados falso-negativos caso, o nível de bactérias esteja abaixo do limite detectável no teste. O Colilert “kit” comercial para detecção ou contagem de coliformes totais e *E. coli* em água foi aprovado pela “Association of Official Analytical Chemists” (AOAC) para ser utilizado somente em análises de água. O teste se completa em 24 horas e as amostras positivas para coliformes são detectadas visualmente pelo desenvolvimento de cor amarela no meio de cultura e a presença de *E. coli* pela observação de fluorescência azul sob luz UV (Silva et al., 1997c).

3.5.2 – Métodos para detecção de cloro residual livre em amostras de água

3.5.2.1 – Método da ortotolidina

O método da ortotolidina é utilizado para determinação de cloro residual a partir de 10 µg/l de cloro na forma livre. A ortotolidina reage com o cloro existente na amostra, por oxidação, formando um complexo colorido que vai desde o amarelo claro até o vermelho alaranjado, dependendo do pH e da concentração de cloro residual. A turbidez da amostra interfere no processo colorimétrico comparativo em que é baseado o teste (Cetesb, 1979). Este método foi retirado do compêndio da APHA, em sua 15^a edição, como método de escolha para análise de cloro residual na água, devido a natureza tóxica da ortotolidina (American Public Health Association, 1995).

3.5.2.2 – Método DPD ferroso por titulação ou colorimetria

São considerados métodos relativamente simples para determinação de cloro residual livre. O N,N-dietil-p-fenilenodiamina (DPD) é usado como indicador em procedimento titulométrico com sulfato ferroso de amônia (FAS). Quando a diferenciação

das espécies de cloro não se torna necessária, o procedimento pode ser simplificado para fornecer somente cloro livre, cloro combinado ou cloro total. A concentração mínima de cloro residual livre detectável pelo teste é de aproximadamente 18 µg Cl como Cl₂/l. O método DPD ferroso por colorimetria é capaz de detectar concentrações mínimas de aproximadamente 10 µg Cl como Cl₂/l, utilizando para isto aparelho de espectrofotometria (American Public Health Association, 1995), o que limita seu uso a campo. Amostras com alta turbidez interferem no teste colorimétrico alterando os resultados.

3.5.2.3 – Outros métodos para detecção de cloro residual livre em amostras de água

O Leuco Cristal Violeta (LCV) utiliza o cristal violeta como indicador. Este não é sensível quando o nitrito e formas oxidadas de manganês interferem na determinação do cloro livre (Cetesb, 1979). Este método foi retirado da 17ª edição do compêndio da APHA de métodos e padrões para análise de água, devido a sua relativa dificuldade de execução e da necessidade de se manter um padrão de graus comparativos.

Os métodos iodométricos são adequados para concentrações de cloro total superiores a 1 mg/l. Estes métodos sofrem interferência por formas oxidadas de manganês e outros agentes oxidantes, além de não serem sensíveis a baixas concentrações de cloro. Já o método amperométrico exige equipamento elétrico e é especialmente empregado em determinações da concentração de cloro livre na presença de outras formas combinadas (American Public Health Association, 1995)

3.6 – Contaminação de carcaças

As características intrínsecas das carnes, particularmente sua composição química, elevada disponibilidade de água e pH próximo da neutralidade são fatores que favorecem o desenvolvimento de uma microbiota extremamente variada. No caso específico das carnes destacamos principalmente *Salmonella*, *Yersinia enterocolitica*, *Clostridium*

perfringens, *Escherichia coli*, *Campylobacter jejuni*, *Staphylococcus aureus* e *Listeria monocytogenes* (Contreras, 1997).

As infecções por *E. coli* em aves devem ser consideradas importantes do ponto de vista sanitário do plantel avícola (Silva; Fiorentini, 1995). Ela é habitante normal da microbiota intestinal de mamíferos e aves, podendo ser facilmente isolada na faringe e trato respiratório de aves aparentemente normais. Aves saudáveis são relativamente resistentes à *E. coli* e podem albergar a bactéria no trato respiratório, sem associação com condições patológicas (Jorge, 1997). Em galinhas, cepas patogênicas dessa bactéria têm sido associadas a uma série de infecções extra-intestinais.

A *E. coli* também pode ser encontrada causando problemas respiratórios em aves. Esta pode estar presente no plantel pela poluição fecal da água e/ou cama e pode ser ingerida ou inalada pelas aves. As infecções no trato respiratório são as de maior importância econômica, causando redução no rendimento, mortalidade e condenação de carcaças de frangos no abatedouro (Silva, 1998), principalmente por lesões nos sacos aéreos (aerosaculite).

O Centro de Controle de Enfermidades dos Estados Unidos da América (CDC) estima que tem havido mais casos, mas menos mortes relacionadas com enfermidades provenientes do consumo de alimentos. Dos casos relatados, as bactérias são responsáveis por 72% das mortes, parasitas 21% e vírus 7%. Dentre as bactérias patogênicas que ocasionam cerca de 90% das mortes estão a *Salmonella* (31%) e *Escherichia coli* O157:H7 (3%) (Reportaje..., 1999).

A melhoria das condições de ventilação dos galpões com redução de gases e poeira em suspensão, limpeza, desinfecção e descanso entre lotes juntamente com o uso de bebedouros chupeta, tem sido alternativas indicadas como principais práticas de manejo para reduzir problemas respiratórios por *E. coli* na avicultura industrial (Silva, 1998).

4 – MATERIAIS E MÉTODOS

O experimento teve início em agosto de 1996 terminando em março de 1997. Durante este período foram utilizados dois lotes de frangos de corte de criação comercial onde foram avaliadas as condições microbiológicas da água consumida pelas aves do primeiro dia de entrada no galpão até a saída para o abate, levando em consideração o tipo de bebedouro em que as mesmas eram criadas.

4.1 – Galpões de teste e bebedouros

Foram selecionados dois galpões de criação comercial de frangos de corte, de uma granja integrada à Cooperativa Agropecuária Holambra, situada no município de Aguaí, São Paulo. Os dois galpões eram dimensionados para comportar vinte e cinco mil aves/cada com densidade de criação de aproximadamente 12 aves/m².

A água fornecida às aves provinha de poço artesiano construído próximo aos galpões de criação. Foram coletadas três amostras desta água no início de cada experimento, resultando em água com características microbiológicas de potabilidade (Anexo 1). A água fornecida por este poço abastecia toda a propriedade.

4.1.1 – Bebedouro pendular

Os bebedouros pendulares, em formato de sino, são de material plástico e equipados com uma válvula de saída e entrada de água que garante um nível constante, segundo as

necessidades dos frangos. Neste sistema, a água desce pela base, cai direto na bacia, ficando armazenada e à disposição das aves, exposta às condições ambientais em contato com poeira, restos de ração e elevadas temperaturas.

Os bebedouros foram ligados diretamente às tubulações de água e às caixas d'água de abastecimento do galpão. Estes, distribuídos em seis linhas com quarenta e três bebedouros por linha, sendo um bebedouro pendular para aproximadamente noventa e sete aves.

Neste primeiro galpão alguns bebedouros pendulares foram modificados no seu sistema de chegada da água até a bacia. Este tipo de bebedouro foi modificado em função de se avaliar a influência da poeira acumulada na base do bebedouro nos índices de contaminação da água fornecida às aves. A água captada das caixas d'água através das tubulações, corria por uma mangueira adaptada dentro da haste do bebedouro; esta tinha sua saída diretamente na bacia, sem que a água entrasse em contato com a parte externa do bebedouro.

Como parte do manejo da granja avícola realizava-se uma vez ao dia, no período da manhã, por volta das 7h.30m., a limpeza dos bebedouros pendulares. Para esta limpeza utilizava-se uma esponja e balde com água, sendo que a água suja presente na bacia dos bebedouros era recolhida nos baldes e servia para umedecer a esponja que era passada nos bebedouros seguintes.

4.1.2 – Bebedouro chupeta

Os bebedouros chupeta são pequenos e utilizam água encanada que só é liberada com o toque do bico das aves. Possui válvula em aço inoxidável, que se bem regulada evita vazamentos e aumento da umidade da cama. Neste tipo de bebedouro a ave ingere água sem que esta entre em contato com o ambiente do galpão, protegida da contaminação por restos de rações, poeira e fezes das aves. A água captada de poço artesiano passa para as caixas d'água dentro dos galpões, e através de tubulações chega até os bebedouros.

Os bebedouros foram distribuídos em quatro linhas de abastecimento de água, com um total de 487 bebedouros por linha, sendo um bebedouro chupeta para aproximadamente treze aves no inverno e dez a doze aves no verão.

4.2 – Cloração da água

A água captada de poço artesiano era transportada até as caixas d'água dos galpões e tratada com compostos à base de cloro. Para a manutenção das concentrações de cloro residual livre de 1 mg/l foram utilizados tabletes com 90% de cloro ativo, hcl 200 da Hidroall Piscinas Ltda., adicionados diretamente nas caixas d'água. Este possui como ingrediente ativo o tricloro-S-Triazine Trione (100%), utilizado para tratamento de água de piscinas. Como a recomendação da embalagem era utilizar 1 tablete para cada 20.000 litros de água a ser tratada, o tablete era repartido em quatro, adicionando-se um quarto por caixa d'água após aproximadamente 10 dias de idade das aves.

Na falta do produto, fornecido pela Cooperativa, as aves ingeriam água sem tratamento até restabelecimento do fornecimento. Não eram realizadas medidas da concentração de cloro residual nas caixas d'água e/ou bebedouros.

Para manter níveis efetivos e constantes de cloro na água, 2 mg/l de cloro residual livre, instalou-se em uma segunda fase do experimento, em cada um dos galpões, uma bomba dosadora de cloro, Bomba Dosadora Diafragma de Teflon. Trata-se de uma dosadora auto-aspirante, com acionamento através de um micro motor de corrente alternada e sistema de dosagem com válvula de retenção. O sistema de dosagem da bomba foi acoplado diretamente à boia da caixa d'água dos galpões, e à medida que o nível de água baixava, o sistema de boia era acionado juntamente com o sistema de dosagem de cloro. Um galão contendo 60 litros de hipoclorito de sódio a 10% foi instalado dentro dos galpões e acoplados através de uma mangueira de PVC cristal de $\frac{1}{4}$ x 1,5 mm à parte mecânica das bombas. Estas foram devidamente reguladas para manter uma concentração constante de 2 mg/l de cloro residual livre na saída da caixa d'água e entrada dos bebedouros.

O hipoclorito de sódio foi repostado nos galões conforme o consumo das aves. A cada horário de coleta eram realizadas medidas das concentrações de cloro residual livre na saída das caixas d'água/entrada dos bebedouros e em bebedouros distribuídos pelo galpão aleatoriamente.

4.3 – Aves utilizadas

Foram utilizadas aves de corte fornecidas pela Cooperativa Agropecuária Holambra, alojadas nos galpões da granja onde se realizou o experimento. As aves entravam nos galpões com um dia de idade permanecendo sob o sistema de manejo já preconizado pela granja, até a idade de abate.

Eram alojadas em toda a granja aproximadamente 100.000 aves das linhagens Ross e Hubbard. As aves foram abatidas com idade média de 45 dias e peso em torno de 2,300 Kg e uma porcentagem média de mortalidade dos lotes pesquisados entre 6,6 %.

4.4 – Delineamento experimental

4.4.1 – Análise da qualidade microbiológica da água consumida por aves criadas nos sistemas de bebedouros avaliados (Experimento I).

Para a realização desta fase do experimento foram mantidas as condições de manejo já preconizadas pela granja, utilizando para manutenção das concentrações de cloro (1 mg/l de cloro residual livre) na água fornecida às aves tabletes com 90% de cloro ativo (hcl 200 da Hidroall Piscinas Ltda.) adicionados diretamente nas caixas d'água. O tratador seguia instruções do técnico responsável pela granja para adição dos tabletes na água. Não eram realizadas pelo tratador ou técnico medidas da concentração de cloro residual nas caixas d'água e/ou bebedouros.

No galpão equipado com bebedouro pendular, as aves na fase de um a aproximadamente 14 dias de idade não recebiam água tratada. Nesta fase os bebedouros permaneciam no chão, não eram ligados à tubulações provenientes das caixas d'água, com reabastecimento automático; eram abastecidos diretamente com água armazenada em tambores que permaneciam próximos ou dentro dos galpões.

4.4.2 – Análise do efeito da cloração constante da água nos sistemas de bebedouros avaliados (Experimento II).

Nesta etapa instalou-se em cada um dos galpões uma bomba dosadora de cloro (Bomba Dosadora Diafragma de Teflon) fornecidas pela Aguapé Bombas Dosadoras Ltda., situada no município de Valinhos, São Paulo. Estas foram reguladas para manter uma concentração constante de 2 mg/l de cloro residual livre na saída da caixa d'água e entrada dos bebedouros. As bombas eram abastecidas com hipoclorito de sódio a 10% de cloro residual total.

A concentração de cloro (2 mg/l) foi mantida após aproximadamente 14 dias de idade das aves até a saída para o abate nos dois sistemas de bebedouros. Até a idade aproximada de 10 dias, as aves não ingeriram água tratada, devido ao esquema de manejo adotado na granja. Após esta idade os bebedouros pendulares eram adaptados às tubulações de água com reabastecimento automático e adicionava-se cloro à água de dessedentação das aves.

4.4.3 – Método estatístico para amostragem

Para uma amostragem representativa da qualidade da água consumida pelas aves dentro dos galpões de criação, nos dois experimentos acima citados, utilizou-se o método estatístico de amostragem aleatória sistemática (Puri, 1989).

O galpão equipado com bebedouro pendular possuía 258 bebedouros distribuídos em seis linhas de água com 43 bebedouros/linha. Este foi dividido em 52 unidades

amostrais com cinco bebedouros por unidade amostral. A primeira unidade amostral estipulada aleatoriamente e as seguintes tiveram um intervalo de cinco unidades amostrais, ou seja, intervalos de 25 bebedouros. Realizaram-se coletas em 10 unidades amostrais, nos horários estipulados para coleta.

As quatro linhas de água do galpão equipado com bebedouro chupeta possuíam 487 chupetas/linha perfazendo um total de 1948 chupetas/galpão. A unidade amostral utilizada neste galpão compreendia 16 chupetas perfazendo um total de 192 unidades amostrais e intervalos sistemáticos de 16 unidades amostrais, com um número total de 12 coletas por horário.

4.4.3.1 – Amostragem

Durante o período de permanência das aves nos galpões foram realizadas coletas de água com intervalos de aproximadamente 14 dias para os experimentos I e II. As amostras a serem analisadas foram coletadas em frascos esterilizados com capacidade para 500 ml e preenchidos com aproximadamente 200 ml, contendo tiosulfato de sódio na concentração de 0,1 mg/ml de amostra. Para o experimento II foram utilizados sacos de polietileno estéreis (*Nasco Thio-Bag* da *Nasco Whirl-Pak*) com capacidade para 300 ml contendo pastilhas de tiosulfato de sódio na concentração de 0,1mg/ml de amostra. As coletas tinham início na primeira semana de vida das aves, depois com aproximadamente 14, 28 e 42 dias de idade, época próxima ao abate das aves.

Os dias de amostragem eram divididos em três períodos, de acordo com o horário de limpeza dos bebedouros pendulares. A primeira amostragem era realizada antes da limpeza, no período da manhã (\pm 6h.30m); a segunda, logo após a limpeza e uma terceira coleta no período mais quente do dia (por volta de 12:00h). Nos horários de coleta foram realizadas anotações das variações de temperatura ambiente, identificadas de acordo com o tipo de bebedouro, número do lote, hora e dia da coleta.

Foram realizadas coletas de água na origem (poço artesiano) no início de cada experimento e na saída das tubulações para abastecimento dos dois tipos de bebedouros,

pendulares e chupeta, para verificar a qualidade microbiológica da água na origem e a que chega da caixa d'água aos bebedouros.

Nos bebedouros pendulares realizou-se coleta de amostra após higienização utilizando solução detergente, enxágüe e imersão em água a 80°C em alguns horários de coleta e nas várias idades estipuladas.

As amostras de água coletadas foram acondicionadas em caixa isotérmica contendo gelo picado e conduzidas ao laboratório de Higiene e Legislação do Departamento de Tecnologia de Alimentos –Faculdade de Engenharia de Alimentos –UNICAMP, situada no município de Campinas-SP, e processadas no mesmo dia.

4.4.4 – Análise de carcaças de frangos condenadas pelo abatedouro, para isolamento e identificação de *Escherichia coli* nos sacos aéreos (Experimento III).

Nesta fase do experimento foram utilizados 10 lotes de carcaças condenadas pelo abatedouro em um total de 73 carcaças. Estas apresentavam algum tipo de alteração nos sacos aéreos e/ou pulmão, levando à sua condenação total.

As carcaças foram recolhidas no abatedouro Pena Branca localizado no município de Jaguariuna, São Paulo, uma vez a cada dois dias por um período de três meses (novembro/96 a janeiro/97). As carcaças condenadas provinham de vários produtores, sendo, os lotes separados de acordo com o produtor. Estas eram embaladas em sacos plásticos e acondicionadas em caixas isotérmicas contendo gelo para transporte até o laboratório Tech-Lab, situado no município de Campinas, São Paulo, onde se processou o isolamento e identificação de colônias típicas de *E. coli*.

4.5 – Análises

4.5.1 – Análise microbiológica da água

As análises microbiológicas da água foram realizadas no laboratório de Higiene e Legislação do Departamento de Tecnologia de Alimentos da Faculdade de Engenharia de Alimentos da UNICAMP, Campinas, São Paulo, e no laboratório de Microbiologia da Faculdade de Medicina Veterinária “Octávio Bastos”, São João da Boa Vista, São Paulo; segundo as técnicas recomendadas pela American Public Health Association (APHA), (1995) e Silva et al., (1997ab).

4.5.1.1 – Determinação do Número Mais Provável (NMP) de coliformes totais e fecais

Utilizamos o método de Fermentação dos Tubos Múltiplos que consiste em Teste Presuntivo, Teste Confirmativo e Teste Complementar. Para este projeto realizamos apenas os testes presuntivo e confirmativo, já que o objetivo era verificar a potabilidade ou não da amostra coletada e não a identificação de microrganismos presentes nesta amostra.

4.5.1.1.a Teste presuntivo

Nas amostras obtidas dos bebedouros pendular e pendular modificado, nas idades de 1, 14, 28 e 42 dias e nos três horários de coleta/dia, realizaram-se diluições decimais seriadas, 10^{-1} a 10^{-4} em água peptonada 0,1%. As amostras dos bebedouros chupeta foram inoculadas diretamente nos meios de cultura.

As diluições decimais seriadas obtidas das coletas em bebedouros pendular e pendular modificado foram inoculadas em quatro séries de cinco tubos de ensaio contendo Caldo Lauril Sulfato Triptose (LST) concentração simples e tubos invertidos de Durhan.

Para as amostras de bebedouros chupeta foram inoculadas três séries de 5 tubos de ensaio contendo LST e tubos invertidos de Durhan. A primeira série contendo 10,0ml do meio de cultura em concentração dupla inoculou-se 10,0ml da amostra, nas séries seguintes contendo LST em concentração simples foram inoculadas 1,0 e 0,1ml da amostra.

Os tubos inoculados foram incubados a $35 \pm 0,5^{\circ}\text{C}$ por 24 horas. Ao final deste período os tubos foram examinados para verificar a presença de gás. Os tubos que não apresentaram formação de gás foram reincubados até o período completo de 48 horas. Tubos que apresentaram formação de gás ao final do período de incubação foram considerados positivos e a ausência de formação de gás como teste negativo.

4.5.1.1.b Teste confirmativo

4.5.1.1.b.1 – Número Mais Provável de coliformes totais

A partir dos tubos positivos em caldo LST, transferiu-se uma alçada para uma série de 5 tubos contendo caldo Verde Brilhante Bile (VB) e tubos de Durhan, utilizando alça de platina estéril. Incubados a $35 \pm 0,5^{\circ}\text{C}$ por 24-48 horas, considerou-se positivos para coliformes totais os tubos onde verificou-se formação de gás nos tubos de Durhan. O número de tubos positivos foi anotado e o Número Mais Provável (NMP/100 ml) verificado na tabela (NMP).

4.5.1.1.b.2 – Número Mais Provável de coliformes fecais

A partir dos tubos positivos no teste presuntivo, inoculou-se uma série de 5 tubos contendo caldo *Escherichia coli* (EC) e tubos de Durhan, através de alça de platina estéril. Os tubos foram incubados a $44,5 \pm 0,5^{\circ}\text{C}$ em banho-maria por 24 horas. A formação de gás nos tubos de Durhan durante o período de incubação constituiu teste confirmativo positivo para coliforme fecal. Com o número de tubos positivos e negativos determinou-se, através da tabela NMP, o número mais provável de coliformes fecais por 100 ml de amostra.

4.5.1.2 – Contagem total de microrganismos aeróbios mesófilos em placas

Diluições decimais seriadas, 10^{-1} a 10^{-5} em água peptonada 0,1%, de cada amostra coletada dos bebedouros pendular e pendular modificado e 10^{-1} a 10^{-4} dos bebedouros chupeta, foram inoculadas por profundidade em Ágar Padrão para Contagem (PCA) e incubadas a $35 \pm 0,5^{\circ}\text{C}$ por 48 horas. As placas que apresentaram crescimento entre 25 a 250 Unidades Formadoras de Colônias (UFC/ml) foram selecionadas para contagem e cálculo final (Silva et al., 1997 a).

4.5.1.3 – Contagem total de bolores e leveduras em placas

Diluições decimais seriadas, 10^{-1} a 10^{-4} , em água peptonada 0,1%, de cada amostra coletada foram plaqueadas em superfície em placas contendo Ágar Batata Dextrose Acidificado (PDA acidificado). Utilizou-se para acidificação do PDA solução de ácido tartárico a 10% esterilizada por filtração. As placas foram incubadas à temperatura ambiente ($\pm 25^{\circ}\text{C}$) por 3 a 5 dias. Foram utilizadas para cálculo do número de UFC/ml as placas com crescimento entre 10 a 150 colônias (Silva et al., 1997 a).

4.5.2 – Dosagem de cloro residual livre - método DPD ferroso titulométrico

4.5.2.1 – Amostragem

Na coleta de amostras utilizou-se o método de amostragem estatístico aleatório sistemático, observando os mesmos horários e períodos utilizados para amostragem das análises microbiológicas. Foram coletadas amostras de aproximadamente 200 ml em frascos limpos e higienizados. As amostras foram analisadas imediatamente após coleta, na própria granja, com a finalidade de se ter uma idéia exata da concentração de cloro residual livre na água no momento da coleta.

4.5.2.2 – Metodologia

Os reagentes necessários para a determinação da concentração de cloro residual livre na água foram armazenados na granja sob proteção de luz e calor.

O reagente N,N-diethyl-p-phenylenediamine (DPD) é usado como indicador em procedimento titulométrico com sulfato de amônia ferro II (FAS). Na ausência de ion iodo, o cloro livre reage instantaneamente com o indicador DPD produzindo uma cor vermelha. A concentração mínima detectável por este método é de aproximadamente 18µg de Cl como Cl₂/l.

Em um frasco de titulação foram adicionados 5,0 ml de solução de tampão fosfato e 5,0 ml de indicador DPD e misturados; logo em seguida adicionou-se 100 ml de amostra de água. Para titulação de cloro residual livre usou-se o titulante FAS padrão até a cor vermelha, obtida na mistura, desaparecer completamente. Para obtenção do cloro total, foi adicionado grande quantidade de cristais de iodeto de potássio (KI) na amostra e titulado após dois minutos de repouso.

Para cálculo da quantidade de cloro livre presente na amostra em mg/l, aplicou-se a seguinte fórmula:

Para 100 ml de amostra, 1,0 ml de sulfato de amônia ferro II titulado = 1,0 mg Cl como Cl₂/l (American Public Health Association, 1995).

4.5.3 – Análise microbiológica de carcaças condenadas (Experimento III)

Carcaças de frango condenadas por apresentarem lesão de aerosaculite no abatedouro, foram analisadas bacteriologicamente para estudo da prevalência de *Escherichia coli* nos sacos aéreos lesionados. Foram analisados 10 lotes de carcaças diferentes com um total de 73 carcaças e 286 colônias isoladas.

As carcaças foram mantidas sob refrigeração do abatedouro até o laboratório, onde suabes estéreis foram assepticamente passados no interior dos sacos aéreos lesionados e

diretamente plaqueados em ágar MacConkey. As placas foram incubadas a $37 \pm 0,5^\circ\text{C}$ por 24 horas. Colônias lactose positivas com crescimento expressivo, foram repicadas em tubos contendo Ágar Tríplice-Açúcar-Ferro (TSI) e em tubos de Ágar Padrão para Contagem (PCA), incubados a $37 \pm 0,5^\circ\text{C}$ por 24 horas. Após o período de incubação todas as colônias foram submetidas a identificação bioquímica, mesmo não apresentando crescimento característico em TSI (crescimento positivo, ápice amarelo, base amarela e presença de gás). A inoculação em TSI teve como finalidade a identificação de colônias de *E. coli* produtoras de sulfeto de hidrogênio (H_2S). Para identificação bioquímica utilizou-se o método IMVIC (indol, vermelho de metila, Voges-Proskauer, motilidade e citrato).

4.6 – Análise estatística

Para análise estatística do experimento foi utilizado o método de Análise de Variância. O modelo inclui três efeitos principais: o tipo de bebedouro, a idade das aves e o tempo (horário) de coleta, além da interação entre tipo de bebedouro x idade das aves.

Foi utilizado o teste de Student-Newman-Keuls para comparação das médias ajustadas pelo método dos quadrados mínimos (SAS, 1995).

Modelo Matemático Geral:

$$Y_{ijkl} = \mu + B_i + I_j + T_k + BI_{ij} + \Sigma_{ijkl}$$

Y_{ijkl} = medida tomada no $i^{\text{ésimo}}$ tipo de bebedouro, $j^{\text{ésima}}$ idade e $k^{\text{ésimo}}$ tempo de coleta para as diferentes características;

μ = média geral da característica;

B_i = efeito fixo do $i^{\text{ésimo}}$ tipo de bebedouro, (i = chupeta, pendular e pendular modificado),

J_j = efeito fixo do $j^{\text{ésima}}$ idade de avaliação, (j = 01,14,28,42);

T_k = efeito fixo do $k^{\text{ésimo}}$ tempo de coleta, (k = 0,1,2,3);

BI_{ij} = efeito da interação: tipo de bebedouro-idade de avaliação;

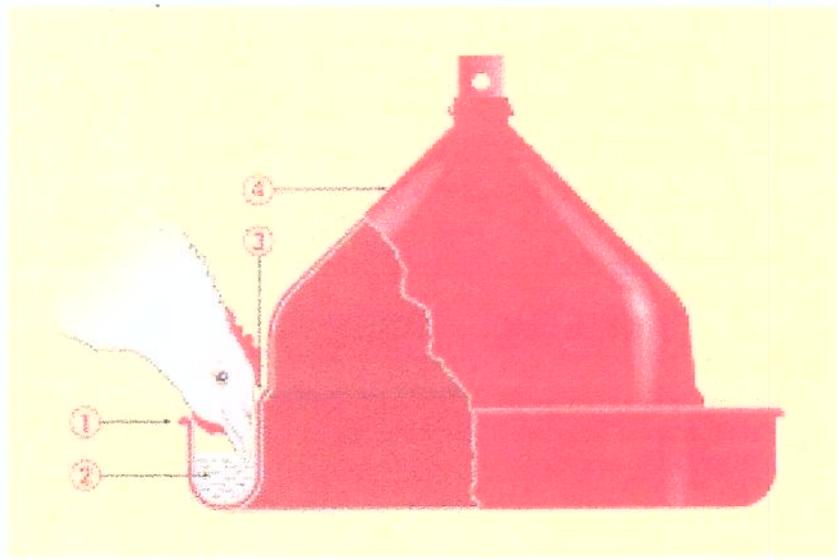
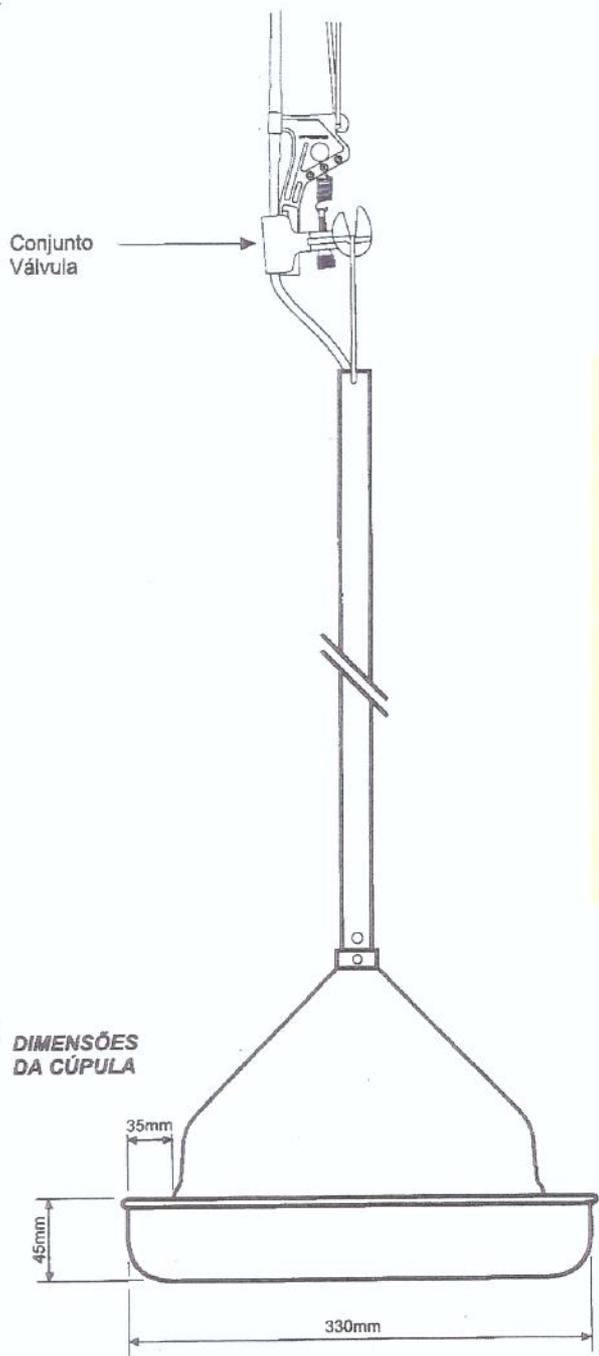
Σ_{ijkl} = erro aleatório.

As interações duplas entre os efeitos principais que não foram significativas ($p > 0,10$) foram excluídas dos modelos de análise.

Não foi significativo outros tipos de interações porque $p > 0,10$. Exemplo: interação do tipo bebedouro x tempo de coleta, lavagem e imersão de bebedouros pendulares em água a 80°C.



FIGURA 1 – Galpão de criação de frangos de corte equipado com bebedouros pendulares.



- ① - Borda Externa
- ② - Depósito de água
- ③ - Borda interna
- ④ - Base

FIGURA 2 – Bebedouro pendular

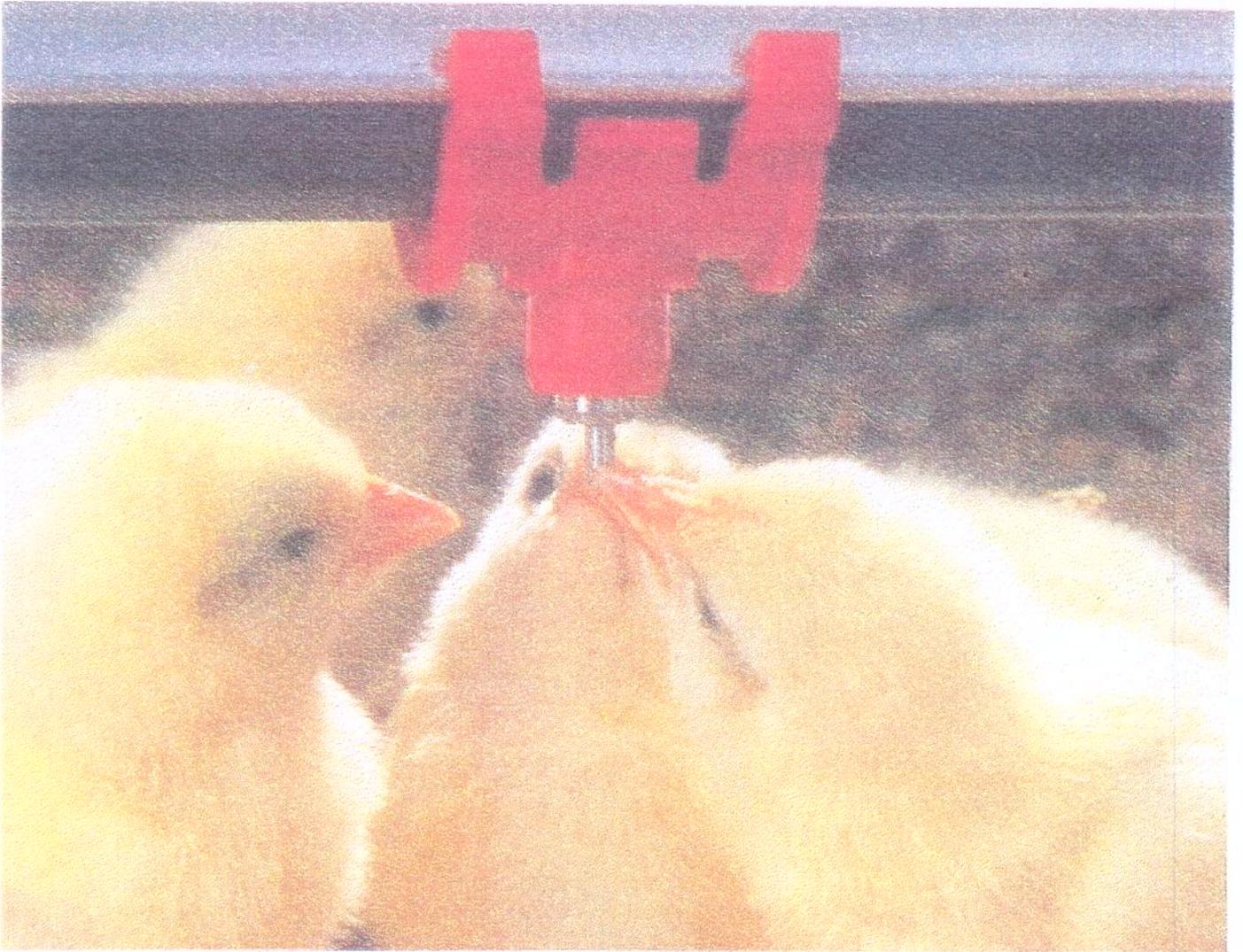


FIGURA 3 – Bebedouro chupeta utilizado nos primeiros dias de criação

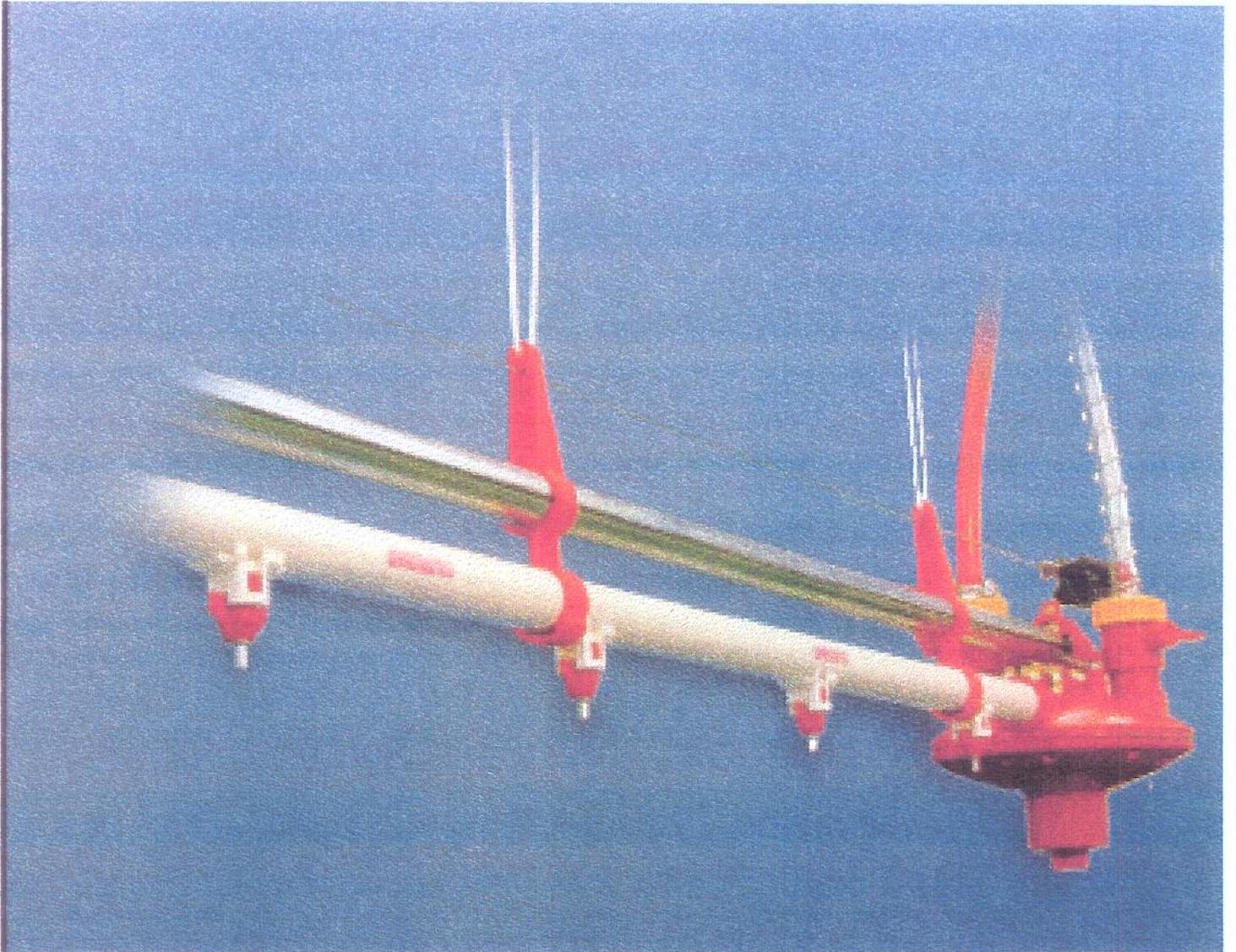


FIGURA 4 – Linha de bebedouros chupeta

5 – RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 – Manejo geral relacionado aos experimentos

O piso dos galpões era cimentado e coberto com cama de maravalha (cepilho de madeira) com altura aproximada de 10 cm. O lote de frangos permanecia sobre a cama durante todo o período de criação, sendo revirados periodicamente os locais de maior umidade que apresentavam empastamento excessivo. Ao final da criação a cama se apresentava muito úmida e empastada, com forte cheiro de amônia, principalmente no galpão equipado com bebedouro pendular.

Os bebedouros pendulares por serem abertos facilitam o derramamento de água pelas aves no momento da dessedentação, proporcionando uma umidade maior da cama e maior concentração de amônia no galpão. Os locais de maior umidade da cama, no galpão equipado com bebedouro chupeta, eram onde havia vazamentos por falhas na manutenção e conservação dos bicos dos bebedouros.

O material da cama utilizado em um lote era reaproveitado no próximo lote, após ser espalhado fora dos galpões para secagem. A cama reutilizada era colocada nas laterais do piso do galpão e no centro maravalha recém adquirida, de maneira que os pintinhos permaneciam em cama nova e, à medida que se desenvolviam, entravam em contato com a cama reutilizada. Esta cama era comercializada para uso como adubo orgânico após a saída do segundo lote, não mais sendo reaproveitada para criação.

Após retirada da cama, todo o galpão era lavado utilizando água sob pressão, incluindo os equipamentos (bebedouros e comedouros). Realizava-se a desinfecção dos galpões e equipamentos utilizando formol 1:1000 e caiação das paredes com cal virgem e desinfetante a base de hidrocarbonetos de cresol, sendo os galpões fechados.

Dois a três dias antes da chegada de novo lote de aves, o material a ser utilizado na cama era espalhado e organizava-se os círculos de criação de pintinhos, sendo que os bebedouros pendulares permaneciam no chão e eram abastecidos manualmente. Os bebedouros chupeta eram regulados à altura das aves.

As aves ao entrarem nos galpões eram abrigadas nos círculos de criação e recebiam água adicionada de açúcar (solução 4%). Após 2 horas começavam a receber ração pré-inicial. À medida que as aves iam se desenvolvendo os círculos eram abertos, até que as mesmas entravam em contato com toda a extensão do galpão.

Aos 10 dias de idade as aves eram vacinadas via água de bebida, onde 2 horas antes do horário previsto para a vacinação o fornecimento de água era interrompido, ocorrendo assim o esgotamento da água presente nos bebedouros. No dia programado para vacinação a água fornecida às aves não recebia tratamento pelo cloro. Nesta idade também os bebedouros pendulares eram ligados à rede de água do galpão.

Após esta fase o esquema de manejo segue uma rotina sem maiores mudanças para as aves, sendo que vacinas e medicamentos eram sempre adicionados à água. O arraçamento era dividido em mais duas fases: crescimento e engorda, quando as aves em torno de 42 dias atingiam peso para abate.

5.2 – Análise da qualidade microbiológica da água consumida por aves criadas nos sistemas de bebedouros avaliados (Experimento I).

Pelos padrões estabelecidos para qualidade da água de consumo humano em países, como Irlanda, Países da União Européia, Inglaterra e País de Gales, em relação à presença de coliformes totais, as amostras devem apresentar ausência em 100 ml. Apenas no Canadá é permitido Número Mais Provável (NMP) de coliformes totais 10/100 ml. Em relação a coliformes de origem fecal, estes devem estar ausentes em 100 ml em todos os países citados (Brassington, 1998).

A Agência de Proteção Ambiental dos Estados Unidos (EPA-USA) estabelece alguns limites de tolerância para bactérias e outros poluentes na água de consumo para os planteis avícolas, dentre os quais destacam-se os coliformes fecais com o máximo de NMP 5000/100 ml, na amostragem individual. Em avaliações mensais, a média aritmética das análises realizadas não pode ultrapassar 1000 coliformes por ml de água (Simon; Oliveira, 1996).

O Ministério da Saúde do Brasil através da Portaria GM/0013 de 15 de janeiro de 1976, estabelece parâmetros microbiológicos para mananciais utilizados na dessentação animal, determinando uma tolerância em relação ao NMP/100 ml de no máximo 20000 coliformes totais e de até 4000 coliformes de origem fecal, não apresentando limites microbiológicos para a água no ponto de consumo dos animais (Souza et al., 1983), nem distinção por espécie animal.

Como na criação avícola é recomendável que se utilize água potável, de pureza compatível com as necessidades fisiológicas e sanitárias das aves (Macari, 1997; Englert, 1998), e a granja em que foi realizado o estudo, utiliza água de poço artesiano, com características microbiológicas de potabilidade (Anexo 1), na dessedentação dos frangos de corte utilizaram-se como padrão para análise dos resultados os parâmetros microbiológicos estabelecidos pela Portaria 36/GM de 19 de janeiro de 1990 do Ministério da Saúde-Brasil.

A Portaria estabelece que, em água não canalizada usada comunitariamente e sem tratamento (poços, fontes, nascentes, etc...), desde que não haja disponibilidade de água de melhor qualidade, 95% das amostras devem apresentar ausência de coliformes totais em 100 ml. Nos 5% das amostras restantes, serão tolerados até dez coliformes totais em 100 ml, desde que não ocorra em duas amostras consecutivas coletadas sucessivamente no mesmo ponto. Prevê ainda ausência de coliformes fecais em 100 ml de amostra de água e, estabelece que, para água sem tratamento, o número de microrganismos aeróbios mesófilos não deve exceder a 500 Unidades Formadoras de Colônias/ml (UFC/ml) (Brasil, 1990).

A Tabela 1 mostra os resultados das análises microbiológicas da água utilizada na dessedentação de frangos de corte, em relação aos tipos de bebedouros: pendular e chupeta, e idade das aves: 1, 14, 28 e 42 dias, na época de avaliação, para Número Mais

Provável/100 ml (NMP/100 ml) de coliformes totais e fecais, unidades formadoras de colônias/ml (UFC/ml) de microrganismos aeróbios mesófilos e bolores e leveduras com nível de cloração de 1 mg/l de cloro residual livre, nas caixas d'água dos galpões a partir de 14 dias de idade das aves. Observa-se que os limites de contaminação da água são maiores que os estabelecidos pela Portaria 36/GM de 19/01/90, em todos os tipos de bebedouros avaliados, não diferindo significativamente ($P > 0,05$) o bebedouro chupeta nas idades de 1, 14 e 28 dias, dos bebedouros pendular e pendular modificado, em relação ao NMP de coliformes totais/100 ml de amostra. Aos 42 dias de idade das aves, a água fornecida pelo bebedouro chupeta apresenta índices de contaminação significativamente menores ($p < 0,05$) ficando, mesmo assim, fora dos padrões estabelecidos pela referida Portaria.

Os índices de contaminação da água no bebedouro chupeta com 1 e 14 dias de idade das aves, e nos bebedouros pendular e pendular modificado em todas as idades avaliadas (1, 14, 28 e 42 dias) em relação ao NMP de coliforme fecal (Tabela 1), não diferem significativamente ($P > 0,05$), apresentando-se muito acima dos padrões microbiológicos estabelecidos para água potável pela Portaria 36/GM, que estabelece ausência de coliformes fecais em 100 ml de amostra.

Baseados nos limites de tolerância da Portaria GM/0013 de 15/01/76, a qualidade microbiológica das amostras analisadas nos três tipos de bebedouros (Tabela 1), apresentam-se fora dos padrões microbiológicos para água potável. Mesmo com os altos índices de contaminação encontrados nos três tipos de bebedouros avaliados, em relação ao NMP de coliformes totais e fecais, o bebedouro chupeta é o que apresenta índices de contaminação significativamente menores ($p < 0,05$), garantindo melhor qualidade microbiológica da água.

Os maiores índices de contaminação da água encontrados nos bebedouros pendular (Tabela 1) podem ser explicados pelo fato de que toda a poeira acumulada na base do bebedouro é carregada para dentro da bacia, quando ocorre a reposição de água pelo sistema de boia fixa. Por ser um sistema aberto ao ambiente, as aves tem livre acesso à água carregando para dentro da bacia do bebedouro dejetos e poeira da cama, como também, restos de alimentos.

A presença de coliformes fecais na água dos bebedouros chupeta (Tabela 1) é devido à ocorrência destes microrganismos na água proveniente das caixas d'água (Anexo 2), com possibilidade de multiplicação a nível de bebedouro por acúmulo de resíduos alimentares, aumento de temperatura e ausência de manutenção preventiva. De acordo com observações feitas por Adrian; Hilliger (1993), é praticamente impossível conservar a água dos bebedouros chupeta inteiramente livre de coliformes, devido a presença destas bactérias no interior dos galpões. Por outro lado a água deveria ser analisada para presença de indicadores fecais na chegada aos galpões, antes que passasse para dentro do sistema de tubulações do bebedouro, usando uma contagem máxima de 100 coliformes/100 ml de água.

A modificação realizada no bebedouro pendular, onde a água captada corria através da mangueira por dentro do bebedouro com saída direta na bacia, sem contato com a parte externa do bebedouro, não levou à diminuição dos índices de contaminação por coliformes totais e fecais (Tabela 1), pois não diferiram significativamente do bebedouro pendular ($P > 0,05$).

Os menores índices de contaminação da água fornecida às aves pelos bebedouros chupeta aos 28 e 42 dias de idade em relação a coliformes totais e fecais (Tabelas 1), podem ser explicados pelo fato de que os títulos de *E. coli* por grama de cama, elevam-se rapidamente na primeira semana de criação, quando atingem valores que se mantêm altos até aproximadamente os 30 dias de idade dos frangos. A partir daí, entram em declínio, quer dizer, a população de *E. coli* e de coliformes na cama ao final da criação é menor em camas sob alta densidade de criação, conseqüentemente mais ricas em fezes, umidade e amônia (Jorge, 1997).

A interação dupla entre tipos de bebedouros x idade das aves para a contagem total de microrganismos aeróbios mesófilos em placas não apresentou efeito significativo ($P > 0,10$), sendo excluída do modelo de análise; por isto foram apresentadas na Tabela 1 as médias simples encontradas sem aplicação do teste de Student-Newman-Keuls.

As amostras de água analisadas para contagem total de microrganismos aeróbios mesófilos, em relação aos três tipos de bebedouros e idade das aves (Tabela 1), mostram

que estas apresentam altos índices de contaminação, muito acima do permitido pela Portaria do Ministério da Saúde, que estabelece um número não excedente de 500 UFC/ml. Notou-se isto, quando utilizou-se 1 mg/l de cloro residual livre nas caixas d'água dos galpões a partir de 14 dias de idade das aves. Comprovou-se assim, que os três tipos de bebedouros em todas as idades avaliadas apresentam qualidade microbiológica da água fora dos padrões e imprópria ao consumo das aves.

A alta contagem de microrganismos aeróbios mesófilos nos bebedouros chupeta pode estar relacionada à presença de saprófitas, colonizando a área da válvula do bebedouro, elevando assim, seu número. De acordo com resultados preliminares obtidos por Amaral (citado por Macari, 1997), em bebedouros chupeta ocorre uma drástica redução das UFC, mas não ocorre a eliminação total da transmissão horizontal. As bactérias (*Escherichia coli*) presentes na água de bebedouros chupeta tendem a estabelecer-se no fundo do encanamento que supre os bicos dos bebedouros (Grizzle et al., 1997).

A adição de medicamentos, vacinas, vitaminas, etc, à água dos bebedouro chupeta, pode levar a formação de uma capa de polissacarídeos conhecido como biofilme ao redor da chupeta, no qual os microrganismos se desenvolvem contaminando assim as aves (Ledoux, 2000). Quando a população de microrganismos mesófilos está muito elevada na água, pode ocorrer interferência na detecção dos coliformes (Lamka et al., citado por Amaral, 1996).

A Tabela 1 mostra os resultados das análises microbiológicas da água para a presença de UFC/ml de bolores e leveduras em relação aos tipos de bebedouros e a idade das aves na época de avaliação com o fornecimento de água contendo 1 mg/l de cloro residual livre nas caixas d'água dos galpões a partir de 14 dias de idade. Este tipo de análise foi realizado já que nos bebedouros pendulares, incluindo o pendular modificado, a deposição de ração dentro dos bebedouros pelas aves é um acontecimento comum.

Para diminuir a movimentação das aves dentro do galpão e, conseqüentemente perdas energéticas, preconiza-se a colocação dos bebedouros próximos aos comedouros das aves. Esta técnica de manejo, em galpões equipados com bebedouros pendulares, facilita a deposição, pelas aves, de ração dentro da bacia dos bebedouros no momento da

dessedentação, tornando a água ótimo meio de cultura para bolores e leveduras, o que explica os índices significativamente maiores ($p < 0,05$) neste tipo de bebedouro em relação aos bebedouros chupeta. Estes resultados concordam com Carr et al. (1988), que citam que os sistemas de bebedouros abertos são mais susceptíveis à contaminação pelas aves.

A água fornecida pelos bebedouros pendular e pendular modificado nas idades de 1 e 14 dias das aves apresentaram índices de contaminação significativamente maiores ($p < 0,05$) do que os dos bebedouros chupeta para bolores e leveduras (Tabela 1). Isto se deve ao fato deste último tipo ser um sistema de tubulações fechado, o que dificulta, ou até mesmo impede, a deposição de ração e o desenvolvimento destes tipos de microrganismos. A presença de contaminação por bolores e leveduras nos bebedouros chupeta pode ser devido à deficiência de uma limpeza periódica das tubulações, após serem utilizadas para práticas de vacinação ou aplicação de medicamentos, resultando na formação de uma capa de polissacarídeos (biofilme) ao redor da chupeta, sendo o mesmo colonizado por diversos tipos de bactérias (Amaral, citado por Macari, 1997).

Índices de contaminação menores aos 28 e 42 dias de idade das aves para os três tipos de bebedouros em relação a bolores e leveduras (Tabela 1), são explicados pela adição de cloro à água a partir de 14 dias de idade das aves, diminuindo assim, os índices de contaminação e a presença de fezes, umidade e amônia na cama, que aumentam à medida que as aves ficam mais velhas, já que neste sistema de criação a cama é trocada apenas na saída de todo o lote de frangos para o abate. A amônia torna o pH da cama alcalino, dificultando o desenvolvimento de uma série de microrganismos que não encontram meio pródico neste pH, condição que ocorre na cama, aproximadamente, a partir dos 30 dias de idade das aves (Jorge, 1997).

De acordo com a Tabela 2, as amostras de água analisadas não apresentaram diferenças significativas ($P > 0,05$) nas médias de UFC/ml de microrganismos aeróbios mesófilos em relação à idade das aves na época da avaliação, demonstrando que do primeiro dia de entrada das aves no galpão até a saída para o abate, a água apresenta alto índice de contaminação bacteriana, quando comparado com os padrões para água potável da Portaria 36/GM do Ministério da Saúde. Observa-se, que durante a permanência das

aves na granja, estas ingeriram água com elevado índice de contaminação por microrganismos aeróbios mesófilos.

Tabela 1 – Análise da qualidade microbiológica da água, médias e desvios padrão (DP) do Número Mais Provável (NMP) de coliformes totais e fecais e, Unidades Formadoras de Colônias (UFC) de bolores e leveduras e, médias de UFC microorganismos aeróbios mesófilos, em relação aos tipos de bebedouros e idade das aves na época da avaliação. Água contendo 1 mg/l de cloro residual livre nas caixas d'água dos galpões a partir de 14 dias de idade das aves.

Bebedouro	Idade (dias)	Microorganismos			
		Coliformes Totais*	Coliformes Fecais*	Aeróbios Mesófilos**	Bolores e Leveduras*
Chupeta	01	$2,03 \times 10^6 \pm 0,74^b$	$2,10 \times 10^6 \pm 0,01^b$	$3,93 \times 10^6$	$6,90 \times 10^4 \pm 0,27^a$
	14	$2,20 \times 10^6 \pm 0,40^b$	$2,42 \times 10^6 \pm 0,69^b$	$0,24 \times 10^6$	$2,60 \times 10^4 \pm 0,18^a$
	28	$2,63 \times 10^6 \pm 0,03^b$	$1,96 \times 10^6 \pm 0,85^a$	$1,31 \times 10^6$	$5,00 \times 10^3 \pm 0,08^a$
	42	$1,59 \times 10^6 \pm 0,14^a$	$1,66 \times 10^6 \pm 0,02^a$	$3,60 \times 10^5$	$7,00 \times 10^3 \pm 0,00^a$
Pendular	01	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^b$	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^b$	$3,80 \times 10^6$	$2,50 \times 10^7 \pm 16,63^b$
	14	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^b$	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^b$	$8,90 \times 10^5$	$8,70 \times 10^7 \pm 109,84^c$
	28	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^b$	$2,03 \times 10^6 \pm 0,74^b$	$5,20 \times 10^6$	$9,20 \times 10^6 \pm 11,99^{ab}$
	42	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^b$	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^b$	$4,20 \times 10^6$	$3,02 \times 10^5 \pm 0,23^a$
Pendular Modificado	01	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^b$	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^b$	$2,20 \times 10^6$	$2,60 \times 10^7 \pm 13,93^b$
	14	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^b$	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^b$	$2,70 \times 10^6$	$1,79 \times 10^7 \pm 1,64^b$
	28	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^b$	$2,00 \times 10^6 \pm 0,46^b$	$3,70 \times 10^6$	$1,15 \times 10^7 \pm 67,28^{ab}$
	42	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^b$	$2,20 \times 10^6 \pm 0,40^b$	$1,03 \times 10^7$	$1,67 \times 10^5 \pm 0,10^a$

(*) NMP/100 ml e UFC/ml – Média \pm DP;

(**) UFC/ml – Médias sem aplicação do teste de Student-Newman-Keuls, por não apresentarem interação.

Médias seguidas de mesma letra não diferem significativamente ($p > 0,05$) pelo teste de Student-Newman-Keuls.

Tabela 2 –Análise da qualidade microbiológica da água, médias e desvios padrão (DP) das Unidades Formadoras de Colônias (UFC) de microrganismos aeróbios mesófilos, em relação a idade das aves na época de avaliação. Água contendo 1 mg/l de cloro residual livre nas caixas d água dos galpões.

Idade (dias)	Microrganismos Aeróbios Mesófilos (UFC/ml)
	Média ± DP
1	$2,15 \times 10^6 \pm 1,85^a$
14	$2,75 \times 10^6 \pm 4,05^a$
28	$5,40 \times 10^6 \pm 7,73^a$
42	$5,85 \times 10^6 \pm 6,25^a$

Médias seguidas de mesma letra não diferem significativamente ($p > 0,05$) pelo teste de Student Newman-Keuls.

A comparação do efeito de quatro tipos de bebedouros, pendular, copo, chupeta com maior pressão e chupeta com maior volume de água, no desempenho de frangos de corte, demonstrou que as aves criadas em bebedouros pendulares foram mais pesadas e que os índices de mortalidade foram menores em aves criadas sob os sistemas chupeta, (maior pressão ou maior volume de água) (Andrews et al., 1992).

Analisando os resultados do experimento I; análise da qualidade microbiológica da água consumida por aves criadas nos sistemas de bebedouros pendular e chupeta; quando utilizou-se 1 mg/l de cloro residual livre nas caixas d'água dos galpões a partir de 14 dias de idade das aves (Tabela 1), verificou-se que a qualidade da água obtida através do sistema chupeta, não se apresentou dentro dos padrões estabelecidos pela Portaria 36/GM do Ministério da Saúde, mas a qualidade microbiológica da água fornecida por este tipo de bebedouro é melhor ($p < 0,05$) do que dos dois outros tipos avaliados, concordando com as observações feitas por Morlacchini et al., (1993), os quais encontraram uma menor contagem microbiana nos bebedouros chupeta quando comparados a bebedouros copo e pendular.

Os altos índices de contaminação encontrados nos bebedouros chupeta (Tabela 1) são explicados pela falta de limpeza periódica das tubulações, concordando com os achados de Grizzle et al. (1997), que concluíram que os canos de água destes bebedouros deveriam ser limpos regularmente para evitar o estabelecimento e subsequente crescimento natural de bactérias na água.

A limpeza realizada nos bebedouros pendular e pendular modificado utilizando esponja e balde com água e, a limpeza e imersão dos bebedouros pendulares em água a 80°C não apresentaram interação significativa ($p > 0,10$), por isto foram excluídas dos modelos de análise, concordando com os resultados obtidos por Andrews et al., (1993), os quais compararam três níveis diferentes de lavagem de bebedouro pendular e verificaram que a lavagem dos bebedouros não foi benéfica para reduzir a contagem bacteriana na água. Davies; Wray (1995), realizaram pesquisa para prevalência de contaminação por *Salmonella* antes e após limpeza e desinfecção de partes do galpão das aves e da cama encontrando 36,7% de amostras positivas para *Salmonella* antes da limpeza, 38,3% após a

limpeza e 1,7% de amostras positivas após limpeza e desinfecção. Demonstrou-se que somente a lavagem dos equipamentos e galpões não é suficiente para reduzir a contagem microbiana, sendo necessário também o uso de processos de desinfecção eficazes.

5.3 – Análise do efeito da cloração constante da água nos sistemas de bebedouros avaliados (Experimento II).

Quando utilizamos dentro dos galpões, temperaturas consideradas ótimas para as aves e água clorada, conseguimos aproveitar o potencial genético das aves e reduzir o custo de produção. É primordial assegurar que a água tenha pelo menos 1 a 3 mg/l de cloro a nível das aves. A cloração adequada elimina todas as bactérias patogênicas ajudando a manter a integridade dos intestinos desde as primeiras horas de vida (Nilipour, 1997).

A cloração contínua da água utilizando 2 mg/l de cloro residual, melhorou sua qualidade microbiológica em relação ao Número Mais Provável (NMP) de coliformes totais e fecais nos bebedouros pendular e pendular modificado aos 14 e 28 dias de idade das aves. Os índices de contaminação encontrados nestes dois tipos de bebedouros diferem significativamente ($p > 0,05$) dos índices encontrados no bebedouro chupeta quando utilizou-se cloração contínua da água a partir de 14 dias de idade (Tabela 3). O bebedouro chupeta apresenta significativa melhora ($p < 0,05$) da qualidade microbiológica da água aos 14, 28 e 42 dias de idade das aves, ou seja, após o início da cloração contínua da água com 2 mg/l de cloro residual livre (Tabela 3).

O fornecimento de água contaminada às aves pode propagar enfermidades e causar diarreia, desidratação e morte em lotes de aves jovens (Nilipour; Butcher, 1999). Macari (1996c), comparou lotes de frangos de corte criados em condições de verão e mantidos em bebedouros chupeta e pendular na região sudeste do Brasil, encontrando uma porcentagem de mortalidade maior nas granjas equipadas com bebedouros pendulares (3,17 e 5,40%) do que nas equipadas com bebedouro chupeta (2,75 e 3,70%).

Um experimento em que se avaliou o rendimento de machos e fêmeas de corte criados com vários níveis de cloro na água, concluiu que os menores índices de mortalidade

e maiores ganhos de peso foram obtidos quando utilizou-se de 1 a 3 mg/l de cloro na água (Nilipour, 1997).

De acordo com a Tabela 3, observa-se que os bebedouros pendular e pendular modificado apresentaram diferenças significativas ($p < 0,05$) quando comparadas nas idades de 14 e 28 dias, em relação ao bebedouro chupeta e as outras idades avaliadas. A adição contínua de cloro na água a partir de 14 dias de idade das aves foi capaz de reduzir a contaminação por coliformes totais presente nos bebedouros pendulares (pendular e pendular modificado), nas idades acima citadas. O aumento dos índices de contaminação por coliformes totais aos 42 dias de idade para bebedouro pendular é explicado pelo aumento do depósito de resíduos dentro dos bebedouros pelas aves, que nesta época estão maiores e mais pesadas e possuem um espaço menor para movimentação dentro do galpão, ficando mais próximas aos bebedouros.

As mesmas amostras quando analisadas para presença de coliformes fecais em relação aos tipos de bebedouros e idade das aves na época de avaliação, não apresentam diferenças significativas ($p > 0,05$) nos índices de contaminação entre bebedouro chupeta e pendular modificado com 1 dia de idade das aves e, bebedouro pendular com 1 e 42 dias de idade (Tabela 3). Em relação ao NMP de coliformes fecais, o bebedouro pendular modificado nas idades de 14, 28 e 42 dias, não diferem significativamente ($p > 0,05$) do bebedouro chupeta nas mesmas idades (Tabela 3). Este fato pode ser explicado pelo menor número de bebedouros pendular modificado avaliados, em relação ao número de bebedouros chupeta, mostrando índices de contaminação menores no primeiro tipo de bebedouro.

A diminuição dos índices de contaminação em relação ao NMP de coliformes totais e fecais nos três tipos de bebedouros durante a permanência das aves na granja (Tabela 3), não torna a água adequada, em relação à sua qualidade microbiológica, ao consumo das aves de acordo com os parâmetros estabelecidos pela Portaria do Ministério da Saúde. De acordo com os padrões microbiológicos para mananciais utilizados na dessedentação animal, Portaria GM/0013, o bebedouro chupeta apresenta qualidade microbiológica da água, em relação a coliformes totais e fecais após o uso de cloração contínua (2 mg/l), dentro dos limites, sendo esta água liberada para o consumo das aves.

Um experimento comparando a resistência de *Legionella pneumophila* e *Escherichia coli* a várias concentrações de hipoclorito de sódio, constatou que nenhum dos dois microrganismos pode ser recuperado após 2 horas em concentrações igual ou maior que 2,0 mg de cloro residual por litro nas amostras de água testadas (Hsu et al., 1984).

A análise da qualidade da água fornecida às aves em três companhias avícolas integradas, com o objetivo de monitorar a presença de *Escherichia coli* e *Pseudomonas*, não constatou diferenças significativas entre produtores com alto índice de produção e aqueles com baixo índice produtivo, com relação à contaminação bacteriana da água. Apenas metade das granjas de uma das companhias avaliadas apresentaram ausência de contaminação por *E. coli* e *Pseudomonas*, devido ao fornecimento nestas granjas de água clorada às aves (Barton, 1992).

De acordo com os parâmetros microbiológicos estabelecidos pela Portaria 36/GM do Ministério da Saúde, em relação a UFC/ml de microrganismos aeróbios mesófilos, mesmo com adição contínua de cloro (Tabela 3), os bebedouros pendular e pendular modificado apresentaram qualidade microbiológica da água fora dos padrões, apesar de apresentarem índices de contaminação menores do que os apresentados no experimento I (Tabela 1), nas idades de 14 e 28 dias para bebedouro pendular e 14, 28 e 42 dias para pendular modificado. O bebedouro chupeta ainda é o que melhor mantém as qualidades microbiológicas da água nas idades de 14, 28 e 42 dias, ou seja, após o início da adição de cloro à água de dessedentação das aves.

Os resultados encontrados para bebedouros pendulares discordam dos relatos de Macari (1996a), que concluiu que, o uso de cloro nas concentrações de 2 a 3 mg/l reduziu drasticamente a contaminação da água, no que diz respeito à contaminação do bebedouro por bactérias capazes de formar colônias em meio de cultura e, como consequência a transmissão horizontal de bactérias entre as aves. Também Murphy; Wabeck (1987), declaram que, a cloração contínua com 2 mg/l de cloro reduz significativamente a contagem total de bactérias na água, o consumo de água, a umidade da cama e os níveis atmosféricos de amônia.

De acordo com a Tabela 3, as médias encontradas para UFC/ml de bolores e leveduras não diferem significativamente ($p > 0,05$) para bebedouro chupeta em todas as idades avaliadas e para bebedouro pendular e pendular modificado aos 28 e 42 dias de idade. Estes resultados demonstram que a adição contínua de cloro à água (2 mg/l de cloro residual livre) diminui os índices de contaminação por bolores e leveduras, melhorando as características microbiológicas da água.

O aumento dos índices de contaminação por bolores e leveduras nos bebedouros pendular e pendular modificado nas idades de 1 e 14 dias (Tabela 1 e 3) é explicado pelo fato destes tipos de bebedouros estarem sujeitos à contaminação ambiente por poeira, restos de ração e fezes das aves e, a menor temperatura da água encontrada nos bebedouros, em relação à temperatura ambiente do galpão de criação, podem favorecer o desenvolvimento deste tipo de microrganismo quando a água não é tratada pelo cloro.

Mesmo com a adição de cloro à água (Tabela 3), os bebedouros chupeta não se mantiveram livres de contaminação. Isto pode ser devido à manutenção incorreta das linhas de abastecimento dos bebedouros, à deficiência de limpeza periódica das tubulações, e/ou à formação de biofilme que é colonizado por diferentes bactérias (Macari, 1997).

O uso de hipoclorito de sódio para sanitizar a água de consumo de frangos nos níveis de 2 a 5 mg/l de cloro não apresenta problemas para pintinhos ou poedeiras, porém, esta cloração contínua não deve substituir a pesquisa e eliminação das fontes de contaminação (Damron; Flunker, 1993).

Quando comparamos os índices de contaminação em relação ao NMP de coliformes totais e fecais para bebedouro pendular, quando utilizou-se 0 mg/l e 2 mg/l de cloro residual livre no ponto de consumo pelas aves (Tabela 4), afirma-se que a cloração contínua da água após 10 dias de idade melhorou a qualidade microbiológica da água, concordando com Carr et al. (1988), onde afirmam que a cloração contínua da água com níveis de cloro residual de 2 mg/l para bebedouro pendular melhora a qualidade microbiológica da água, e melhora o desempenho de frangos de corte.

A tabela 5 mostra os resultados da análise microbiológica da água em relação ao NMP de coliformes totais e fecais de acordo com a concentração de cloro residual livre nos bebedouros chupeta. O uso de cloração contínua (2 mg/l) presente nos bebedouros das aves melhora suas características microbiológicas, mas não torna a água potável baseado nos parâmetros estabelecidos pela Portaria do Ministério da Saúde. Os resultados obtidos concordam com as observações feitas por Martinez et al. (1999), onde realizaram ensaios com produtos comerciais à base de cloro, em concentrações de cinco a dez vezes a dosagem mínima recomendada para sua utilização em água de bebida. E concluíram que em todos os testes, o resultado obtido foi de total ineficiência, em relação à ação desinfetante do cloro sobre *Salmonella* na presença de matéria orgânica.

Tabela 3 – Análise da qualidade microbiológica da água, médias e desvios padrão (DP) do Número Mais Provável (NMP) de coliformes totais e fecais e, Unidades Formadoras de Colônias (UFC) de bolores e leveduras e, médias de UFC microrganismos aeróbios mesófilos, em relação aos tipos de bebedouros e idade das aves na época da avaliação. Água contendo 2 mg/l de cloro residual livre na entrada dos bebedouros a partir de 14 dias de idade das aves.

Bebedouro	Idade (dias)	Microrganismos			
		Coliforme Total*	Coliforme Fecal*	Aeróbios Mesófilos**	Bolores e Leveduras*
Chupeta	01	2,40 x 10 ⁶ ± 0,00 ^c	2,40 x 10 ⁶ ± 0,00 ^b	4,03 x 10 ⁶	2,00 x 10 ⁴ ± 0,00 ^a
	14	2,00 x 10 ² ± 0,00 ^a	2,00 x 10 ² ± 0,00 ^a	0,00 x 10 ¹	7,00 x 10 ³ ± 0,00 ^a
	28	9,00 x 10 ² ± 0,68 ^a	1,00 x 10 ² ± 0,91 ^a	1,80 x 10 ⁴	2,80 x 10 ⁴ ± 0,01 ^a
	42	9,00 x 10 ² ± 1,29 ^a	9,00 x 10 ² ± 0,11 ^a	2,40 x 10 ⁴	1,06 x 10 ⁴ ± 0,00 ^a
Pendular	01	2,40 x 10 ⁶ ± 0,00 ^c	2,40 x 10 ⁶ ± 0,00 ^b	5,80 x 10 ⁶	2,38 x 10 ⁶ ± 1,68 ^b
	14	2,44 x 10 ⁵ ± 1,22 ^b	2,30 x 10 ⁶ ± 8,41 ^a	5,50 x 10 ⁵	3,77 x 10 ⁶ ± 5,43 ^a
	28	1,86 x 10 ⁶ ± 7,43 ^b	1,34 x 10 ⁶ ± 7,48 ^b	6,26 x 10 ⁶	1,00 x 10 ⁴ ± 0,00 ^a
	42	3,15 x 10 ⁶ ± 5,24 ^c	2,40 x 10 ⁵ ± 2,71 ^a	3,66 x 10 ⁶	1,63 x 10 ⁴ ± 0,01 ^a
Pendular Modificado	01	2,40 x 10 ⁶ ± 0,00 ^c	2,40 x 10 ⁶ ± 0,00 ^b	5,60 x 10 ⁶	2,01 x 10 ⁶ ± 1,98 ^b
	14	0,16 x 10 ⁶ ± 1,06 ^b	6,50 x 10 ⁴ ± 6,26 ^a	1,23 x 10 ⁶	4,40 x 10 ⁶ ± 4,68 ^b
	28	1,30 x 10 ⁵ ± 1,20 ^b	4,43 x 10 ⁴ ± 1,20 ^a	1,50 x 10 ⁶	5,12 x 10 ⁵ ± 0,77 ^a
	42	3,15 x 10 ⁶ ± 4,62 ^c	1,76 x 10 ⁵ ± 12,18 ^a	2,74 x 10 ⁶	4,30 x 10 ⁵ ± 0,20 ^a

(*)NMP/100ml e UFC/ml – Média ± DP

(**)UFC/ml – Médias sem aplicação do teste de Student-Newman-Keuls, por não apresentarem interação.

Médias seguidas de mesma letra não diferem significativamente (p > 0,05) pelo teste de Student-Newman-Keuls.

Tabela 4 – Análise da qualidade microbiológica da água, médias e desvios padrão (DP) do Número Mais Provável (NMP) de coliformes totais e fecais em relação a concentração de cloro residual livre no ponto de consumo para bebedouro Pendular em todas as idades avaliadas.

Idade (dias)	Concentração de Cloro Residual Livre no Ponto de Consumo (Bebedouro Pendular)			
	0 mg/l		2 mg/l	
	Coliforme Total*	Coliforme Fecal*	Coliforme Total*	Coliforme Fecal*
01	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^b$	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^b$	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^c$	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^b$
14	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^b$	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^b$	$2,44 \times 10^5 \pm 1,22^b$	$2,30 \times 10^4 \pm 8,41^a$
28	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^b$	$2,03 \times 10^6 \pm 0,74^b$	$1,86 \times 10^6 \pm 7,43^b$	$1,34 \times 10^6 \pm 7,47^b$
42	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^b$	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^b$	$3,15 \times 10^6 \pm 5,24^c$	$2,40 \times 10^5 \pm 2,71^a$

(*)NMP/100 ml – Média \pm DP

Médias seguidas de mesma letra não diferem significativamente ($p > 0,05$) pelo teste de Student-Newman-Keuls.

Tabela 5 – Análise da qualidade microbiológica da água, médias e desvios padrão (DP) do Número Mais Provável (NMP) de coliformes totais e fecais em relação a concentração de cloro residual livre no ponto de consumo para bebedouro Chupeta em todas as idades avaliadas.

Idade (dias)	Concentração de Cloro Residual Livre no Ponto de Consumo (Bebedouro Chupeta)					
	0 mg/l			2 mg/l		
	Coliforme Total*	Coliforme Fecal*	Coliforme Total*	Coliforme Total*	Coliforme Fecal*	Coliforme Fecal*
01	$2,03 \times 10^6 \pm 0,74^b$	$1,96 \times 10^6 \pm 0,85^a$	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^c$	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^c$	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^b$	$2,40 \times 10^6 \pm 0,00^b$
14	$2,20 \times 10^6 \pm 0,40^b$	$2,42 \times 10^6 \pm 0,69^b$	$2,00 \times 10^2 \pm 0,00^a$			
28	$2,63 \times 10^6 \pm 0,03^b$	$2,10 \times 10^6 \pm 0,01^b$	$9,00 \times 10^2 \pm 0,68^a$	$9,00 \times 10^2 \pm 0,68^a$	$1,00 \times 10^2 \pm 0,91^a$	$1,00 \times 10^2 \pm 0,91^a$
42	$1,59 \times 10^6 \pm 0,14^a$	$1,66 \times 10^6 \pm 0,02^a$	$9,00 \times 10^2 \pm 1,29^a$	$9,00 \times 10^2 \pm 1,29^a$	$9,00 \times 10^2 \pm 0,11^a$	$9,00 \times 10^2 \pm 0,11^a$

(*)NMP/100 ml – Média \pm DP

Médias seguidas de mesma letra não diferem significativamente ($p > 0,05$) pelo teste de Student-Newman-Keuls.

5.4 – Análise microbiológica de carcaças condenadas (Experimento III)

As infecções provocadas pela *Escherichia coli* nas aves comerciais ocorrem de forma extraintestinal, de caráter mais invasivo, levando a uma septicemia (Ohashi, 1997) ao contrário do que ocorre nos mamíferos e no homem, onde há prevalência de infecções entéricas e em algumas situações infecções do trato urinário. As infecções induzidas por esta bactéria nas aves, são consideradas secundárias, principalmente após infecções por vírus e/ou outras bactérias, ou ainda, após a ocorrência de fatores que predispõe ao surgimento das infecções como: ambientais, de manejo, nutricionais e reações vacinais (Yano; Ferreira, 1997).

Dentre os fatores ambientais que favorecem o surgimento de infecções por *E. coli* em plantéis avícolas, pode-se destacar a superlotação dos galpões, ventilação deficiente, alta umidade, nível de amônia, variações de temperatura e qualidade da água (Ohashi, 1997); sendo que o agente etiológico pode estar presente pela poluição fecal da água (Amaral, 1996).

A *E. coli* pode estar presente no organismo da ave causando diversas enfermidades (Gowda et al., 1996). Quando associada a outros microrganismos é responsável pela exacerbação do quadros patológicos, especialmente nas doenças respiratórias (Silva; Fiorentin, 1995). A frequência e a gravidade da colibacilose no plantel associam-se à curva de crescimento da bactéria na cama, e a presença de lesões de aerossaculite ocorrem com frequência e severidade inversamente relacionadas com a densidade de criação e, diretamente relacionadas com a população de *E. coli* na cama (Jorge, 1997).

Foram avaliados dez lotes de carcaças de frango condenadas pelo abatedouro por apresentarem lesões de aerossaculite, em um total de 73 carcaças, onde foram isoladas 286 colônias submetidas a testes para identificação bioquímica de *Escherichia coli* (IMVIC). Das 286 colônias avaliadas, 271 (94,7%) apresentaram-se positivas para *E. coli*, confirmando a alta prevalência desta bactéria nos processos respiratórios das aves. Apenas 15 colônias (5,2%) não apresentaram características bioquímicas para *E. coli*.

A presença de índices de contaminação por *E. coli* em carcaças pode ser devido a contaminação cruzada no abatedouro que não se resolve somente num controle adequado dos procedimentos de limpeza e sanitização na planta, porque estas tem origem, também, em enfermidades, tais como, aerossaculite, saco vitelino residual e processos infecciosos (Norhcutt; Russell, 1999). Estes mesmos autores citam que a redução da contaminação bacteriana das aves vivas, que chegam às plantas de processamento, juntamente com a otimização dos processos de limpeza e higienização destas, ajudará os processadores a alcançar os padrões microbiológicos para a segurança dos alimentos.

Em um estudo onde se procedeu ao isolamento de *E. coli* de várias condições patológicas de frangos como: colisepticemia, onfalite, enterite e hepatite necrótica, encontrou-se 22 isolamentos positivos para *E. coli*, sendo estes patogênicos para aves jovens, revelando a presença de 13 novos sorotipos na região de Namakkal - Índia (Reddy et al., 1994).

6 – CONCLUSÕES

6.1 – A água fornecida pelo sistema de bebedouro pendular apresentou altos índices de contaminação microbiológica nas idades de 1, 14, 28 e 42 dias, quando a água que abastece este tipo de bebedouro não recebe tratamento adequado. No sistema de bebedouro chupeta, os índices de contaminação da água foram inferiores aos apresentados pelo bebedouro pendular, mas foram enquadrados fora dos padrões para água potável.

6.2 – A contaminação da água, por coliformes totais e fecais, nos bebedouros chupeta reduziu com o aumento da idade das aves. Sendo que aos 28 dias de idade os índices de contaminação são menores quando comparados aos índices encontrados no primeiro dia e aos 14 dias de idade.

6.3 – A cloração contínua da água nos dois sistemas de bebedouros, utilizando 2 mg/l de cloro residual livre a partir de 14 dias de idade, reduziu os índices de contaminação microbiológica encontrados na primeira fase do estudo, mas não foi suficiente para transferir à água características de potabilidade.

6.4 – A análise, para coliformes totais e fecais, de amostras de água na origem (poço artesiano) foi negativa; nas amostras da caixa d'água dos galpões e nos bebedouros chupeta apresentou contaminação, sendo maior nestes últimos. É provável que esta contaminação

ocorra localmente na caixa d'água com possibilidade de multiplicação a nível de bebedouro por resíduos alimentares, aumento de temperatura e ausência de manutenção preventiva.

6.5 – O isolamento e identificação de *Escherichia coli*, nos sacos aéreos de carcaças de frango condenadas por lesões de aerossaculite no abatedouro sugere a frequência e prevalência com que esta bactéria é encontrada contaminando as aves, seja por contaminação cruzada a nível de abatedouro ou por origem direta de enfermidades provenientes das granjas de criação.

7 - ANEXOS

7.1 - Anexo 1

Tabela 6 –Avaliação da qualidade microbiológica da água, na origem (poço artesiano) em relação ao Número Mais Provável (NMP) de coliformes totais e fecais e, Unidades Formadoras de Colônias (UFC) de microrganismos aeróbios mesófilos.

Coletas	Microrganismos		
	Coliforme Total*	Coliforme Fecal*	Aeróbios Mesófilos**
1	$< 0,2 \times 10^1$	$< 0,2 \times 10^1$	$1,1 \times 10^1$
2	$0,2 \times 10^1$	$< 0,2 \times 10^1$	$2,5 \times 10^2$
3	$< 0,2 \times 10^1$	$< 0,2 \times 10^1$	$1,7 \times 10^2$

(*) NMP/100ml

(**)UFC/ml

7.2 - Anexo 2

Tabela 7 –Avaliação da qualidade microbiológica da água, nas caixas d'água do interior dos galpões de criação, em relação ao Número Mais Provável (NMP) de coliformes totais e fecais e, Unidades Formadoras de Colônias (UFC) de microrganismos aeróbios mesófilos.

Caixas d'água	Amostras	Microrganismos		
		Coliforme Total*	Coliforme Fecal*	Aeróbios Mesófilos**
Pendular	1	$2,2 \times 10^2$	$2,2 \times 10^1$	$2,2 \times 10^2$
	2	$1,3 \times 10^2$	$2,3 \times 10^1$	$4,5 \times 10^1$
	3	$1,7 \times 10^2$	$1,1 \times 10^1$	$1,0 \times 10^2$
Chupeta	1	$2,2 \times 10^1$	$1,2 \times 10^1$	$1,7 \times 10^2$
	2	$2,2 \times 10^1$	$0,2 \times 10^1$	$5,4 \times 10^1$
	3	$1,8 \times 10^2$	$6,3 \times 10^1$	$3,8 \times 10^1$

(*) NMP/100ml

(**)UFC/ml

7.3 - Anexo 3

Método DPD Ferroso Titulométrico para Dosagem de Cloro Residual – Reagentes (American Public Health Association, 1995)

1 - Solução de Tampão Fosfato.

Na ₂ HPO ₄ anidro.....	24g
KH ₂ PO ₄ anidro.....	46g
EDTA.....	800mg
HgCl ₂	20mg
Água destilada.....	1100ml

Dissolver 24g de Na₂HPO₄ anidro e 46g de KH₂PO₄ anidro em água destilada. Combinar com 100ml de água destilada onde estão dissolvidos 800mg de EDTA. Diluir para 1000ml com água destilada e adicionar 20mg de HgCl₂, para prevenir contaminações por fungos e interferência no teste de cloro livre causada por quantidades traço de iodeto nos reagentes.

2 – Solução Indicadora de N,N-diethyl-p-phenylenediamine (DPD).

Oxalato de DPD.....	1,0g
ou	
Sulfato pentahidratado de DPD.....	1,5g
ou	
Sulfato de DPD anidro.....	1,1g
H ₂ SO ₄ 1 + 3.....	8,0ml
EDTA.....	200mg
Água destilada.....	1000ml

Dissolver 1,0g de oxalato de DPD, ou 1,5g de sulfato pentahidratado de DPD ou 1,1g de sulfato de DPD anidro em água destilada livre de cloro; contendo 8ml de H₂SO₄ 1 + 3 e 200mg de EDTA. Elevar o volume para 1000ml. Estocar em frasco escuro com tampa de vidro e descartar quando houver descoloração da solução.

3 – Solução Titulante de Sulfato Ferroso de Amônia (FAS).

Fe(NH ₄) ₂ (SO ₄) ₂ 6H ₂ O.....	1,106g
H ₂ SO ₄ 1+3.....	1ml
Água destilada.....	1000ml

Dissolver 1,106g de sulfato ferroso de amônia (Fe(NH₄)₂(SO₄)₂ 6H₂O) em água destilada contendo 1ml de H₂SO₄ 1+3 e, elevar o volume a 1000ml com água destilada fervida e resfriada. Este padrão pode ser usado por um mês. O título deve ser verificado através de cromato de potássio:

H ₂ SO ₄ 1+5.....	10ml
H ₃ PO ₄ concentrado.....	5ml
Sulfonato de difenilamina de bário 0,1%.....	2ml

Adicionar 10 ml de H₂SO₄ 1+5, 5ml de H₃PO₄ concentrado e 2ml de indicador sulfonato de difenilamina de bário a 0,1% a uma amostra de 100ml de FAS e titular com padrão primário de dicromato de potássio 0,100N até ponto final violeta (esta cor deve persistir por 30 segundos).

8- REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. ADRIAN, U.; HILLIGER, H.G. Long-term study of the aerobic bacterial flora of drinking water supplied to battery hens through nipple drinkers II. Qualitative findings. **Tierärztleche Umschau** v.47, n.10, p.768-770, 1992. Apud: Poultry Abstracts, Wallingford, v.19, n.6, p.196, Jun, 1993.
2. ALFONSO, E. Automação em avicultura. In: SEMINÁRIO INTERNACIONAL EN CIENCIAS AVICOLAS, 3, 1997, Santa Cruz. **Anais**. Santa Cruz: AMEVEA, 1997. p.267-272.
3. ALBINO, L.F.T.; ROSTAGNO, H.S.; SILVA da, M.A.; VARGAS Jr de, J.G.; FISCHER Jr, A.A. Uso de desinfetantes clorados na água de bebida de frangos de corte. In: CONFERÊNCIA APINCO '97 DE CIÊNCIA E TECNOLOGIA AVÍCOLAS, São Paulo, **Trabalhos de Pesquisa**, Campinas, FACTA, 1997, 57p.
4. AL-CHALABY, Z.A.M.; HINTON, M.H.; LINTON, A.H. Failure of drinking water sanitisation to reduce the incidence of natural *Salmonella* in broiler chickens. **Veterinary Record**, Bristol, v.116, n.6, p.364-365, 1985.
5. AMARAL, L.A.; NADER FILHO, A.; ROSSI JR, O.D.; PENHA, L.H.C. Características microbiológicas da água utilizada no processo de obtenção do leite. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, Rio de Janeiro, v.15, n.2/3, p.85-88, abr/set, 1995.
6. AMARAL, L.A. Controle da qualidade microbiológica da água utilizada em avicultura. In: MACARI, M. **Água na avicultura industrial**. 1ª ed. Jaboticabal, FUNEP, 1996. cap. 7, p. 93-117.
7. AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION. Inorganic nonmetallic constituents – Chlorine (residual). In: American Public Health Association (eds). **Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater**. 19ed. Washington, American Public Health Association, 1995. Part. 4500, p. 4.36 - 4.47.
8. AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION. Microbiological examination. In: American Public Health Association (eds). **Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater**. 19ed. Washington, American Public Health Association, 1995. Part. 9000, p. 9.1 - 9.117.

9. ANDRADE, N.J.; MACÊDO, J.A.B. Agentes químicos para higienização. In: ANDRADE, N.J.; MACÊDO, J.A.B. **Higienização na Indústria de Alimentos**. São Paulo, Livraria Varela, 1996. cap.4, p.51-137.
10. ANDREATTI F^o, R.L. **Destino de amostras patogênica e apatogênica de Escherichia coli em aves experimentalmente inoculadas e estudos de lesões**. São Paulo, 1989. 133p. Tese (Mestre em Patologia Experimental e Comparada) - Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo.
11. ANDREWS, L.D.; HARRIS, G.C. Broiler performance and type of watering equipment. **Poultry Science**, Ontario, v.54, n.5, p. 1727, 1975. (resumo).
12. ANDREWS, L.D.; STAMPS, L.K.; MOORE, R.W. Effects of new type nipple waterers on broiler performance. **Poultry Science**, Champaign, v.71 (suppl. 1), p.99, 1992.
13. ANDREWS, L.D.; STAMPS, L.K.; MOORE, R.W.; NEWBERRY, L.A. Effects of different floor types and levels of washing of wateres on broiler performance and bacteria count of driking water. **Poultry Science**, Champaign, v. 72, n.7, p.1224-1229, 1993.
14. BARTON, T.L. Relevance of water quality to broiler and turkey performance. **Poultry Science**, Savoy, v. 75, n. 7, p. 854-856, 1996.
15. BRASIL. Portaria n° 36/GM de 19/janeiro/1990. Normas e padrões de potabilidade da água destinada ao consumo humano. **Diário Oficial da União**, Brasília, v.128, n.16, p. 1650-1654, 23 jan. 1990. Seção 1.
16. BRASSINGTON, R. **Alumbramiento de aguas: guía para la construccion y mantenimiento de suministros de agua privados**. Trad. de Ana Berga Celma. 2. ed. Zaragoza, Editorial Acribia, 1998. 242 p.
17. BROWN, T.M.; BECK, M.M.; SCHULTE, D.D.; JONES, D.D.; DOUGLAS, J.H.; SCHEIDELER, S.E. Nipple wateres for chick batteries: design, efficiency and cost analysis. **Poultry Science**, Champaign, v.74, n.3, p.457-462, 1995.
18. BYRD, J.A.; CORRIER, D.E.; HUME, M.E.; BAILEY, R.H.; STANKER, L.H.; HERGIS, B.M. Incidence of Campylobacter in crops of preharvest market-age broiler chickens. **Poultry Science**, Savoy, v.77, n. 9, p. 1303-1305, Sept., 1998.
19. CARR, L.E.; MURPHY, D.W.; WABECK, C.J. Chlorination of drinking water for broilers. In: **Livestock Environment III: Proceedings of the Third International Livestock Environment Symposium**, 3, 1988, p. 279-285.
20. CARUSO, R. **Água vida**. Campinas, Fundação Cargill, 1998. 112 p.

21. CETESB – Companhia de Tecnologia de Saneamento Ambiental. Determinação de cloro residual em águas: método da ortotolidina-arsenito medida de campo. **Normalização Técnica L5-114**, São Paulo, p. 1-7, 1979.
22. CHOOSING the right drinker. **World Poultry**, United Kington, v. 49, n.12, p.16-20, 1986.
23. CONTRERAS, C. Calidad microbiológica de la carne. In: SEMINÁRIO INTERNACIONAL EN CIENCIAS AVICOLAS, 3, 1997, Santa Cruz. **Anais**. Santa Cruz, AMEVEA, 1997. p.258-266.
24. DAMRON, B.L.; OUART, M.D.; CHRISTMAS, R.B.; GRAHAM, W.D. Florida broiler farm water quality survey. In: POULTRY SCIENCE ASSOCIATION 86TH ANNUAL MEETING, 86, 1997, Athens. **Abstracts**. Savoy, Poultry Science Association Inc., 1997. p. 103.
25. DAMRON, B.L.; FLUNKER, L.K. Broiler chick and laying hen tolerance to sodium hypochlorite in driking water. **Poultry Science**, Champaing, v. 72, n.9, p.1650-1655, 1993.
26. DAVIES, R.H.; WRAY, C. Observations on disinfection regimens used on *Salmonella enteritidis* infected poultry units. **Poultry Science**, Champaing, v. 74, n. 4, p. 638-647, 1995.
27. ELSON, H.A. Poultry management systems-looking to the future. **World's Poultry Science**, England, v. 44, n. 2, p.103-111, 1988.
28. ENGLERT, S. Produção de frangos de corte. In: ENGLERT, S. **Avicultura: tudo sobre raças, manejo e alimentação**. 7^a ed. Guaíba, Agropecuária, 1998. cap. 4, pág. 94-151.
29. GOAN, H.C.; BURCHAM, T.N.; DENTON, P.H.; DRAUGHON, F.A. Quality of well water on Tennessee poultry farms. **Poultry Science**, Champaign, v.71 (supl. 1), p.103, 1992.
30. GONZALEZ, R.G. Estudio bacteriologico del agua de consumo en una comunidad mexicana. **Boletim de la oficina Sanitaria Panamericana**, Washington, v. 93, n. 2, p.127-141, 1982.
31. GOWDA, B.M.V.; MURTHY, G.V.K.; UPADHYE, A.S.; RAGHAVAN, R. Serotypes of *Escherichia coli* from pathological conditions in poultry and their antibiogram. **Indian Veterinary Journal**, v.73, n.2, p.123-126, 1996. Apud: Poultry Abstracts, Wallingford, v.22, n.10, p.331, 1996.
32. GRIZZLE, J.M.; ARMBRUST, T.A.; BRYAN, M.A.; SAXTON, A.M. Water quality II: the effect of water nitrate and bacteria on broiler growth performance. **Journal of Applied Poultry Research**, Athens, v. 6, n. 1, p. 48-55, 1997.

33. HERMES, J.C. Water quality on Oregon's broiler farms. **Poultry Science**, Champaign, v.71 (supl. 1), p.103, 1992.
34. HOFSTRA, H.; HUISIN'T VELD, J.H.J. Methods for the detection and isolation of *Escherichia coli* including pathogenic strains. **Journal of Applied Bacteriology Symposium Supplement**, Oxford, p.197s-212s, 1988.
35. HSU, S.C.; MARTIN, R.; WENTWORTH, B.B. Isolation of *Legionella* species from drinking water. **Applied and Environmental Microbiology**, Washington, v. 48, n. 4, p. 830-832, 1984.
36. HULET, R.M.; LORENZ, E.S. Nipple water vs open bell-water systems for male and female turkeys grown to 16 wk of age. In: POULTRY SCIENCE ASSOCIATION 85TH ANNUAL MEETING, 1996, Louisville. **Abstracts**. Savoy, Poultry Science Association Inc., 1996. p. 78.
37. JORGE, M. Cama de frango e sanidade avícola. In: CONFERÊNCIA APINCO'97 DE CIÊNCIA E TECNOLOGIA AVÍCOLAS, São Paulo. **Anais**. Campinas, FACTA, 1997. p. 24-37.
38. JORGE, M.A.; OLIVEIRA, R.L.; RESENDE, J.S.; BAIÃO, N.C. Efeito da densidade de criação na aerossaculite em frangos de corte com estresse respiratório viral. In: CONFERÊNCIA APINCO DE CIÊNCIA E TECNOLOGIA AVÍCOLAS, 1991. **Anais**. Campinas, FACTA, 1991. p.203-204.
39. LAUTERBACH, A.; GONZÁLEZ, R. El uso de yodo en desinfeccion de agua de bebida. **Industria Avicola**, Mount Morris, v.45, n.4, p.34-35, abril, 1998.
40. LEDOUX, L. Tratamiento de agua potable: el tratamiento de agua potable representa una oportunidad para obtener mejores resultados. **Industria Avicola**, Mount Morris, v. 47, n. 7, p. 30, 2000.
41. LEE, R.J.; COLE, S.R. Internal quality control for water bacteriology. **Journal of Applied Bacteriology**, Oxford, v.76, n.3, p.270-274, 1993.
42. MACARI, M. Equilíbrio hídrico em aves. In: MACARI, M. **Água na avicultura industrial**. 1ª ed. Jaboticabal, FUNEP, 1996. cap. 3, p. 27-52 a.
43. MACARI, M. Equilíbrio hídrico em frangos de corte criados em diferentes densidades. In: MACARI, M. **Água na avicultura industrial**. 1ª ed. Jaboticabal, FUNEP, 1996. cap. 4, p. 53-71 b.
44. MACARI, M. Ingestão de água pelo sistema nipple. In: MACARI, M. **Água na avicultura industrial**. 1ª ed. Jaboticabal, FUNEP, 1996. cap. 3, p. 87-92 c.

45. MACARI, M.; AMARAL, L.A. Importância da qualidade da água e tipos de bebedouros para frangos de corte. In: MANEJO DE FRANGOS DE CORTE. Curso, 1997, Campinas. **Anais**. Campinas, Fundação Apinco de Ciência e Tecnologia Avícolas - FACTA, 1997. p. 101-120.
46. MACARI, M. Qualidade da água e bebedouros para frangos de corte: tipos, vantagens e desvantagens. In: CONFERÊNCIA APINCO'97 DE CIÊNCIA E TECNOLOGIA AVÍCOLAS, 1997, São Paulo. **Anais**. Campinas, FACTA, 1997. p.121-143.
47. MACFADDIN, J.F. **Biochemical tests for identification of medical bacteria**. 2^a ed. Baltimore, Willims; Wilkins, 1980.
48. MARTINEZ, F.; BERCHIERI Jr. A.; PAULILLO A.C. Ação de desinfetantes sobre *Salmonella* na presença de matéria orgânica. **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, Campinas: v.1, n. 1, p. 17-35, jan-abr 1999.
49. MORGAN-JONES, S.C. The occurrence of Salmonellae during the rearing of broiler birds. **British Poultry Science**, London, v.21, n.6, p.463-470, 1980.
50. MORLACCHINI, M.; PIVA, G.; GALLINARI, G.; CURTONI, C.; FAVA, A.; SASSI, E.; ROSSI, L. Effect of the method of administering water on its quality and performance of broilers. **Rivista di Avicoltura**, v.62, n.12, p.25-30, 1993. Apud: Poultry Abstracts, Wallingford, v.20, n.6, p.173-174, 1994.
51. MURPHY, D.W.; WABECK, C.J. Chlorination effects on broiler performance and environments. **Poultry Science**, Champaign, v. 66 (suppl.1), p. 149, 1987.
52. NAKAUE, H.S.; HERMES, J.C.; GAMBLE, B. Comparison of cup and trough wateres and two nipple drinkers with broilers reared under field conditions. In: POULTRY SCIENCE ASSOCIATION 85TH ANNUAL MEETING, 1996, Louisville. **Abstracts**. Savoy, Poultry Science Association Inc., 1996. p.81.
53. NILIPOUR, A.H. Manejo optimo de los pollitos. In: SEMINÁRIO INTERNACIONAL EN CIENCIAS AVICOLAS, 3, 1997, Santa Cruz. **Anais**. Santa Cruz, AMEVEA, 1997. p.191-203.
54. NILIPOUR, A.H. Effect of varying brooding temperature and water chlorination on performance parameters. **Poultry Science Abstracts**, Savoy, v.75 (suppl. 1), p.134, 1996
55. NORTHCUTT, J.; RUSSELL, S. Entendamos al cloro. **Industria Avícola**. Mount Morris, v. 46, n. 4, p.8-11, 1999.
56. OHASHI, J.T. *E. coli* perspectiva de controle através de bacterina. In: CONFERÊNCIA APINCO'97 DE CIÊNCIA E TECNOLOGIA AVÍCOLAS, 1997, São Paulo. **Anais**. Campinas, FACTA, 1997. p.62-71.

57. POPPE, C.; BARNUM, D.A.; MITCHELL, W.R. Effect of chlorination of drinking water on experimental *Salmonella* infection in poultry. **Avian Diseases**. v.30, n.2, p.362-369, 1985.
58. PURI, S.C. *Statistical methods for food quality management* Ottawa: Agriculture Canadá Publication, 1989. 52 p.
59. PUTNAM, S.W.; GRAHAM, J.D. Chemicals versus microbials in drinking water: a decision sciences perspective. **Journal American Water Works Association**, v.85, n.3, p.57-61, 1993.
60. REDDY, Y.K.; KOTEESWARAN, A.; DORAIRAJAN, N. Characterization of *Escherichia coli* isolates from pathological conditions of poultry in Namakkal. **Indian Veterinary Journal**, Madras, v.71, n.3, p. 209-212, 1994
61. REPORTAJE sobre enfermedades en los alimentos. **Industria Avícola**, Mount Morris, v. 46, n. 12, p.8, dic. 1999.
62. SÃO PAULO. Resolução SS-178 de 26 de junho de 1996. Estabelece os procedimentos do Programa de Vigilância da Qualidade da Água para Consumo Humano no Estado de São Paulo. **Diário Oficial**, Estado de São Paulo, 106 (121), 27 jun. 1996. 41p. seção I.
63. SAS. **User's Guide**: basic and statistic. Cary: SAS, 1995. 1686 p.
64. SATO, M.I.; SANCHEZ, P.S.; MARTINS, M.T.; REIS, M.H.L.; TRABULSI, L.R. Isolation of enterotoxigenic *Escherichia coli* in water and sewage in São Paulo, Brasil. **Revista de Microbiologia**, São Paulo, v.14, n. 4, p. 276-281, 1983.
65. SILVA, N.; JUNQUEIRA, V.C.A.; SILVEIRA, N.F.A. Contagem total de microrganismos aeróbios mesófilos, aeróbios psicrotrófilos e bolores e leveduras em placas. In: SILVA, N.; JUNQUEIRA, V.C.A.; SILVEIRA, N.F.A **Manual de Métodos de Análise Microbiológica de Alimentos**. São Paulo, Livraria Varela, 1997. p.21-29 a.
66. SILVA, N.; JUNQUEIRA, V.C.A.; SILVEIRA, N.F.A. Contagem de coliformes totais, coliformes fecais e *Escherichia coli*. In: SILVA, N.; JUNQUEIRA, V.C.A.; SILVEIRA, N.F.A **Manual de Métodos de Análise Microbiológica de Alimentos**. São Paulo, Livraria Varela, 1997. p.31-39 b.
67. SILVA, N.; JUNQUEIRA, V.C.A.; SILVEIRA, N.F.A. Novos métodos de análise microbiológica de alimentos. In: SILVA, N.; JUNQUEIRA, V.C.A.; SILVEIRA, N.F.A **Manual de Métodos de Análise Microbiológica de Alimentos**. São Paulo, Livraria Varela, 1997. p.157-169 c.
68. SILVA, G.; FIORENTINI, L. Correlação entre a patogenicidade de *Escherichia coli* em pintos e a coloração das colônias crescidas em ágar contendo vermelho congo. **A Hora Veterinária**, Porto Alegre, v.15, n.87, p.22-24, set/out 1995.

69. SILVA, E.N. Passo a passo contra *E. coli*. **Avicultura Industrial**, Porto Feliz, v.88, n.1057, p.24-27, jul, 1998.
70. SIMON, V.A.; OLIVEIRA, C. Vacinação em avicultura através da água de bebida. In: MACARI, M. **Água na avicultura industrial**. 1ª ed. Jaboticabal, FUNEP, 1996. cap. 5, p. 73-85.
71. SOUZA, L.C.; IARIA, S.T.; LOPES, C.A.M. Bactérias coliformes totais e coliformes de origem fecal em águas usadas na dessedentação de animais. **Revista Saúde Pública**, São Paulo, v.17, n.2, p.112-122, 1983.
72. STERSKY, A.; BLANCHFIELD, B.; THACKER, C.; PIUNICK, H. Reduction of *Salmonella* excretion into drinking water following treatment of chicks with Nurmi Culture. **Journal of Food Protection**, Ames, v. 44, n.12, p. 917-920, 1981.
73. VEST, L.R. Management of closed water systems for poultry. **Poultry Science**, Champaign, v.65 (supplement 1), p.139, 1986.
74. VOHRA, P.N. Water quality for poultry use. **Feedstuffs**, v.52, n.27, p.24-25, jul 1980.
75. WILLIAMS, D.E.; WORLEY, S.D.; WHEATLEY, W.B.; SWANGO, L.J. Bactericidal properties of a new disinfectant. **Applied and Environmental Microbiology**, Washington, v. 49, n. 3, p. 637-643, 1985.
76. YANO, T.; FERREIRA, A.J.P. *Escherichia coli* conceitos e fatores de virulência. In: CONFERÊNCIA APINCO'97 DE CIÊNCIA E TECNOLOGIA AVÍCOLAS, 1997, São Paulo. **Anais**. Campinas, FACTA, 1997. p.57-60.