

GRAZIELE MENEZES FERREIRA DIAS

AVALIAÇÃO QUANTITATIVA DE RISCO MICROBIOLÓGICO COMO
SUBSÍDIO PARA A FORMULAÇÃO DE DIRETRIZES DE QUALIDADE
MICROBIOLÓGICA DE ÁGUAS RESIDUÁRIAS PARA IRRIGAÇÃO DE
FORRAGEIRAS: ESTUDO DA SANIDADE ANIMAL

Tese apresentada à Universidade
Federal de Viçosa, como parte das
exigências do Programa de Pós-
Graduação em Medicina Veterinária,
para obtenção do título de *Doctor
Scientiae*.

VIÇOSA
MINAS GERAIS – BRASIL
2012

**Ficha catalográfica preparada pela Seção de Catalogação e
Classificação da Biblioteca Central da UFV**

T

D541a
2012

Dias, Grazielle Menezes Ferreira, 1983-

Avaliação quantitativa de risco microbiológico como subsídio para a formulação de diretrizes de qualidade microbiológica de águas residuárias para irrigação de forrageiras : estudo da sanidade animal / Grazielle Menezes Ferreira Dias. – Viçosa, MG, 2012.

xvii, 274f. : il. (algumas col.) ; 29cm.

Inclui apêndices.

Orientador: Paula Dias Bevilacqua.

Tese (doutorado) - Universidade Federal de Viçosa.

Referências bibliográficas: f. 222-257.

1. Epidemiologia veterinária. 2. Esgotos. 3. Águas residuais. 4. Irrigação com águas residuais. 5. Águas residuais - Microbiologia. 6. Zoonoses. I. Universidade Federal de Viçosa. II. Título.

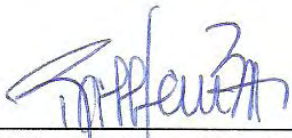
CDD 22. ed. 636.08944

GRAZIELE MENEZES FERREIRA DIAS

**AVALIAÇÃO QUANTITATIVA DE RISCO MICROBIOLÓGICO COMO
SUBSÍDIO PARA A FORMULAÇÃO DE DIRETRIZES DE QUALIDADE
MICROBIOLÓGICA DE ÁGUAS RESIDUÁRIAS PARA IRRIGAÇÃO DE
FORRAGEIRAS: ESTUDO DA SANIDADE ANIMAL**

Tese apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Medicina Veterinária, para obtenção do título de *Doctor Scientiae*.

APROVADA: 07 de fevereiro de 2012.



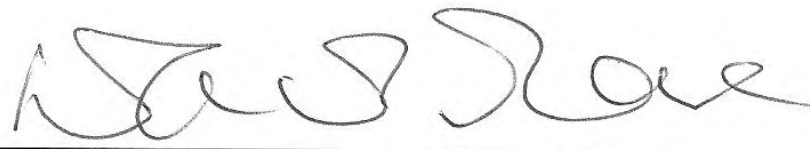
Rafael Kopschitz Xavier Bastos
(Co-orientador)



José Dantas Ribeiro Filho



Maria Inês Zanoli Sato



David Ducan Mara



Paula Dias Bevilacqua
(Orientadora)

AGRADECIMENTOS

À Universidade Federal de Viçosa;

Ao Departamento de Veterinária;

À Secretaria de Estado da Saúde de Minas Gerais; especificamente ao Secretário Estadual de Saúde, Antônio Jorge de Souza Marques, e ao Francisco Leopoldo Lemos, por entenderem a importância deste curso e apoiarem meu pedido de licença.

Aos colegas da Superintendência Regional de Saúde de Ponte Nova, pela amizade e pelo apoio, especificamente aos funcionários do Núcleo de Epidemiologia que não mediram esforços para manter a rotina do serviço durante minha ausência.

À minha orientadora, Paula, meus sinceros agradecimentos pela confiança, amizade e paciência com que me orientou durante quase 11 anos. Agradeço pelo tempo que você dedicou a mim, pelos ensinamentos transmitidos e por despertar meu olhar para a epidemiologia.

Ao professor Rafael, agradeço também pelo longo tempo de coorientação, pelos desafios propostos, pelas dúvidas esclarecidas, e pela oportunidade que tive de aprender com sua visão crítica e problematizadora.

À banca de qualificação agradeço as contribuições dadas a esse trabalho;

Ao Demétrius Brito Viana agradeço o apoio com o Programa @Risk;

Aos amigos da Divisão de Água e Esgoto e do DVT, agradeço pelos momentos de descontração e pelo apoio sempre presente.

Aos amigos da Aliança Bíblica Universitária agradeço pela força e amizade;

À minha família, e ao meu esposo Wilde, agradeço pelo companheirismo;

Por fim, agradeço a Deus, "... porque dEle, por Ele, e para Ele, são todas as coisas...".

BIOGRAFIA

GRAZIELE MENEZES FERREIRA DIAS, filha de Luiz Carlos Carvalho Ferreira e Regina Célia Menezes Ferreira, nasceu aos 9 dias do mês de janeiro, do ano de 1983, na cidade de Carmo, no estado do Rio de Janeiro.

Foi criada em Belo Horizonte, Minas Gerais, onde concluiu o ensino médio (2º grau) no ano 2000, no Colégio Pitágoras.

Em 2001, ingressou no curso de Medicina Veterinária na Universidade Federal de Viçosa; em 2002 iniciou na pesquisa sendo bolsista no Programa Institucional de Bolsas de Iniciação Científica (PIBIC), convênio CNPq/UFV sob a orientação da professora Paula Dias Bevilacqua.

Em julho de 2005, concluiu a graduação e ingressou no Programa de Pós-Graduação da Universidade Federal de Viçosa, nível mestrado, pelo Departamento de Veterinária.

Em setembro de 2006, em Viçosa-MG, casou-se com Wilde Arthur Cardoso Dias.

Em agosto de 2007, finalizou o curso de mestrado e, em sequência, ingressou no doutorado, também no Departamento de Veterinária da Universidade Federal de Viçosa.

Em agosto de 2008, ingressou por meio de concurso público, na Secretaria de Estado da Saúde de Minas Gerais e, atualmente, está lotada na Superintendência Regional de Saúde de Ponte Nova- MG, onde exerce a função de Especialista em Políticas e Gestão da Saúde, e a função de Autoridade Sanitária, no Núcleo de Vigilância em Saúde especificamente no setor de Vigilância Epidemiológica e Ambiental.

SUMÁRIO

LISTA DE FIGURAS	iv
LISTA DE QUADROS	x
LISTA DE TABELAS	xii
RESUMO	xiv
ABSTRACT	xvi
INTRODUÇÃO GERAL	1
OBJETIVOS	4
OBJETIVO GERAL	4
OBJETIVOS ESPECÍFICOS	4
CAPÍTULO 1 . REFERENCIAL TEÓRICO	5
1.1.USO DE ÁGUAS RESIDUÁRIAS PARA IRRIGAÇÃO.....	5
1.2.ASPECTOS RELACIONADOS AO USO AGRÍCOLA DE ÁGUAS RESIDUÁRIAS DOMÉSTICAS.....	9
1.2.1. Qualidade microbiológica das águas residuárias domésticas.....	9
1.2.2. Tratamento de esgotos sanitários e alternativas de disposição final de resíduos ..	13
1.2.3. Qualidade microbiológica de vegetais irrigados com águas residuárias	19
1.2.4. Qualidade microbiológica de solos irrigados com águas residuárias.....	31
1.2.5. Decaimento microbiano.....	35
1.3. IRRIGAÇÃO DE PASTOS E FORRAGEIRAS COM ÁGUA RESIDUÁRIA	47
1.3.1 Aspectos produtivos da irrigação de pastagens com águas residuárias	47
1.3.2. Aspectos sanitários da irrigação de pastagens com águas residuárias	48
1.3.3 Aspectos relacionados à saúde de animais de produção alimentados com forragem irrigada com água residuária.....	53
1.3.4. Patógenos e microrganismos indicadores de contaminação fecal em pastagens irrigadas com água residuária	58
1.4 AVALIAÇÃO QUANTITATIVA DE RISCO	61
1.4.1. Avaliação Quantitativa de Risco Microbiológico.....	63
1.5. CARACTERIZAÇÃO DAS INCERTEZAS ASSOCIADAS AOS MODELOS DE AQRM APLICADOS À IRRIGAÇÃO COM ESGOTOS.....	75
1.6. DIRETRIZES MICROBIOLÓGICAS PARA IRRIGAÇÃO COM ÁGUAS RESIDUÁRIAS	77
1.6.1. Diretrizes da OMS para o uso seguro de água residuária na agricultura.....	79
1.6.2. Regulamentos e diretrizes para reutilização de água nos Estados Unidos da América	84

1.6.3. Diretrizes australianas para reciclagem de água.....	93
1.6.4. Normas brasileiras de qualidade da água para irrigação e padrões de lançamento de efluentes	97
CAPÍTULO 2 .APLICAÇÃO DA METODOLOGIA DE AVALIAÇÃO QUANTITATIVA DE RISCO MICROBIOLÓGICO PARA UTILIZAÇÃO DE ÁGUAS RESIDUÁRIAS NA IRRIGAÇÃO DE PASTAGENS DESTINADAS À ALIMENTAÇÃO DE ANIMAIS DE PRODUÇÃO	99
2.1. IDENTIFICAÇÃO E CARACTERIZAÇÃO DO PERIGO.....	99
2.2. AVALIAÇÃO DA EXPOSIÇÃO	125
2.3. MODELO DOSE-RESPOSTA PARA ANIMAIS DE PRODUÇÃO	147
CAPÍTULO 3 .ESTIMATIVA DOS RISCOS MICROBIOLÓGICOS APLICANDO OS MODELOS DE EXPOSIÇÃO E DOSE-RESPOSTA.....	155
3.1. CARACTERIZAÇÃO DO RISCO	155
3.1.1. Água residuária com qualidade microbiológica - 10^1 a 10^2 <i>E.coli</i> /100mL.....	156
3.1.2. Água residuária com qualidade microbiológica - 10^2 a 10^3 <i>E.coli</i> /100mL.....	176
3.1.3. Água residuária com qualidade microbiológica- 10^3 a 10^4 <i>E.coli</i> /100mL.....	178
3.1.4. Água residuária com qualidade microbiológica - 10^4 a 10^5 <i>E.coli</i> /100mL.....	180
3.1.5. Água residuária com qualidade microbiológica - 10^5 a 10^6 <i>E.coli</i> /100mL.....	183
3.1.6. Água residuária com qualidade microbiológica - 10^6 a 10^7 <i>E.coli</i> /100mL	184
3.2. DISCUSSÃO DOS RESULTADOS COM BASE EM DADOS DE PREVALÊNCIA DE PATÓGENOS EM ANIMAIS DE PRODUÇÃO.....	187
3.3. ANÁLISE DE SENSIBILIDADE	193
3.4. CONSIDERAÇÕES	211
3.5. OPORTUNIDADES E LIMITAÇÕES PARA DESENVOLVER MODELOS AQRM APLICADOS A RISCOS À SAÚDE ANIMAL ASSOCIADOS À IRRIGAÇÃO DE PASTOS E FORRAGEIRAS COM ÁGUA RESIDUÁRIA.....	214
CONCLUSÕES GERAIS.....	219
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	222
APÊNDICE 1. Dose excretada de patógenos na pecuária segundo hospedeiros animais.	258
APÊNDICE 2. Período de incubação de patógenos segundo hospedeiros animais.....	264
APÊNDICE 3. Dose infectante em experimentos de administração oral de patógenos em animais.....	268

LISTA DE FIGURAS

Figura 1.1. Processo de análise de risco (FAO e WHO, 2006).....	62
Figura 1.2. Exemplo de uma curva dose resposta geradas através de um modelo exponencial e plotados como um log (dose) versus curva de resposta (A) ou log (dose) versus curva log (resposta) (B).	67
Figura 1.3. Exemplos de combinação de medidas de proteção à saúde para carga de doenças tolerável $\leq 10^{-6}$ DALY pppa	83
Figura 2.1. Ilustração de sistema de rotação de pastagens de bovinos em piquetes irrigados com águas residuárias	133
Figura 2.2. Piquete composto por vegetação nativa, criação orgânica de suínos. ..	135
Figura 2.3. Piquete composto por vegetação nativa, criação de galinhas caipiras. .	136
Figura 2.4. (A) Inflorescência de <i>Brachiaria</i> . (B) Pastagem de <i>Brachiaria brizantha</i> cv. BRS Piatã	138
Figura 2.5. Distribuição de probabilidade da concentração de <i>Salmonella</i> spp. na pastagem.....	142
Figura 2.6. Distribuição de probabilidade da concentração de <i>Campylobacter</i> spp. na pastagem.....	142
Figura 2.7. Distribuição de probabilidade da concentração de <i>Cryptosporidium</i> spp. na pastagem.....	143
Figura 2.8. Distribuição de probabilidade da concentração de rotavírus spp. na pastagem.....	143
Figura 2.9. Regressão não linear com método de Gauss-Newton para probabilidade de doença <i>Salmonella</i> spp. em bovinos.	152
Figura 3.1. Distribuição de probabilidade de <i>Salmonella</i> spp. em bovinos de leite alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL	158
Figura 3.2. Distribuição de probabilidade de <i>Salmonella</i> spp. em bovinos de corte alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL	158
Figura 3.3. Distribuição de probabilidade de <i>Salmonella</i> spp. em caprinos alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL	159
Figura 3.4. Distribuição de probabilidade de <i>Cryptosporidium</i> spp. em bovinos de leite alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL.....	159

Figura 3.5. Distribuição de probabilidade de <i>Cryptosporidium</i> spp. em bovinos de corte alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL.	160
Figura 3.6. Distribuição de probabilidade de <i>Cryptosporidium</i> spp. em caprinos alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL.	160
Figura 3.7. Distribuição de probabilidade de rotavírus em bovinos de leite alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL.	161
Figura 3.8. Distribuição de probabilidade de rotavírus em bovinos de corte alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL.	161
Figura 3.9. Distribuição de probabilidade de rotavírus em bovinos de corte alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL.	162
Figura 3.10. Distribuição de probabilidade de <i>Salmonella</i> spp. em frangos de postura alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL.	164
Figura 3.11. Distribuição de probabilidade de <i>Salmonella</i> spp. em frangos de corte alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL.	164
Figura 3.12. Distribuição de probabilidade de <i>Campylobacter</i> spp. em frangos de postura alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL.	165
Figura 3.13. Distribuição de probabilidade de <i>Campylobacter</i> spp. em frangos de corte alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL.	165
Figura 3.14. Distribuição de probabilidade de <i>Cryptosporidium</i> spp. em frangos de postura alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL.	166
Figura 3.15. Distribuição de probabilidade de <i>Cryptosporidium</i> spp. em frangos de corte alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL.	166
Figura 3.16. Distribuição de probabilidade de rotavírus em frangos de postura alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL.	167
Figura 3.17. Distribuição de probabilidade de rotavírus em frangos de corte alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL.	167
Figura 3.18. Distribuição de probabilidade de <i>Salmonella</i> spp. em suínos reprodutores alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL.	169
Figura 3.19. Distribuição de probabilidade de <i>Salmonella</i> spp. em porcas lactantes alimentadas com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL.	169
Figura 3.20. Distribuição de probabilidade de <i>Salmonella</i> spp. em porcas secas alimentadas com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL.	170

Figura 3.21. Distribuição de probabilidade de <i>Cryptosporidium</i> spp. em suínos reprodutores alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL.	170
Figura 3.22. Distribuição de probabilidade de <i>Cryptosporidium</i> spp. em porcas lactantes alimentadas com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL.	171
Figura 3.23. Distribuição de probabilidade de <i>Cryptosporidium</i> spp. em porcas secas alimentadas com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL.	171
Figura 3.24. Distribuição de probabilidade de rotavírus em suínos reprodutores alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL.	172
Figura 3.25. Distribuição de probabilidade de rotavírus em porcas lactantes alimentadas com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL.	172
Figura 3.26. Distribuição de probabilidade de rotavírus em porcas secas alimentadas com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 <i>E. coli</i> /100mL.	173
Figura 3.27. Análise de correlação para <i>Salmonella</i> spp. em cenários de alimentação de bovinos leiteiros com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.	194
Figura 3.28. Análise de correlação para <i>Salmonella</i> spp. em cenários de alimentação de bovinos de corte com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.	195
Figura 3.29. Análise de correlação para <i>Salmonella</i> spp. em cenários de alimentação de caprinos com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.	195
Figura 3.30. Análise de correlação para <i>Salmonella</i> spp. em cenários de alimentação de frangos de postura com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.	196
Figura 3.31. Análise de correlação para <i>Salmonella</i> spp. em cenários de alimentação de frangos de corte com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.	196
Figura 3.32. Análise de correlação para <i>Salmonella</i> spp. em cenários de alimentação de suínos reprodutores com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.	197
Figura 3.33. Análise de correlação para <i>Salmonella</i> spp. em cenários de alimentação de porcas em lactação com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.	197
Figura 3.34. Análise de correlação para <i>Salmonella</i> spp. em cenários de alimentação de porcas secas com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.	198
Figura 3.35. Análise de correlação para <i>Campylobacter</i> spp. em cenários de alimentação de frangos de postura com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.	200
Figura 3.36. Análise de correlação para <i>Campylobacter</i> spp. em cenários de alimentação de frangos de corte com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.	201

Figura 3.37. Análise de correlação para <i>Cryptosporidium</i> spp. em cenários de alimentação de bovinos leiteiros com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.....	202
Figura 3.38. Análise de correlação para <i>Cryptosporidium</i> spp. em cenários de alimentação de bovinos de corte com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.....	202
Figura 3.39. Análise de correlação para <i>Cryptosporidium</i> spp. em cenários de alimentação de caprinos com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.....	203
Figura 3.40. Análise de correlação para <i>Cryptosporidium</i> spp. em cenários de alimentação de frangos de postura com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.....	203
Figura 3.41. Análise de correlação para <i>Cryptosporidium</i> spp. em cenários de alimentação de frangos de corte com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.....	204
Figura 3.42. Análise de correlação para <i>Cryptosporidium</i> spp. em cenários de alimentação de suínos reprodutores com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.....	204
Figura 3.43. Análise de correlação para <i>Cryptosporidium</i> spp. em cenários de alimentação de porcas em lactação com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.....	205
Figura 3.44. Análise de correlação para <i>Cryptosporidium</i> spp. em cenários de alimentação de porcas secas com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.....	205
Figura 3.45. Análise de correlação para rotavírus em cenários de alimentação de bovinos leiteiros com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.....	207
Figura 3.46. Análise de correlação para rotavírus em cenários de alimentação de bovinos de corte com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.....	208
Figura 3.47. Análise de correlação para rotavírus em cenários de alimentação de caprinos com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.....	208
Figura 3.48. Análise de correlação para rotavírus em cenários de alimentação de frangos de postura com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.....	209
Figura 3.49. Análise de correlação para rotavírus em cenários de alimentação de frangos de corte com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.....	209
Figura 3.50. Análise de correlação para rotavírus em cenários de alimentação de suínos reprodutores com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.....	210
Figura 3.51. Análise de correlação para rotavírus em cenários de alimentação de porcas em lactação com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.....	210
Figura 3.52. Análise de correlação para rotavírus em cenários de alimentação de porcas secas com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL.....	211

LISTA DE QUADROS

Quadro 1.1. Concentrações usuais de organismos patogênicos e indicadores de contaminação em esgotos sanitários.....	10
Quadro 1.2. Ocorrência de cistos de <i>Giardia</i> e oocistos de <i>Cryptosporidium</i> em esgotos sanitários.....	11
Quadro 1.3. Bactérias patogênicas detectadas/quantificadas em esgotos domésticos brutos	12
Quadro 1.4. Características epidemiológicas dos principais microrganismos encontrados em esgotos sanitários domésticos.....	12
Quadro 1.5. Eficiência típica de remoção de organismos patogênicos em processos de tratamento de água residuárias	14
Quadro 1.6. Características típicas dos principais processos de tratamento de esgotos sanitários.....	15
Quadro 1.7. Quantificação de microrganismos em diferentes culturas irrigadas com água e com águas residuárias.....	27
Quadro 1.8. Resumo de dados de contaminação microbiológica por bactérias e protozoários, em culturas irrigadas com águas residuárias. Comparação de dados de campo com estimativas baseadas em equações e em volume de água remanescente nas culturas após irrigação.....	29
Quadro 1.9. Concentração de microrganismos em solos irrigados com água residuária.....	35
Quadro 1.10. Fatores condicionantes da sobrevivência de bactérias patogênicas no solo.....	41
Quadro 1.11. Tempo de sobrevivência de microrganismos patogênicos no solo	46
Quadro 1.12. Decaimento microbiano em solos e em dejetos animais dispostos no solo.....	47
Quadro 1.13. Patógenos zoonóticos que podem ser encontrados em águas residuárias domésticas/municipais e de importância para sanidade e produção animal.....	50
Quadro 1.14. Tempo de sobrevivência de patógenos em pastagem	59
Quadro 1.15. Resumo dos principais estudos de dose resposta em humanos e os resultados encontrados.....	72
Quadro 1.16. Parâmetros utilizados para a fixação da meta de saúde baseada em Orientações da OMS 2006 para a utilização segura das águas residuárias na agricultura	81
Quadro 1.17. Diretrizes da OMS o uso agrícola de esgotos sanitários.....	82

Quadro 1.18. Diretrizes e regulamentos para o uso de águas residuárias na irrigação de pastagens e culturas forrageiras no EUA - exigências de tratamento, orientações e restrições microbiológicas	87
Quadro 1.19. Os regulamentos estaduais e orientações para a utilização de águas residuárias para irrigação de pastagens e culturas forrageiras no EUA - Tipos de uso permitido e suas restrições.....	92
Quadro 1.20. Processos de tratamento e controles adicionais para o uso de água residuária em associação com produção animal (excluindo suíno).....	96
Quadro 1.21. Critérios de qualidade da água para irrigação estabelecidos na Resolução CONAMA nº 357/2005.....	97
Quadro 2.1 - Principais espécies de <i>Cryptosporidium</i> e respectivos hospedeiros....	117
Quadro 2.2. Peso corporal aproximado, as taxas de ingestão diária de água de consumo, taxas de consumo de alimentos e para o gado, aves e outros animais...	129
Quadro 2.3. Teores de solo contidos na matéria seca consumida por animais domésticos e selvagens	144

LISTA DE TABELAS

Tabela 2.1. Estimativa de contaminação de pastagens por organismos indicadores de contaminação fecal e <i>Salmonella</i> spp. em decorrência da irrigação com águas residuárias	139
Tabela 2.2. Decaimento microbiano adotado para pastagens (log/dia)	146
Tabela 2.3. Decaimento microbiano adotado para solo (log/dia)	147
Tabela 2.4. Estimativas de dose infectante ID ₅₀ para <i>Salmonella</i> spp. em bovinos.	150
Tabela 2.5. Estimativa dos parâmetros alfa e beta para <i>Salmonella</i> em bovinos, método de iteração de Gauss Neewton	151
Tabela 2.6. Parâmetros dos modelos beta-Poisson e exponencial utilizados no modelo de AQRM, valores médios, máximos, mínimos e distribuição de probabilidades adotada.....	154
Tabela 3.1. Risco anual de infecção e doença para ruminantes ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10 ¹ -10 ² <i>E. coli</i> /100mL	157
Tabela 3.2. Risco anual de infecção e doença para aves ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10 ¹ -10 ² <i>E. coli</i> /100mL	163
Tabela 3.3 Risco anual de infecção e doença para suínos ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10 ¹ -10 ² <i>E. coli</i> /100mL	168
Tabela 3.4. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10 ² -10 ³ <i>E. coli</i> /100mL	177
Tabela 3.5. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10 ² -10 ³ <i>E. coli</i> /100mL	177
Tabela 3.6. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10 ² -10 ³ <i>E. coli</i> /100mL	177
Tabela 3.7. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10 ³ -10 ⁴ <i>E. coli</i> /100mL	178
Tabela 3.8. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10 ³ -10 ⁴ <i>E. coli</i> /100mL	179

Tabela 3.9. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^3 - 10^4 <i>E. coli</i> /100mL	179
Tabela 3.10 Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL	180
Tabela 3.11. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL	181
Tabela 3.12. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 <i>E. coli</i> /100mL	181
Tabela 3.13. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^5 - 10^6 <i>E. coli</i> /100mL	183
Tabela 3.14. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^5 - 10^6 <i>E. coli</i> /100mL	183
Tabela 3.15. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^5 - 10^6 <i>E. coli</i> /100mL	184
Tabela 3.16. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^6 - 10^7 <i>E. coli</i> /100mL	184
Tabela 3.17. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^6 - 10^7 <i>E. coli</i> /100mL	185
Tabela 3.18. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^6 - 10^7 <i>E. coli</i> /100mL	185

RESUMO

DIAS, Grazielle Menezes Ferreira, D.Sc., Universidade Federal de Viçosa, fevereiro de 2012. **Avaliação quantitativa de risco microbiológico como subsídio para a formulação de diretrizes de qualidade microbiológica de águas residuárias para irrigação de forrageiras: estudo da sanidade animal.** Orientadora: Paula Dias Bevilacqua. Coorientador: Rafael Kopschitz Xavier Bastos.

No contexto atual de escassez de água, formas de reutilização vêm ganhando espaço como opções ambientalmente aceitas e mesmo necessárias. A crescente demanda por produtos de origem animal aponta a necessidade de incremento na produção de forrageiras e a irrigação com águas residuárias surge como alternativa viável. Esse trabalho teve como objetivo estimar riscos de infecção, ou doença, decorrentes da prática de uso de águas residuárias na irrigação de pastagens destinadas à alimentação de animais de produção, com base na aplicação da metodologia de Avaliação Quantitativa de Risco Microbiológico (AQRM). Foram selecionados os patógenos, *Salmonella* spp. *Campylobacter* spp., *Cryptosporidium* spp. e rotavírus, e construídos cenários de exposição específicos para diferentes animais (bovinos, caprinos, suínos e aves). Os cenários de exposição foram baseados no Pastoreio Racional de Voisin, (PRV) no qual os animais alternam diariamente entre piquetes irrigados com água residuárias, mantendo intervalo de 14 dias entre a irrigação e o pastoreio. Foi considerado que os animais foram alimentados exclusivamente à pasto, durante 365 dias. Em relação aos modelos dose-resposta, com base em dados de literatura e utilizando o método dos mínimos quadrados por Gauss Newton, foram estimados os parâmetros de interação agente-hospedeiro para salmonelose em bovinos (modelo beta-Poisson). Para as demais combinações de patógenos e animais de produção, foram utilizados parâmetros de modelos dose-resposta (beta-Poisson e exponencial) descritos na literatura para infecção em humanos.

As estimativas de risco foram obtidas com simulação de irrigação de pastagens com águas residuárias em diferentes faixas de qualidade microbiológica, entre 10^1 e 10^7 *E. coli*/100mL, por meio da técnica de 'Hiper-cubos Latinos' com 10.000 iterações. Os resultados sugerem que a utilização de águas residuárias com 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL não representa excesso de risco de infecção ou doença para bovinocultura (cenário de exposição mais desfavorável), sendo as estimativas obtidas, em termos percentuais, próximas de zero para *Salmonella* spp., 2,8% para *Cryptosporidium* spp. e 33,9% para rotavírus, enquanto dados de literatura revelam prevalência de 21,3% para *Salmonella* spp., entre 9,2 a 77,46% para *Cryptosporidium* spp. e entre 2,7% a 82,4% para rotavírus. Com a utilização de águas residuárias contendo 10^3 - 10^4 *E. coli*/100mL as estimativas de risco foram ainda menores, com percentuais praticamente nulos para *Salmonella* spp., 0,28% para *Cryptosporidium* spp. e 3,89% para rotavírus. Conclui-se que a qualidade preconizada nas diretrizes da OMS para irrigação de pastos e forrageiras com águas residuárias, (10^4 *E. coli*/100mL), embora tenha sido fixada visando a proteção da saúde de trabalhadores, é segura para garantir a sanidade dos animais que consomem tais plantações. Por conseguinte, também o seria o critério estabelecido pela Resolução CONAMA nº 357/2005 ($<4 \times 10^3$ coliformes termotolerantes/100mL). Em contraposição, os critérios adotados pelos Estados Unidos da América e pela Austrália para irrigação de pastagens com águas residuárias, respectivamente ≤ 200 coliformes fecais/100 mL e <100 *E. coli*/100mL, soam extremamente rigorosos e até mesmo desnecessários para assegurar a sanidade dos animais. A metodologia de AQRM mostrou grande valia para a estimativa de riscos à sanidade animal associados ao pastoreio de forrageiras irrigadas com águas residuárias. Entretanto, essa metodologia ainda necessita ser mais bem adaptada, de forma a reduzir as incertezas incorporadas aos modelos de estimativa de riscos, tanto em seu componente de modelos de exposição quanto, e principalmente, nos de dose-resposta. Estudos que supram tais informações podem ser úteis na medida em que poderão reduzir as incertezas incorporadas nesse trabalho e endossar o reconhecimento do reúso como prática segura e viável na pecuária.

ABSTRACT

DIAS, Grazielle Menezes Ferreira, D.Sc., Universidade Federal de Viçosa, February, 2012. **The use of quantitative microbial risk analysis as a support for developing guidelines for wastewater irrigation of forage crops: an animal health risk study.** Advisor: Paula Dias Bevilacqua. Co-Advisor: Rafael Kopschitz Xavier Bastos.

In the current context of water scarcity in several parts of the world, water reuse is becoming more and more popular as an acceptable, even necessary, activity. The increasing demand for animal products points to the need of enhancing forage production, and wastewater irrigation can play an important role in this. Based on the Quantitative Microbiological Risk Assessment (QMRA) methodology, this work aimed at estimating animal risks of infection, or disease, arising from using wastewater to irrigate pastures for farm animals feeding. *Salmonella* spp. *Campylobacter* spp. *Cryptosporidium* spp., and rotavirus were selected in as reference pathogens and specific exposure scenarios were built for cattle, goats, pigs and poultry. The exposure scenarios were based on the Voisin Rational Grazing (VRG) approach in which animals alternate daily between paddocks irrigated with wastewater, keeping a 14 days interval between the last irrigation and grazing. It was assumed that animals were fed exclusively on pasture, for 365 days. Regarding the dose-response models, based on data from the literature and using the Gauss Newton method, pathogen-host interaction parameters for salmonellosis in cattle were estimated (beta-Poisson model). For other combinations of pathogens and animals, parameters reported in the literature for the beta-Poisson and the exponential models for human infection were used. Risk estimates were obtained simulating forage irrigation using wastewater with various ranges of microbial quality, from 10^1 e 10^7 *E. coli*/100ml, using the 'Hiper cubos Latinos' simulation technique with 10,000 iterations. The

results suggest that using wastewater with up to 10^4 - 10^5 *E. coli*/100ml do not impose excess risk of infection, or disease, to cattle (the worst case scenario): risk estimates (median values, expressed as percentages) were close to zero for *Salmonella* spp., 2.8% for *Cryptosporidium* spp. e 33,9% for rotavirus, whereas the literature reports prevalence of 21.3% for *Salmonella* spp., from 9.2 to 77.46% for *Cryptosporidium* spp., and from 2.7% to 82.4% for rotavirus. Using wastewater with 10^3 - 10^4 *E. coli*/100ml resulted in virtually no risk of salmonellosis in cattle, and risk estimates of 0.28% for *Cryptosporidium* spp. and 3.89% for rotavirus (median values). Thus, it is suggested that the microbial quality recommended in the WHO Guidelines for irrigation of pastures and forage crops (restricted irrigation) ($\sim 10^4$ *E. coli*/100ml), although originally aiming at protecting agriculture workers, is also protective for animals consuming such crops. Therefore, it also is the criteria for water irrigation quality of the Brazilian regulation (Resolução CONAMA no 357/2005 ($< 4 \times 10^3$ thermotolerant coliforms per 100ml). On the other hand, the criteria used in the US and in Australia for wastewater irrigation of pastures, respectively 200 thermotolerant coliforms per 100ml and < 100 *E. coli*/100ml, sound too strict if not unnecessary to assure animal health safety. The QMRA technique was found to be quite useful to estimate animal health risks associated with animals grazing in pastures irrigated with wastewater. However, such an approach still needs improvements in order to reduce uncertainties involved in the risk estimates models, both in the exposure and, mainly, the dose-response models. Studies that fill these gaps will certainly complement the findings of this work and add to endorsing that wastewater use in agriculture is a viable practice.

INTRODUÇÃO GERAL

A escassez de água é um fenômeno global e crescente, e o estresse causado pela falta de água afeta atualmente várias partes do mundo. Outro fenômeno recente é a crescente produção e liberação de esgotos, tanto pelo ser humano como pelos animais, no primeiro caso como um resultado do crescimento e concentração da população em áreas urbanas; no segundo, devido ao crescimento da população animal doméstica, e principalmente devido aos métodos modernos da agricultura intensiva. Consequentemente, observa-se uma necessidade de um uso mais eficiente dos recursos hídricos em ambientes urbanos e rurais.

Neste contexto, o uso agrícola da água residuária é com certeza uma opção válida, ou talvez necessária, uma vez que proporciona proteção ao meio ambiente e possibilidade de economia de água potável. Embora o uso de água residuária na agricultura e produção animal seja uma prática centenária, principalmente com a piscicultura, é também um conceito moderno à medida que tem sido reconhecido como uma estratégia de desenvolvimento sustentável.

A irrigação de pastagens destinadas à produção de alimento para animais com águas residuárias, é uma alternativa viável e ambientalmente aceita. Em geral as forrageiras requerem contínua irrigação e são tolerantes aos níveis de alta salinidade característicos da água residuária urbana. Assim, dada à difusão do fenômeno de escassez de água e, por outro lado, a crescente demanda por alimento de origem animal, a irrigação de pastagens com água residuária se mostra uma importante opção podendo resultar em significativa economia de água potável, redução do impacto ambiental de **lançamento de efluentes em corpos d'água e economia** financeira com a fertirrigação.

Entretanto, apesar do uso potencial (e real) de água residuária para pastagem e irrigação de produtos alimentícios, os efeitos que essa prática poderia causar na saúde dos animais domésticos que consomem tais plantações, bem como nos humanos que consomem alimento de origem animal, como carne e leite, ainda não foram propriamente abordados.

Atualmente não existem pesquisas usando as modernas técnicas de avaliação de risco, e nem mesmo existem estudos de revisão baseados em evidência epidemiológica que avaliem a segurança da utilização de águas residuárias na irrigação de pastagens utilizadas na alimentação de animais de produção. Além disso, é importante enfatizar que uma abordagem baseada em riscos deveria englobar todos os três componentes de análise de risco, a avaliação de risco, o gerenciamento de risco, e comunicação de risco. O último é particularmente importante na conquista da aceitação pública para o uso de água residuária na irrigação de pastos e plantações de forragens.

A utilização de águas residuárias urbanas para irrigar pastagens não deve resultar em excesso de doença (ou morte) na pecuária. Em outras palavras, a informação da qualidade mínima da água de irrigação, conseqüentemente as exigências do tratamento de água residuária, para garantir a proteção da saúde dos animais, devem estar disponíveis.

A Organização Mundial de Saúde (OMS) publicou, recentemente, a terceira edição do Guia para o Uso Seguro de Água Residuária na Agricultura (WHO, 2006b) que é baseado no conceito de carga de doença adicional tolerável e foi desenvolvido usando técnicas de Avaliação Quantitativa de Risco Microbiológico (AQRM). Contudo, o Guia da OMS tem como foco, como esperado, apenas com a proteção da saúde humana, particularmente a saúde dos que trabalham com campos irrigados com água residuária e os que consomem colheitas irrigadas com a mesma, especialmente plantações de vegetais de culturas que são ingeridas cruas. Por outro lado, a falta de informação sobre os riscos para a saúde animal que podem surgir do consumo de forragem irrigadas com água residuária pode levar a

regulamentos rigorosos desnecessários, ou manuais tais como o padrão de ≤ 200 coliformes termotolerantes/100mL adotado pela United States Environmental Protection Agency (USEPA, 2004).

O conceito de carga de doença essencialmente não tem muito significado para os epidemiologistas veterinários (ou até mesmo para os pecuaristas) uma vez que muitos animais são criados comparativamente por curtos períodos de tempo antes do abate (em comparação à sua vida natural). Em princípio, o risco de infecção/doença tolerável poderia ser adaptado ao desenvolvimento de diretrizes para o uso seguro de água residuária na irrigação de produtos alimentícios, levando em conta, entretanto, que a dinâmica da doença em rebanhos animais é muito diferente daquela em assentamentos humanos, isto é, as doenças poderiam ser rapidamente difundidas num rebanho e com efeitos devastadores.

Nesse sentido, o presente trabalho apresenta uma proposta de estimativa de risco microbiológico para os patógenos *Salmonella*, *Campylobacter*, *Cryptosporidium* e rotavírus em diferentes animais de produção quais sejam, bovinos, caprinos, suínos e aves, decorrente da ingestão de pastagens irrigadas com água residuária doméstica tratadas. Será apresentada uma adaptação dos modelos humanos para animais considerando uma exposição espécie-específica para cada grupo trabalhado utilizando a metodologia de avaliação quantitativa de risco microbiológico.

Adicionalmente, os riscos estimados serão discutidos com dados de prevalência de patógenos na pecuária disponíveis na literatura e à luz das legislações vigentes, bem como as limitações do uso da metodologia AORM em modelos animais e as incertezas inerentes ao modelo proposto.

OBJETIVOS

OBJETIVO GERAL

Aplicar a metodologia de Avaliação Quantitativa de Risco Microbiológico em cenários de irrigação de pastagens destinadas à alimentação de animais de produção.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Desenvolver modelo de exposição espécie-específico, que leve em consideração características peculiares às diferentes espécies animais (bovinos, caprinos, suínos e aves).
- Estimar parâmetros de interação agente-hospedeiro para diferentes espécies animais.
- Construir modelo dose-resposta específico para diferentes patógenos em diferentes espécies animais.
- Estimar os riscos anuais de infecção e doença decorrente da utilização de águas residuárias na irrigação de pastagens destinadas à alimentação de animais de produção.
- Comparar os riscos estimados pela metodologia AQRM com prevalências de patógenos em populações animais relatadas na literatura.
- Discutir a qualidade microbiológica desejável para o uso de águas residuárias na irrigação de pastagens destinadas à alimentação de animais de produção.
- Realizar análise crítica das legislações vigentes sobre o uso de águas residuárias na irrigação de pastagens destinadas à alimentação de animais de produção.

CAPÍTULO 1 . REFERENCIAL TEÓRICO

1.1.USO DE ÁGUAS RESIDUÁRIAS PARA IRRIGAÇÃO

Por meio da irrigação se pode intensificar a produção agrícola, regularizando, ao longo do ano, as disponibilidades e os estoques de cultivares. Além disso, a agricultura irrigada reduz as incertezas, prevenindo o agente econômico (irrigante) contra a irregularidade das chuvas, anual e interanual.

Segundo Fernandez e Garrido (2002), considera-se água para a agricultura irrigada o volume desse recurso que não é suprido naturalmente por meio de chuvas, sendo necessária a aplicação artificial aos cultivos, de forma a otimizar o seu desenvolvimento biológico.

A atividade de irrigação é a maior consumidora de água entre os diversos usos desse recurso natural. Dentro dela, os consumos específicos variam bastante, a depender do método de irrigação empregado, da natureza do solo, o tipo de requerimentos das diferentes culturas e os índices de evaporação das regiões, sendo todos estes elementos importantes para se definir o volume de água necessário para irrigação.

Além da escassez hídrica, que é grave em diversas regiões, deve-se considerar a questão da poluição concentrada e difusa de corpos hídricos, por vezes intensificada pelo lançamento de efluentes sanitários. Processos de eutrofização, metais pesados, acidificação, poluentes orgânicos e outros efluentes tóxicos que degradam os corpos hídricos de áreas densamente povoadas, comprometendo assim a qualidade da água.

Segundo Beekman (1996), como a demanda pela água continua a aumentar, o retorno das águas servidas e o seu reúso vem se tornando um componente importante no planejamento, desenvolvimento e utilização dos recursos hídricos, tanto em regiões áridas, como em regiões úmidas. A

utilização das águas residuárias para propósitos de uso não potável, como na agricultura, representa um potencial a ser explorado em substituição à utilização de água tratada e potável.

Por meio do planejamento integrado dos recursos de águas naturais e águas residuárias, a reutilização pode propiciar suficiente flexibilidade para o atendimento das demandas de curto prazo, assim como, assegurar o aumento da garantia no suprimento de longo prazo. Assim, o reúso de água para diversos fins, incluindo o da irrigação, surge como alternativa para aumentar a oferta de água, garantindo economia do recurso e racionalização do uso desse bem.

O uso da água residuária é praticado mundialmente em vários contextos, por diferentes grupos sociais, em diferentes escalas, em países industrializados e em países em desenvolvimento. Às vezes o uso de água residuária faz parte de uma política de gerenciamento de recursos hídricos do próprio governo, e nesse caso é feito apenas com água residuária tratada mas, frequentemente, o reúso é uma prática ainda não totalmente regulamentada. Há numerosos exemplos no mundo de reúso em países na América Latina, América do Norte, Europa, Sul e Oeste da Ásia, Oriente Médio, e Estados Unidos, incluindo aquicultura e irrigação de culturas (ex, culturas comestíveis e não comestíveis para humanos e variedades não alimentares, pastos e forragens, parques, gramados, campos de lazer, margem de estradas, áreas de paisagem, campos de golfe, instalações de recreação e outras) (SHUVAL et al., 1986; STRAUSS e BLUMENTHAL, 1989; EDWARDS, 1992; STRAUSS, 2001; BAZZA, 2003; BUECHLER et al., 2006; FARUQUI, 2006).

O uso da água residuária para irrigação tem várias vantagens: (i) permite a economia de recursos hídricos para usos mais importantes, tais como suprimento de água potável para humanos e animais; (ii) proporciona economia agrícola, pois a água residuária tem quantidade considerável de nutrientes importantes (nitrogênio, fósforo, potássio e outros) e pode ser usada como um fertilizante; (iii) estimula a reciclagem de nutrientes e (iv) a

preservação da fração orgânica do solo; (v) diminui custos do tratamento de águas residuárias quando comparados aos custos para realizar a remoção de nutrientes e descarga de efluentes em corpos hídricos; (vi) melhora a produção de alimento; e (vii) estimula a proteção das fontes de água, bem como a diminuição dos níveis de poluição e, conseqüentemente reduz custos do tratamento de água (MARA; CAIRNCROSS, 1989; STRAUSS, 2001; BASTOS et al., 2003a; CORAUCCI FILHO et al., 2003).

Entretanto, o reúso na agricultura pode também apresentar algumas desvantagens que devem ser consideradas: (i) em geral, fazendas e terras onde o uso da água residuária poderia ser implementado se localizam geograficamente distante dos centros urbanos onde é produzido o maior volume de esgotos, e isto pode acarretar altos custos financeiros e encargos econômicos no transporte; (ii) questões de saúde pública envolvendo a exposição de diferentes grupos humanos à riscos de saúde; (iii) o uso de água residuária para alimentação e produção animal pode mudar o perfil sanitário dos rebanhos e resultar em perdas econômicas; (iv) água residuária pode conter íons químicos em concentrações que são tóxicas às plantas (ex: sódio e cloro) e animais (como amônia para os peixes); (v) se não for adequadamente gerenciada, a aplicação de água residuária à terra pode levar à contaminação microbiológica e química de águas subterrâneas, (vi) à modificação de algumas importantes características do solo (salinização, redução da permeabilidade e arejamento); e (vii) aspectos culturais relacionados à rejeição do consumo de produtos irrigados com água residuária (DULAC, 2001; SCOTT et al., 2004; FARUQUI, 2006).

De fato, o uso da água residuária é adequado as áreas urbanas e periurbanas para produção de forragens, particularmente onde há uma demanda urbana por produtos derivados de leite (SCOTT et al., 2004). Na Austrália, a agricultura é responsável por aproximadamente dois terços do consumo de água residuária através de mais de 270 sistemas de tratamento, em sua maioria o reúso das águas é destinado à irrigação das plantações de forragens e pastagens (STEVENS, 2006). Na Califórnia, Estados Unidos, a irrigação representou 46% do volume total de água de

reúso usada neste estado em 2002, e 12% deste foi usado para irrigação de pastagens (MORTEZA et al., 2008).

Delgado et al. (1999) estudaram um fenômeno que está acontecendo nos **países em desenvolvimento descrito por eles como "Livestock Revolution,"** (Revolução da Pecuária) onde um aumento significativo pela demanda de alimento de origem animal está acontecendo como resultado combinado do crescimento da população, urbanização e aumento da renda. Esta tendência foi descrita para o período de 1983-1999; entretanto ainda é notado hoje em dia. Estima-se que, se esta tendência continuar, para suprir a demanda por carne e produtos derivados do leite nos países em desenvolvimento, a produção global de gado em 2020 terá de alcançar 183 e 401 milhões de toneladas métricas de carne e leite, respectivamente, isto é, duas vezes mais que a produção alcançada em 1993 (88 e 164 milhões de toneladas métricas, respectivamente) (DELGADO et al., 1999). Dessa maneira, pode-se também prever a necessidade por grandes áreas de terra para produção de culturas forrageiras. Em 2007 a estimativa da área urbana usada para prados e pastos¹ permanentes era $3,38 \times 10^9$ hectares (ha) no mundo; $1,81 \times 10^8$ ha e $1,17 \times 10^7$ ha na Europa e no Reino Unido, respectivamente; $4,54 \times 10^8$ ha na América do Sul e $1,97 \times 10^8$ ha no Brasil (FAO, 2010).

Adicionalmente, Scott et al. (2004) sugerem que o uso da água residuária na agricultura nos países em desenvolvimento está aumentando atualmente a uma taxa comparável à do crescimento urbano, sendo inquestionável a necessidade de estudos que viabilizem e que forneçam embasamento científico quanto à segurança dessa prática do ponto de vista microbiológico.

Segundo o CIRRA - Centro Internacional de Referência em Reúso de Água (2002), o setor agrícola no Brasil utiliza aproximadamente 70% do consumo total de água do país. Essa demanda significativa, associada à escassez de recursos hídricos leva a ponderar que as atividades agrícolas devem ser

¹ Prados e pastagens permanentes significam uso permanente da terra (cinco anos ou mais) para culturas forrageiras herbáceas, sejam cultivadas ou com crescimento de pradaria (selvagem ou pastagem) (FAO, 2009).

consideradas como prioritárias em termos de uso de efluentes tratados. Efluentes adequadamente tratados podem ser utilizados para aplicação em:

- Culturas de alimentos não processados comercialmente: irrigação superficial de qualquer cultura alimentícia, incluindo aquelas consumidas cruas;
- Culturas de alimentos processados comercialmente: irrigação superficial de pomares e vinhas;
- Culturas não alimentícias: irrigação de pastos, forragens, fibras e grãos;
- Dessedentação de animais.

1.2.ASPECTOS RELACIONADOS AO USO AGRÍCOLA DE ÁGUAS RESIDUÁRIAS DOMÉSTICAS

1.2.1. Qualidade microbiológica das águas residuárias domésticas

Os esgotos sanitários podem conter os mais variados microrganismos patogênicos conforme Quadro 1.1 portanto, não restam dúvidas de que a utilização de esgotos em irrigação agrícola envolve riscos à saúde dos animais e conseqüentemente de humanos.

De forma complementar, o Quadro 1.2 apresenta uma compilação realizada por Bastos et al. (2001) relativa à presença específica de protozoários em esgotos brutos e tratados. A partir da análise do Quadro 1.2 os autores ressaltam os seguintes aspectos: a confirmação dos esgotos sanitários, mesmo efluentes secundários, como importante fonte de contaminação de protozoários e a ocorrência de cistos de *Giardia* em esgotos sanitários em concentrações mais elevadas do que oocistos de *Cryptosporidium*.

Quadro 1.1. Concentrações usuais de organismos patogênicos e indicadores de contaminação em esgotos sanitários

PATÓGENO	CONCENTRAÇÃO POR GRAMA DE FEZES	CONCENTRAÇÃO NO ESGOTO BRUTO
Vírus		
Enterovírus (poliovírus, coxsackevírus e echovírus)	$10^3 - 10^7$	180-500.000/100 mL
Rotavírus	10^{10}	$10^2 - 10^5/L^{(1)}$
Adenovírus	10^{10}	- ⁽¹⁾
Norovírus	10^{12}	não enumerado
Hepatite	10^8	não enumerado
Bactérias		
<i>Campylobacter</i> spp.	10^8	$10^4 - 10^5/100$ mL
<i>Escherichia coli</i> enteropatogênica	$10^7 - 10^9$	$10^6 - 10^8 /100$ mL ⁽¹⁾
<i>Salmonella</i> spp.	10^5	$10^2 - 10^3 /100$ mL ⁽¹⁾
<i>Shigella</i> spp.	$10^3 - 10^9$	0,1-1.000/100 mL
<i>Yersinia</i> spp.	- ⁽²⁾	$6 \times 10^4 . 8 \times 10^4/100$ mL
<i>Vibrio cholerae</i>	10^7	não enumerado
Helmintos	10^4	$10^1 - 10^3 / L$ ⁽³⁾
<i>Ancylostoma</i> spp. e <i>Necator</i> sp.	10^4 e 10^2	0,6-19/100 mL
<i>Trichuris</i> spp.	10^2	1-4/100 mL
<i>Taenia solium</i>	10^2	- ⁽²⁾
Taeniorhyncus saginata (antigamente denominada <i>Taenia saginata</i>)	10^2	- ⁽²⁾
Protozoários		
<i>Entamoeba histolytica</i>		
Cistos de <i>Giardia lamblia</i>	$10^5 - 10^7$	$10^2 - 10^4 / L$ ⁽⁴⁾
Oocistos de <i>Cryptosporidium parvum</i>	$10^6 - 10^7$	$10^1 - 10^2 / L$ ⁽⁵⁾

NOTAS: (1) Arceivala (1981) e Pearson et al.(1995). (2) Patógenos presentes nas fezes e no esgoto (dados qualitativos) baseados em ampla literatura. (3) Informações baseadas em diversos estudos em diferentes países, ex.: Ayres et al. (1992), Brasil e Quênia; Grimason et al. (1995), França e Quênia; Crispim e Barbosa (1995), Brasil; Bastos et al. (1998). (4) Informações respaldadas em ampla literatura. (5) Informações compiladas por Bastos et al. (2001) referentes à diversos estudos em diferentes países (ex.: Brasil, Canadá, EUA França, Quênia), acrescidas de Bastos et al. (1998).

Estudos recentes desenvolvidos no Brasil também apontam a correlação entre a presença de cistos de *Giardia*spp.e oocistos de *Cryptosporidium*spp.em águas superficiais que recebem a descarga de esgotos não tratados. Elevadas concentrações de *Giardia* spp. (2,5-120 cistos/L) foram detectadas no Rio Atibaia, São Paulo. No mesmo estudo a concentração de *Cryptosporidium* spp. variou de 15-60 oocistos /L (CANTUSIO-NETO et al., 2010).

Quadro 1.2. Ocorrência de cistos de *Giardia* e oocistos de *Cryptosporidium* em esgotos sanitários

ESGOTO BRUTO		ESGOTO TRATADO		REFERÊNCIA
<i>Giardia</i> (cistos/L)	<i>Cryptosporidium</i> (oocistos/L)	<i>Giardia</i> (cistos/L)	<i>Cryptosporidium</i> (oocistos/L)	
< 10 ³ - 8,8x10 ⁴	1 - 1,2x10 ²	-	-	Wallis et al. (1996) ⁽¹⁾
9,5x10 ³ - 1,4x10 ⁴	-	-	-	Gassmann e Schwartzbrod (1991) ⁽²⁾
2,87x10 ²⁽³⁾	20 ⁽³⁾	6,7 ⁽⁴⁾	9,2 ⁽⁴⁾	States et al. (1997)
2,13x10 ² - 6,3x10 ³⁽⁵⁾	12,5-73 ⁽⁵⁾	ND ⁽⁶⁾ - 2,3x10 ²⁽⁷⁾	ND - 50 ⁽⁷⁾	Grimason et al. (1993)
6,42x10 ² - 3,38x10 ³⁽⁸⁾	-	ND - 44 ⁽⁹⁾	-	Sykora et al. (1991)
1,07x10 ⁴	60	-	-	Smith et al. (1992) citado por Grimason et al. (1993) ⁽¹⁰⁾
8,71x10 ² - 1,61x10 ³	2,6x10 ² - 2,9x10 ²	< 0,25 - 4,67x10 ²	0,33 - 25	Crockett e Haas (1997) ⁽¹¹⁾
7,38 x 10 ⁴ - 1,34 x 10 ⁵	6 x 10 ⁴	6,78 x 10 ² - 1,73 x 10 ³	1,60 x 10 ² (12)	Santos et al. (2011)

NOTAS: (1) Faixa encontrada em amostras de 72 cidades do Canadá, coletadas mensalmente de 1991-1995. (2) Faixa encontrada em monitoramento de oito meses em Nancy, França. (3) Média geométrica de cinco amostras coletadas em sistema misto de esgotos sanitários e drenagem pluvial, Pittsburgh, EUA. (4) Média geométrica de amostras mensais (Jul. 94 - Jun. 96) de efluente secundário; Pittsburgh, EUA. (5) Faixa encontrada em monitoramento de dois meses em várias cidades do Quênia, África. (6) Não detectado. (7) Faixa encontrada em efluentes de onze lagoas de estabilização no Quênia; TDH mínimo para remoção completa de cistos e oocistos de 37,3 dias. (8) Faixa das medias geométricas de monitoramento de um ano (amostras mensais) em diversas regiões dos EUA. (9) Faixa encontrada em **monitoramento de um ano (amostras mensais) de efluentes secundários (onze ETE's- lodos ativados)** em diversas regiões dos EUA; 50% das amostras negativas. (10) Dados obtidos no nordeste do Brasil. (11) Faixa em três amostras de efluente secundário, Philadelphia, EUA. (12) Efluente tratado seguido de desinfecção com UV, dados de Campinas, São Paulo.

FONTE: Adaptado de Bastos et al. (2001).

Com relação ao grupo de bactérias, estão disponíveis na literatura, outros trabalhos que apresentam microrganismos patogênicos detectados e quantificados em esgotos domésticos brutos segundo o país de estudo e referência que serão apresentados no Quadro 1.3.

Quadro 1.3. Bactérias patogênicas detectadas/quantificadas em esgotos domésticos brutos

ORGANISMO	NÚMERO MAIS PROVÁVEL (NMP/100ML)	LOCALIDADE	REFERÊNCIA
<i>Campylobacter</i>	51,3	-	Stelzer et al. (1991)
	70-1,6x10 ³	Brasil	Oragui et al. (1987).
	70	Brasil	Ceballos (2000).
	Detectado	França	Dousse et al. (1993).
<i>Salmonella</i> spp.	1,1 x 10 ³	Finlândia	Koivunen et al. (2003).
	2,8 x 10 ³	Índia	Pant e Mittal (2007).
	6,0 x 10 ²	Canadá	Lee et al. (2006).
	10 ² - 10 ³	Brasil	Bastos et al. (2003).
	130	Brasil	Arridge et al. (1995).
	20	Canadá	Ceballos (2000).
<i>Salmonella</i> Enteritidis	130	Noruega	Langeland (1982).
	20- >1,8 x 10 ³	Brasil	Oragui et al. (1987).
	3,0x10 ⁴	Inglaterra	Yaziz e Lloyd (1979).

O Quadro 1.4 apresenta características epidemiológicas dos principais microrganismos encontrados em esgotos sanitários domésticos. Interessante observar que os vírus apresentam elevada carga excretada nas fezes, uma persistência considerável no ambiente (3 meses) e baixa dose infectante justificando a preocupação com esse grupo de microrganismo quando se pratica o uso agrícola de águas residuárias.

Quadro 1.4. Características epidemiológicas dos principais microrganismos encontrados em esgotos sanitários domésticos

PATÓGENO	CARGA EXCRETADA ^A	LATÊNCIA ^B	PERSISTÊNCIA ^C	DOSE INFECCIOSA MEDIANA (DI ₅₀)
Vírus^d				
Enterovírus	10 ⁷	0	3 meses	1-10
Rotavírus	10 ⁶	0	?	Baixa (?)
Bactérias				
<i>Campylobacter fetus</i> spp.	10 ⁷	0	7 dias	Elevada (?)
<i>Salmonella</i> Thyphi	10 ⁸	0	2 meses	elevada
Outras <i>Salmonellas</i>	10 ⁸	0	3 meses	elevada
Protozoários				
<i>Giardia lamblia</i>	10 ⁵	0	25 dias	<20
<i>Cryptosporidium</i> spp. ^e	10 ⁵ -10 ⁹	0	meses	1-10

NOTAS: Baixa (< 10²); Média (10⁴); Elevada (> 10⁶); ?Ainda existe incerteza. (A) Valor médio de microrganismos por grama de fezes; (B) Tempo mínimo médio entre a excreção e a infecção; (C) Máxima vida estimada da fase infecciosa à temperatura ambiente de 20-30°C; (D) Inclui pólio, eco e coxaquievirus; (E) Adaptado de Schijven (1999).

FONTE: Feachem et al.(1983).

1.2.2. Tratamento de esgotos sanitários e alternativas de disposição final de resíduos

A maioria dos processos de tratamento secundário de esgotos foi inicialmente concebida para remoção de matéria orgânica e, via de regra, são pouco eficientes na remoção de organismos patogênicos. As bactérias, seguidas dos vírus, são os organismos patogênicos mais sensíveis à ação de desinfetantes físicos e químicos e, portanto, são de inativação relativamente fácil em estações de tratamento de água e esgotos. Os cistos de protozoários, e especialmente os ovos de helmintos, são bem mais resistentes; por outro lado, apresentam tamanho e densidades que favorecem a potencial remoção por sedimentação e filtração, mais facilmente os helmintos (BASTOS et al., 2005).

Bastos (2005) apresenta no Quadro 1.5 um resumo da eficiência típica de remoção de patógenos por meio do tratamento de esgotos e destaca ainda o emprego de lagoas de estabilização, haja vista o relativo baixo custo desta alternativa e a elevada eficiência na remoção dos diversos organismos patogênicos.

Considerando as densidades de patógenos usualmente encontradas nos esgotos domésticos e a eficiência de remoção desses microrganismos por diferentes processos de tratamento (QUADROS 1.1, 1.2, 1.3 e 1.5), é possível praticar o reúso de águas residuárias tratadas na agricultura, sem que essa prática ofereça riscos às populações consumidoras, sejam elas humanas ou animais. A minimização dos riscos pode ser obtida pela otimização de técnicas de tratamento de esgotos aliada à tecnologias de irrigação.

Quadro 1.5. Eficiência típica de remoção de organismos patogênicos em processos de tratamento de água residuárias

PROCESSO DE TRATAMENTO	EFICIÊNCIA TÍPICA DE REMOÇÃO (LOG ₁₀) ⁽¹⁾			
	BACTÉRIAS	VÍRUS	PROTOZOÁRIOS	HELMINTOS
Processo secundários convencionais + decantação secundária	0-2	0-1	0-1	0-2
Precipitação química	1-2	0-1	0-1	1-3
Precipitação química + Filtração terciária	1-2	1-2	1-3	1-3
Biofiltros	0-2	0-1	0-1	0-2
Reatores anaeróbios	0-1	0-1	0-1	0-1
Lagoas de estabilização	1-6	1-4	1-4	1-3
Desinfecção	2-6	1-4	0-3	0-1
Precipitação química + Filtração terciária + desinfecção	2-6	1-4	1-4	1-3

NOTAS: (1) Unidade logarítmica (UL) de remoção = 90%, 2 UL = 99%; 3UL = 99,9%; 4 UL = 99,99% e assim sucessivamente.

FONTE: Adaptado de MARA e CAIRNCROSS (1989), citado por Bastos et al. (2005).

A escolha do processo de tratamento a ser adotado deve levar em conta, tanto os aspectos técnicos como os econômico-financeiros, conciliando-os de forma a atender da melhor forma possível a realidade local. No Quadro 1.6 listam-se algumas características de importância, que podem auxiliar em uma pré-seleção dos processos de tratamento de águas residuárias, os autores destacam que não há técnica de tratamento ideal, ou de aplicação universal. A escolha da solução mais adequada para o tratamento e destino final das águas residuárias será resultado de um balanço entre: (i) custos de implantação; (ii) custos e complexidade de operação; (iii) eficiência de remoção dos constituintes das águas residuárias; (iv) destino final das águas residuárias (BASTOS et al., 2005).

Quadro 1.6. Características típicas dos principais processos de tratamento de esgotos sanitários

SISTEMA DE TRATAMENTO	EFICIÊNCIA NA REMOÇÃO (%)		REQUISITOS		CUSTOS (US\$/HAB)
	MATÉRIA ORGÂNICA	PATOGÊNICOS	ÁREA (M ² /HAB.)	POTÊNCIA (W/HAB.)	
Lagoas sem aeração	80-90	60-99,9	1,5-5,0	≈ 0	10-30
Disposição no solo	85-99	90-99	1-50	≈ 0	5-20
Sistemas anaeróbios	60-90	60-90	0,05-0,4	≈ 0	20-80
Lagoas com aeração	70-90	60-99	0,2-2,5	1-1,7	10-30
Reatores com biofilmes	80-95	60-90	0,05-0,7	0,2-3,0	40-120
Lodos ativados	85-98	60-90	0,2-0,35	1,5-4,0	40-120

NOTAS: (1) Os custos maiores estão geralmente associados a menores populações de contribuição ou a versões mais sofisticadas do sistema; (2) A demanda de área para outros tipos de dejetos pode ser estimada a partir da determinação do equivalente populacional.

FONTE:Bastos et al. (2005).

Os diversos processos de tratamento podem ainda ser combinados no intuito de otimizar a eficiência de remoção de matéria orgânica, nutrientes e patógenos. Bastante usual é a combinação de processos anaeróbios – aeróbios com ganho de eficiência na remoção de matéria orgânica e redução de demanda de área. Lagoas de polimento podem ser utilizadas como pós-tratamento dos mais diversos processos no intuito de remoção de patógenos, bem como processos por disposição no solo podem agregar eficiência de remoção de nutrientes (BASTOS et al., 2005).

A aplicação de esgotos no solo é uma forma bem sucedida de tratamento e disposição final dos efluentes resultantes das atividades humanas. Quando se faz esta aplicação, há a filtração e a ação de microrganismos, que possuem a capacidade de transformar a matéria orgânica em compostos mais simples. Eles realizam esta atividade buscando nutrientes e produção de energia. Com isso, tem-se como resultado final deste processo, um efluente tratado e um solo revitalizado, haja vista que os compostos gerados pelos microrganismos podem ser benéficos os para o crescimento das plantas e vegetais (CORAUCCI FILHO, 2001).

De forma geral, existem diferentes métodos que utilizam o solo no tratamento e, ou, disposição final de esgotos. No método de infiltração rápida, o solo e os microrganismos formam um "filtro vivo", onde ocorre a

retenção e a transformação dos sólidos orgânicos. A vegetação, quando existente, retira do solo os nutrientes transformados, evitando a sua concentração excessiva e acumulativa ao longo do tempo. A água que não é incorporada ao solo e às plantas, perde-se pela evapotranspiração ou infiltra-se, percolando em direção aos lençóis de água subterrâneos (CORAUCCI FILHO, 2001).

Para a irrigação com águas residuárias, são utilizadas diferentes técnicas, como por exemplo: a inundação por canais ou sulcos, o gotejamento, a subsuperficial e, com muito critério, a aspersão. Este método é o que requer a maior área superficial, mas traz o maior aproveitamento produtivo. As técnicas de irrigação por inundação, por canais ou sulcos, são as de mais simples operação e menos exigentes no que se refere ao tratamento prévio. Pode-se usar até mesmo esgoto bruto, mas os tratados são sanitariamente mais seguros.

No escoamento superficial, a vegetação, associada com a camada de cobertura do solo, também atua como um filtro vivo, retirando os nutrientes e dando condições para a retenção e transformação da matéria orgânica presente nos esgotos. A principal característica que diferencia este método dos outros, é o fato do efluente escoar em uma rampa horizontal, sendo a água excedente, que não é absorvida ou evaporada, coletada à jusante, para um adequado destino. Para terrenos mais permeáveis, o processo aproxima-se ao de irrigação, mas com a geração de um excedente de água (CORAUCCI FILHO, 2001).

Embora os métodos mais eficientes sejam a infiltração rápida e o escoamento superficial, o solo pode ser utilizado isoladamente como meio filtrante para o tratamento dos esgotos. São os casos dos filtros de areia e das valas de filtração (geralmente para pequenas vazões), e das chamadas terras úmidas (alagados ou wetlands), que podem ser construídos ou naturais. Todos estes métodos são naturais e devem ser pensados para um uso sem qualquer sofisticação desnecessária, padronização excessiva ou rigidez de procedimentos, que dificultem a sua operação e elevem os seus

custos. Porém, deve-se ter em mente que apesar de serem simples, há necessidade que sejam aprimorados.

Segundo Gheyi (1999), a eliminação de microrganismos patogênicos é o principal objetivo do tratamento convencional dos esgotos visando o reúso da água. O grupo coliforme tem boa representatividade como indicador de bactérias presentes na água, mas é menos satisfatório para os vírus presentes nas excretas. O grupo dos coliformes tem um uso muito limitado quando se trata de protozoários e helmintos, para os quais não existem indicadores seguros e, reconhecidamente, constituem o maior risco real para a saúde pública.

Admitindo-se uma contribuição de 20 L/pessoa/dia, uma comunidade de 10.000 habitantes produzirá aproximadamente 200 m³ de esgotos por dia. É um volume de água considerável e disponível diariamente. Assim, é fácil calcular que é enorme a quantidade de esgotos que se pode dispor para irrigação, principalmente para regiões áridas e semiáridas, onde há a limitação dos recursos hídricos, permitindo a conservação das águas naturais de boa qualidade somente para usos mais restritivos (CORAUCCI FILHO, 2001).

Conforme Folegatti (1999), em geral, os esgotos sanitários apresentam teores de macro e micronutrientes satisfatórios, para a demanda da maioria das culturas. Porém, a presença de sais e sólidos dissolvidos fixos deve ser vista com atenção, já que tais características podem gerar um efluente salino, impróprio para a irrigação.

Coraucci Filho (2001) ressalta que provavelmente, micro elementos estarão presentes em concentrações abaixo dos teores tóxicos e acima da demanda nutricional da maioria das culturas nos esgotos sanitários. Exceção deve ser feita para o boro que, dependendo da quantidade, pode ser tóxico para diversas culturas, sendo que este elemento está presente em efluentes que contenham materiais oriundos de produtos de limpeza.

A aplicação dos nutrientes contidos nos efluentes tratados pode reduzir, ou mesmo eliminar, a necessidade de fertilizantes comerciais. Além disso, a

matéria orgânica contida nos esgotos aumenta a capacidade do solo em reter água.

Segundo Ferreira (2008), os esgotos são apreciados pelos agricultores, simplesmente porque os nutrientes, neles presentes, fazem com que o rendimento das colheitas seja potencializado. Entretanto, alguns autores sugerem que a quantidade de água residuária a ser aplicada deve ser baseada no nutriente/elemento/composto limitante. No caso dos esgotos domésticos, a concentração de sódio (Na^+) é elevada e causa problemas de estrutura nos solos além de diminuir a produtividade devido ao aumento da pressão osmótica, ou seja, mesmo com água no solo, a planta "perde" água para o meio externo, pode ter a sua produção reduzida.

Muitas pesquisas, dentre as quais pode-se citar Marecos do Monte e de Sousa (1992), Vazquez-Montiel et al. (1996), Mota et al. (1997) e de Sousa et al. (2000), têm demonstrado que a produção agrícola é maior quando alguma forma de água residuária é usada em comparação com água de abastecimento (ou água de abastecimento com adição de fertilizantes). Em tais pesquisas, o acréscimo na produção agrícola situou-se geralmente na faixa 15–40%, embora tanto acréscimos menores como maiores tenham sido relatados. Tal incremento na produtividade agrícola é devido à reciclagem dos nutrientes presentes nos esgotos domésticos.

Oron et al. (1982) verificaram que a irrigação do algodão por gotejamento com águas residuárias possibilitou produtividade de 6.000 kg ha^{-1} , sem adição de fertilizante químico. Vazquez-Montiel et al. (1996) constataram que a cultura do milho, irrigada com águas residuárias, absorveu maior quantidade de nitrogênio na fase de crescimento do que na fase de maturação, acumulando, nessa fase, nitrogênio na forma de nitrato no perfil do solo. Monte e Sousa (1992) observaram que irrigação com águas residuárias de lagoa facultativa aumentou os rendimentos das culturas de milho e de sorgo, além de evitar o uso de quantidades significativas de fertilizantes. Osburn e Burkhead (1992), em seus estudos com irrigação de pepinos e berinjelas com águas residuárias, concluíram que a água

residuária secundária usada não afetou o rendimento das culturas e ocorreu aumento na concentração de nitrogênio e fósforo no solo durante a realização do experimento. Marecos do Monte e Sousa (1992) relatam que a economia em fertilizantes artificiais, quando se pratica o uso de águas residuárias na agricultura, pode variar de US \$ 230/ha a US \$ 530/ha.

1.2.3. Qualidade microbiológica de vegetais irrigados com águas residuárias

Mesmo após o tratamento dos esgotos sanitários, os efluentes contêm microrganismos patogênicos que devem ser considerados quando se pratica o reúso agrícola. O grau de contaminação de culturas irrigadas com água residuária tratada é inversamente relacionado ao grau de tratamento dado à mesma, especialmente quando as culturas são irrigadas por aspersão (AYRES et al., 1992; ARMON et al., 2002). Portanto, antes de ser utilizada para irrigação de culturas agrícolas, a água residuária deve ser tratada a um grau que não comprometa a saúde pública.

A principal via de contaminação de culturas de irrigação é a adesão dos patógenos à superfície das culturas. No entanto, é possível que os patógenos adentrem a planta por meio da superfície de corte (WOOD, 2000). A captação de patógenos através do sistema radicular também pode ocorrer (KATZENELSON e MILLS, 1984), no entanto essas possibilidades são consideradas insignificantes quando comparada à contaminação por adesão superficial (VAN GINNEKEN e ORON, 2000). Até o presente momento, os modelos AQRM tem considerado apenas contaminação da superfície.

Características da planta e método de irrigação

A contaminação das culturas depende muito do método de irrigação e do tipo de planta cultivada. A irrigação por aspersão têm o maior potencial de se espalhar e assim contaminar a superfície das culturas, enquanto a irrigação localizada (por exemplo, sulco ou gotejamento) pode reduzir a contaminação em até 2-4 log (WHO, 2006). Em princípio inundação e irrigação por sulcos devem resultar em níveis de contaminação intermediária, entre aqueles por aspersão e irrigação localizada.

Bastos e Mara (1995), em estudo conduzido na Inglaterra com plantio de alfaces em estufas, comparam a contaminação da alface irrigada com água residuária por sistema de gotejamento e por sulco. A irrigação com efluentes com qualidade microbiológica de $2,6 \times 10^3 E.coli/100mL$ (média geométrica) resultaram em alface com níveis de contaminação de $4,9 \times 10^3 E.coli/100 g$ (peso úmido) e $8,9 \times 10^2 E. coli /100g$ (peso úmido) para gotejamento e irrigação por sulco, respectivamente.

Amoah et al. (2006) avaliaram a qualidade microbiológica de vegetais (alface, repolho e cebolinha) em três cidades de Ghana. Os resultados obtidos mostram contaminação com material fecal e presença de coliformes fecais com médias geométricas que variam de 4.0×10^3 a $9,3 \times 10^8/g$ de peso úmido, superando os padrões recomendados. Alface, repolho e cebolinha também apresentaram contaminação com ovos de helmintos, média de 1,1, 0,4 e 2,7 ovos/g, respectivamente. Os ovos identificados foram *Ascaris lumbricoides*, *Ancylostoma duodenale*, *Schistosoma heamatobium*, e *Trichuris trichiura*. Devido ao consumo de muitos vegetais frescos ou apenas ligeiramente cozidos, o estudo mostra que a produção vegetal intensiva, comum em Ghana e seus países vizinhos, ameaça à saúde pública do ponto de vista microbiológico. O uso de água potável para a produção vegetal em Ghana é limitado porque um percentual maior que 40% dos habitantes das cidades ainda estão sem água potável para consumo. Portanto, a água de irrigação utilizada por esses agricultores é derivada de diferentes fontes urbanas incluindo esgotos, que são muitas vezes altamente poluídos ou porque não existe opção para tratamento (KERAITA et al., 2002). O maior nível de coliformes fecais foi registrado em alface, que teve média geométrica de $1,1 \times 10^7/g$ peso úmido. Isso pode estar relacionado à maior área de superfície exposta da folhosa. Repolho e cebolinha obtiveram médias geométricas de $3,3 \times 10^6$ e $1,1 \times 10^6/g$ peso úmido, respectivamente. Os autores salientam que não houveram amostra de vegetais com concentração inferior a 4.000 coliformes fecais /g(peso úmido) (AMOAH et al., 2006).

Ainda em Ghana, estudo com irrigação de alface por gotejamento revelaram níveis baixos de contaminação com coliformes termotolerantes, em média, 4 unidades logarítmicas por 100 g de alface, nível menor do que na irrigação com regadores. Sabidamente a irrigação por gotejamento causa menos contaminação do que a irrigação por sulco e aspersão (BASTOS e MARA, 1995; EL HAMOURI et al., 1996; ORON et al., 2001; ARMON et al., 2002; SOLOMON et al., 2002).

Em um dos poucos relatos sobre a contaminação por protozoários em culturas irrigadas com águas residuárias, pode-se citar o estudo de Anh et al. (2007) que avaliou a qualidade microbiológica de espinafre irrigado por inundação, no Camboja. As concentrações médias de coliformes termotolerantes (CTe) em amostras de água variaram de 10^4 - 10^7 /100 mL. Alta concentração de CTe (cerca de 10^5 - 10^7 /g) foi encontrada no espinafre. *Giardia* spp. estava presente em 56% (20) das amostras com uma concentração média de 6,6 cistos/g (95% CI 2,3-10,9). Oocistos de *Cryptosporidium* spp. foram encontrados em 17% (seis) das amostras de espinafre com uma concentração média de 0,5 oocistos por grama. Oocistos de *Cyclospora* foram detectados em 8% (três) amostras. Nenhuma informação sobre a concentração de (oo) cistos na água de irrigação estava disponível.

Certas culturas podem ser mais suscetíveis à contaminação do que outras, normalmente por características intrínsecas à planta, como por exemplo, plantas com superfícies pegajosas, peludas, ásperas e mesmo com presença de fendas tendem a reter mais água e proteger os patógenos da exposição à radiação do que culturas com superfícies lisas. Um estudo realizado por Coluna et al. (2005) mostrou que as superfícies de alface e melão retiveram patógenos (*E.coli* e bacteriófago -PRD1) da água de irrigação, mas pimentões, que possuem superfícies mais lisas, não. De forma semelhante Wanderley (2005) relata a capacidade de retenção de microrganismos nas fendas de batata-doce irrigada com água residuária.

Armon et al. (2002) desenvolveram estudos avaliando a qualidade de vegetais irrigados com aspersão de efluentes de baixa qualidade, e como resultados números elevados de oocistos de *Cryptosporidium* (até 10^4 oocistos/0.5 kg de vegetal) foram obtidos. A maior presença de oocistos foi detectada em abobrinha que, segundo os autores apresenta uma superfície pegajosa e peluda no exterior, o que facilitaria a retenção de microrganismos (80 a 10 mil oocistos/0.5 kg de abobrinha).

Nesse sentido, é possível observar mais alguns estudos que relatam a contaminação diferenciada de acordo com o tipo de vegetal, como estudo desenvolvido em Ghana, por Rai et al. (2007) que avaliou 144 amostras de água utilizada para irrigação da estação de tratamento de esgoto de Dinapur e também água do rio Rajghat e 258 amostras de vegetais irrigados nas proximidades desses campos agrícolas. Apesar de todos os vegetais terem apresentado contagens de coliformes acima do padrão recomendado (faixa de $3,40-6,38 \log_{10} \text{ UFC ml}^{-1}$), o espinafre e o repolho tiveram significativamente maior concentração de coliformes ($p < 0,05$) em comparação com outros vegetais, isso provavelmente devido à maior superfície de contato desses vegetais (RAI, 2007).

Ensik et al. (2007) realizou um levantamento em duas fazendas em Faisalabad, no Paquistão, onde irrigação de culturas alimentares com águas residuárias é comumente praticada. As análises de amostras de águas residuárias mostraram altas concentrações de *E. coli* (média geométrica = $1,8 \times 10^7 \text{ UFC} / 100 \text{ ml}$) e ovos de helmintos (média geométrica = 968 ovos por litro). Oito diferentes produtos hortícolas também foram testados para a *E. coli* e ovos de helmintos. A média geométrica das concentrações de *E. coli* sobre os diferentes tipos de vegetais coletados no campo (55 amostras) foi de $1,9 \text{ E. coli/g}$ (95% CI: 1,1-3,4). Concentrações de ovos de helmintos em hortaliças foram, em média, 0,7 ovos / g (95% CI: 0,4-1,0) sendo que vegetais folhosos apresentaram as mais elevadas concentrações (1,1 ovos por grama), seguido de couve-flor (0,1 ovos por grama), enquanto em legumes de superfície lisa não foram encontrados ovos de helmintos.

Apesar de altas concentrações de *E. coli* na água residuária utilizada na irrigação em Faisalabad, relativamente baixas concentrações de *E. coli* foram evidenciadas em produtos irrigados, e isso pode ser parcialmente creditado ao método de irrigação utilizado nestas fazendas que foi a irrigação por sulco. Estudos desenvolvidos no México, Israel, Gana e Brasil, que utilizaram regadores manuais ou mesmo o método de irrigação por aspersão revelaram concentrações mais elevadas de coliformes nas culturas (ROSAS et al., 1984; AMOAH et al., 2006; BASTOS et al., 2008).

Diversos estudos têm demonstrado o método de irrigação pode minimizar a contaminação, mesmo para culturas de crescimento rente ao solo. Como já mencionado, Bastos e Mara (1995) não encontraram diferenças entre os níveis de contaminação de alface por gotejamento e sulco-irrigada. No estudo de Keraita et al. (2007), alface sulco irrigadas foram contaminados por aproximadamente 1 unidade logaritmica a menos que as alfaces irrigadas com regadores. Além disso, Ensink et al. (2007) encontrou níveis de contaminação muito baixa em culturas sulco irrigadas, mesmo usando água para irrigação altamente contaminada em culturas que crescem rente ao solo.

Oron et al. (2001) apontam que ambos sistemas de irrigação, por gotejamento convencional e subterrâneo, são superiores a outros métodos de irrigação, devido ao contato mínimo entre as águas residuárias e a superfície exposta da folhagem das plantas e frutas (ORON et al., 1991). Crook (1998) aponta o uso de gotejamento no subsolo como uma alternativa de longo prazo para regiões onde o controle sanitário da qualidade dos efluentes é dificultoso. Por outro lado, o estudo de Song et al. (2006) mostra que nem sempre a irrigação subsuperficial é totalmente eficaz para proteger culturas de crescimento rente ao solo da contaminação microbiana presente na água residuária.

Embora sabidamente algumas técnicas de irrigação apresentem vantagens em relação a outras técnicas, devido o contato mínimo com a superfície das plantas, é importante considerar as particularidades de cada cenário de

irrigação. Sabidamente, características da planta, qualidade do efluente, e características climáticas da região podem influenciar na qualidade microbiológica das culturas irrigadas e nesse sentido o trabalho de Rai et al. (2007) revela que o patógeno *Salmonella* apresentou significativamente maior probabilidade de ser detectado durante a estação chuvosa do que durante a estação seca, endossando a interferência de fatores climáticos na contaminação dos vegetais.

Qualidade microbiológica da água de irrigação

Embora a prática de reúso direto remeta à uma preocupação latente quanto à transmissão de patógenos, é importante ressaltar que a utilização de águas de rios na irrigação não garante produção isenta de contaminações, como Araújo et al. (1999) verificaram em alfaces irrigadas com água de um riacho, índices de coliformes fecais acima de 200 UFC 100 g⁻¹.

Ainda com relação à irrigação com águas oriundas de mananciais superficiais, Careli (2009) identificou que águas utilizadas para irrigação de hortaliças (alface), oriunda de córregos na zona rural de Viçosa, Minas Gerais, continham oocistos de *Cryptosporidium* spp. com médias geométricas de 6,3 e 22,3 oocistos/L durante o período de seca e chuvas, respectivamente. A autora encontrou o protozoário nas hortaliças irrigadas e quantificou em 15,6 e 46,7 oocistos/100g de alface (média geométrica na seca e chuva). O mesmo trabalho propõe uma relação direta entre o número de protozoários presentes na hortaliça e o número de protozoários na água de irrigação, obtendo uma equação de regressão para *Cryptosporidium* spp. ($Y = 1,867 + 0,8700 * AG$), sendo AG a concentração de *Cryptosporidium* na água com coeficiente de correlação de 0,93. A autora enfatiza que a água de irrigação foi a principal fonte de contaminação de protozoários nas alfaces analisadas.

Um estudo desenvolvido por Bastos et al. (2002) utilizou efluentes de três lagoas de estabilização em escala piloto para a irrigação de alfaces com regadores manuais, simulando, do ponto de vista do contato água de irrigação-planta e do potencial contaminação, o método mais desfavorável,

qual seja a irrigação por aspersão. A qualidade bacteriológica dos efluentes das três lagoas em série foi de: $2,1 \times 10^5 E. coli/100\text{mL}$, $2,9 \times 10^3 E. coli/100\text{mL}$ e $1,6 \times 10^1 E. coli/100\text{mL}$ (média geométrica) *Salmonella* spp., ovos de helmintos e cistos de protozoários, apresentaram-se em baixas densidades e, ou, de forma errática no esgoto bruto e no efluente do reator, mas estiveram sistematicamente ausentes já no efluente da primeira lagoa. Alfaces irrigadas com os referidos efluentes revelaram densidades bacterianas da ordem de, respectivamente, $3,3 \times 10^3 E. coli/g$, $2,8 \times 10^2 E. coli/g$ e não detectáveis (primeira, segunda e terceira lagoa, respectivamente). A irrigação com o efluente da terceira lagoa resultou em alfaces de qualidade bacteriológica similar à do controle (alfaces irrigadas com água), superior à de alfaces regularmente comercializadas na feira livre local e plenamente aceitável pelos critérios da legislação brasileira; a irrigação com o efluente da segunda lagoa, com qualidade bacteriológica ligeiramente inferior à preconizada pela OMS para a irrigação irrestrita, resultou em alfaces de qualidade bem próxima à aceitável. Os resultados sugerem a plena possibilidade de produção de hortaliças de acordo com os padrões sanitários nacionais e internacionais e, em termos de riscos potenciais de saúde, contribuem para corroborar as recomendações da OMS para irrigação irrestrita (BASTOS et al., 2002).

De forma a complementar a discussão desenvolvida por Bastos et al. (2002), que ressalta que a qualidade microbiológica de hortaliças irrigadas com água residuária se aproxima da qualidade microbiológica de hortaliças comercializadas em feiras livres, pode-se citar o estudo da qualidade microbiológica de alfaces desenvolvido em Lavras, Minas Gerais. Nesse estudo, 120 amostras de alface foram coletadas aleatoriamente de sacolões, feiras livres e supermercados, todas as amostras apresentaram alta contagem de coliformes totais e fecais. A contagem média global de coliformes fecais por 100 mL, para cada tipo de estabelecimento comercial, em ordem decrescente, foi: feiras-livres ($8,6 \times 10^5$), sacolões ($3,8 \times 10^5$) e supermercados ($3,2 \times 10^5$). A análise de variância apresentou uma variação significativa ($p < 0,01$) no grau de contaminação por coliformes fecais entre

os pontos de vendas. No entanto, apenas 15,3% dessa variação se devem ao tipo de estabelecimento comercial; os outros 84,7% devem-se a outros fatores que não o ponto de venda das hortaliças (GUIMARAES et al., 2003). Embora Bastos et al. (2002) tenha trabalhado com *E.coli*, e Guimarães et al. (2003) com coliformes, sabidamente a qualidade microbiológica das hortaliças avaliadas são muito próximas, a diferença está apenas na água de irrigação. O primeiro estudo utilizou água residuária, enquanto o segundo avaliou hortaliças comercializadas em pontos de venda e com qualidade da água de irrigação desconhecida.

Em um dos poucos estudos disponíveis sobre a irrigação de águas residuárias reais e a qualidade microbiana de cultura irrigada correspondentes, Bastos et al. (2008), com base em dados experimentais, ajustaram modelos de estimativa de contaminação de culturas (*E. coli*/g) em função da qualidade da água de irrigação (*E. coli*/100mL) (Equações 1.1 e 1.2);

Plantas que se desenvolvem rente ao solo:

$$\log_{10}(EC_{hortaliça}) = 0,83 \cdot \log_{10}(EC_{efluente}) - 0,73 \quad (1.1)$$

• Plantas que se desenvolvem distantes do solo:

$$\log_{10}(EC_{hortaliça}) = 0,45 \cdot \log_{10}(EC_{efluente}) - 0,67 \quad (1.2)$$

Onde:

$EC_{hortaliça}$: concentração de *E. coli* por grama na superfície da planta.

$EC_{efluente}$: concentração de *E. coli* por 100 mL na água de irrigação.

Em Faisalabad, Paquistão, hortaliças irrigadas com esgoto doméstico não tratado foram analisadas para a presença do indicador fecal, *Escherichia coli* e ovos de helmintos no momento da colheita, e no mercado local foram colhidos vegetais do mesmo lote aproximadamente 12 h após colheita de campo. Os resultados da pesquisa revelaram concentrações relativamente baixas de *E. coli* (*E. coli*, cerca de 1,9 NMP/g), mas relativamente altas concentrações de helmintos (0,7 ovos por grama) em vegetais coletados em campos agrícolas. Porém os pesquisadores encontraram maior concentração de microrganismos nos vegetais coletados do mercado, *E. coli* (14,3 *E.*

coli/grama) e helmintos (2,1 ovos por grama), e esse achado foi atribuído à contaminação com manuseio pós-colheita (ENSINK et al., 2007). O Quadro 1.7 resume a quantificação de patógenos em diferentes culturas disponíveis na literatura.

Quadro 1.7. Quantificação de microrganismos em diferentes culturas irrigadas com água e com águas residuárias

IRRIGAÇÃO	MICROORGANISMO	CULTURA	QUANTIFICAÇÃO	REFERÊNCIA
Água	Coliformes Totais	Alface em feira livre	$8,6 \times 10^5/100\text{mL}$	Guimarães et al. (2003)
	Coliformes Totais	Alface em sacolão	$3,8 \times 10^5/100\text{mL}$	
	Coliformes Totais	Alface em supermercado	$3,2 \times 10^5/100\text{mL}$	
	<i>Giardia</i> spp. <i>Cryptosporidium</i> spp. e <i>Ciclospora</i> sp.	Alface em feira, sacolão e supermercados	Não detectado	
	<i>E.coli</i>	Hortaliças em campos	1,9/g	Ensink et al. (2007)
	<i>E.coli</i>	Hortaliças em mercados	14,3/g	
	Helmintos	Hortaliças em campos	0,7/g	
		Hortaliças em mercados	2,1/g	
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	Alface (produtores rurais)	15,6 – 46,7 oocistos/100g	Careli (2009)
Água residuária	Coliforme	Vegetais (alface, espinafre, rúcula)	3,4- 6,38 Log 10	Rai et. al. (2007)
	Helmintos ⁽⁴⁾	Alface	1,1/g	Amonah et al. (2006)
		Repolho	0,4/g	
		Cebolinha	2,7/g	
	<i>E.coli</i>	Alface	$3,3 \times 10^3/\text{g}^{(2)}$ $2,8 \times 10^2/\text{g}^{(3)}$	Bastos et al. (2002)
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	Espinafre	0,5 oocisto/g	Anh (2007)
		Vegetais	Até 10^4 oocistos/0,5 Kg	Armon et al. (2002)
Abobrinha		80-10.000 oocistos/0,5 Kg		
	<i>Giardia lamblia</i>	Espinafre	6,6 cistos/g	Anh (2007)

NOTAS: (1) Sem informações sobre a origem e qualidade da água de irrigação. (2) Água de irrigação contendo $2,1 \times 10^5 E. coli/100\text{mL}$, regadores manuais (3) Água de irrigação contendo $2,9 \times 10^3 E. coli/100\text{mL}$, regadores manuais. (4) Helmintos encontrados: *Ascaris*, *Ancylostoma duodenalis*, *Shistosoma heamatobium*, *Trichuris trichura*.

A maioria dos estudos de contaminação de culturas disponíveis na literatura são limitados a organismos indicadores, e apenas alguns incluem o monitoramento de patógenos. Além disso, poucos estudos fornecem informações detalhadas o suficiente para que uma relação numérica entre a qualidade microbiológica das culturas e qualidade da água de irrigação seja estabelecida. Portanto, a maioria dos estudos de AQRM utilizam estimativas da quantidade de água remanescente na superfície das culturas para quantificar a contaminação por patógenos. Essas estimativas são oriundas de uma estreita faixa de 10-15 mL de volume de água remanescente em 100 grama de cultura proposta por Mara et al. (2007), com base no valor de 10,8 mL/100 g obtidos em experimentos de laboratório por Shuval et al. (1997) com alface. Mais tarde, Hamilton et al. (2006) conduziram experimentos de campo envolvendo irrigação por pulverização de brócolis e repolho, e obtiveram valores médios similares em termos de ordem de grandeza (18,5 mL/100 g de brócolis e 8,9 mL/100g de repolho).

Bastos (2009) compila no Quadro 1.8 estudos apresentados anteriormente referentes à contaminação microbiológica de culturas irrigadas com águas residuárias e, para fins comparativos, inclui níveis de contaminação baseados em estimativas de equações propostas por Bastos et al. (2008) para culturas de crescimento rente ao solo e níveis de contaminação estimados a partir de valores sugeridos da quantidade de águas residuária remanescentes na superfícies de culturas após a irrigação. O autor relata que a abordagem decontaminação de culturas por estimativa de volume de águas residuáriaremanescente na superfície dacultura parece subestimar os resultados de campo. Por sua vez, a equação de Bastos et al. (2008) correspondeu ao resultado do campo para *Cryptosporidium* resultando em aproximadamente 0,5 oocistos de por grama com intervalo de confiança superior a 95%. A análise realizada por Bastos (2009) também revela que a relação proposta por Mara et al. (2007) de 0,1-0,01 oocisto de *Cryptosporidium* para cada $10^5 E.coli$ é coerente com dados medidos em experimento de campo com espinafre por Anh et al. (2007).

Quadro 1.8. Resumo de dados decontaminação microbiológica por bactérias e protozoários, em culturas irrigadas com águas residuárias. Comparação de dados de campo com estimativas baseadas em equações e em volume de água remanescentes em culturas após irrigação (Continua)

REFERÊNCIA	MICRORGANISMO	MÉTODO DE IRRIGAÇÃO	CULTURA	ÁGUA DE IRRIGAÇÃO (ORG/100ML)	CONTAMINAÇÃO NA CULTURA (ORG/G)		
					MEDIDA	ESTIMADA ⁽¹⁾	ESTIMADA ⁽²⁾
Keirata et al. (2007)	Coliforme fecal	Regadores	Alface (estação seca)	$6,8 \times 10^5$ ($2,7 \times 10^5$ - $1,6 \times 10^6$)	$3,2 \times 10^4$ ($2,6 \times 10^4$ - $4,4 \times 10^4$)	$1,3 \times 10^4$ ($2,2 \times 10^2$ - $1,1 \times 10^6$)	$2,7 \times 10^2$ - $2,4 \times 10^3$ ^(*)
					$1,9 \times 10^3$ ($1,7 \times 10^3$ - $2,3 \times 10^3$)		
					1,01		
		Regadores	Alface (estação chuvosa)	$3,5 \times 10^4$ ($1,8 \times 10^4$ - $6,5 \times 10^4$)	$1,6 \times 10^6$ ($1,2 \times 10^6$ - $2,2 \times 10^6$)	$1,1 \times 10^3$ ($3,5 \times 10^1$ - $4,6 \times 10^4$)	$1,8 \times 10^1$ - $9,8 \times 10^1$ ^(*)
					$6,2 \times 10^5$ ($4,7 \times 10^5$ - $8,1 \times 10^6$)		
					$4,5 \times 10^3$ ($3,6 \times 10^3$ - $5,6 \times 10^3$)		
Bastos e Mara (1995)	<i>E coli</i>	Gotejamento	Alface	$2,6 \times 10^3$	$4,9 \times 10^1$	$1,3 \times 10^2$ ($9,4$ - $1,9 \times 10^3$)	$0,004$ - $0,4$ ^(**)
					Sulco		8,9
Rosas et al. (1984)	Coliforme fecal	Sulco	Aipo	$1,5 \times 10^3$	$1,0 \times 10^1$	$8,1 \times 10^1$ ($6,4$ - $1,1 \times 10^3$)	$1,5$ - $2,25$ ^(*)
			Espinafre	$7,0 \times 10^2$	$4,0 \times 10^2$	$4,3 \times 10^1$ ($3,9$ - $5,2 \times 10^2$)	$0,7$ - $1,1$ ^(*)
			Alface	$8,0 \times 10^2$	$1,3 \times 10^1$	$4,8 \times 10^1$ ($4,2$ - $5,9 \times 10^2$)	$0,8$ - $1,2$ ^(*)
			Salsa	$5,5 \times 10^2$	$7,0 \times 10^1$	$3,5 \times 10^1$ ($3,2$ - $4,1 \times 10^2$)	$0,6$ - $0,8$ ^(*)
			Rabanete	$3,0 \times 10^2$	7,0	NA	$0,3$ - $1,5$ ^(*)

Quadro 1.8. Resumo de dados decontaminação microbiológica por bactérias e protozoários, em culturas irrigadas com águas residuárias. Comparação de dados de campo com estimativas baseadas em equações e em volume de água remanescente nas culturas após irrigação. (Conclusão).

REFERÊNCIA	MICRORGANISMO	MÉTODO DE IRRIGAÇÃO	CULTURA	ÁGUA DE IRRIGAÇÃO (ORG/100ML)	CONTAMINAÇÃO NA CULTURA (ORG/G)		
					MEDIDA	ESTIMADA ⁽¹⁾	ESTIMADA ⁽²⁾
Ensik et al. (2007)	<i>E coli</i>	Sulco	Folhas lisas+ couve flor	1,8x10 ⁷ (1,2x10 ⁷ -2,7x10 ⁷)	1,9 (1,1-3,4)	2 x 10 ⁵ (2,9x10 ³ -1,8x10 ⁷)	1,2x10 ⁴ -4,1x10 ⁴ (*)
			Plantas que crescem rente ao solo		4,6		
			Couve flor		1,0		
			Superfície lisa		0,5		
Amoah et al. (2007)	Coliforme fecal	Regadores	Alface	6,5x10 ⁴ (1,5x10 ⁴ -2,8x10 ⁵)	3,4x10 ² (1,7x10 ¹ -7,4x10 ³)	1,8 x 10 ³ (3,1x10 ¹ -2,0x10 ⁵)	1,5x10 ¹ -4,2x10 ² (*)
				5,6x10 ⁵ (4,2x10 ⁴ -7,6x10 ⁶)	2,9x10 ² (4,5x10 ¹ -1,9x10 ³)	1,1x10 ⁴ (6,2x10 ¹ -5,3x10 ⁵)	4,2x10 ¹ -1,1x10 ⁴ (*)
				7,7x10 ⁴ (5,7x10 ³ -1,0x10 ⁶)	1,8x10 ² (3,3x10 ¹ -9,9x10 ²)	2,1x10 ³ (1,6x10 ¹ -6,9x10 ⁵)	5,7-1,5x10 ³ (*)
				9,8x10 ⁴ (7,3x10 ³ -1,3x10 ⁶)	1,7x10 ² (3,7x10 ¹ -7,8x10 ²)	2,6x10 ³ (1,9x10 ¹ -8,9x10 ⁵)	7,3-1,9x10 ³ (*)
Anh et al. (2007)	Coliforme fecal	Inundação	Espinafre	1,6x10 ⁴	3,7x10 ⁵ (3,7x10 ³ -3,7x10 ⁷)	5,7x10 ² (3,2x10 ¹ -1,2x10 ⁴)	1,6x10 ¹ -2,4x10 ¹ (*)
				1,3x10 ⁶	2,0x10 ⁶ (1,3x10 ⁵ -3,0x10 ⁷)	2,2x10 ⁴ (6,4x10 ² -9,0x10 ⁵)	1,3x10 ³ -1,9x10 ³ (*)
				1,3x10 ⁷	4,7x10 ⁶ (3,4x10 ⁵ -6,6x10 ⁷)	1,5x10 ⁵ (3,1x10 ³ -8,8x10 ⁶)	1,3x10 ⁴ -1,9x10 ⁴ (*)
	<i>Giardia</i>			-	6,6(2,3-10, ⁹)		
	<i>Cryptosporidium</i>			-	0,5	0,0004-0,5(▲)	1x10 ⁻⁶ -0,02(■)

NOTAS: NA: não aplicável. (?) Incerto. Intervalos dentro (entre parênteses): inferior e superior 95% IC; média ± desvio padrão. Estimada (1): baseado em equações de Bastos et al. (2008) (Equações 1.1 e 1.2) para culturas de pequeno porte (espinafre, alface e rúcula) irrigadas com regadores; (▲) com base em Bastos et al. (2008) equações para culturas de pequeno porte e assumindo uma proporção de 0,01-0,1 oocistos de *Cryptosporidium* para cada 10⁵*E. coli* como sugerido por Mara et al. (2007). Estimada (2): com base no volume de irrigação de águas residuárias remanescente nas superfícies das culturas; (*) 0,10-0,15 ml/g, como sugerido por Mara et al. (2007) para a alface; (**) 0,0016 -1,6 ml / g como sugerido por Gideon (2007) para irrigação por gotejamento; (●), 0,01-0,05 ml / g, como sugerido por Mara et al. (2007) para as cebolas; (••) 0,0185 ml / g, como sugerido por Hamilton et al. (2006) para brócolis; (†) 0,0036 ml / g, como sugerido por Shuval et al. (1997) para os pepinos; (‡) com base em números aproximados Ensink (2007). (■) com base em 0,10-0,15 ml / g e relação de 0,01-0,1: oocistos de *Cryptosporidium* para 10⁵*E. coli*., como sugerido por Mara et al. (2007).

FONTE: Bastos (2009).

1.2.4. Qualidade microbiológica de solos irrigados com águas residuárias

Além do contato com a água de irrigação, comumente, frutas, verduras e culturas entram em contato com do solo pós-colheita e, assim, podem tornar-se contaminadas com patógenos entéricos do solo ou patógenos presentes na água residuária que ficam retidos no solo pós irrigação.

O destino de microrganismos patogênicos em solos é regulado principalmente pelo transporte e persistência média do patógeno no ambiente. Sabidamente, a sobrevivência e processos de transporte de patógenos em solos e aquíferos são mediados por vários fatores, sendo os principais: (i) o clima (temperatura, precipitação), (ii) tipo de solo (textura, pH, capacidade de retenção de água, capacidade de troca catiônica, teor de matéria orgânica, salinidade) e, (iii) o tipo de patógeno (BALES et al., 1991;. BITTON e HARVEY, 1992; GANNON et al., 1991).

A temperatura do solo pode influenciar o transporte de microrganismos por meio de seu efeito sobre a dispersão, sobrevivência ou adsorção (KEMP et al., 1995). Em geral, baixas temperaturas favorecem a sobrevivência de vírus (YEAGER e O'BRIAN, 1979;. HURST et al., 1980) e bactérias (KIBBEY et al., 1978;. ZIBILSKE e WEAVER, 1978).

O movimento microbiano nos solos é dependente do estado de saturação de água, microrganismos movem-se rapidamente em condições saturadas, mas apenas por alguns centímetros, porque os microrganismos estão em contato próximo com as partículas do solo, promovendo a adsorção. Quando o solo está saturado, todos os poros são preenchidos com água, permitindo que os microrganismos passem pelo solo sem interação. Assim, a textura do solo também afeta o movimento dos microrganismos, porque solos com granulação fina evitam o movimento, enquanto os solos de granulação grossa promovem a movimentação (ABU-ASHOUR, 1994; SINTON, 1986; MUIRHEAD et al., 2006). Outro importante fator ambiental que afeta o movimento microbiano é a chuva, ela pode resultar em disseminação do patógeno pela enxurrada de lugares onde o reúso é praticado ou por

lixiviação através do perfil do solo. Sabe-se que a contaminação de águas subterrâneas por bactérias e vírus aumenta durante chuvas torrenciais. Gerba et al. (1984) monitoraram a presença de coliforme em poços rasos e profundos e o aumento da contaminação bacteriana coincidiu com episódios de chuvas fortes.

Micro e mesofauna podem desempenhar um papel significativo no transporte de microrganismos no solo, embora existam poucas pesquisas sobre esta possibilidade. Atividades de pastoreio da fauna no solo podem também influenciar a sobrevivência dos microrganismos patogênicos, particularmente as bactérias. A dispersão pode ocorrer tanto por transferência na superfície da mesofauna (RUDDICK e WILLIAMS, 1972) ou através da passagem pelo intestino, embora a viabilidade dos microrganismos possa ser afetada por este processo (PEDERSEN e HENDRIKSEN, 1993).

Canais produzidos durante a movimentação de minhocas e outros organismos também podem afetar o movimento de percolação da água e, portanto, afetar o movimento dos microrganismos. A importância das minhocas no transporte bacteriano foi mostrado por Opperman et al. (1989) que demonstraram significativamente uma maior circulação de coliformes em colunas de solo alterada com minhocas do que em controle de colunas sem minhocas.

As raízes das plantas também podem influenciar o movimento de bactérias no solo, embora poucos dados existam em relação ao movimento de vírus e protozoários. O crescimento da raiz, em geral, aumenta a translocação de bactérias através do solo (HOWIE et al., 1987; KEMP et al., 1992) e a extensão do efeito pode ser aumentada ainda mais com a presença de percolação de água (MAWDSLEY e BURNS, 1994).

Quando realizada a irrigação com água residuária, a maioria dos patógenos permanecem na superfície dos solos, sofrendo ações de intempéries do ambiente como a radiação solar e outros fatores, o que poderia justificar o baixo risco, ou mesmo a ausência de risco descrito por alguns trabalhos

(BEVILACQUA et al., 2003). No entanto, não podemos descartar a possibilidade de percolação dos microrganismos por camadas do solo. Na literatura há indícios de que os vírus percolam e atingem águas subterrâneas, explicando os casos de hepatite em pessoas que consomem água de poço na zona rural (BERTONCINI, 2008).

Armon et al. (2002) avaliaram diferentes sistemas de irrigação de culturas em Israel para presença e dispersão de protozoários (*Cryptosporidium* spp.) no solo. Quando a irrigação por gotejamento em superfície foi aplicada às culturas, oocistos foram isolados em profundidades de solo de 0 e 40 cm. Quando a irrigação foi subterrânea houve queda no número de oocistos, resultando em 0 oocistos/g a 40 cm de profundidade (emissores de efluentes localizada a 40 cm de profundidade). A fim de acompanhar a migração de oocistos no solo, as amostras foram retiradas em profundidades maiores. Na irrigação superficial a migração de oocistos foi encontrada em até 90 cm de profundidade (18 oocistos/g de solo). No entanto, na irrigação subterrânea nenhum padrão típico pôde ser observado, e neste caso obteve-se isolamento de oocistos em 0, 30 e 60, mas não a 90 cm. Na irrigação por gotejamento em superfície amostras do solo apresentaram oocistos em profundidades de 0 e 30 cm (149 e 199 oocistos/g, respectivamente). Os autores ainda relatam a migração ascendente de oocistos quando da irrigação subterrânea, movimento justificado pela capilaridade (ARMON et. al., 2002).

Trabalho realizado por Careli (2009) em Viçosa, Minas Gerais, quantificou a contaminação do solo irrigado com água de córrego contaminada por *Cryptosporidium* spp. utilizando imunofluorescência direta. A autora encontrou amostras de solo contaminadas com esse protozoário em duas propriedades que utilizaram água do córrego para irrigação de alfaces e o patógeno foi quantificado com média de 6,40 e 5,30 oocistos/25 g de solo (seca e chuva). As amostras da água de irrigação utilizada neste experimento continham oocistos de *Cryptosporidium* spp. com médias de 6,3 e 22,3 oocistos/L (período seca e chuvoso respectivamente).

Em um estudo desenvolvido em Palmas, Tocantins, que avaliou o efeito do reúso de águas residuárias sobre a produtividade e qualidade microbiológica de cultivares de batata doce, observou-se que concentrações de coliformes fecais em amostras de solo irrigados com esgotos variaram de $1,30 \times 10^2$ NMP/100g a $1,60 \times 10^3$ NMP/100g e apresentaram uma concentração média de $6,9 \times 10^2$ NMP/100g e $6,3 \times 10^2$ NMP/100g em dois tratamentos (WANDERLEY, 2005). As concentrações de microrganismos encontradas no solo foram superiores às concentrações encontradas na cultura (batata-doce). Os autores relatam ainda a importância dos mecanismos presentes na disposição de resíduos no solo, sendo que em solos não estéreis a remoção de patógenos é maior sendo efetuada através da sedimentação, filtração na camada orgânica superficial do terreno e da vegetação, por adsorção às partículas do solo, por dessecação durante os períodos secos, pela radiação, pela predação e pela exposição a outras condições adversas. Destes, a filtração física e a ação biológica dos organismos presentes em solos não estéreis são os principais fatores que influenciam na remoção de bactérias, dos protozoários e dos helmintos que, quando mortos, são convertidos em dióxido de carbono e amônia por organismos predadores (WANDERLEY, 2005).

BARROS et al. (1999) encontraram que em solos irrigados com águas de esgoto bruto a concentração de coliformes fecais variava de 10^4 a 10^6 NMP/g, enquanto em solos sem a aplicação de esgotos a concentração era de uma a duas unidades logarítmicas inferiores, variando de 10^2 a 10^4 NMP/g.

Poucos estudos relatam a quantificação viral em solos irrigados com águas residuárias, porém Oron et al. (2001) realizaram um experimento com irrigação de solo com água contendo concentração conhecida de colifagos como indicadores de rotavírus. O estudo revelou o colifago CN13 como melhor representante da presença de rotavírus e, quando a água de irrigação continha 10^4 colifagos/ 100 mL, obteve-se uma quantificação no solo de 0 a 33 UFP/g de solo.

Diante do exposto, é inquestionável a real presença de patógenos em solos irrigados com água residuária, porém é necessário ressaltar que a presença do patógeno não significará necessariamente risco, e que medidas simples de cessação da irrigação antes do consumo podem ser eficientes para mitigar os possíveis riscos e garantir a segurança da prática do reúso em atividades agrícolas. O Quadro 1.9 apresenta de forma resumida, a concentração de patógenos em solos irrigados com águas residuárias com águas superficiais de qualidade microbiológica conhecida e mesmo estudos experimentais.

Quadro 1.9. Concentração de microrganismos em solos irrigados com água residuária

PATÓGENO	QUANTIFICAÇÃO	REFERÊNCIA
<i>Cryptosporidium</i> spp.	6,4 e 5,30/25 g de solo estação chuvosa e seca	Careli (2009)
Coliformes fecais	6,9 x 10 ² e 6,3 x 10 ² média de 2 estudos	Wanderley (2005)
	10 ² -10 ⁴ NMP/g	Barros et al. (1999)
Coliformes totais	4,2 x 10 ² superfície solo	Malkwi e Mohammad (2003)
	1,2 x 10 ² solo profundo	
Colifagos CN13	4,2 x 10 ³ superfície solo	Oron et al. (2001)
	2,1 x 10 ³ solo profundo	
Colifagos CN13	0 a 33 UFP/g solo - concentrações da água de irrigação de 10 ⁴ /100 ml de colifagos CN13	

1.2.5. Decaimento microbiano

O decaimento gradual e natural dos microrganismos patogênicos sobre culturas e solo constitui um valioso fator de segurança para reduzir os riscos potenciais para a saúde. Conforme a WHO (1989), na utilização de efluentes para a irrigação, a inativação dos patógenos por meio de raios ultravioleta, da dessecação e dos predadores biológicos naturais, pode produzir uma redução suplementar de 90% a 99%, após poucos dias de utilização.

Decaimento microbiano em culturas irrigadas com águas residuárias

Os microrganismos patogênicos podem sobreviver em frutas e legumes a partir de alguns dias até várias semanas, dependendo das condições locais, clima, e o grau de contaminação. Alguns autores consideram as condições ambientais em campos de cultivos inóspitas para microrganismos adaptados ao trato gastrointestinal, entretanto, não se pode desconsiderar a

existências de formas de resistências, principalmente em se tratando de protozoários (GERBA et al., 1981; NASSER et al., 1993; ORON et al., 2001). Vaz da Costa Vargas, Bastos e Mara (1996) mostraram que a simples cessação da irrigação com água residuária de 1-2 semanas antes da colheita pode ser eficaz na redução da contaminação de culturas devido o decaimento microbiano. Entretanto, em algumas circunstâncias essa prática pode ser inviável ou mesmo dificultosa, porque muitos vegetais (especialmente alface e outras folhosas) precisam de rega diária até o momento da colheita, para aumentar seu valor de mercado. No entanto, essa prática pode ser possível com algumas culturas forrageiras que não tem que ser colhidas no auge do seu frescor (BLUMENTHAL et al., 2000b). Alternativamente, as culturas podem ser irrigadas com outras fontes de água, quando disponível, após a cessação de uso de águas residuais até à colheita.

O fato do intervalo entre irrigação final e consumo reduzir a concentração de patógenos (bactérias, protozoários e vírus) é também relatado por outros autores, Petterson e Ashbolt (2003) estimam uma redução de aproximadamente 1 unidade logarítmica por dia. O valor exato do decaimento depende das condições climáticas, com maior redução (cerca de 2 unidades log por dia) em tempo quente e seco e menor redução em tempo fresco e úmido, sem incidência de luz solar direta (aproximadamente 0,5 unidades logarítmicas por dia). Segundo os autores, esta redução é extremamente confiável e deve ser levada em conta ao escolher a combinação do tratamento de esgoto e reúso das águas residuárias.

Com o objetivo de avaliar a eficácia de cessação da irrigação antes da colheita na redução microbiana de contaminação de alface irrigada com água residuária na agricultura vegetal urbana em Ghana, 726 amostras de alface e 36 amostras de água foram analisadas para coliformes termotolerantes e ovos de helmintos. Os resultados revelaram remoção média, 0,65 unidades logarítmicas (UL) para os coliformes termotolerantes e 0,4 ovos de helmintos por 100 g de alface em cada dia não irrigado na

época da seca. Isso corresponde a uma perda diária e 1,4 toneladas/ha de peso fresco de alface. Neste experimento o coeficiente de decaimento, k , para coliformes termotolerantes foi de 0,66/dia para estação chuvosa e 1,49/dia para a estação seca. Os autores concluem que em combinação com outras medidas para melhorar a qualidade da água, a medida de cessação da irrigação pode reduzir significativamente a contaminação fecal da alface durante a estação seca (KERAITA et al., 2007).

Estudo realizado por BEVILACQUA et al. (2003) sobre a irrigação com regadores manuais de hortaliças (couve, espinafre, rúcula e pimentão) com efluente tratado contendo densidades de *E. coli* na ordem de 10^4 resultou, respectivamente, na concentração de microrganismos na superfície dos vegetais em $6,0 \times 10^1$, $2,5 \times 10^2$, $1,9 \times 10^2$ e $1,8 \times 10^1$ NMP/g, demonstrando um decaimento de 2 a 3 unidades logarítmicas.

Sabidamente, características próprias dos vegetais influenciam o decaimento microbiano, além de características climáticas, conforme já foi explicitado. No estudo de Wanderley (2005) que avaliou a qualidade microbiológica de cultivares de batata-doce irrigadas com água residuária, foram obtidas concentrações de coliformes fecais na ordem de 10^2 NMP/g de batata-doce, e a presença de *Salmonella* spp. na cultura também foi detectada (30 a 37%). A autora relata que a concentração de microrganismos nas raízes de batata-doce era prevista pelo contato direto com o esgoto devido à percolação pelo solo, e deposição de microrganismos na superfície e fendas do tubérculo. Apesar de a irrigação ter cessado uma semana antes da colheita, previa-se a contaminação das raízes pelo efluente, visto que o depósito dos microrganismos nas fendas ocasionou proteção contra a radiação solar, altas temperaturas e manteve a umidade suficiente para sobrevivência até o período de colheita (WANDERLEY, 2005).

Asano et al. (1992) estimou o coeficiente de decaimento de enterovírus em culturas de $k = 0,69d^{-1}$. Petterson et al. (2001) utilizando o banco de dados de Asano et al. (1992) e Tanaka et al. (1998) avaliaram as taxas de decaimento para enterovírus humanos em alface e obtiveram inicialmente, por

regressão linear, a constante de decaimento K de $0,47 \text{ d}^{-1}$ considerando cinética de primeira ordem. Posteriormente uma nova publicação corrigiu o valor anterior assumindo um coeficiente K de decaimento para enterovírus de $1,07 \text{ d}^{-1}$ (intervalo de confiança de 90%).

Decaimento microbiano em solos irrigados com águas residuárias

Os mecanismos de remoção de patógenos em solos e plantas irrigados com águas residuárias incluem processos de deformação e, ou, tensão superficial, adsorção e decaimento microbiano. Sabidamente a presença de argila no solo aumenta a adsorção. No entanto, as pequenas partículas de argila em solos podem aumentar também a tensão das bactérias, principalmente na superfície do solo. Assim, é difícil distinguir entre os papéis de tensão e adsorção na remoção das bactérias. A adsorção é um fator importante para a sobrevivência e transporte de vírus no subsolo (GERBA et al., 1981). Fatores que influenciam a adsorção dos vírus na superfície incluem (a) pH, teor de matéria orgânica, nível de aeração, estrutura do solo e textura, carga de superfície do solo e porosidade do solo e (b) o tamanho do vírus, responsável hidrofobicidade de superfície, e agregação (HURST et al., 1980; LANCE, 1984; MESCHKE e SOBSEY, 1998).

Embora se saiba que microrganismos patogênicos podem sobreviver no solo por períodos de dias, meses e até anos, por possuírem em seu ciclo de vida formas de resistência que os protegem dos efeitos adversos do ambiente, alguns autores sugerem que o risco de poluição ambiental e contaminação de plantas e solo podem ser significativamente reduzidos com uso racional de tecnologias disponíveis (ORON et al., 1991; ORON et al., 1995).

Segundo Paganini (2003), a ação biológica é particularmente efetiva nas camadas orgânicas superficiais do solo, onde a presença de ar propicia o desenvolvimento dos processos aeróbios, mais intensivos que os anaeróbios e onde a disponibilidade de alimentos possibilita a existência de população maior e mais diversificada de microrganismos o que favorece a competição. Estima-se que o mecanismo de remoção na camada superficial represente cerca de 92 a 97% da remoção total dos microrganismos nas disposições no

solo, já que é nessa primeira camada, de cerca de 1 a 1,5 cm de espessura, a dessecação, a radiação e a temperatura atuam de maneira mais efetiva.

O teor de umidade do solo é um fator que influencia a sobrevivência dos patógenos, quando a umidade do solo estava em 20% uma redução significativa em todos os patógenos foi notada por Oron et al. (2001).

O teor de matéria orgânica no solo também se mostra um fator importante. No estudo de Oron et al. (2001), quando esse parâmetro foi superior a 0,85% uma significativa concentração de patógenos (bactérias e vírus) pôde ser observada. Sabidamente o teor de matéria orgânica afeta a sobrevivência dos patógenos no ambiente, e esse fato pode ser explicado pela matéria orgânica ter a capacidade de criar um ambiente de proteção para os microrganismos, fornecendo condições mínimas para sobrevivência, condições estas que podem ser comparadas as condições fornecidas pelas fendas do tubérculo (batata-doce) no estudo de Wanderley (2005).

A salinidade do solo também é um fator que contribui para processos de deterioração rápida dos patógenos, em teores de salinidade de 5 dS/m, uma redução significativa de coliformes fecais foi observada (ORON et al., 2001).

O mecanismo de remoção de vírus no solo ocorre em grande parte devido à adsorção, em contraste com as bactérias, que são removidas por uma combinação de sedimentação, filtração e adsorção. A temperatura do solo e umidade são os principais fatores que afetam a sobrevivência dos vírus em solos irrigados com efluente de baixa qualidade. A adsorção de vírus em solos pode ser explicada em grande parte pelas interações de superfícies entre os aminoácidos do capsídeo viral e superfícies biológicas e, ou, não biológicas (ORON et al., 2001).

Straub, Pepper e Gerba (1995), estudando a contaminação do solo por vírus, realizaram pesquisa em fazenda cujo solo fora irrigado com lodo de esgoto digerido anaerobicamente durante sete anos. Foram detectados, por PCR, enterovírus em 87,5% das amostras, demonstrando transporte de vírus no solo tanto horizontal quanto verticalmente, provocado pelo escoamento da irrigação e pelas chuvas. Hurst et al. (1980), em

experimento com poliovírus tipo 1, echovírus tipo 1 e amostras do solo, determinaram que o arraste das partículas virais no solo aconteceu com deslocamento de 10 cm a cada 10 dias. Definindo as unidades formadoras de placas (UFP) antes da semeadura das partículas virais no solo, e inoculando as amostras obtidas do solo em linhagem de células BGM, verificaram que a taxa de inativação dos poliovírus 1 e echovírus 1 semeados e infiltrados no solo, ficou entre 0,04 e 0,15 \log_{10} unidades por dia. Por outro lado, amostras de solo em que a aplicação viral diluída na água de esgoto bruto passou por um processo de secagem, a taxa de decaimento das partículas infectivas foi maior, de 0,11 e 0,52 \log_{10} . Esse trabalho permitiu definir que o dessecação influencia consideravelmente na capacidade dos virions de manter sua infectividade. GERBA et al. (1981), testaram a capacidade de adsorção de 10 tipos de vírus (Coxsackievírus B3 e B4, echovírus tipos 1 e 7, poliovírus tipo 1 e os bacteriófagos ØX174, f2, MS-2, T2 e T4) frente a nove diferentes tipos de solo. Chegaram à conclusão que a adsorção de todos os vírus testados, frente a todos os diferentes solos, esteve entre 98,0% e 99,9%, indicando o solo como um filtro vantajoso para pós-tratamento de efluentes de água residuária.

Os resultados obtidos por Oron et al. (2001) são similares aos obtidos em outras pesquisas (GERBA et al., 1981.; LANCE, 1984;. NASSER et al., 1993), os quais apresentam resultados que mostram claramente uma diminuição de microrganismos patogênicos oriundos de águas residuárias através da simples disposição no solo, uma vez que as condições ambientais em campos de cultivos são bastante inóspitas para microrganismos adaptados ao trato gastrointestinal. Feachem et al. (1983) listaram os fatores que condicionam a sobrevivência de bactérias patogênicas no solo, conforme Quadro (1.10).

Quadro 1.10. Fatores condicionantes da sobrevivência de bactérias patogênicas no solo

FATOR DO SOLO	EFEITO NA SOBREVIVÊNCIA DE BACTÉRIAS
Antagonismo da microflora	Em solo estéril aumenta o tempo de sobrevivência das bactérias entéricas
Teor de umidade	O tempo de sobrevivência aumenta em solos úmidos e em tempo de chuva.
Capacidade de retenção de água	O tempo de sobrevivência é menor em solos arenosos do que em solos com boa capacidade de retenção de água
Teor de matéria orgânica	A presença de matéria orgânica favorece a sobrevivência das bactérias, podendo até permitir a sua multiplicação.
pH	O tempo de sobrevivência diminui mais em solos ácidos (pH 3-5) do que em solos alcalinos
Insolação	O tempo de sobrevivência diminui à superfície do solo, devido às propriedades germicidas da luz solar.
Temperatura	O tempo de sobrevivência aumenta a baixas temperaturas, sendo mais longo no Inverno.

FONTE: Feachem et al. (1983)

Oron et al.(2001) realizaram um experimento com irrigação de vinícolas com águas residuárias em Israel, por sistemas de gotejamento superficial e subterrâneo. Os autores relataram que as concentrações iniciais dos microrganismos na água residuária foram $10^6/100$ ml para coliformes fecais, $10^3/100$ ml para colifagos F+ e $10^4/100$ ml para colifagos CN13, respectivamente, ou seja, um efluente com qualidade microbiológica ruim e fora dos padrões daquele país. No entanto, os autores obtiveram alta performance de eliminação de coliformes fecais, colifagos F + e colifagos CN13 em diferentes profundidades de solo e diferentes distâncias da fonte emissora de irrigação. No mesmo trabalho a presença de ovos de helmintos não foi evidenciada no solo irrigado.

Hutchison et al. (2004), inocularam bactérias *Salmonella*, *Listeria*, *Campylobacter* spp. e *Escherichia coli* O157a resíduos animais e posteriormente realizaram a disposição no solo. A concentração inicial de patógenos foi de 10^7 UFCpor grama de resíduo e imediatamente após a inoculação uma redução de 1 unidade logarítmica foi observada, resultando em 10^6 UFC/g. O decaimento microbiano foi observado durante 16 dias em estações distintas (primavera e inverno) e a queda foi linear alcançando uma ordem de até 4 unidades logarítmicas de decaimento para bactérias.

Os resultados deste trabalho mostram um decaimento microbiano de 0,89 a 3,98 e 0 a 1,06 unidades logarítmicas de *Salmonella* spp. na primavera e

inverno respectivamente. Para *Campylobacter* spp. observou-se decaimento variando entre 0,86 a 4,03 e 1,59 a 2,55 unidades logarítmicas também em resíduos de gado leiteiro na primavera e inverno. Já em dejetos suínos, o decaimento de *Salmonella* spp. observado variou de 0,79 a 2,44 e 2,0 a 5,20 unidades logarítmicas (primavera e inverno). Para a bactéria *Campylobacter* spp. o decaimento microbiano observado foi de 0,63 a 2,26 e 0,92 a 1,14 unidades logarítmicas para primavera e inverno, respectivamente (HUTCHISON et al., 2004).

Com relação à presença de *Salmonella* spp. no solo irrigado com esgoto, Wanderley (2005) registra que encontrou o patógeno em torno de 60% dentre as 40 amostras de solo analisadas. A autora atribui a presença de *Salmonella* spp. no solo à contaminação da água utilizada para a irrigação dos cultivares entretanto a pesquisa realizada foi apenas qualitativa.

A capacidade de sobrevivência das salmonelas por longos períodos de tempo no meio aquático, aliado à característica dinâmica desse ecossistema, são fatores importantes a serem considerados na sua cadeia epidemiológica, uma vez que estas bactérias podem ser transportadas a longas distâncias e atingir direta ou indiretamente o ser humano através das mais variadas vias (WHO, 1980; JONES e WATKINS, 1985).

Números fatores têm sido estudados por afetarem a sobrevivência de *Escherichia coli* no estrume e solo, incluindo temperatura, teor de umidade, pH, dieta dos animais, variações da própria cepa, radiação solar ou UV e tipo de solo (CRANE e MOORE 1986; GUINDASTE et al., 1984; ROSEN et al., 2000; GUAN e HOLLEY, 2003; LARNEY et al., 2003; WANG et al., 2004). No entanto, relativamente pouco é conhecido sobre as taxas de mortalidade de coliformes fecais ou *E. coli* nas fezes de animais e em pastagens, ou a importância relativa dos diferentes fatores ambientais.

Avery et al. (2004) encontraram que a taxa média de declínio para a *E. coli* nas fezes de gado foi substancialmente menor do que nas fezes de suínos. Baseado em estudos de campo, Buckhouse e Gifford (1976) e Bohn e Buckhouse (1985) sugeriram que as fezes do gado poderiam fornecer um

meio de proteção em que os coliformes podem sobreviver por pelo menos um ano. Meays et al. (2005) mostraram que a **"idade" das fezes, bem como** a exposição à radiação solar, influenciaram negativamente a sobrevivência de *E. coli*, ainda, estudos de laboratório demonstraram os efeitos da temperatura e da carga inicial do inóculo bacteriano sobre a sobrevivência *E. coli* O157 H7 nas fezes de bovinos (WANG et al., 1996; KUDVA et al., 1998; BACH et al., 2005).

Estudos demonstram períodos variados de sobrevivência de oocistos de *Cryptosporidium* spp. foram observados a sobrevivência de oocistos por 50 dias quando expostos a solo armazenados à -10°C e submetidos a ciclos de congelamento/descongelamento (KATO et al., 2002), em outro trabalho, Kato et al. (2004) se referem a um período de 120 dias de sobrevivência.

Conforme Jenkins et al. (1999), oocistos expostos a solo e esterco bovino apresentaram menor período de sobrevivência do que quando armazenados em tampão ou água à mesma temperatura. Olson et al. (1999) relatam que entre -4 e 4°C, oocistos podem sobreviver no solo por até 12 semanas, entretanto, a degradação é acelerada à temperatura de 25°C. Robertson e Gjerde (2004) revelaram que oocistos inoculados em amostras de solo e expostos às condições do inverno da Noruega não sobrevieram adequadamente.

Em amostras de solo obtidas de fazendas no estado de Nova York (EUA), foi encontrado menor número de oocistos em solos com pH neutro e básico do que com pH ácido (BARWICK et al., 2003).

Com o objetivo de avaliar os efeitos individuais e combinados da temperatura (4, 18 e 25°C), pH (7 e 10), amônia (5 e 50 mg) e tempo de exposição (1, 2, 4 e 6 dias) sobre a viabilidade de oocistos de *Cryptosporidium parvum* em água, ensaios com corantes vitais fluorogênicos (DAPI), foram desenvolvidos. Todos os fatores analisados (tempo e temperatura, pH, amônia e exposição) e sua interação com o oocisto foram estatisticamente significativas ($P < 0,05$). A exposição de oocistos em pH 10 durante 6 dias à 25°C reduziu a viabilidade de 80% para 51%. Da mesma

forma, a exposição dos oocistos de *C. parvum* a 5 mg NH₃ l⁻¹ e 50 mg NH₃ l⁻¹ por 4 dias, diminuiu a sua viabilidade de 80% para 41,5% e 14,8%, respectivamente. A interação entre o tempo, pH, temperatura e exposição pode ter efeitos adversos sobre a sobrevivência de oocistos de *C. parvum* em água, com baixas concentrações de amônia, como comumente encontrados em sistemas de águas residuárias (REINOSO et al., 2007).

As taxas de inativação para oocistos de *Cryptosporidium* no solo são relatadas por Jenkins et al. (2002) para tipos de solo contendo argila, à 20°C, com taxa de decaimento, K, de 0,0111 dia⁻¹. Davies et al. (2004) relataram uma taxa de inativação (K) de 0,0135 a 0,0151 dia⁻¹ em solos semelhantes e temperatura de 20°C

A sobrevivência de oocistos de *Cryptosporidium* no solo é mais complexa do que na água devido à presença de compostos gasosos e sólidos, produtos químicos diversos, microrganismos, macro fauna e plantas e, uma série de outras propriedades físicas, que podem variar ao longo de distâncias muito pequenas. Por estas razões valores de K determinados para solos com diferentes níveis de saturação apresentam uma grande variação com a temperatura. Davies et al. (2004) relataram que as taxas de inativação de oocistos de *Cryptosporidium* em solos de barro e argila foram aproximadamente 0,005 dia⁻¹ a 4°C. Jenkins et al. (2002) indicaram que os valores de K de oocistos, incubados em uma câmara de sentinela, variaram de 0,0014 dia⁻¹ para 0,0032 dia⁻¹ em 4°C usando corante vital DAPI. Uma degradação de oocisto de 0,027 dia⁻¹ em 4°C foi mostrado por Olson et al. (1999) em um solo franco siltoso de barro mantido em 17% de água. Nasser et al. (2007) demonstraram que a viabilidade dos oocistos de *Cryptosporidium* spp. permaneceram inalteradas em um solo argiloso saturado à 15°C, conforme determinado pelo ensaio de imunofluorescência e PCR. No entanto, a partir destes trabalhos publicados, independentemente do tipo de solo, Peng et al. (2008) estimaram valores médios de K para *Cryptosporidium* spp. de 0,0055, 0,011, 0,076 dia⁻¹, em temperaturas de 4, 20 e 30°C, respectivamente.

Os resultados obtidos por Reinoso et al. (2007) demonstram a importância de fatores como pH e temperatura na inativação de oocistos de protozoários. Fato também avaliado por Smith et al. (2005) que demonstraram que o aumento da acidez e da temperatura aumenta a permeabilidade da parede do oocisto, permitindo a transdução de sinais externos de esporozoítos através da parede dos oocistos, resultando em respostas intracelulares específicas que iniciam excitação.

Estudos referentes ao protozoário *Giardia* spp. são mais escassos na literatura, entretanto, Olson et al. (1999) demonstram que cistos de *Giardia* perdem a infectividade após 1 semana à temperatura de -4°C e em 2 semanas à 25°C; já à temperatura de 4°C, os cistos permanecem infectantes por 7 semanas em solos.

A ocorrência de cistos de *Giardia* em solo de fazendas leiteiras foi avaliada por Barwick et al. (2003). Os autores relatam que a probabilidade de detectarem cistos no solo aumentava com a prevalência do protozoário no rebanho, com a presença de cobertura vegetal e com a umidade; entretanto, a probabilidade de detecção diminuía à medida que o número de animais menores de 6 meses de idade nas propriedades aumentava.

O Quadro 1.11 compila os dados encontrados na pesquisa bibliográfica e apresenta de forma resumida os principais patógenos pesquisados em diferentes matrizes e o tempo de sobrevivência observado. Em sequência, o Quadro 1.12 traz um resumo dos estudos disponíveis na literatura sobre o decaimento microbiano em solos irrigados com água residuária.

Quadro 1.11. Tempo de sobrevivência de microrganismos patogênicos no solo

SOBREVIVÊNCIA NO AMBIENTE	REFERÊNCIA	OBSERVAÇÃO
<i>Campylobacter jejuni</i>		
Solo: Pelo menos 10 dias e 20 dias quando a temperatura caiu para 6°C	Lindenstruth et al. (1948) citado por Blaser et al. (1983)	Em experimentos de semeadura
Solo (armazenado a 10°C): 25-32 dias	Ross et al. (2006)	Diferentes tipos de solo irrigado diariamente com efluentes agrícolas com <i>C. jejuni</i> - Período de estudo: 32 dias
Chorume no solo: 24 horas (nº detectáveis após 24 horas da aplicação)	Stanley et al. (1998)	Chorume aplicados em Junho
Chorume no solo : 5 dias até 20 dias	Stanley et al. (1998)	Chorume aplicado em fevereiro e março
Solo irrigado com água residuária (10 ³ -10 ⁶ campylo/100 ml): 4 meses (diminuição alta 10 dias após a irrigação)	Ross e Donnison (2003)	
<i>Escherichia coli</i>		
Solo: redução de 90% no número de <i>E. coli</i> em 3,3 dias no verão e em 13,4 dias no inverno	Donsel et al. (1967) citado por Wray (1975)	
Chorume: Pelo menos 11 semanas	Rankin e Taylor (1969) citado por Wray (1975)	
Chorume pulverizado na pastagem: pelo menos 7-8 dias	Taylor e Burrows (1971)	
<i>Salmonella spp.</i>		
<i>Salmonella</i> Typhimurium (DT12): 14 dias no solo após o espalhamento dos dejetos	Baloda (2001)	
No solo: até 300 dias (S. Dublin)	Mair e Ross (1960) citado por Wray (1975)	
Solo ou pastagem: 76 dias	Taylor (1973) citado por Wray (1975)	<i>Salmonella</i> inoculada
<i>S. Abortus ovis</i> foi isolada por até 1 ano no solo	Delage (1961) citado por Wray (1975)	
Solo: até 12 semanas	Taylor e Burrows (1971)	
Isolamento de <i>Salmonella</i> a partir da superfície do solo e 10-20 cm abaixo da superfície da pastagem: 2 semanas após ter sido irrigada com esgoto doméstico	Moller e Krannich (1968) citado por Wray (1975)	
<i>Salmonella</i> isoladas de solo 40 dias após pulverização de parcelas legumes	Muller (1957) citado por Wray (1975)	

Quadro 1.12. Decaimento microbiano em solos e em dejetos animais dispostos no solo.

PATÓGENO	MATRIZ	DECAIMENTO	REFERÊNCIA
<i>Salmonella</i> spp.	Solo	1 log imediatamente após disposição no solo	Hutchison et al. (2004)
	Dejeito bovino disposto no solo	Até 4 logs em 16 dias	
		0,89-3,98 log (2 semanas na primavera)	
		0-1,06 log (inverno- 16 dias)	
	Dejetos de suínos dispostos no solo	0,79-2,44 Log (2 semanas na primavera)	
		2- 5,2 log (2 semanas no inverno)	
<i>Campylobacter</i> spp.	Solo	0,63-2,26 log (primavera 16d)	Hutchison et al. (2004)
		0,92- 1,14 (2 semanas no inverno)	
<i>Cryptosporidium</i> spp.	Solo com argila a 20 °C	K = 0,0111/dia	Jenkins (2002)
	Solo com argila a 4 °C	0,0014 < K < 0,0032/dia	
	Solo a 20°C	0,0135 < K < 0,0151/dia	Davies (2005)
	Solo a 4 °C	K= 0,005/dia	
	Solo	K= 0,027/dia	Olson (1999)
	Solo 4°C	K=0,0055/dia	Peng et al. (2008)
	Solo 20°C	K=0,011/dia	
	Solo t 30°C	K=0,076/dia	
	Solo com 5mg NH3	Redução de viabilidade oocisto de 80-41,5%	Reinoso et al. (2007)
Solo com 50mg NH3	Redução de viabilidade oocisto de 80-14,8%		
Poliovírus tipo 1, Echovírus tipo 1	Amostras de solo com aplicação viral diluída na água de esgoto	0,11 e 0,52 log	Hurst et al. (1980)

1.3. IRRIGAÇÃO DE PASTOS E FORRAGEIRAS COM ÁGUA RESIDUÁRIA

1.3.1 Aspectos produtivos da irrigação de pastagens com águas residuárias

A elevada demanda de macronutrientes (N, Ca, P, K, Mg, S, Na e Cl) de várias forrageiras e gramíneas faz dessas culturas uma das melhores opções para a disposição dos esgotos no solo, resultando em remoção considerável, particularmente, de nitrogênio e fósforo. Adicionalmente, a opção pelas forrageiras, além de constituir uma forma de tratamento ou pós-tratamento dos esgotos, agrega a possibilidade de utilização da biomassa produzida

para alimentação animal. Assim, além dos aspectos ambientais, a adequada qualidade nutricional da forrageira deve ser um objetivo a ser alcançado.

Estudos vêm demonstrando a viabilidade de produção de forrageira irrigada com esgotos sanitários. No Rio Grande do Norte, estudos de irrigação de capim elefante (*Pennisetum purpureum*) com efluente de filtro anaeróbio alcançaram produtividade de 75 e 93 t MV ha⁻¹, quando o capim foi semeado em solo com 30 cm e 60 cm de espessura, respectivamente (MELO et al., 2003). A irrigação de milho forrageiro e sorgo (IPA-467-4-2) também foi avaliada com o mesmo tipo de efluente; a produtividade verificada foi $\approx 20 \text{ kg MV m}^{-2}$ e $\approx 7 \text{ kg MV kg}^{-1}$ de semente para o milho hidropônico e 73 t MV ha⁻¹ para o sorgo em solo de 30 cm de espessura (BEVILACQUA et al., 2003).

Outros autores também registram o potencial de utilização de esgotos sanitários para a produção de forrageira, como Santos (1997), que em estudos de irrigação de capim-elefante com efluentes de lagoas de estabilização na Paraíba, obteve produtividade da ordem de 28 t MS ha⁻¹.

Os valores verificados são próximos das referências nacionais, que atestam o potencial de produção de culturas forrageiras no Brasil, como por exemplo: milho (9-15 t MS ha⁻¹; 8-11 kg MV kg⁻¹ de semente e 20 kg MV m⁻²); sorgo (8-27 t MS ha⁻¹) e capim elefante (10-80 t MS ha⁻¹), dependendo das condições de manejo, como época do ano e número de cortes (FARIA, 1986; OLIVEIRA et al., 1998; EMATER, 2001).

1.3.2. Aspectos sanitários da irrigação de pastagens com águas residuárias

Embora o uso agrícola de água residuária possa envolver várias vias na transmissão patogênica aos animais e humanos, tais como transmissão via contato direto, via aérea ou por vetores, a mais comum é a rota fecal-oral. A Organização Mundial da Saúde, WHO (1959), classifica os patógenos que são transmitidos via rota fecal-oral e que são importantes na produção animal envolvendo irrigação de forragem com água residuária nas seguintes categorias:

- Patógenos que causam doença apenas em animais, isto é, animais são os únicos hospedeiros, por ex., vírus da diarreia bovina e Rinderpest vírus (ruminantes), *Ostertagia* spp.(ruminantes), *Eimeria* spp.(aves, ruminantes, suínos), *Brachyspira pilosicoli* e *Lawsonia intracellularis* (suínos).

- Patógenos que causam doença em humanos e são relevantes na produção animal em termos econômicos (ex. Condenação de carcaças): cisticercose (bovinos e suínos), *Trichinella* spp.(suíno).

- Patógenos que causam doença em ambos, humanos e animais, ou seja, zoonoses, definidas como aquelas doenças e infecções transmitidas naturalmente entre animais vertebrados e seres humanos.

Como pode ser visto no Quadro 1.13, muitas bactérias, vírus, protozoários e helmintos que são patogênicos aos humanos (ex. *Campylobacter* spp., *Clostridium perfringens*, *Salmonella* spp., rotavírus, *Cryptosporidium* spp., *Toxoplasma*, *Trichinella* e *Taenia*), e que podem assim ser frequentemente encontrados em água residuária doméstica/municipal, são também patogênicos aos animais de produção. É importante ressaltar que as zoonoses são responsáveis pela maioria das doenças relacionadas ao já reconhecido fenômeno de aumento das doenças emergentes que afetam ambas as populações, humana e animal. Taylor et al. (2001) indicam que 75% dos patógenos emergentes humanos são zoonóticos. Nesse sentido, as doenças reemergentes², são preocupantes, uma vez que o uso agrícola de águas residuárias para produção de alimento pode estimular a transmissão de patógenos animais aos humanos. Entretanto, mesmo os patógenos que estão relacionados apenas a doenças animais devem ser considerados quando o uso agrícola de água residuária é praticado. Existe a possibilidade desses patógenos serem encontrados em água residuária doméstica/municipal como resultado da liberação de resíduos de açougues e indústrias de alimento de origem animal nos sistemas de esgotos.

² Doenças emergentes são doenças novas, desconhecidas da população. São causadas por microrganismos nunca antes descritos ou por mutação de um microrganismo já existente. Também é possível que sejam causadas por um agente que só atingia animais, e que agora afeta também seres humanos. Doenças reemergentes são aquelas já conhecidas e que foram controladas, mas voltaram a apresentar ameaça para a saúde humana.

Quadro 1.13. Patógenos zoonóticos que podem ser encontrados em águas residuárias domésticas/municipais e de importância para sanidade e produção animal (Continua)

AGENTE ETIOLÓGICO	ESPÉCIE ANIMAL	DOENÇA
BACTÉRIAS		
<i>Clostridium perfringens</i>	Bovino/caprino/ovino/suíno/aves	Enterocolite necrosante, diarreia (suíno), enterite hemorrágica (bezerro e suíno), disenteria (cordeiro), enterotoxemia (bezerro, cabra adulta e caprino), enterite necrótica (aves), gangrena gasosa (bovino / caprino / cabra)
<i>Campylobacter jejuni</i>	Bovino/caprino/Aves	Aborto em bovino e caprino doença intestinal e hepatite / em Aves
<i>Campylobacter coli</i> ⁽¹⁾	aves	Enterocolite
<i>Escherichia coli</i> EPEC	Mamíferos em geral e aves	diarreia ou diarreia em leitões (suíno), diarreia (suíno, bezerro e cordeiro), doença do edema enterotoxemia / (suíno), enterocolite hemorrágica (bezerro), salpingite, pericardite e enterite (Aves) mastite (vacas e porcas)
<i>Listeria monocytogenes</i>	Bovino/caprino/ovinos/suíno/aves	Encefalite septicemia aborto, e (bovino, caprino, suíno e ovino), endoftalmite (bovino, caprino, cabra), mastite (vacas), septicemia Aves
<i>Salmonella</i> spp.	Mamíferos em geral e aves	Enterocolite e septicemia (suíno, bovino, caprino), aborto (caprino), diarreia e desidratação - Pulorose (Aves jovem), tifo (Aves adulto), paratifo (Aves)
<i>Shigella</i> spp.	Aves	Septicemia
<i>Yersinia enterocolitica</i>	Mamíferos em geral	Enterite e infecção entéricas assintomática (Mamíferos em geral), abortos esporádicos (cabra)
<i>Yersinia pseudotuberculosis</i>	Mamíferos em geral e aves	Enterite e infecção entérica assintomática (Mamíferos em geral), o aborto esporádico pode ocorrer(bovino, caprino, cabra), septicemia (Aves)
<i>Mycobacterium tuberculosis</i>	Mamíferos em geral	Tuberculose
<i>Mycobacterium avium</i> subsp. <i>paratuberculosis</i>	Bovino	Paratuberculose (Johne's disease)
<i>Klebsiella pneumoniae</i> ⁽²⁾	Bovino	Mastite (vacas), pneumonia (bezerro)
<i>Enterobacter aerogenes</i> ⁽²⁾	Bovino e suíno	Mastite (vaca, suíno)
<i>Serratia</i> ⁽²⁾	Bovino	Mastite (vaca)
<i>Edwardsiella</i> ⁽²⁾	Várias espécies animais	Diarreia
<i>Leptospira</i> spp.	Várias espécies animais	Leptospirose
VÍRUS		
rotavírus	Bovino/caprino/ovinos/suíno/aves	Enterite em animais jovens
Hepatite E vírus	Suíno	Nenhuma relação a doenças em animais. Suíno é o hospedeiro natural do vírus.

Quadro 1.13. Agentes zoonóticos que podem ser encontrados em águas residuárias domésticas / urbanas e importância para a saúde e produção animal.

(Conclusão)

AGENTE ETIOLÓGICO	ESPÉCIE ANIMAL	DOENÇA
PROTOZOÁRIOS		
<i>Giardia</i> spp.	Várias espécies animais	Infecção assintomática, em geral, pode ocorrer diarreia
<i>Cryptosporidium</i> spp.	Bovino/caprin o/ovino/suíno	Diarreia em animais jovens
<i>Sarcocystis</i> spp.	Bovino e suíno	Sarcocistose: ganho de peso reduzido de animais (bovino e suíno), o aborto bovino ⁽³⁾
<i>Toxoplasma gondii</i> ⁽⁴⁾	Caprino e outros mamíferos	Aborto e natimortos (caprino), pneumonia e encefalite (outros mamíferos)
<i>Blastocystis</i>	Várias espécies animais	Alguns tipos produzem poucos ou nenhum sintoma, enquanto outros produzem doença e inflamação intestinal
<i>Balantidium coli</i>	Suíno	Nenhuma relação a doenças em animais. Suínos são os hospedeiros naturais do parasita
HELMINTOS		
<i>Taenia</i> spp.	Suíno e bovino	Cisticercose ⁽³⁾
<i>Fasciola hepática</i>	Bovino/caprin o/cabra/suíno	Fasciolose (hepatite hemorrágica e traumática) ⁽⁵⁾

NOTAS: (1) A patogenicidade não está bem estabelecida para os seres humanos e animais. (2) bactérias oportunistas (família: Enterobacteriaceae). (3) A importância principal dessa doença é a condenação de carcaças. (4), infecção por *Toxoplasma gondii* em animais ocorre através da ingestão de oocistos liberados nas fezes de felinos jovens; esgoto pode conter fezes de animais de estimação, como por exemplo, os gatos. (5) Além da importância da doença para animais, fasciolose também implica em condenação de carcaças.

Assim, alimentando animais domésticos com pastagem ou forrageiras irrigadas com água residuária, o resultado pode ser a exposição dos animais a números crescentes de microrganismos que podem já estar presentes sob condições agrícolas normais, ou mesmo a patógenos que não são encontrados dentro de um rebanho. Outro aspecto importante é a possibilidade de transmissão secundária a populações humanas através do consumo de produtos animais – a salmonelose é um exemplo típico de tal risco.

No passado, a maioria dos esforços foram direcionados para a prevenção de doenças humanas de origem alimentar ou contaminação de produtos agrícolas destinados apenas à alimentação humana. No entanto, está sendo cada vez mais reconhecido que a segurança alimentar começa na fazenda,

com uma visão holística de gerenciamento de operações incluindo a sanidade animal (AHL e BUNTAIN 1997; TAUXE 1997).

Para examinar a ecologia e epidemiologia de patógenos de origem alimentar e transmitidos pela água, a qualidade microbiológica da alimentação animal e da água utilizada para dessedentação devem ser consideradas. Além disso, os animais podem servir como importantes reservatórios de patógenos e uma fonte de contaminação potencial à saúde humana além da contaminação ambiental (DI GIOVANNI et al., 2006).

Patógenos zoonóticos, como *Salmonella*, *Escherichia coli* produtoras de verotoxina, *Campylobacter*, *Giardia* e *Cryptosporidium*, transmissíveis entre os animais e seres humanos, já foram descritos na água de irrigação (TAUXE 1997; ROBERTSON; GJERDE 2001; THURSTON-ENRIQUEZ et al., 2002), em efluentes de estações de tratamento de esgoto (MADORE et al., 1987; PAYMENT et al., 2001; DI GIOVANNI et al., 2002; CACCIO et al., 2003; GENNACCARO et al., 2003; QUINTERO-BETANCOURT et al., 2003), e em biossólidos (CHAURET et al., 1999). Portanto, há um risco de que águas residuárias e biossólidos aplicados às terras agrícolas possam conter estes, bem como outros patógenos. Conseqüentemente, os alimentos podem ser contaminados a partir da forragem e introduzir a doença no rebanho. Os animais infectados podem, então, ampliar o número de patógenos e contaminar o meio ambiente, incluindo as águas de superfície, ou a disseminação de doenças transmitidas por alimentos, se a qualidade da carne, processamento e manipulação forem comprometidos. Animais infectados também podem servir como reservatórios de patógenos, não mostrando sinais óbvios de doença ou sintomas clínicos, mas em última análise, propagar o patógenos à alimentação humana (HANCOCK et al., 2001) ou diretamente para os seres humanos (ENRIQUEZ et al., 2001). Di Giovanni (2006) aponta que no futuro, a prevenção de doenças zoonóticas e proteção da saúde humana provavelmente dependerá de controle da contaminação de alimentos e água consumida pelos próprios animais.

A transmissão de patógenos por via fecal-oral na população animal é semelhante à dos patógenos humanos, o que significa que os organismos (ou estágios infecciosos – ex: ovos, cistos, oocistos) são liberados nas fezes (ou urina) de indivíduos doentes, casos recuperados e/ou excretadores sadios e então, após, ou não, um período no meio ambiente, são ingeridos por um hospedeiro. A ingestão poderia levar a um status de infecção e como consequência, mas não certamente, à doença. Muito frequentemente, a doença é caracterizada por desordem gastrointestinal e, geralmente, o principal sinal é diarreia. Entretanto, alguns patógenos podem também produzir sinais em outros órgãos e sistemas, como o sistema reprodutivo, levando, por exemplo, ao abortamento e mastite em animais (fêmeas em lactação).

1.3.3 Aspectos relacionados à saúde de animais de produção alimentados com forragem irrigada com água residuária

Riscos à saúde humana relacionados ao uso de água residuária na agricultura tem sido investigados em grandes detalhes basicamente em duas áreas de pesquisa diferentes: análise quantitativa de risco microbiano (AQRM) e a evidência epidemiológica (MARA et al., 2007). Entretanto, embora reconhecidos, os riscos à saúde animal originados do consumo de forrageiras irrigada com água residuária, tem sido abordados em uma extensão menor. A evidência epidemiológica é escassa porque embora os tratamentos de água residuária em fazendas com a finalidade de reúso fossem comum nos séculos 19 e 20, informações epidemiológicas eram raramente ou nunca coletadas, nem mesmo para efeito de saúde humana, e muito menos para saúde animal (o único controle de qualidade feito na época era o dos inspetores de carne dos açougues à procura de “measly beef”, termo sem tradução que referêcia uma carne com nódulos visíveis, como evidência de cisticercose e assim, a provável transmissão de *Taenia* para quem ingerisse carne de gado mal cozida). Desse modo, abordagens modernas como os modelos AQRM para avaliar os riscos à saúde animal ainda necessitam ser desenvolvidas adequadamente.

Bevilacqua et al. (2007), conduzindo experimentos controlados no Brasil demonstraram que o consumo de milho irrigado com água residuária ($10^6 E.coli$ /100 mL e $10^5 Salmonella$ spp./ 100 mL) por cabras não resultou em infecção animal ou doença, e além do mais, nenhum risco potencial à saúde humana foi detectado em relação ao consumo do milho. Os autores questionam o estabelecimento de padrões muito rígidos para plantações de alimento animal irrigados com água residuária, tais como padrão da USEPA de ≤ 200 CF por 100 mL. Os mesmos autores ainda ressaltam que a OMS restringiu os valores do guia de irrigação de $\leq 10^4 E.coli$ por 100 mL e ≤ 1 ovo de helminto por L, visando proteger os trabalhadores no campo em um cenário agrícola desfavorável de trabalho intensivo, esses valores parecem razoáveis e suficientes para serem adotados em cunho completamente preventivo para animais alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária, bem como consumidores dos produtos animais (BEVILACQUA et al., 2007).

Ainda em Viçosa estudos analisam a qualidade microbiológica de forrageira (*Brachiaria humidicula*) irrigadas, por inundação, com esgoto contendo densidades de *E. coli* na ordem de 10^6 - 10^7 organismos/100mL, os resultados obtidos foram, respectivamente 10^4 e 10^2 CT e *E. coli*/g na superfície da forrageira. Os mesmos autores já apontavam para a viabilidade e a segurança sanitária desta prática em experimentos de produção de forrageira e alimentação animal (bovinos) conduzidos anteriormente (BEVILACQUA et al., 2003).

Estudos observacionais de exposição natural de animais de produção à patógenos presentes em forrageiras irrigadas com águas residuárias domésticas são mais frequentes na literatura. Um exemplo notável de exposição natural do gado à forrageiras irrigadas com água residuária municipal está em Melbourne, Austrália, onde a Melbourne Water e seus antecessores possuem muitas décadas de experiência em criação de gado e ovelhas em uma Estação Ocidental de Tratamento (antiga Werribee Farm) (PENROSE, 2001). Esta experiência é relatada como exitosa, sem problemas para os animais (incluindo pouca ou nenhuma cisticercose). Entretanto, esta

situação de criação de gado e água residuária é altamente controlada, e atípica em comparação às demais condições dos países desenvolvidos.

Dois outros estudos foram encontrados na literatura, porém o produto utilizado na agricultura foram lodos de esgotos e não água residuária, entretanto é interessante ressaltar esses trabalhos, pois desde a década de 80 eles apontam para segurança do uso desse produto para alimentação animal. Sabidamente os lodos de esgotos possuem uma concentração maior de patogênicos que as águas residuárias. Clegg et al. (1986) acompanharam dois rebanhos leiteiros, situados em uma fazenda que utilizava lodos de esgotos para adubação de pastagens. Após um surto de *Salmonella* Dublin, os animais foram monitorados quanto à presença de *Salmonella* e iniciou-se um programa de vacinação. Durante o período de 1975-1984, 12 sorotipos de *Salmonella* e 10 tipos de fagos de *S. Typhimurium* foram isoladas do gado e do ambiente na fazenda, porém, a presença da *Salmonella* raramente estava associada com a doença. Embora os autores reconheçam a baixa sensibilidade dos testes utilizados na época, apenas dois animais adultos foram identificados como excretadores de *Salmonella* Dublin.

Ainda no mesmo estudo a prevalência da doença em bezerros foi baixa e, embora a vacinação possa ter contribuído para essa redução, não foi capaz de erradicar a infecção por *S. Dublin*. Dessa forma, a *S. Dublin* persistiu em adultos e bezerros durante o período de oito anos, mas sua presença não foi associada à doença. Embora não tenha sido aplicada uma metodologia de Avaliação de Risco, os autores discutem seus resultados e evidenciam um baixo risco de doença para os animais e baixo risco para saúde pública a partir da utilização agrícola do lodo de esgoto.

Linklater e Sharp (1985), também acompanharam a ocorrência de *Salmonella* em lodo de esgoto e reúso agrícola durante sete anos em uma propriedade leiteira e encontraram pouca evidência de risco para os animais quando as orientações recomendadas foram seguidas. Segundo os autores esses achados dão suporte às conclusões de pequeno risco e corroboram

com conclusões de Jones e Matthews (1975) que demonstraram a presença de salmonelas em número de explorações leiteiras, na ausência de doença.

Com as devidas ressalvas, pela ausência de uma abordagem quantitativa de risco, pode-se considerar que os exemplos acima apontam para baixo ou **inexistente “risco de doença” para os animais. Uma vez que o produto** utilizado foi lodo de esgoto por disposição em camadas do solo, como um tipo de landfarming³, é bastante intrigante avaliar a existência real de risco à sanidade animal advindos da utilização de águas residuárias que reconhecidamente possuem concentrações mais baixas de patógenos.

Com relação à protozoários, um estudo de campo no Vale Juarez no México foi realizado para investigar o potencial de transmissão de *Cryptosporidium* e *Giardia* em ovelhas pastando em forragem irrigada com águas residuárias, e o potencial de transmissão da doença para os humanos. A forragem de aveia foi cultivada por inundação com água residuária. As águas residuárias apresentaram alta concentração de (oo)cistos, com variações entre 183-47000 cistos para *Giardia* e 9-762 oocistos de *Cryptosporidium* por litro. Essas concentrações de protozoários no esgoto são coerentes com as características da área de estudo, e alguns autores constataram que a criptosporidiose e giardiose são hiperendêmicas na população da cidade de Juarez, que são comunidades fronteiriças com EUA e a falta de tratamento de esgotos e água potável contribui para alta prevalência de enteroparasitoses. Estudos indicaram que 82% e 70% das famílias pesquisadas tinham membros com infecções de *Giardia* ou *Cryptosporidium*, respectivamente, apesar de uma baixa incidência de diarreia aguda, sugerindo infecção crônica (REDLINGER et al., 2002).

Di Giovanni et al. (2006) avaliaram ainda a viabilidade de (oo)cistos de protozoários encontrados no esgoto e recuperaram formas viáveis também na água residuária, indicando um perigo a ser considerado na prática de

³O termo "landfarming" é uma denominação adotada oficialmente pela USEPA (United States Environmental Protection Agency) para um método de tratamento onde o substrato orgânico de um resíduo seria degradado biologicamente na camada superior do solo e os íons metálicos, liberados nessa degradação, ou presentes nos resíduos, seriam incorporados nessa mesma camada de forma a não haver contaminação das águas do lençol freático (USEPA, 2007).

reúso agrícola, no entanto mesmo sob essas condições os autores não relataram risco de doença nem risco de infecção para os animais.

Ainda no estudo de Di Giovanni et al. (2006), os animais pastaram até o esgotamento total da pastagem, cerca de 3-5 dias em cada piquete e foram avaliadas amostras de solo, fezes dos animais e forragem quanto à qualidade microbiológica. As amostras de solo e de forragem foram coletadas no pré-pastejo, ou seja antes de introduzir os animais e, 1-2 dias após introdução dos animais. Os autores revelam que níveis de *E. coli* foram significativamente afetados pelas condições de pré-pastejo ou pastejo. Níveis muito baixos de *E. coli* foram detectados em pré-pastejo, tanto nas plantas como em amostras de solo, mas os níveis aumentaram cerca de 2 a 3 logs após o pastoreio, provavelmente devido à contribuição de *E. coli* e coliformes fecais presente nas fezes das ovelhas. Provavelmente a dessecação e luz solar podem ter contribuído para a atenuação natural dos organismos no ambiente durante os vários dias necessários para drenar o campo de parcelas de água parada, o que reduziu significativamente a contaminação do solo e pastagem antes da introdução dos animais.

O esgoto utilizado no estudo de Di Giovanni (2006) continha *C. parvum* genótipo bovino (zoonóticas), *C. hominis* subgenotypes humanos específicos, e *G. lamblia* (syn. *G. duodenalis*, *G. intestinalis*) Assemblage A genótipos (A2 e A3). Apesar dos altos níveis de *Cryptosporidium* e *Giardia* na água residuária, esses patógenos foram raramente encontrados nas plantas forrageiras, possivelmente devido à atenuação ambiental. Análise das fezes das ovelhas não revelou presença de *Cryptosporidium* apenas uma única amostra, e um único cisto de *G. lamblia* genótipos Assemblage E foi encontrado. No entanto este genótipo não havia sido evidenciado no esgoto doméstico, e sabidamente Assemblage E é específica de bovinos, caprinos e suínos, portanto, neste estudo de campo, os autores são categóricos em concluir que não há evidência de transmissão de *Cryptosporidium* ou *Giardia* por irrigação de pastagens com águas residuárias, mesmo em condições de altas concentrações desses patógenos no esgoto.

Diante dos estudos apresentados acima é possível fazer uma avaliação positiva do uso agrícola de águas residuárias para irrigação de pastagens, uma vez que cenários bastantes desfavoráveis, com altos níveis de patógenos foram descritos, sem contudo causarem doença na população animal, no entanto a ausência de dados concretos ainda persiste, e a utilização da AORM pode ser uma ferramenta valiosa para respaldar esses achados.

1.3.4. Patógenos e microrganismos indicadores de contaminação fecal em pastagens irrigadas com água residuária

Dados de quantificação de patógenos em pastagens irrigadas com águas residuárias são mais escassos na literatura. Embora sejam encontrados vários trabalhos que relatam a sobrevivência de patógenos na pastagem (QUADRO 1.14), estes estudos são apenas qualitativos, o que inviabiliza o uso dessas informações para análise de risco.

Poucos relatos de estudos quantitativos foram encontrados a exemplo do estudo desenvolvido por Ward et al. (1982) no México, que avaliaram coliformes fecais na alfafa irrigada com efluente de lagoa de esgoto municipal e observaram que os coliformes foram rapidamente reduzidos durante as primeiras 24 horas após a aplicação de esgoto, em condições de exposição à luz solar, baixa umidade e altas temperaturas.

Quadro 1.14. Tempo de sobrevivência de *Salmonella* spp. em pastagem

PATÓGENO	SOBREVIVÊNCIA	OBSERVAÇÃO	REFERÊNCIA
<i>Salmonella</i> spp.	73 dias	<i>S</i> Dublin: sobrevivência na pastagem inverno	Field (1948)
	119 dias	<i>S</i> Dublin: sobrevivência na pastagem verão	Field (1948)
	2-12 semanas	<i>S.</i> Typhimurium pulverizado sobre pastagens, de uma solução a 10% das fezes caprino: inverno	Tannock e Smith (1972) citado por Wray (1975)
	18/02 semanas	<i>S.</i> Typhimurium pulverizado sobre pastagens, de uma solução a 10% das fezes caprino: verão	Tannock e Smith (1972) citado por Wray (1975)
	22 semanas (sombra) e 24 semanas (sol)	Pulverização com cultura de <i>S.</i> Typhimurium:	Josle (1951) citado por Wray (1975)
	13-24 semanas	<i>S.</i> Dublin espalhada com o chorume em pastagem	Findlay (1972) citado por Wray (1975)
	76 dias	Solo ou pastagem	Taylor (1973) citado por Wray (1975)
	18 dias	Na grama/ (erva)	Taylor e Burrows (1971)
	2 semanas	Isolamento de <i>Salmonella</i> a partir da grama após ter sido irrigada com esgoto doméstico	Moller e Krannich (1968) citado por Wray (1975)

Malkawie Mohammad (2003) utilizaram efluente secundário de águas residuárias tratadas para irrigar culturas forrageiras durante dois anos (1994 e 1995) em Irbid, Jordânia. Os autores relataram que a superfície do solo teve maior contagem bacteriana do que amostras mais profundas do solo, sugerindo a remoção de bactérias da água de irrigação nos primeiros centímetros do solo devido a infiltração natural de solo. O total de coliformes totais foi de $2,1 \times 10^3$ UFC/g e $4,2 \times 10^3$ UFC/g enquanto os coliformes fecais apresentaram menor concentração, sendo $1,2 \times 10^2$ UFC/g e $4,2 \times 10^2$ UFC/g em profundidades maiores e na superfície respectivamente. Ovos de helmintos não foram detectados no solo.

Fonseca et al. (2005) avaliou a qualidade sanitária de capim fertirrigado com esgoto doméstico e observou a contagem de coliformes fecais e *E.coli*, por grama de forragem, em Viçosa, Minas Gerais. Após sete dias de

cessação da irrigação a quantificação de microrganismos na forragem verde foi menor que 1, e após doze dias a contaminação por coliformes totais e *E.coli* reduziu a menos que um organismo por grama no capim fenado, o que tornar possível seu uso na alimentação de ruminantes.

A autora ainda ressalta que o capim cultivado nas faixas de tratamento de esgoto apresenta elevado valor proteico, e não sofre alterações significativas **da digestibilidade "in vitro" da matéria seca e os teores dos minerais** (fósforo, cálcio, potássio e magnésio) quando tratado com ou sem esgoto.

Marques et al.(2005) utilizando método de irrigação por inundação avaliou a qualidade microbiológica de capim elefante irrigados com água de abastecimento e água residuária. O efluente final utilizado apresentou qualidade microbiológica ruim com valores médios de coliformes termotolerantes na ordem de 10^6 UFC/100mL.

A contaminação fecal do capim foi elevada com em todos os tratamentos experimentais e cortes, com valores médios oscilando entre o mínimo de $8,0 \times 10^4$ NMP/g até o máximo de $1,6 \times 10^7$ NMP/g. A contaminação do capim por coliformes termotolerantes nas parcelas irrigadas com água de abastecimento foi menor que naqueles que receberam água residuária (variando entre $1,6 \times 10^2$ NMP/g até $4,70 \times 10^3$ NMP/g).

Segundo os autores, a análise microbiológica do capim mostrou que, apesar do método de irrigação utilizado – inundação - não ter favorecido o contato direto da água residuária com a parte aérea da planta e nem ter produzido aerossóis, como ocorre na irrigação por aspersão, a contaminação ocorreu. Essa foi maior no 1º corte e foi associada a fatores de ordem climática **(ventos e chuvas) e aos "respingos" provocados pela chuva no contato com o solo.**

A análise microbiológica do capim mostrou uma densidade de *Escherichia coli* entre 10^2 a 10^3 NMP/g, compatível aos valores de 10^2 NMP/g, obtidos por BASTOS (2003), em experimento com *Brachiaria*, irrigada, por aspersão, com efluente de um sistema anaeróbio-biofiltro.

O solo onde o experimento foi conduzido já apresentava, antes do início do experimento elevada contaminação fecal, com 10^5 NMP/g de coliformes termotolerantes e 10^3 NMP/g de *Escherichia coli*. Após o último corte do capim elefante, os resultados finais mostraram que houve um aumento de duas unidades logarítmicas para ambos indicadores de contaminação fecal, independente do tipo de água utilizada na irrigação (abastecimento e residuária tratada) e do volume aplicado (lâminas de irrigação). A elevada contaminação inicial do solo foi associada à sua proximidade da área experimental com as lagoas de estabilização, que não excedia os 5 metros, como também das condições úmidas do solo, que podem ter favorecido a sobrevivência desses microrganismos.

1.4 AVALIAÇÃO QUANTITATIVA DE RISCO

Inicialmente é importante distinguir dois termos usualmente empregados na Engenharia Sanitária (mais especificamente no tema reúso da água), o 'risco potencial' e 'risco real'. Bastos et al. (2002) distingue os termos e os apresenta como correspondentes aos conceitos de, respectivamente, *perigo* e *risco* na área da Epidemiologia. Perigo é uma característica intrínseca de uma situação que, podendo estar associada a determinado agente (químico, físico ou biológico) com propriedades tóxicas ou infecciosas, pode vir a causar efeitos adversos à saúde. O conceito de risco, em sua perspectiva quantitativa, está relacionado à identificação e, ou, caracterização de relações entre a exposição a determinados agentes e os potenciais danos causados à saúde humana, e sua tradução em um valor numérico, que, ancorada na teoria das probabilidades, possibilita a quantificação ou previsão de eventos em saúde em uma população exposta.

A água residuária por conter agentes patogênicos caracteriza um perigo, enquanto sua utilização para irrigar culturas representa um risco, que pode ser quantificado e expresso em termos de probabilidade de ocorrência de um agravo (BEVILACQUA et al., 2002).

A busca por metodologias que permitam a identificação precoce de possíveis riscos à saúde associados a diferentes formas de reúso, com o intuito de

controlar ou minimizar os possíveis impactos à saúde, em tempo hábil, traduz-se, na prática, como um dos grandes desafios para pesquisadores e profissionais. Nesse sentido, a metodologia de Avaliação de Risco, que consiste na caracterização e estimativa, quantitativa ou qualitativa, de potenciais efeitos adversos à saúde devido à exposição de indivíduos e populações a fatores de risco (físicos, químicos e agentes microbianos, ou situações) tem sido bastante utilizada para este fim. Essa metodologia engloba também o Gerenciamento de Risco e a Comunicação de Risco, conforme Figura 1.1 (HAAS, 1999).

Resumidamente, o gerenciamento de risco é um processo de ponderação para a seleção de diretrizes e, quando necessário, identificação de medidas de prevenção ou de controle de problemas, baseado nas conclusões de uma avaliação de risco, em fatores relevantes para a saúde e para a promoção de práticas justas de comércio e na consulta das partes interessadas. A avaliação de risco pressupõe quatro etapas fundamentais (i) identificação do perigo, (ii) avaliação da dose-resposta, (iii) avaliação da exposição e (iv) caracterização do risco. E a comunicação de risco é a troca de informações e de opiniões, durante toda a análise de risco, entre gerentes de risco, avaliadores, consumidores, indústria, comunidade científica e outros interessados, a respeito dos perigos e riscos, resultantes da avaliação e a respeito das decisões do gerenciamento.



Figura 1.1. Processo de análise de risco (FAO e WHO, 2006)

A etapa de Avaliação de Risco, tem permitido uma melhor compreensão e estimativa dos riscos proporcionados por patógenos em diferentes cenários de exposição, e essa metodologia tem sido a base lógica para o desenvolvimento de diretrizes e padrões para água potável e reutilização de água residuária por várias agências, como por exemplo, a Organização Mundial de Saúde (WHO, 2006a, 2006b) e a United States Environmental Protection Agency USEPA (2006) especificamente por meio da Avaliação Quantitativa de Risco Microbiológico (AQRM).

1.4.1. Avaliação Quantitativa de Risco Microbiológico

A Avaliação de Risco pode ser qualitativa ou quantitativa. Com frequência, a metodologia qualitativa é aplicada quando os dados disponíveis não permitem uma estimativa numérica e/ou não existem recursos ou tempo necessários para uma avaliação quantitativa. Essa metodologia permite o ranqueamento dos riscos e tem bastante utilidade em casos onde a estimativa numérica não é muito necessária, podendo ser uma ferramenta útil para os gerentes formularem políticas, por exemplo, de priorização dos problemas e destinação de recursos.

Na avaliação quantitativa, a estimativa do risco é numérica. A incerteza também deve ser descrita em termos numéricos, com a apresentação da distribuição mediante o emprego de técnicas estatísticas. A abordagem quantitativa interage com o gerenciamento de risco com mais detalhamento e precisão do que a avaliação qualitativa (CAC, 1999; FAO e WHO, 2006).

Haas et al. (1999), seguindo o paradigma originalmente desenvolvido para avaliar riscos relacionados à exposição a produtos químicos, apresenta a AQRM como um processo com quatro passos envolvidos quais sejam:

- (i) Identificação do risco: envolve a seleção de patógenos de interesse na investigação de risco.
- (ii) Avaliação de exposição: envolve a definição do caminho de exposição para que a dose dos patógenos à qual um indivíduo é exposto seja determinada.

(iii) Avaliação da relação dose-resposta: consiste em modelar a relação esperada em função da dose infectante. Modelos existentes derivados de estudos de relação dose-resposta em humanos são utilizados; seus resultados expressam a probabilidade de infecção por evento de exposição, normalmente definido em termos de exposição diária.

(iv) Caracterização de risco: une as informações dos modelos de exposição e relação dose-resposta, permitindo o cálculo da probabilidade de um resultado adverso (tipicamente infecção, mas também doença) na população exposta. Normalmente, uma probabilidade de infecção anual (risco de infecção anual) é estimada das probabilidades diárias levando em consideração uma frequência de exposição.

1.4.1.1. Identificação e caracterização do perigo

A identificação e caracterização do perigo é uma análise qualitativa e/ou quantitativa da natureza, da gravidade e da duração dos efeitos adversos à saúde (doença ou condição) causados pela ingestão do agente microbiológico avaliado ou de sua toxina (CAC, 1999).

Essa etapa é iniciada pelo levantamento sobre as informações existentes na literatura, a respeito das características do agente de interesse, hospedeiro e matriz. Pode ser descritiva, e neste caso, é a síntese crítica das informações existentes sobre a(s) doença(s) associada(s) ao agente microbiológico avaliado e a respeito das interações entre agente-hospedeiro-matriz alimentar que podem influenciar a manifestação e a severidade da enfermidade.

Um método indicado para a síntese das informações coletadas é a revisão sistemática. A revisão sistemática reúne estudos primários, publicados ou não, e avalia criticamente as metodologias usadas, sintetizando os resultados, para responder a uma questão com a melhor evidência existente (ATALLAH e CASTRO, 1998, HIGGINS e GREEN, 2009).

1.4.1.2. Avaliação da exposição

A avaliação da exposição é uma análise qualitativa e/ou quantitativa da ingestão provável do agente ou de sua toxina, através dos alimentos e por outras vias (se forem relevantes) (CAC, 1999). O objetivo da avaliação da exposição é estimar a probabilidade e a magnitude da exposição ao perigo (FAO e WHO, 2008).

Na avaliação da exposição, são realizadas estimativas da prevalência e da extensão da contaminação microbiana no momento de consumo, da probabilidade da população (ou segmentos dessa população) consumir o produto durante determinado período de tempo, bem como a quantidade de alimento ingerido e em quais circunstâncias (FAZIL, 2005).

Nessa etapa, o modelo conceitual faz uma descrição das rotas em que a população de interesse é exposta ao perigo, incluindo todos os fatores, e a interação entre eles, que podem interferir na probabilidade e no nível de exposição (FAO e WHO, 2008).

Além de ser utilizada como um dos componentes da avaliação de risco, a avaliação da exposição pode ser aplicada para outros propósitos como, por exemplo, (FAO e WHO, 2008):

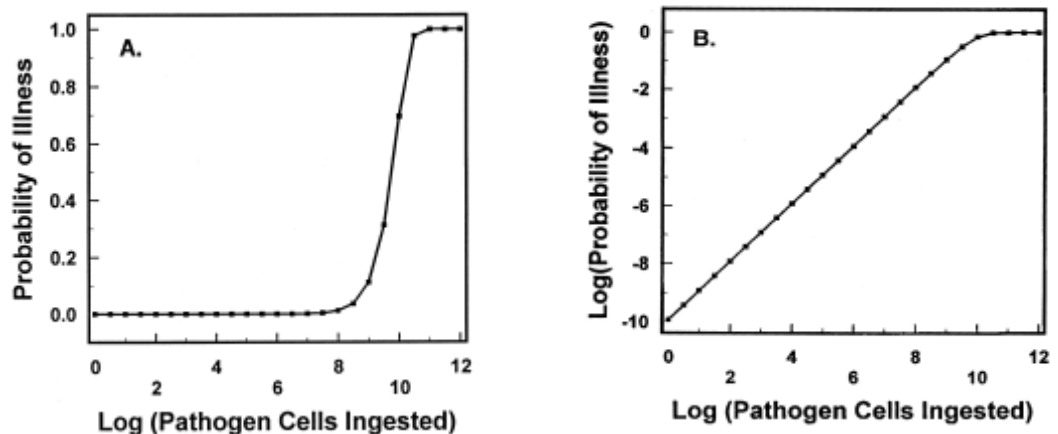
- **Relacionar o nível de perigo microbiológico em um produto com o nível potencial de exposição** (para comparar a equivalência da aplicação de medidas sanitárias em diferentes países).
- **Selecionar as intervenções** ou opções de controle mais efetivas para reduzir o nível de contaminação de um determinado produto.
- **Avaliar a eficiência de medidas de mitigação.**
- **Comparar os níveis de exposição resultantes de diferentes padrões** (contaminação cruzada *versus* primária, diferentes fontes de contaminação, diferentes produtos).
- **Definir lacunas no conhecimento e definir prioridades de pesquisa para o aprimoramento de estimativas da exposição ao perigo, das ações de controle ou ambos.**

- **Determinar quais são os alimentos** mais frequentemente implicados com a exposição de determinado perigo.
- Calcular a dose em cada exposição.
- **Identificar e validar Pontos Críticos de Controle** potenciais em sistemas de Análise de Perigos e Pontos Críticos de Controle (APPCC).

1.4.1.3. Avaliação da dose-resposta

Dada uma determinada dose por exposição (D), o risco $P_{I(D)}$ é a probabilidade de infecção, associada com cada exposição simples, e é calculado com base na relação dose-resposta. A principal fonte da informação de dose-resposta são os estudos de alimentação com voluntários humanos. Dados empíricos relativos à resposta de um grupo de indivíduos expostos para uma determinada dose, geralmente apresentava uma distribuição sigmóide. Este fato era tradicionalmente interpretado como indicação da existência de nível mínimo de patógenos que deveria ser ingerido a fim de que o microrganismo produzisse a infecção ou doença, o que sustentou **o conceito da 'dose mínima infectante' que prevaleceu** por algum tempo na literatura.

Entretanto, uma abordagem mais recente e cada vez mais aceita é o **'princípio single-hit'**, isto é, devido ao potencial dos microrganismos se multiplicarem dentro do hospedeiro, até mesmo um único organismo viável pode, teoricamente, ser capaz de causar infecção ou doença, mesmo com uma baixa probabilidade, obviamente, esta probabilidade aumenta com a dose (REGLI et al., 1991; HAAS et al., 1993; GERBA et al., 1996). Uma solução prática é então ajustar sem limiar (sem descontinuidade matemática) modelos de informação dose-resposta para descrever a inteira curva sigmoidal de dose-resposta. Estes modelos são flexíveis o suficiente para permitirem uma forte curvatura em baixas doses, de modo a imitar um aparente limiar de dose-resposta, mas na verdade eles são caracterizados por um relacionamento linear dose-resposta no intervalo de dose baixa – na escala logarítmica, estes modelos tem uma inclinação de 1 em doses baixas (FIGURA 1.2).



FONTE: Buchanan et al. (2000).

Figura 1.2. Exemplo de uma curva dose resposta geradas através de um modelo exponencial e plotados como um log (dose) versus curva de resposta (A) ou log (dose) versus curva log (resposta) (B).

Uma outra suposição é que a sobrevivência de qualquer microrganismo dentro de um único hospedeiro é independente da sobrevivência de qualquer outro microrganismo dentro daquele hospedeiro. Em outras palavras, a probabilidade média p de um patógeno inoculado causar infecção é independente do número de patógenos inoculados, e para um hospedeiro parcialmente resistente é menor que a unidade; em contraste, a hipótese de sinergismo postula que patógenos inoculados cooperam para que o valor de p aumente conforme o aumento da dose (FAO e WHO, 2003).

A ocorrência de cada evento depende das interações entre o patógeno, o hospedeiro e a matriz alimentar, um modelo matemático para a avaliação dose-resposta deve ser específico, desenvolvido para descrever a probabilidade da ocorrência de uma determinada resposta, de uma população definida, à exposição a certo patógeno, em função da dose. McCullagh e Nelder (1989) preconizam três princípios bem úteis para se trabalhar com modelos:

- Todos os modelos são ruins, mas alguns são mais úteis que outros.
- Não se apaixone por um tipo de modelo, esquecendo-se dos outros.
- Verifique se o modelo se ajusta aos tipos de dados disponíveis.

A probabilidade da ocorrência da infecção/doença depende de três probabilidades condicionais (FAO e WHO, 2003):

- Probabilidade de o patógeno ser ingerido (**output** estimado pela avaliação da exposição).
- Probabilidade de o patógeno transpor as barreiras do hospedeiro e causar a infecção.
- Probabilidade de o hospedeiro manifestar a doença após a infecção.

A hipótese de trabalho sem limiares e ações independentes, e quando a natureza discreta dos patógenos também é levada em consideração, o resultado é uma gama de modelos de sucesso. Com base na dose média de patógeno, o cálculo da probabilidade de infecção é um processo de dois passos, sendo a probabilidade combinada entre exposição e infecção (Equação 1.3).

$$P(\text{inf}/\mu) = \sum_{n=0}^{\infty} P(n/\mu) \times P(\text{inf}/n) \quad (1.3)$$

Onde:

P(inf/μ): probabilidade de infecção dada a densidade média **de patógeno μ**.

P(n/μ): probabilidade de exposição a n organismos dada a densidade média **de patógeno μ**.

P(inf/n): probabilidade de infecção dada a exposição a n organismos.

Quando um organismo individual é ingerido, de acordo com a hipótese single-hit, a probabilidade daquele organismo superar com sucesso as barreiras do hospedeiro e alcançar um lugar para infecção, tem um valor diferente de zero (**pm**). Admitindo-se que todo organismo se comporte independentemente de outros organismos dentro do hospedeiro, então a probabilidade total de infecção pode ser descrita como um processo binomial. Isto é, cada organismo ingerido pode resultar em um resultado dentre dois: infecção ou não infecção. Se a probabilidade de que um organismo individual possa causar infecção é pm (r), então, a probabilidade

do hospedeiro não ser infectado é o complemento $1-p_m$. Se uma segunda célula do patógeno é ingerida, e a hipótese da ação independente é válida, então a probabilidade do hospedeiro não ser infectado é $(1-p_m)^2$. Através de uma de série de n tentativas independentes (neste caso, número de organismos ingeridos), a probabilidade de não ser infectado é igual a $(1-p_m)^n$, e assim a probabilidade de pelo menos um organismo ser bem sucedido em causar infecção é dada pela Equação 1.4:

$$P_{\text{inf}}(n; p_m) = 1 - (1 - p_m)^n \quad (1.4)$$

Os modelos mais usados frequentemente são o exponencial e o Beta - Poisson, que presumem que os patógenos são distribuídos aleatoriamente na exposição média, e, portanto a probabilidade de exposição a n organismos quando a concentração média é igual a μ ($P(n/\mu)$) é dada pela distribuição Poisson.

Combinando a distribuição de patógenos Poisson e a probabilidade de infecção binomial, a probabilidade de infecção como função da dose é dada pelas equações 1.5 e 1.6 (TEUNIS e HAVELAAR, 2000).

$$P_{\text{inf}}(D; p_m) = 1 - (1 - p_m)^{\text{Poisson}(D)} \quad (1.5)$$

Que simplifica para:

$$P_{\text{inf}}(D; p_m) = 1 - e^{-Dp_m} \quad (1.6)$$

Onde:

D : dose média ingerida.

p_m : pode ser visto como o número esperado de infecções que uma pessoa terá pela exposição à dose (D).

E a equação para $(D; p_m)$ como a probabilidade Poisson de pelo menos uma infecção.

Dois modelos dose-resposta, o exponencial (Equação 1.7) e o beta - Poisson (Equação 1.8), são de longe os mais comumente usados, o primeiro é utilizado para caracterizar infecciosidade de protozoários e vários tipos de vírus, enquanto o último, na maioria das vezes, é aplicado a patógenos bacterianos e rotavírus. (HAAS et al., 1999).

$$P_{I(d)} = 1 - [\exp(-rd)] \quad (1.7)$$

$$P_{I(d)} = 1 - [1 + (d/\beta)]^{-\alpha} \quad (1.8)$$

Onde:

PI(d): risco de infecção com exposição a uma única dose de patógenos di.

α e r : constantes de infectividade do patógeno.

β : probabilidade de infectividade do patógeno, de acordo com uma distribuição beta (HAAS et al., 1999).

O modelo exponencial é a forma mais simples do modelo single-hit, que admite que para um dado patógeno, toda partícula patogênica dentro de cada hospedeiro tem a mesma probabilidade constante de sobrevivência, dado por r .

A infecciosidade de um organismo é com frequência expressa como a dose na qual metade da população exposta exibe uma resposta, isto é a Dose Infectante (ID_{50}). Dada a função exponencial dose-resposta, o cálculo da ID_{50} é simples (Equação 1.9) (TEUNIS et al., 1996).

$$ID_{50} = \ln 2/r \quad (1.9)$$

O modelo exponencial ignora a heterogeneidade que possa existir na probabilidade individual de qualquer organismo sobreviver e dar início à infecção, devido a um dos dois fatores: a variação na infecciosidade do patógeno, ou a variação na suscetibilidade do hospedeiro. Esta limitação é parcialmente superada pelo **modelo Beta Poisson, onde "beta" significa a distribuição das probabilidades individuais entre patógenos (e hospedeiros).**

O modelo dose-resposta Beta - Poisson admite que a dose recebida tem a distribuição Poisson e a probabilidade de um organismo infectar um indivíduo tem a distribuição beta (Equação 1.10).

$$P_{inf}(D; pm) = 1 - (1 - \text{Beta}(\alpha/\beta))^{\text{Poisson}(D)} \quad (1.10)$$

Para a relação Beta - Poisson a dose infectante média (ID_{50}) é calculada como Equação 1.11.

$$ID_{50} = \beta(2^{1/\alpha} - 1) \quad (1.11)$$

Assim, Equação 1.10 pode ser reescrita como Equação 1.12.

$$P_{I(di)} = 1 - [1 + (d/ID_{50})(2^{1/\alpha} - 1)]^{-\alpha} \quad (1.12)$$

Comparado ao modelo exponencial, o modelo beta - Poisson permite uma relação dose-resposta menos acentuada. Como um modelo de dois parâmetros, o modelo Beta - Poisson fornece maior grau de liberdade e aumenta o limite de confiança (TEUNIS et al., 1996).

Bastos (2010) compila valores de parâmetros utilizados nos modelos exponencial e beta-Poisson derivados de vários estudos dose-resposta em humanos disponíveis na literatura e que podem ser utilizados em análise de risco (QUADRO 1.15).

Quadro 1.15. Resumo dos principais estudos de dose resposta em humanos e os resultados encontrados (Continua)

ESTUDO DE DOSE RESPOSTA/ORGANISMO		MODELO	PARÂMETRO (95% INTERVALO DE CONFIANÇA)		FONTE ORIGINAL DOS DADOS	REFERÊNCIA	
BACTÉRIA							
<i>Campylobacter</i>	<i>C. jejuni</i> – humanos (adultos) alimentação		β -Poisson	$\alpha=0.145$ $\beta=7.589$	ID ₅₀ =8.97x10 ²	Black et al.(1988) Teunis et al. (1996)	
	<i>C. jejuni</i> – dados de surto ⁽¹⁾		β -Poisson ⁽²⁾	$\alpha=0.024$ $\beta=0.001$		Van den Brehof et al. (2003); Evans et al. (1996) Teunis et al. (2005)	
<i>E. coli</i> O157	EPEC e <i>Shigella dysenteriae</i> dados combinados		β -Poisson	$\alpha=0.22$ $\beta=8.7x10^3$		Levine et al. (1973) Powell et al.(2000)	
	<i>E. coli</i> O157 dados de surto	Adultos	β -Poisson ⁽²⁾	$\alpha=0.084$ $\beta=1.44$		Shinagawa et al. (1997) Teunis et al. (2004)	
		Crianças		$\alpha=0.050$ $\beta=1.001$			
<i>Shigella</i> humanos (adultos) experimento alimentação	<i>S. dysenteriae</i>		β -Poisson	$\alpha=0.157$ $\beta=9.16$	ID ₅₀ =7.48x10 ²	Levine et al. (1973) Teunis et al. (1996)	
	<i>S. flexineri</i>		Exponencial	$r=3.85x10^{-9}$ (1.07x10 ⁻⁹ -13.3x10 ⁻⁹)		ID ₅₀ =8.39x10 ⁸ Shaughnessy et al. (1946) Teunis et al. (1996)	
	<i>S. flexineri</i>		β -Poisson	$\alpha=0.143$ $\beta=284.3$	ID ₅₀ =3.59x10 ⁴	DuPont et al. (1969) Teunis et al. (1996)	
<i>Salmonella</i> humanos (adultos) experimento alimentação	<i>S. anatum</i>		β -Poisson	$\alpha=0.451$ $\beta=15177$	ID ₅₀ =5.54x10 ⁴	McCullough e Eisele (1951a) Teunis et al. (1996)	
	<i>S. meleagridis</i>		β -Poisson	$\alpha=0.428$ $\beta=8524$	ID ₅₀ =3.45x10 ⁴		Teunis et al. (1996)
	<i>S. newport</i>		Exponencial	$r=3.97x10^{-6}$ (1.98x10 ⁻⁶ -7.46x10 ⁻⁶)		ID ₅₀ =1.75x10 ⁵	Teunis et al. (1996)
	<i>S. bareilly</i>		Exponencial	$r=3.19x10^{-6}$ (1.65x10 ⁻⁶ -5.81x10 ⁻⁶)		ID ₅₀ =2.17x10 ⁵	McCullough e Eisele (1951b) Teunis et al. (1996)
	<i>S. derby</i>		Exponencial	$r=2.19x10^{-7}$ (1.28x10 ⁻⁷ -3.51x10 ⁻⁷)		ID ₅₀ =3.17x10 ⁶	Teunis et al. (1996)
	<i>S. pullorum</i>		Exponencial	$r=3.48x10^{-10}$ (2.18x10 ⁻¹⁰ -5.50x10 ⁻¹⁰)		ID ₅₀ =1.99x10 ⁹	McCullough e Eisele (1951c) Teunis et al. (1996)
	<i>S. typhi</i>		β -Poisson	$\alpha=0.203$ $\beta=29173$	ID ₅₀ =8.58x10 ⁵	Hornick et al. (1970) Teunis et al. (1996)	
<i>Vibrio cholerae</i>	<i>V. cholerae</i> - humanos (adultos) ensaio alimentação		Exponencial	$r=1.76x10^{-9}$ (4.28x10 ⁻¹⁰ -4.84x10 ⁻⁹)		Cash et al (1974) Teunis et al. (1996)	

Quadro 1.15. Resumo dos principais estudos de dose resposta em humanos e os resultados encontrados (Conclusão)

ESTUDO DE DOSE RESPOSTA/ORGANISMO		MODELO	PARÂMETRO (95% INTERVALO DE CONFIANÇA)		FONTE ORIGINAL DOS DADOS	REFERÊNCIA
VÍRUS						
rotavírus	rotavírus CNJ – ensaio de alimentação humana	β -Poisson	$\alpha=0.253$	$\beta=0.422$	ID ₅₀ =6.11	Ward et al. (1986) et Teunis et al. (1996)
Enterovirus	Echovirus 12 – experimento de alimentação humana ³⁾	β -Poisson	$\alpha=0.401$	$\beta=227.2$	ID ₅₀ =1.05x10 ³	Schiff et al. (1984) et Teunis et al. (1996)
	Coxsackie A	Exponencial	r = 0.014493			
	Poliovirus 1SM – experimento de alimentação humana (adultos) ⁴⁾	β -Poisson	$\alpha=3.8 \times 10^6$	$\beta=7.7 \times 10^6$	ID ₅₀ =1.411	Koprowski (1956) et Teunis et al. (1996)
		Exponencial	r = 0.491			
	Poliovirus 1 (LSc2ab) – experimento de alimentação de recém nascidos ⁴⁾	β -Poisson	$\alpha=0.114$	$\beta=159$	ID ₅₀ =6.93x10 ⁴	Lepow et al. (1962) et Teunis et al. (1996)
	Poliovirus 1 – Experimento com humanos 2 meses de idade ⁴⁾	Exponencial	r=9.1x10 ⁻³ (4.98x10 ⁻³ -15.3x10 ⁻³)		ID ₅₀ =76.2	Minor et al. (1981) et Teunis et al. (1996)
	Poliovirus 3 Fox – experimento com prematuros humanos ⁴⁾	Exponencial	r=2.992x10 ⁻²		ID ₅₀ =5.513	Plotkin et al. (1959) et Teunis et al. (1996)
	β -Poisson	$\alpha=0.533$	$\beta=2.064$			
	Poliovirus 3 Fox - human (premature infants) feeding trial ⁴⁾	Exponencial	r=0.182		ID ₅₀ =5.05	Katz e Plotkin et al. (1959) et Teunis et al. (1996)
		β -Poisson	$\alpha=0.299$	$\beta=0.552$		
Norovirus	Vírus Norwalk - experimento de alimentação humana	β -Poisson ⁵⁾	$\alpha=0.253$	$\beta=0.422$	ID ₅₀ =6.11	Teunis et al. (2008) et Teunis et al. (2008)
Protozoários						
<i>Cryptosporidium</i> experimento de alimentação humana (adultos)	<i>C. parvum</i>	Exponencial	r=4.005x10 ⁻³ (2.05x10 ⁻³ -7.23x10 ⁻³)		ID ₅₀ =173.2	DuPont et al. (1995) et Teunis et al. (1996)
	<i>C. parvum</i> – dados combinados de três isolados	β -Poisson	$\alpha=0.115$	$\beta=0.176$		Teunis et al. (2002a) et Teunis et al. (2002a)
<i>Giardia</i>	<i>G. lamblia</i> experimento de alimentação humana	Exponencial	r=1.99x10 ⁻² (4.4x10 ⁻³ -5.66x10 ⁻²)		ID ₅₀ =34.8	Rendtorff (1954) et Teunis et al. (1996)
<i>Entamoeba coli</i>	<i>E.coli</i>	β -Poisson	$\alpha=0.106$	$\beta=0.295$	ID ₅₀ =203.8	Rendtorff (1954) et Teunis et al. (1996)

NOTAS:(1) Surto de dados foi combinado com o estudo anterior alimentação humana para encontrar as estimativas dos parâmetros globais de dose resposta. (2) Relação Beta - Poisson exata, e não à aproximação Beta - Poisson.(3) O modelo não estava apto com significância estatística, (4) não houve diferença estatística significativa entre os modelos exponencial e β -Poisson; (5), Beta - Poisson exata do vírus em relação com os agregados. Adaptado de Teunis et al. (1996) e Petterson et al. (2006).

FONTE: Bastos et al. (2009)

1.4.1.4. Caracterização do risco

A caracterização do risco é a estimativa qualitativa e/ou quantitativa da probabilidade da ocorrência e da gravidade de um efeito adverso, conhecido ou potencial, em uma determinada população, incluindo as incertezas associadas à essa estimativa (CAC, 1999).

Na abordagem quantitativa, durante a etapa de caracterização do risco, os resultados obtidos são integrados para o cálculo do risco.

Com objetivo de prever o número de infecções por múltiplas exposições (devido a muitos indivíduos sendo expostos de uma vez, um indivíduo sendo exposto em mais de uma ocasião, ou uma combinação de ambos), a caracterização de risco é complementada por probabilidade de infecção total, probabilidade típica anual [$P_{I(A)}$] (Equação 1.13).

$$P_{I(A)} = 1 - [1 - P_{I(d)}]^n$$

(1.13)

Onde:

$P_{I(A)}$ = risco anual de infecção de n exposições por ano para a dose patógeno único d .

$P_{I(A)}$ também, pode ser interpretada como o risco além de um período mais curto (ou mais longo), por exemplo, um risco m -mês com n igual ao número de exposições durante m meses.

Esta equação deriva da compreensão de que se exposições consecutivas são consideradas independentes, a probabilidade total de 1 ou mais infecções podem ser calculadas sob as pressuposições de um processo binomial (uma série de tentativas com um ou dois resultados possíveis – infecção ou não infecção). Se a probabilidade de infecção para uma exposição individual é dada por $P_{I(di)}$, então a probabilidade de não ser infectado é $[1 - P_{I(di)}]$. Para

exposições n , a probabilidade de não ser infectado é dada por $[1 - P_{I(di)}]^n$. A probabilidade anual de uma ou mais infecções é obtida por $n = 365$.

1.5. CARACTERIZAÇÃO DAS INCERTEZAS ASSOCIADAS AOS MODELOS DE AQRM APLICADOS À IRRIGAÇÃO COM ESGOTOS

Modelos determinísticos são aqueles cujas variáveis são descritas por valores únicos, como, por exemplo, uma única medida ou a média ou um determinado quantil de uma distribuição de frequência. Modelos estocásticos são aqueles em que são levadas em consideração as incertezas sobre a variabilidade em torno das variáveis de entrada (MORGAN e HERION, 2007; VOSE, 2008).

A variabilidade é uma característica aleatória e resulta da diversidade natural em uma variável ou população. Por sua vez, incerteza é consequência da falta de conhecimento sobre um fenômeno ou uma variável. Portanto, a incerteza pode ser reduzida com melhor controle ou mais informações sobre uma variável (por exemplo, por meio da obtenção de mais dados), mas a variabilidade não, ainda que possa ser melhor caracterizada e também reduzida, mas por meio de melhor controle de processos (MORGAN e HERION, 2007).

Com relação à metodologia de AQRM, incertezas podem ser atribuídas a praticamente todas as variáveis de entrada que compõem os modelos de exposição e de dose-resposta.

Por exemplo, nos modelos dose-resposta (Equações 1.8, 1.9, 1.10), incertezas podem ser creditadas à dose infectante média (N_{50}) e aos demais parâmetros característicos da interação agente-**hospedeiro** (α e r).

Em relação aos modelos de exposição, muitos trabalhos sobre estimativas de risco para enterovírus, como por exemplo, Petterson et al. (2001) e Hamilton et al.(2006a), partem do banco de dados sistematizado por Tanaka et al.(1998) sobre a ocorrência desses organismos em efluentes de estações convencionais de tratamento de esgotos nos EUA (lodos ativados e filtros percoladores), ao qual foi ajustada a função log normal.

Para a estimativa da concentração de patógenos nos efluentes outros trabalhos assumem uma relação entre patógenos e *E. coli*, inicialmente proposta por Shuval et al. (1997) para enterovírus e posteriormente ampliada para *Campylobacter* e *Cryptosporidium* por Mara et al. (2007), sendo esta a abordagem assumida nas Diretrizes da OMS (WHO, 2006): 0,1–1 rotavírus e *Campylobacter*, e 0,01–0.1 oocistos de *Cryptosporidium* por 10⁵*E. coli*.

Com relação à concentração de patógenos nas culturas ou nos solos irrigados, são poucos os trabalhos que incluem níveis de contaminação de fato medidos. Para a contaminação de culturas irrigadas, a maioria se vale de uma estimativa do volume de esgotos por massa de cultura irrigada, também inicialmente proposta por Shuval et al. (1997) para alface (10,8 mL/ 100 g) e pepino (0,36 mL/100g) e posteriormente ampliada por Hamilton et al. (2006a) para repolho (3,5 a 8,9 mL/100g) e brócolis (1,85 mL/g) (1,85 mL/g). Hamilton et al. (2006a) ainda associaram funções distribuições de probabilidades à esses dados (log logística para brócolis, normal para pepino e alface e funções empíricas para repolho). Para a contaminação de solos, a maioria dos trabalhos recorre ao assumido nas Diretrizes da OMS: o mesmo número de *E. coli*/100mL e *E. coli*/100g, respectivamente no esgoto e no solo. Seidu *et al.* (2008) trabalharam com níveis medidos de *E. coli* em culturas e solos irrigados e com as relações *E. coli*/patógenos acima referida, ajustando, entretanto, funções log normais à maioria desses dados. Bastos et al. (2008), com base em dados experimentais, ajustaram modelos de estimativa de contaminação de culturas (*E. coli*/g) em função da qualidade da água de irrigação (*E. coli*/100mL) como já apresentado anteriormente (Equações 1.1 e 1.2).

Por fim, para efeito de cômputo da redução da concentração de patógenos em culturas irrigadas, muitos trabalhos usam as faixas recomendadas nas Diretrizes da OMS, propostas por Mara et al. (2007): 2-3 log para rotavírus e *Campylobacter* e 0-1 log para oocistos de *Cryptosporidium*. Outros trabalhos abordam essa questão explicitamente em termos de decaimento natural segundo cinética de primeira ordem assumindo valores para o

coeficiente de decaimento de vírus 0,69-1,07 d⁻¹ (ASANO et al., 1992; PETERSON et al., 2001).

Como registrado, alguns dos trabalhos acima referidos procuram ajustar funções distribuição de probabilidades às diversas variáveis de modelos de exposição (algumas vezes de forma bem fundamentada, outras nem tanto). Mara et al. (2007) optaram por trabalhar com faixas de valores para todas as variáveis de acordo com distribuição uniforme, sob o argumento de que isso representa uma opção deliberada por um modelo mais simples, pois muito frequentemente não existem dados disponíveis ou adequados para o ajuste de distribuição de probabilidades.

Incertezas inerentes à metodologia AQRM aplicada à modelos de exposição e dose-resposta em humanos também estão presente em cenários de exposição para animais. Neste caso as incertezas podem ir além das inerentes à própria metodologia AQRM, e algumas variáveis podem incorporar incertezas referentes à extrapolação de dados humanos para animais.

1.6. DIRETRIZES MICROBIOLÓGICAS PARA IRRIGAÇÃO COM ÁGUAS RESIDUÁRIAS

Existem basicamente três abordagens diferentes para se estabelecer diretrizes microbiológicas para uso de água residuária na agricultura: (i) a ausência de patógenos e/ou organismos indicadores de contaminação fecal na água residuária; (ii) nenhum caso mensurável de excesso de doença/infecção entérica na população exposta; e (iii) um risco estimado por um modelo gerado de um risco aceitável pré definido (BLUMENTHAL et al., 2000).

A primeira abordagem visa um resultado de nenhum risco potencial, e foi **criticado por possuir um objetivo inalcançável de 'risco zero',** que inevitavelmente leva à especificação de severas (e por vezes, desnecessárias) diretrizes, e por resultar em altos custos por caso de doença infecciosa evitada (SHUVAL et al., 1997). Em resumo, a principal crítica desta abordagem é que ela não tem uma sólida perspectiva baseada

em risco. Todavia esta é a abordagem adotada nas diretrizes USEPA (USEPA, 2004), que tem influenciado padrões em vários países, particularmente no Oriente Médio (BLUMENTHAL et al., 2000).

A segunda abordagem assume uma perspectiva epidemiológica, isto é, não deveria haver nenhum excesso de risco de infecção (ou doença) mensurável atribuída à reutilização de água residuária em uma população exposta. A vantagem de tal abordagem é a habilidade dos estudos epidemiológicos avaliarem o risco real de infecção que ocorre em populações humanas expostas ao uso de água residuária, seja ocupacional ou através do consumo de plantações irrigadas com água residuária. Uma das fraquezas desta abordagem, contudo, é que os resultados dos estudos epidemiológicos são geralmente específicos em relação a tempo e lugar. Além disso, tem sido levantadas preocupações sobre a incapacidade de métodos epidemiológicos detectarem a transmissão do patógeno em indivíduos portadores que, não necessariamente, desenvolvem a doença mas, mas podem servir de reservatórios e amplificadores de patógenos e levar à transmissão secundária que causa doença em indivíduos suscetíveis. Embora esta tenha sido a principal abordagem adotada nas diretrizes da OMS de 1989, a então disponível evidência epidemiológica, tem sido criticada como não sendo uma evidência suficientemente forte. Conforme salientado por Mara et al. (2007), a diretriz bacteriana para irrigação irrestrita da OMS foi bastante controversa visto que não possuía na época nenhuma base epidemiológica rigorosa.

Na terceira abordagem, o modelo de avaliação quantitativa de risco microbiológico (AQRM) é usado para avaliar os riscos de infecção (HAAS et al., 1999), baseado em um cenário de exposição (incluindo informação das concentrações de microrganismos em uma dada matriz – por exemplo, água residuária, plantações ou solos irrigados, e um cenário de ingestão de patógeno – ex, a quantidade e frequência de consumo das culturas ou ingestão involuntária de solo) e dados sobre a dose-resposta (isto é, dados das rotas de infecção humana, dose patogênica e infecção resultante). Os riscos estimados devem ser então contrastados com o nível de referência de

risco tolerável. Como assinalado por Blumenthal et al. (2000), esta abordagem de avaliação de risco está abaixo do nível que pode ser medido na maioria dos estudos epidemiológicos, a menos que sejam estudadas populações extremamente grandes; é também proveitosa ao avaliar riscos de um nível de exposição particular a um patógeno diante da ocorrência de um problema (por exemplo, um surto de infecção).

O ideal seria que a evidência epidemiológica e a avaliação de risco fossem usadas como ferramentas complementares, como nas Diretrizes da OMS (2006) que incluem uma análise baseada em risco bacteriológico (AORM) para o padrão (*E. coli*) visando obter riscos toleráveis de bactérias, vírus e protozoários. Já para os helmintos a abordagem utilizada está baseada em evidência epidemiológica (WHO, 2006b).

O estabelecimento de diretrizes para o uso seguro de água residuária essencialmente tem como foco a proteção à saúde humana. Algumas diretrizes para a utilização de água residuária na agricultura estabelecem normas microbiológicas para a irrigação de pastos e culturas de forragem, mas suas razões nem sempre são explícitas. Os tópicos a seguir incluem uma breve revisão e discussão dos Guias da OMS, das Diretrizes Australianas, Orientações dos EUA e normas Brasileiras para reúso agrícola.

1.6.1. Diretrizes da OMS para o uso seguro de água residuária na agricultura

As Diretrizes da OMS para o Uso Seguro de Água Residuária na Agricultura são baseadas no **Stockholm Framework** que “é uma abordagem integrada que combina avaliação de risco e gerenciamento de risco para controlar **doença relacionada à água**” (...) fornecendo “um ambiente harmonioso para o desenvolvimento das diretrizes e padrões de saúde em termos de riscos microbianos relacionados à água e saneamento” (WHO, 2006b).

A base da proteção da saúde humana no Guia da OMS é que a carga de doença adicional tolerável resultante da irrigação com água residuária não

deveria exceder a perda de 10^{-6} DALY⁴ por pessoa por ano. Este é o mesmo nível de proteção de saúde usado no Guia OMS para qualidade de água potável, isto é, espera-se que os riscos de saúde originados do uso de água residuária na agricultura (riscos de consumo e ocupacionais) sejam os mesmos da água potável totalmente tratada. (WHO, 2006b).

Como muitas doenças e patógenos estão relacionados à água, o **Guia da OMS de Qualidade para Água Potável** introduz o conceito de “patógenos de referência” e o define como um patógeno específico que, pelas suas características, pode representar um grupo de patógenos semelhantes e, assim, fornecer uma referência para desenvolvimento de diretrizes e recomendações para um grupo inteiro de patógenos (OMS, 2006a). Considerando os aspectos geralmente usados para definir um patógeno de referência (ex. menor remoção no tratamento de água/água residuária, alta ocorrência, habilidade de sobreviver no meio ambiente, alta patogenicidade, alta carga de doença associada), *Cryptosporidium*, rotavírus e *Campylobacter* cumprirem tais definições e características e são considerados patógenos de referência (OMS, 2006a). Esta é a abordagem central que subsidiou a mais recente atualização das Diretrizes da Organização Mundial da Saúde (WHO, 2006).

Assim, em relação aos três organismos ‘índice’, um alvo de carga de doença adicional tolerável foi fixado em 10^{-6} DALY, perda por pessoa por ano, que pode ser traduzido em riscos anuais de infecção toleráveis de $7,7 \times 10^{-4}$ pppa para rotavírus, $3,1 \times 10^{-4}$ pppa para *Campylobacter* e $2,2 \times 10^{-3}$ pppa para *Cryptosporidium*. Assim sendo, as Diretrizes foram baseadas em um ‘valor de parâmetro’ de 10^{-4} pppa como um risco tolerável de doença para rotavírus e *Cryptosporidium* e 10^{-3} pppa para o risco tolerável de infecção por *Campylobacter* (QUADRO 1.16). Recentemente, Mara et al. (2010) provaram que o parâmetro DALY de 10^{-6} é extremamente seguro visto que é três a quatro ordens de magnitude mais baixo do que a incidência real de

⁴DALYs – Disability Adjusted Life Years, anos de vida perdidos ajustados por incapacidade, o qual permite a transformação de uma ‘incapacidade vivenciada’ (por exemplo, três dias com diarreia ou óbito devido à diarreia) em ‘anos de vida saudáveis perdidos’

diarréias no mundo, e que uma perda de DALY $< 10^{-5}$ ou até 10^{-4} pppa podem ser números mais realistas para o contexto de muitos países desenvolvidos.

Quadro 1.16. Parâmetros utilizados para a fixação da meta de saúde baseada em Orientações da OMS 2006 para a utilização segura das águas residuárias na agricultura

PATÓGENO	DALYS POR CASO DE DOENÇA	RISCO DE DOENÇA PPPA EQUIVALENTE A 10^{-6} DALY PPPA	DOENÇA/TAXA DE INFECÇÃO	RISCO TOLERÁVEL PPPA
rotavírus				
Países industrializados	$1,4 \times 10^{-2}$	$7,1 \times 10^{-5}$	0,05	$1,4 \times 10^{-3}$
Países desenvolvidos	$2,6 \times 10^{-2}$	$3,8 \times 10^{-5}$	0,05	$7,7 \times 10^{-4}$
<i>Campylobacter</i>	$4,6 \times 10^{-3}$	$2,2 \times 10^{-4}$	0,7	$3,1 \times 10^{-4}$
<i>Cryptosporidium</i>	$1,5 \times 10^{-3}$	$6,7 \times 10^{-4}$	0,3	$2,2 \times 10^{-3}$

FONTE: WHO (2006b).

Conforme descrito por Bastos e Bevilacqua (2006), nas abordagens que envolvem avaliação de risco, de forma a bem fundamentar a formulação de normas de qualidade da água, a medida e, ou, a estimativa do risco devem ser contrapostas a um determinado nível de risco que se considere 'tolerável'. Inversamente, estabelecido o risco tolerável, pode-se estimar a concentração admissível de organismos patogênicos na água/efluente tratados e, por conseguinte, o grau de tratamento requerido.

Uma decisão fundamental ao processo de AQRM é a definição do que seja 'risco tolerável'. Portanto, definido o que se queira como DALY tolerável, pode-se estimar requerimentos de remoção de patógenos por meio do tratamento a partir do conhecimento de sua concentração no esgoto bruto (WHO, 2006; MARA, 2007). Essa é a lógica por trás das Diretrizes da OMS, expressa no Quadro 1.17 e na Figura 1.3.

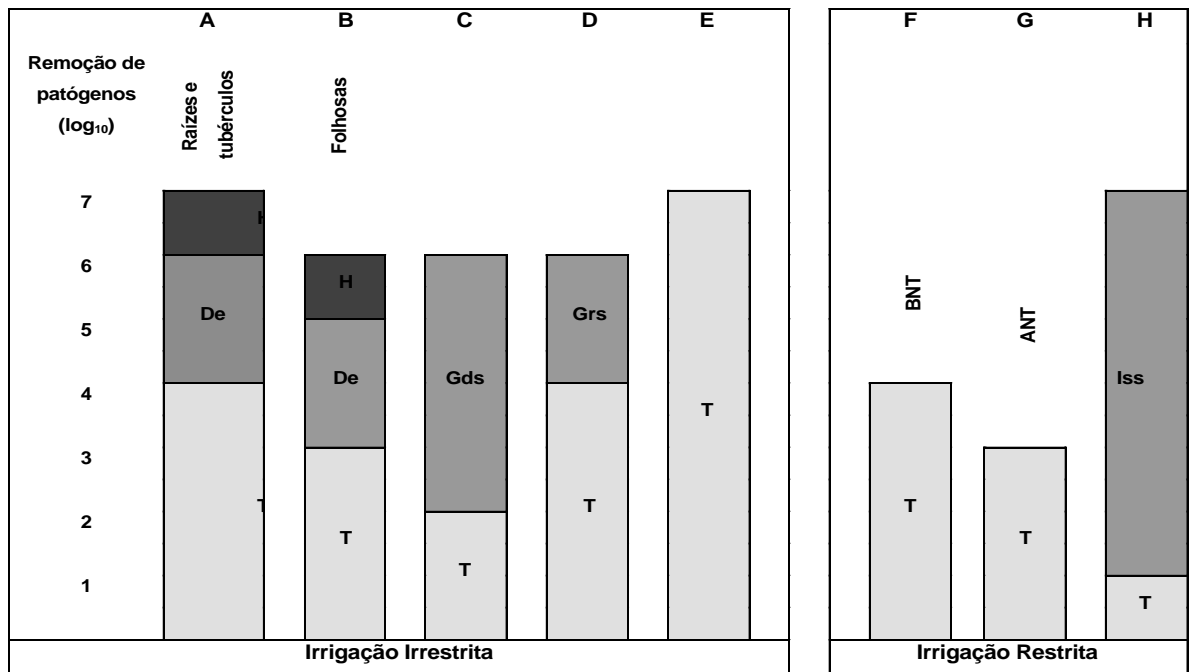
Quadro 1.17. Diretrizes da OMS o uso agrícola de esgotos sanitários.

Categoria irrigação	Opção ⁽¹⁾	Tratamento de esgotos e remoção de patógenos (log ₁₀) ⁽²⁾	Qualidade do efluente	
			<i>E. coli</i> 100 mL ⁻¹ ⁽³⁾	Ovos helmintos L ⁻¹
Irrestrita	A	4	≤ 10 ³	≤ 1
	B	3	≤ 10 ⁴	
	C	2	≤ 10 ⁵	
	D	4	≤ 10 ³	
	E	6 ou 7	≤ 10 ¹ ou 10 ⁰	
Restrita	F	4	≤ 10 ⁴	
	G	3	≤ 10 ⁵	
	H	< 1	≤ 10 ⁶	

NOTAS (1) Combinação de medidas de proteção à saúde. (A): cultivo de raízes e tubérculos; (B): cultivo de folhosas; (C): irrigação localizada de plantas que se desenvolvem distantes do nível do solo; (D): irrigação localizada de plantas que se desenvolvem rentes ao nível do solo; (E): qualidade de efluentes alcançável com o emprego de técnicas de tratamento tais como tratamento secundário + coagulação + filtração + desinfecção; qualidade dos efluentes avaliada ainda com o emprego de indicadores complementares (por exemplo, turbidez, SST, cloro residual); (F): agricultura de baixo nível tecnológico e mão de obra intensiva; G: agricultura de alto nível tecnológico e altamente mecanizada; (H): técnicas de tratamento com reduzida capacidade de remoção de patógenos (por exemplo, tanques sépticos ou reatores UASB) associada ao emprego de técnicas de irrigação com elevado potencial de minimização da exposição (irrigação subsuperficial). (2) remoção de vírus que associada a outras medidas de proteção à saúde corresponderia a uma carga de doenças virais tolerável ≤ 10⁻⁶ DALY ppa e riscos menores de infecções bacterianas e por protozoários. (3) Qualidade do efluente correspondente à remoção de patógenos indicada em (2).

FONTE: Bastos e Bevilacqua (2006), adaptado de WHO (2006).

Bastos e Bevilacqua (2006), ressaltam que as diretrizes da OMS foram desenvolvidas tendo os rotavírus como 'organismo-referência', ou seja, sua remoção por meio do tratamento de esgotos associada a outras medidas de proteção à saúde corresponderia a uma carga de doenças virais ≤ 10⁻⁶ DALY ppa e a riscos menores de infecções bacterianas e por protozoários. No que diz respeito aos riscos associados a doenças helmínticas, o padrão de qualidade de efluentes permaneceu baseado nas evidências epidemiológicas disponíveis, ao se reconhecer, à época, a insuficiência de informações para a aplicação da metodologia de AQRM e estimativa de DALYs (WHO, 2006).



NOTAS T: tratamento; De: Decaimento no ambiente; H: Higiene dos alimentos (lavagem) Gds: irrigação por gotejamento de plantas que se desenvolvem distantes do nível do solo; Grs: irrigação por gotejamento de plantas que se desenvolvem rentes ao nível do solo; BNT: agricultura de baixo nível tecnológico (mão de obra intensiva); ANT: agricultura de alto nível tecnológico (mecanização); Iss: irrigação subsuperficial
Fonte: Bastos e Bevilacqua (2006), adaptado de WHO (2006).

Figura 1.3. Exemplos de combinação de medidas de proteção à saúde para carga de doenças tolerável $\leq 10^{-6}$ DALY pppa

Baseado neste 'valor de parâmetro' e na ocorrência esperada de patógenos em água residuária bruta, a fim de proteger a saúde dos que trabalham em campos irrigados com água residuária contra infecções virais, bacterianas e protozoárias deveria haver uma redução de 2-4 unidades logarítmicas pelo tratamento da água residuária. Para proteger a saúde dos consumidores de plantações irrigadas por água residuária, deveria haver uma redução de 6-7 unidades logarítmicas, a qual dever ser atingida através do tratamento de água residuária complementado por uma combinação de outras medidas de controle para proteção da saúde como, a decaimento de patógenos entre irrigação e colheita/consumo, o uso de métodos de irrigação com baixo nível de contaminação, e medidas higiênicas no preparo do alimento. (OMS, 2006b).

As atuais diretrizes da OMS não se referem especificamente à irrigação de plantações de forragens destinadas à alimentação animal; essa prática está incluída na categoria de "irrigação restrita", que é a irrigação de todas as

plantações exceto aquelas consumidas cruas por humanos. Portanto, nessa categoria a principal preocupação das diretrizes da OMS é proteger a saúde daqueles que trabalham ou têm algum outro contato com plantações irrigadas por água residuária (por exemplo, aqueles que residem próximos às plantações ou crianças que possam brincar na pastagem). Na categoria de "irrigação restrita" o cenário de exposição modelo usado para quantificar risco para saúde foi ingestão involuntária de partículas de solo, e dois sub-cenários foram considerados: agricultura altamente mecanizada e agricultura com mão-de-obra intensiva (OMS, 2006b).

O desempenho dos processos de tratamento de água residuária usado para garantir parcialmente ou integralmente $\leq 10^{-6}$ DALY por pessoa por ano deveria ser avaliado através do monitoramento do indicador *Escherichia coli* no efluente, baseado em valores supostos para a relação *E. coli*/patógenos em água residuária bruta. O valor das diretrizes para irrigação restrita é $\leq 10^4$ *E. coli* por 100 ml (para agricultura de mão-de-obra intensiva), que é equivalente a uma redução patogênica de 4 unidades logarítmicas e $\leq 10^5$ *E. coli* por 100 ml (para agricultura altamente mecanizada), que é equivalente a uma redução patogênica de 3 unidades logarítmicas. Em relação a ovos de helmintos, o valor das diretrizes é ≤ 1 ovo de nematóide intestinal por litro de água residuária tratada para ambos os cenários, que foi baseado em evidência epidemiológica de transmissão de doenças helmínticas (OMS, 2006b).

1.6.2. Regulamentos e diretrizes para reutilização de água nos Estados Unidos da América

Atualmente não há regulamentos federais controlando diretamente as práticas de reutilização de água nos Estados Unidos da América (EUA). No entanto, regulamentos e diretrizes para reutilização de água foram desenvolvidos por vários estados. As Diretrizes para Reutilização de Água da United States Environmental Protection Agency (USEPA) proporcionam somente orientação, recomendações e informação de apoio sobre uso de água residuária, particularmente em estados que não desenvolveram seus

próprios critérios ou diretrizes, mas elas não constituem um regulamento nacional nem têm a intenção de serem usadas como critério definitivo (USEPA, 2004).

As Diretrizes da USEPA visam vários tipos de reutilização de água, incluindo duas categorias de reutilização agrícola: plantações para alimento e outros tipos, incluindo irrigação de pasto para gado de leite, e plantações de forragem, fibra, e semente.

As diretrizes de qualidade para água residuária dos Estados Unidos são baseadas somente em coliformes fecais e não incluem parasitas específicos **ou limites virais, baseado no fato de que "parasitas não demonstraram ser um problema em operações de reutilização de água nos EUA e que existe um conjunto de informação significativo indicando que os vírus são reduzidos ou desativados para níveis baixos ou imensuráveis através do tratamento adequado da água residuária" (USEPA 2004). Para a irrigação de pastos e plantações de forragem, as diretrizes microbianas são de ≤ 200 coliformes fecais (CF) /100 ml (para serem atingidos através de processos de tratamento secundário além de desinfecção, ou através de lagoas de estabilização, juntamente com o requerimento de que o gado de leite seja proibido de pastar em pastos irrigados com água residuária por 15 dias após o término da irrigação; caso esse período não seja adotado, um nível ainda mais alto de desinfecção deve ser atingido visando obter < 14 CF /100 ml (QUADRO 1.18) (USEPA, 2004).**

Vários estados têm regulamentos ou diretrizes próprios para a irrigação de plantações de culturas forrageiras, fibra, sementes, pastagens, viveiros comerciais e gramados, incluindo diretrizes microbianas e restrições algumas delas mais rigorosas que as diretrizes gerais da USEPA (QUADROS 1.18 e 1.19).

No entanto, as Diretrizes da USEPA se destinam à proteção da saúde pública e, como mencionado anteriormente, elas carecem de uma perspectiva baseada em risco. Até mesmo as restrições à pastagem/culturas parecem ser direcionadas principalmente como medidas de proteção da saúde

humana contra riscos que podem surgir com o consumo de produtos animais, principalmente o leite. Há apenas um comentário que referencia à saúde animal: quando a qualidade química da água recuperada é discutida em termos de conteúdo nutricional, é chamada a atenção ao fato de que o nitrato, quando em excesso em plantações forrageiras, pode causar um desequilíbrio de nitrogênio, potássio e magnésio em animais.

Quadro 1.18. Diretrizes e regulamentos para o uso de águas residuárias na irrigação de pastagens e culturas forrageiras no EUA - exigências de tratamento, orientações e restrições microbiológicas (Continua)

TIPOS DE REÚSO	TRATAMENTO	QUALIDADE DA ÁGUA RECUPERADA ²	MARGEM DE SEGURANÇA	COMENTÁRIOS
Diretrizes da USEPA				
<p><i>Reúso na agricultura - culturas não comestíveis</i></p> <p>Pastagem para animais leiteiros; forragens, fibras, sementes e culturas</p>	<p>Secundário¹ Desinfecção²</p>	<p>- pH = 6-9 - ≤30 mg/l BOD - ≤ 30 mg/l TSS - < 200 CF/100 ml³ - 1 mg/l Cl₂ residual (mínimo)</p>	<p>- 300 ft (90 m) para poços de abastecimento de água potável. - 100 ft (30 m) em áreas acessíveis ao público (se rega por aspersão)</p>	<p>- Outros limites recomendados para os componentes em água tratada para irrigação também são definidos - Animais Leiteiros devem ser proibidos de pastejo por 15 dias após a cessarem a irrigação. Um alto nível de desinfecção, por exemplo, para conseguir ≤ 14coliformes fecais/100 mL, devem ser fornecidas se este período de espera não é respeitado.</p>
Arizona				
<p>Pastagem para os animais Leiteiros; bebedouro do gado (vacas leiteiras): Mínimo necessário Classe B</p>	<p>Tratamento secundário e desinfecção</p>	<p>< 200 CF/100 ml (média)⁴ < 800 CF/100ml (máxima)</p>	<p>NS</p>	
<p>Pastagens para gado não leiteiro; bebedouro do gado, irrigação de fibra; sementes, forrageiras, culturas e similares (animais não leiteiros): Classe c :forrageiras e pastagens para animais que não produzem leite para consumo humano</p>	<p>Tratamento secundário em uma série de lagoas de estabilização de águas residuárias, incluindo aeração, com sem desinfecção</p>	<p>- < 1000 CF/100 ml (média)⁴ - 4000 CF/100ml (máxima)</p>		<p>Tempo de detenção total de pelo menos 20 dias</p>

Quadro 1.18 - Diretrizes e regulamentos para o uso de águas residuárias na irrigação de pastagens e culturas forrageiras no EUA - exigências de tratamento, orientações e restrições microbiológicas (Continuação)

TIPOS DE REÚSO	TRATAMENTO	QUALIDADE DA ÁGUA RECUPERADA ²	MARGEM DE SEGURANÇA	COMENTÁRIOS
Forrageiras e pastagens para animais que não produzem leite para consumo humano	Oxidação	NS	150 ft (45 m) para abastecimento de água doméstica também	Sem comentários específicos para uso de pasto ou pastagem para animais
Califórnia				
Pasto para animais produtores de leite para o consumo humano	Oxidação e desinfecção	- < 23 TC/100 ml (média) ³ - 240 TC/100ml (max em 30 dias)	100 ft (30 m) para abastecimento de água doméstica também	Sem comentários específicos para uso de pastagem para animais
Flórida				
Pastagens e áreas utilizadas para cultivar alimentos, forragem, fibra, ou culturas de sementes.	Tratamento secundário e desinfecção básica	- pH = 6-8.5 - < 20 mg/l CBOD e TSS (média anual) - < 30 mg/l CBOD e TSS (média mensal) - < 45 mg/l CBOD e TSS (média semanal) - < 60 mg/l CBOD e TSS (amostra simples) - < 10 mg/l TSS para os sistemas de aplicação de subsuperfície (amostra única) - < 200 CF/100 ml (média anual) - < 200 CF /100 ml (média mensal geométrica) - < 400 CF /100 ml (para não exceder no mais que 10% das amostras em um período de 30 dias) - 800/100ml (máxima-única amostra) - ≥ 0.5 mg/l Cl ₂ residual (mínimo -pelo tempo de contato após menos 15 minutos no pico de fluxo)	Muitas recomendações	Por um período de 15 dias da última aplicação de água residuária tratada, as áreas de aplicação não devem ser utilizadas para o pastejo de bovino, produtor de leite destinado ao consumo humano. Não há restrições sobre o pastoreio de outros bovinos.

Quadro 1.18. Diretrizes e regulamentos para o uso de águas residuárias na irrigação de pastagens e culturas forrageiras no EUA - exigências de tratamento, orientações e restrições microbiológicas (Continuação)

TIPOS DE REÚSO	TRATAMENTO	QUALIDADE DA ÁGUA RECUPERADA ²	MARGEM DE SEGURANÇA	COMENTÁRIOS
Havaí				
Água R-1: qualquer forma de irrigação para o pasto onde os animais leiteiros, e outros animais pastam. Água potável para animais, com exceção dos animais leiteiros e, se for demonstrado que não haverá risco injustificado de ocorrência de efeitos adversos sobre o animal relacionadas com constituintes químicos ou radioatividade	Oxidação, filtração e desinfecção	- < 2.2 CF/100 ml (média 7 dias) - < 23 CF /100 ml (não exceder mais que uma amostra, em um período de 30 dias) - 200 CF /100 ml (máxima em uma amostra) - < 2 UNT - \geq 5 mg/l Cl ₂ residual (ao longo de um tempo de contato de cloro teórico de 120 minutos e tempo de contato real modal de 90 minutos)	- Mínimo de 50 pés (15 m) metros de qualquer fonte de água de abastecimento - Borda externa do represamento pelo menos 100 pés (30 m) a partir de qualquer fonte de abastecimento de água potável	
Água R-2: irrigação subsuperficial de pasto para gado leiteiro e outros animais, e qualquer forma ou irrigação de culturas forrageiras	Oxidação e desinfecção	- < 23 CF/100 ml (média 7 dias) - < 200 CF /100 ml (não exceder mais que uma amostra, em um período de 30 dias) - \geq 0.5 mg/l Cl ₂ residual (ao longo de um tempo de contato de cloro teórico de 15 minutos e tempo de contato real modal de 10 minutos)	- Mínimo de 100 pés (30 m) de qualquer fonte de água destinada a abastecimento - Borda externa de represamento de pelo menos 300 pés (90 m) a partir de qualquer fonte de abastecimento de água potável	
Água R-3: superfície, por gotejamento, irrigação subsuperficial de alimentos, culturas forrageiras e fibras, e pastagem para consumo animal desde que não produzam leite para alimentação humana	Oxidação	NR	- Mínimo de 150 pés (45m) de toda fonte de abastecimento de água potável - Borda externa do represamento pelo menos 1000 pés (300m) metros de qualquer fonte de abastecimento de água	

Quadro 1.18. Diretrizes e regulamentos para o uso de águas residuárias na irrigação de pastagens e culturas forrageiras no EUA - exigências de tratamento, orientações e restrições microbiológicas (Continuação)

TIPOS DE REÚSO	TRATAMENTO	QUALIDADE DA ÁGUA RECUPERADA²	MARGEM DE SEGURANÇA	COMENTÁRIO
Nevada				
Categoria A: irrigação de pastagem por aspersão uma zona tampão mínima de 400 pés (120m)	Tratamento secundário e desinfecção	- 200 CF/100ml (média geométrica de 30 dias) - 400 CF /100ml (número máximo diário)	400 pés (120 m) mínimo zona tampão	acesso do público ao local é proibido
Categoria A: irrigação de pastagem por aspersão uma zona tampão mínima de 800 pés (240 m)	Tratamento secundário e desinfecção	- CF: sem limite - 400 CF /100ml (número máximo diário)	800 pés (240 m) mínimo zona tampão	acesso do público ao local é proibido
Categoria A: irrigação por superfície de pastagem	Tratamento secundário e desinfecção	- 200 CF /100ml (média geométrica de 30 dia) - 400 CF /100ml (número máximo diário)	Não é necessária	acesso do público ao local é proibido
Texas				
Tipo I: irrigação de pastagens para animais leiteiros	NR	- 5 mg DBO / l ou CBOD (média de 30 dias) - Turbidez: 3 UNT - <20 CF / ml (30 dia-média geométrica) - 75 CF / ml (para não exceder em nenhuma amostra) - Enterococos: 4 ml UFC/100 (30 dia-média geométrica); 9 ml UFC/100 (para não exceder em nenhuma amostra)	NS	Evitar o contato dos animais com água residuária
Tipo II: irrigação de pasto e culturas de alimentos para animais leiteiros e outros animais	NR	30 mg / l de DBO usando tratamento com sistema de lagoas (média de 30 dias) - 20 mg DBO / l ou 15 mg / l tratamento com CBDO além da lagoa do sistema (em média 30 dias) - <200 CF / ml (média geométrica) - 800 CF / ml (para não exceder em nenhuma amostra) - Enterococos: <35 ml UFC/100 (30 dias média geométrica); UFC/100 89 ml	NS	O acesso do público ao local durante as atividades de irrigação é proibido

Quadro 1.18. Diretrizes e regulamentos para o uso de águas residuárias na irrigação de pastagens e culturas forrageiras no EUA - exigências de tratamento, orientações e restrições microbiológicas (Conclusão)

TIPOS DE REÚSO	TRATAMENTO	QUALIDADE DA ÁGUA RECUPERADA ²	MARGEM DE SEGURANÇA	COMENTÁRIO
Washington				
Categoria C: água recuperada usada para a irrigação de pastagem de vacas ou cabras leiteiras	Oxidação e desinfecção	- ≤ 30 mg / l de DBO - ≤ 30 mg / l de SST - Turbidez: 2 UNT (média); 5 UNT (máxima) - < 23 TC/100mL ³ - 240 TC / mL (para não exceder em nenhuma amostra)	- Mínimo de 100 pés (30 m) de qualquer fonte de água potável - Rega por aspersão: Mínimo de 50 pés (15 m) de áreas acessíveis ao público	
Categoria D: água recuperada usada para a irrigação de forragens, fibras, sementes e culturas	Oxidação e desinfecção	- < 240 CT/100ml ⁽³⁾	- Mínimo de 300 pés (90 m) de todo abastecimento de água potável - Rega por aspersão: Mínimo de 100 pés (30 m) de áreas acessíveis ao público	

NOTAS: DBO: demanda bioquímica de oxigênio determinada a partir de teste da DBO 5-dia. CT: coliformes totais. CF: coliformes fecais. TSS: Total de sólidos em suspensão. CBOD5: demanda bioquímica de oxigênio carbonácea determinada a partir de ensaio CBOD dia 5. NS: Não especificado pelo regulamento. UNT: Unidade Nefelométrica de Turbidez. UFC: unidades formadoras de colônia. (1) Processos de tratamento secundários inclui lodos ativados, filtros biológicos, e podem incluir sistemas de lagoas de estabilização, tratamento secundário de efluentes, deverá produzir, DBO e SST que não devem exceder 30 mg/L. (2) Desinfecção é a destruição, a inativação ou remoção de microrganismos patogênicos por agentes químicos, físicos, biológicos. A desinfecção pode ser obtida por cloração, radiação UV, ozonização, desinfetantes químicos, processos de membranas, ou por outros processos. A utilização do cloro para definir o nível de desinfecção não impede a utilização de outros processos de desinfecção como medidas aceitáveis de desinfecção da água recuperada. (3) Valores medianos determinados a partir dos resultados bacteriológicos dos últimos 7 dias. O número de coliformes fecais não deve exceder 800/100 mL de amostra. Alguns sistemas de lagoas de estabilização podem ser capazes de atender a essa desinfecção sem limite de coliformes. (4) Em quatro das últimas sete amostras por dia.

FONTE: AAC (1985a); AAC (1985b); TAC (1997); WSDH (1997); CCR (2002); HSDH (2002); NAC (2003); USEPA (2004); FAC (2006); FAC (2007).

Quadro 1.19. Os regulamentos estaduais e orientações para a utilização de águas residuárias para irrigação de pastagens e culturas forrageiras no EUA - Tipos de uso permitido e suas restrições (Continua)

Estado	Água residuárias usos permitidos/restrições
Arizona	Classe B - água recuperada pode ser utilizada para a irrigação de pastagens para os animais leiteiros e bebedouro do gado (vacas leiteiras). Classe C- água recuperada pode ser utilizada para a irrigação de pastagens para gado não leiteiro; bebedouro do gado (vacas não leiteiras), irrigação de gramados, fibras, sementes, forragens, e culturas semelhantes silvicultura;
Arkansas	Desinfecção também necessária quando irrigar pasto de bovino leiteiro
Califórnia	Pasto para animais produtores de Leite para o consumo humano Forrageiras e pastagens para animais que não produz Leite para consumo humano
Colorado	Inclui a irrigação de pastagens para animais leiteiros
Flórida	Água recuperada pode ser aplicada para pastagens, e áreas utilizadas para cultivar alimentos, forragens, ou culturas de sementes. Vacas leiteiras não têm permissão para pastar em um período de 15 dias após a última aplicação de água recuperada.
Havaí	Água R-1 pode ser usada para a irrigação por aspersão de pastagens para animais leiteiros e outros animais. Água R-2 pode ser usada para irrigação por aspersão de alimentos, forragens, sementes e culturas não consumidos por seres humanos; irrigação subsuperficial e aspersão de pastagens para animais leiteiros e outros animais. Água R-3 pode ser usada para gotejamento na superfície ou subsolo de alimentos, forragens e (irrigação deve cessar pelo menos 24 dias antes da colheita), e por gotejamento ou irrigação superficial de das culturas de sementes não consumidos por seres humanos.
Idaho	Animais não devem ser apascentados onde efluente é aplicado. Animais não devem ser alimentados com vegetação irrigada com efluente até pelo menos duas semanas após a aplicação.
Indiana	Comestíveis e culturas de fibra de não podem ser colhida durante 30 dias após a aplicação de água residuária. Pastoreio dos animais proibidos por 30 dias após a aplicação de água residuária.
Michigan	Animais leiteiros não são permitidos pastarem nos campos irrigados por 30 dias após a aplicação
Missouri	1º de maio a 30 de Outubro pastoreio dos animais ou da colheita da forragem deve ser adiada por 14 dias após a irrigação. De 1º de novembro a 30 de abril o pastoreio dos animais ou da colheita da forragem deve ser adiada por 30 dias após a irrigação. Pastoreio de animais leiteiros geralmente não recomendado a menos que tenha havido um período de cessação da irrigação mais prolongado.
Montana	Forragens: esgoto oxidado. Desinfecção geralmente não exigida Pasto para animais leiteiros: desinfecção e oxidação. Coliforme fecal 23/100 ml (mediana 7 dias). -Manter distância de 100 metros de qualquer fonte de água de poço, a distância para a superfície da água é determinada caso a caso, sobre a qualidade dos efluentes e do nível de desinfecção. Requisitos adicionais para forragem, fibra, sementes e culturas: cercas devem ser fornecidas, 200 metros entre as vedações e área irrigada, 200 metros de qualquer habitação, incluindo a propriedade residencial.
Nevada	Inclui a irrigação de pastagens ou para outros fins agrícolas, exceto para o cultivo para consumo humano
Nova Jersey	Áreas de aplicação não devem ser utilizada por bovinos leiteiros por um período de 15 dias após a última aplicação de água residuária.
Novo México	Forragens, fibras, sementes e culturas: efluente primário Pasto para vacas leiteiras: desinfetados adequadamente, coliformes fecais 100/100 ml

Quadro 1.19 - Os regulamentos estaduais e orientações para a utilização de águas residuárias para irrigação de pastagens e culturas forrageiras no EUA - Tipos de usos permitido e suas restrições (Conclusão)

ESTADO	ÁGUA RESIDUÁRIAS USOS PERMITIDOS/RESTRICÇÕES
Dakota Norte	Não devem ser irrigadas áreas acessíveis aos seres humanos ou animais, tais como pastagens sendo pastejadas por vacas leiteiras, culturas de feno prontos para a colheita, ou culturas hortaliças para consumo humano.
Ohio	Inclui zonas agrícolas onde as culturas de alimentos não humanos são cultivados
Oregon	Pastagem para os animais: - Nível II: tratamento biológico e desinfecção. Coliformes totais 240/100 mL (2 amostras consecutivas); 23/100 mL (mediana 7 dias) - Nenhum animal em pastagem durante a irrigação, sem irrigação 3 dias antes da colheita. Culturas forrageiras e sementes não destinadas para ingestão humana: - Nível I: Tratamento biológico. - Não irrigação por 30 dias antes da colheita
Dakota Sul	Não incluem pastagens utilizadas para pastoreio animal
Texas	Tipo I água residuária pode ser usada para a irrigação de pastagens para animais leiteiros. Tipo II água residuária pode ser utilizada para a irrigação de culturas de alimentos para animais
Utah	Tipo I água residuária pode ser usada para a irrigação de pastagens para animais leiteiros. Tipo II água residuária pode ser utilizada para a irrigação de culturas de alimentos para animais
Washington	Classe D água residuária pode ser utilizada para a irrigação de culturas forrageiras e sementes. Cass C água residuária pode ser usada para a irrigação de pastagens para vacas ou cabras leiteiras
Wet Virginia	Análise da cultura é exigida no momento da colheita, se utilizados para consumo animal
Wyoming	Pertence à irrigação de culturas agrícolas o apoio indireto da cadeia alimentar. Animais não têm permissão para pastar em 30 dias após a aplicação de água recuperada

FONTE: AAC (1985a); AAC (1985b); TAC (1997); WSDH (1997); CCR (2002); HSDH (2002); NAC (2003); USEPA (2004); FAC (2006); FAC (2007).

1.6.3. Diretrizes australianas para reciclagem de água

As Diretrizes Australianas usam essencialmente a mesma perspectiva para a gestão de riscos para saúde humana presente nas Diretrizes da OMS. Em outras palavras, essas diretrizes também determinam alvos de desempenho baseados em saúde, isto é, a redução patogênica requerida (através de tratamento de água residuária e medidas de proteção à saúde pós-tratamento) para atingir um risco residual que se conforma ao nível tolerável de perda de 10^{-6} DALY por pessoa por ano⁵. Os organismos índice selecionados também foram essencialmente os mesmos daqueles utilizados

⁵ Em comparação, a taxa de doença diarreica na Austrália é de 0,8–0,92 casos por pessoa por ano (OzFoodNet Working Group, 2003; Hellard et al., 2001).

nas Diretrizes da OMS: rotavírus e adenovírus, *Campylobacter* e *Cryptosporidium*. Porém, este último, foi utilizado como patógeno de referência para helmintos, baseado no fato de que “não há um modelo de dose resposta humano para helmintos e também infecções helmínticas não são endêmicas na maior parte da Austrália, além disso os helmintos provavelmente estão presentes em número menor que protozoários nas águas residuárias e, sendo maior que protozoários, serão removidos mais prontamente por processos físicos de tratamento como reservatórios de **detenção e filtração**” (NRMMC, 2006).

Este documento é o único que visa proteger tanto a saúde humana como a animal e é provavelmente derivado do uso de pastagem e forrageiras irrigadas com água residuária para animais nesse país. No entanto, quando o objetivo é proteger a saúde animal, os parâmetros de qualidade da água foram baseadas em uma abordagem prática, incluindo os controles específicos para gerenciar os riscos chaves. Essa abordagem foi adotada devido a falta de informação de modelos de dose-resposta para infecções em animais, restringindo, portanto o uso da ferramentas de análise quantitativas de risco na abordagem da gestão de riscos relacionados à saúde dos animais e o reúso (NRMMC, 2006).

As ameaças chave identificadas são: *Taenia saginata*, *Taenia solium*, e *Mycobacterium avium* subsp. *Paratuberculosis*. Para o controle efetivo de *Taenia saginata* uma remoção de 4-log de ovos de helmintos foi adotado, essa remoção pode ser obtida através de uma das seguintes opções de tratamento de água residuária: (i) tratamento secundário: reservatório de estabilização de resíduos com >25 dias de tempo de detenção ou um processo de filtração equivalente; ou (ii) tratamento primário com >50 dias de detenção em reservatório (QUADRO 1.20). A abordagem de gestão de risco para controle de *Taenia solium* foi proibir o uso de água residuária derivada de esgoto para forragem ou água para dessedentação de suínos. Por último, para o controle de *Mycobacterium avium* subsp. *Paratuberculosis*, as Diretrizes Australianas recomendam que “gado de até 12 meses de idade devem ser excluídos de áreas irrigadas com água

residuária que tenha sido derivada de fontes contendo resíduos animais, a menos que existam dados suficientes para indicar que os riscos de um caso concreto possa ser devidamente gerenciado” (NRMMC, 2006). O controle de qualidade da água é complementado com valores guias para *E. Coli* e indicações para maior tratamento através da desinfecção, supostamente para o controle de outros patógenos como bactérias e vírus.

Ademais, em referência ao uso de água residuária em operações leiteiras, as Diretrizes Australianas consideram como uma atividade que não representa risco para a saúde do gado. Essa publicação também estabeleceu recomendações visando prevenir riscos para a saúde humana associados com leite contaminado. Portanto, é exigido que vacas lactantes sejam excluídas de áreas irrigadas com água residuária até que o pasto esteja totalmente seco (quatro horas ou cinco dias dependendo da qualidade microbiana da água: $<10^2 E. coli/100$ ml ou $<10^3 E. coli/100$ ml, respectivamente); além disso, o uso de água residuária para a lavagem de máquinas de ordenha é proibido (QUADRO 1.20) (NRMMC, 2006).

Quadro 1.20. Processos de tratamento e controles adicionais para o uso de água residuária em associação com produção animal (excluindo suíno)

USO	PROCESSO DE TRATAMENTO INDICADO	MEDIDAS PREVENTIVAS	OBJETIVOS DE QUALIDADE DA ÁGUA
Diretrizes Australianas			
Água de consumo (pecuária)	- Desinfecção - redução com tratamento secundário de helmintos (> 25 dias de detenção da lagoa ou um processo de filtração equivalente) e/ou - Com tratamento primário superior a 50 dias de detenção da lagoa e desinfecção	A água residuária não deve ser utilizada para consumo por bovino de até 12 meses de idade, se a fonte de água contém resíduo animal (por exemplo, matadouro ou estábulos)	- DBO ₅ solúvel <20 mg/L - SS <30 mg / L - Desinfetante residual (por exemplo, mínimo de cloro residual) ou dose UV ^(a) - E. coli <100 por 100 mL
Água de limpeza (pecuária leiteira)	- Desinfecção - redução com tratamento secundário de helmintos (> 25 dias de detenção da lagoa ou um processo de filtração equivalente) e/ou - Com tratamento primário superior a 50 dias de detenção da lagoa e desinfecção	A água residuária não deve ser usada para lavar as máquinas de ordenha (exceto quando especificamente considerado na avaliação de risco à saúde humana)	- DBO ₅ solúvel <20 mg/L - SS <30 mg / L - Desinfetante residual (por exemplo, mínimo de cloro residual) ou dose UV ^(a) - E. coli <100 por 100 mL
Irrigação de pastagem ou forragens de culturas (incluindo feno, silagem e produção de forragens comercial). Limitado período de retenção	- Desinfecção - redução com tratamento secundário de helmintos (> 25 dias de detenção da lagoa ou um processo de filtração equivalente) e/ou - Com tratamento primário superior a 50 dias de detenção da lagoa e desinfecção	- Excluir bovino em lactação da pastagem por quatro horas ou até o pasto ficar seco. - Forragens secas ou ensiladas (não destinadas ao consumo humano)	- DBO ₅ solúvel <20 mg/L - SS <30 mg / L - Desinfetante residual (por exemplo, mínimo de cloro residual) ou dose UV ^(a) - E. coli <100 por 100 mL
Irrigação de pastagem ou forragens de culturas (incluindo feno, silagem e produção de forragens comercial). Com período de retenção	- Desinfecção - redução com tratamento secundário de helmintos (> 25 dias de detenção da lagoa ou um processo de filtração equivalente) e/ou - Com tratamento primário superior a 50 dias de detenção da lagoa e desinfecção	- Excluir os animais do pastejo, durante cinco dias após a irrigação. - As forragens secas ou ensiladas (desde que não destinados ao consumo humano)	- DBO ₅ solúvel <20 mg/L - SS <30 mg/L - E. coli <100 por 100 mL

NOTAS: DBO₅: demanda bioquímica de oxigênio ao longo de 5 dias; SS: sólidos em suspensão; UV: ultravioleta. (A) é para demonstrar a viabilidade de desinfecção e capacidade para atingir a qualidade microbiana.

FONTE: NRMCC (2006).

1.6.4. Normas brasileiras de qualidade da água para irrigação e padrões de lançamento de efluentes

Em 2005, o Conselho Nacional de Recursos Hídricos (CNRH) promulgou a Resolução n° 54 que estabelece modalidades, diretrizes e critérios gerais para a prática do reúso direto não potável de água no Brasil (BRASIL, 2005a), remetendo para regulamentação complementar os padrões de qualidade e os códigos de prática para as diversas modalidades de reúso. Esta resolução coloca a atividade de reúso de água como integrante das políticas de gestão de recursos hídricos vigentes no país.

A Resolução CONAMA n° 357/2005 (BRASIL, 2005b) estabelece critérios de enquadramento dos corpos de água superficiais, compatibilizando a qualidade da água com os usos previstos, incluindo a irrigação (QUADRO 1.21).

Quadro 1.21. Critérios de qualidade da água para irrigação estabelecidos na Resolução CONAMA n° 357/2005

CLASSE	USO DA ÁGUA	CRITÉRIO DE QUALIDADE
1	Irrigação de hortaliças que são consumidas cruas e de frutas que se desenvolvam rentes ao solo e que sejam ingeridas cruas sem remoção de película	200 coliformes termotolerantes / 100 mL
2	Irrigação de hortaliças, plantas frutíferas e de parques, jardins, campos de esporte e lazer, com os quais o público possa vir a ter contato direto; além da aquicultura	1.000 coliformes termotolerantes / 100 mL
3	Irrigação de culturas arbóreas, cerealíferas e forrageiras	4000 coliformes termotolerantes / 100 mL

FONTE: Brasil (2005b).

A Resolução CONAMA n° 357/2005 (BRASIL, 2005b) estabelece também padrões de lançamento de efluentes. Para nitrogênio amoniacal total foi estabelecido valor máximo de 20 mg/L. A Resolução CONAMA n° 20/86, que precedia a n° 357/2005, estabelecia o limite de 5 mg/L (BRASIL, 1986). Posteriormente, a Resolução n° 430/2011 definiu que o limite de nitrogênio amoniacal total não será aplicável em sistemas de tratamento de esgotos sanitários (BRASIL, 2008).

No estado de Minas Gerais, a Deliberação Normativa Conjunta COPAM/CERH-MG n.º 001/2008 estabelece em seu artigo 19 que efluentes

de qualquer fonte poluidora somente poderão ser lançados, direta ou indiretamente, nos corpos de água, após o devido tratamento e desde que obedecem às seguintes condições (MINAS GERAIS, 2008):

- DBO: até 60 mg/L ou:
 - o Tratamento com eficiência de redução de DBO em no mínimo 60% e média anual igual ou superior a 70% para sistemas de esgotos sanitários e de percolados de aterros sanitários municipais; e
 - o Tratamento com eficiência de redução de DBO em no mínimo 75% e média anual igual ou superior a 85% para os demais sistemas.
- DQO: até 180 mg/L ou:
 - o Tratamento com eficiência de redução de DQO em no mínimo 55% e média anual igual ou superior a 65% para sistemas de esgotos sanitários e de percolados de aterros sanitários municipais;

Tratamento com eficiência de redução de DQO em no mínimo 70% e média anual igual ou superior a 75% para os demais sistemas.

Diante das legislações apresentadas acima, podemos observar que os critérios para definição das diretrizes, em quase a sua totalidade focam a saúde humana, e na ausência de comprovações científicas suficientes que de fato comprovem, com embasamento científico, a segurança desta prática, as legislações são restritivas a ponto de inviabilizar o reúso agrícola, desconsiderando por vezes a evidência epidemiológica, tais como podemos observar na Diretriz dos EUA, USEPA(2004). Assim como citado anteriormente o ideal seria que a evidência epidemiológica e a avaliação de risco fossem usadas como ferramentas complementares. Nesse sentido, a ferramenta de análise de risco será mais bem detalhada no próximo tópico bem como suas limitações e vantagens.

CAPÍTULO 2 .APLICAÇÃO DA METODOLOGIA DE AVALIAÇÃO QUANTITATIVA DE RISCO MICROBIOLÓGICO PARA UTILIZAÇÃO DE ÁGUAS RESIDUÁRIAS NA IRRIGAÇÃO DE PASTAGENS DESTINADAS À ALIMENTAÇÃO DE ANIMAIS DE PRODUÇÃO

Esse capítulo abordará o desenvolvimento das etapas de identificação e caracterização do perigo e a construção de modelos de avaliação da exposição e dose-resposta específicos para animais de produção, alimentados com pastagens irrigadas com águas residuárias.

A etapa inicial, de caracterização do perigo, foi desenvolvida com base em ampla pesquisa bibliográfica e apresentará a seleção dos patógenos de interesse para pecuária e que tenham relação com o uso agrícola de águas residuárias, bem como a importância e ocorrência diferenciada em animais de produção.

Em seguida, o modelo de exposição trabalhado será apresentado como uma adaptação da proposta de Sheppard (1995) com objetivo de caracterizar cenários de exposição espécie-específicos para bovinos, caprinos, suínos e aves.

O modelo dose-resposta do presente trabalho também objetivou representar a relação patógeno-hospedeiro de forma espécie-específica. Será apresentada uma compilação de dados de literatura que permitiram a construção da curva dose-resposta por meio de regressão não linear com método de Gauss-Newton.

2.1. IDENTIFICAÇÃO E CARACTERIZAÇÃO DO PERIGO

2.1.1. Seleção de patógenos de interesse para avaliação de risco em cenários de irrigação de pastagens com águas residuárias domésticas

A partir de ampla revisão de literatura e considerando aspectos sanitários de rebanhos comerciais, quais sejam, bovinocultura, caprinocultura, suinocultura e avicultura, bem como a descrição de ocorrência de patógenos em água residuárias domésticas, foram selecionados os patógenos de

interesse para avaliação de risco em cenários de irrigação de pastagens com águas residuárias domésticas.

Com relação ao grupo das bactérias, foram selecionados a *Salmonella* spp. e o *Campylobacter* spp., o primeiro patógeno por apresentar impacto sanitário e econômico em todos os animais de produção trabalhados e pelo potencial risco à saúde humana devido o consumo de produtos de origem animal (principalmente em bovinos e aves) e também por ser o patógeno de interesse para o reúso agrícola que mais foi pesquisado em animais e assim apresentar maior disponibilidade de informações. O segundo patógeno, *Campylobacter*, por ser o patógeno referência do grupo de bactérias preconizado pelas diretrizes da OMS para reúso agrícola, e permitir assim comparações com as legislações vigentes. Para representar os vírus e protozoários de importância para a produção animal relacionados ao uso agrícola de águas residuárias, foram considerados rotavírus e *Cryptosporidium* spp., também por serem patógenos referências na linha guia da OMS e por apresentarem impacto econômico-sanitário na produção animal, conforme será especificado a seguir. Além disso, os quatro patógenos selecionados são zoonóticos e possuem dados disponíveis na literatura que permitem estudos de avaliação de risco como identificação e quantificação na matriz (água residuária) e características agente – hospedeiro que permitem avaliação da dose-resposta. A importância de cada patógeno selecionado nos diferentes animais de produção será detalhada abaixo.

Salmonella

O gênero *Salmonella* consiste de duas principais espécies: *S. enterica* e *S. bongori*. *Salmonella enterica* é dividida em seis subespécies *enterica*, *salamae*, *arizonae*, *diarizonae*, *houtenae* e *indica* (POPOFF, 2001; CDC, 2004) baseada em algumas características bioquímicas as variedades de *Salmonella* são classificadas em sorovars e biovars. Hoje em dia, aproximadamente 2500 sorovars são reconhecidos. Os sorovars que estão associados à infecção e doença em seres humanos pertencem à subespécie

enterica. Outros sorovars são mais prováveis de serem encontrados em animais de sangue frio e no meio ambiente. Entretanto, eles também podem ser encontrados em associação com doença humana (BRENNER et al., 2000 e DAVIES, 2009b).

a) Bovino

A salmonelose bovina é uma doença devida à infecção com um membro do grupo de bactéria salmonela, animais de todas as idades podem ser afetados. Duas formas da doença são reconhecidas, aguda e subaguda, a primeira sendo considerada como clássica. Em animais adultos, o surto de salmonelose aguda tem um curso clínico rápido com febre, apatia, perda de apetite e diminuição da produção de leite nas fêmeas. A diarreia intensa é seguida de fezes moles e fétidas que podem conter sangue, muco e pedaços do revestimento do intestino necrótico. A morte pode ocorrer em 4-7 dias após o surgimento dos sinais; a taxa de mortalidade é em torno de 75 % em animais não tratados. A recuperação completa leva cerca de dois meses. A salmonelose subaguda é menos grave e a maioria dos sinais é ausente ou menos intenso. Considerando o sistema reprodutivo, vacas em período de gestação que venham a adoecer, comumente abortam, gerando conseqüentemente um impacto econômico negativo na pecuária (HUGHES et al., 1971).

Em bezerros, a doença geralmente afeta animais de 2-6 semanas de vida (HUGHES et al., 1971). Nazer e Osborne (1977) acreditam que a maior incidência da doença clínica ocorra durante o período entre o início da segunda semana e o final do terceiro mês de idade, com um grande número de casos no segundo e terceiro mês de vida. O caso clínico em bezerros é semelhante ao observado em adultos sendo caracterizado por febre, apatia e perda de apetite e fezes fétidas com presença de sangue ou muco. As taxas de mortalidade podem chegar a 80% ou mais, e as taxas de letalidade comuns são cerca de 10-20% mas, pode ser até 50-60 % (HUGHES et al., 1971). A taxa de letalidade é mais alta na terceira ou quarta semana de idade (MAFF, 1983 citado por JONES et al., 1988) e a infecção ocorre dentro

de 72 horas após o nascimento quando os bezerros estão em um ambiente contaminado (JONES et al., 1983).

Dois sorovars de *Salmonella* são mais frequentemente isoladas do gado: *Salmonella enterica, subsp. Enterica* sorovar Dublin e sorovar Typhimurium. *S. Dublin* é isolada do gado mais comumente do que outras espécies e é adaptada para bovinos. Este sorotipo é uma causa relevante de doença no gado de todas as idades. Em adultos, a infecção pode persistir durante longo tempo e o animal, continuamente ou intermitentemente, pode excretar bilhões de salmonelas por dia nas fezes e no leite sem manifestar sinais clínicos da doença. Esses animais são bem conhecidos como 'excretadores persistentes' ou 'transportadores persistentes' ou apenas 'transportadores' (FIELD, 1948; GIBSON, 1961; WRAY e SOJKA, 1977; SMITH et al., 1989). Animais que se recuperam de infecção aguda podem excretar o organismo por 4 a 6 semanas, caso contrário as infecções crônicas e excreção podem ser mantidas por anos ou mesmo a vida toda (FIELD, 1948; SOJKA et al., 1974; HOUSE et al., 1993). Jones et al., 1983, afirmam que 'excretadores persistentes' geralmente liberam mais de 10^5 org/g fezes.

Um grande problema relacionado com o controle de *S. Dublin* num rebanho é que o animal transportador latente não pode ser facilmente identificado por exames de laboratório (amostras soro e fezes), diferente de excretadores persistentes (WRAY et al., 1989).

Salmonella Dublin é raramente relatada como causa de doença humana, em parte porque é hóspede-adaptado ao gado. Entretanto, desde os anos 70 casos humanos relatados tem aumentado principalmente os relacionados ao consumo de leite cru, carne bovina e como um risco ocupacional (profissionais veterinários) (WILLIAMS, 1980; FIERER, 1983). Mais tarde, a *Salmonella* Dublin foi reconhecida como uma zoonose potencial causando infecções invasivas em humanos suscetíveis, geralmente em pacientes com doenças crônicas pré-existentes (FIERER, 1983; UZZAU et al., 2000).

S. Typhimurium é cosmopolita, geralmente infectando uma grande quantidade de espécies animais no mundo, incluindo humanos.

Transportadores de *S. Typhimurium* são considerados raros e admite-se que a excreção que continua após a infecção reflete na recontaminação do meio ambiente (JONES et al., 1983). Sua capacidade de causar doença humana é bem reconhecida e tipicamente causa gastroenterite, que geralmente é não é complicada e não requer tratamento, mas pode ser intensa em jovens, idosos e pacientes com imunidade comprometida. A doença associada com *S. Typhimurium* também é considerada uma zoonose e é geralmente associada ao consumo de alimento contaminado de origem animal (principalmente carne, aves, ovos e leite) (KINGSLEY, 2000; UZZAU et al., 2000; WHO, 2005). Desde o início dos anos 90, a importância deste sorotipo aumentou por causa do surgimento de variações multiresistente à antibióticos (fagos tipos DT204, DT193 e DT204c) tanto em gado como em populações humanas, incluindo a ocorrência de surtos (BESSER, et al., 2000; KINGSLEY e BÄUMLER, 2000).

b) Caprinos/ovinos

Causada em caprinos e ovinos, principalmente, por *Salmonella* Typhimurium, *Salmonella* Dublin, *Salmonella abortus ovis*, a salmonelose normalmente se apresenta na forma de enterite e/ou septicemia e ocasionalmente na forma de artrite. Em animais jovens, é grave, principalmente nas formas entérico-septicêmica, com diarreia aquosa intensa; e, em alguns casos, disenteria e tenesmo. Em ovinos, a enterite pode ocasionar a produção de fezes de coloração cinza-esverdeada e mucosas congestionadas (RADOSTITS, 2002).

Pode haver comprometimento nervoso, com incoordenação e nistágmo, nos animais adultos. O quadro clínico geralmente é assintomático; podendo haver também abortamento em caprinos. As vias de infecções são, principalmente, a ingestão de água e alimentos contaminados por fezes de animais infectados, bem como de roedores, no caso de *Salmonella* Typhimurium. Fezes de aves são importantes fontes de contaminação da água e de alimentos em caprinos. Esse fato novamente aponta para a importância da disseminação da infecção por *Salmonella* entre diferentes espécies animais (RADOSTITS, 2002).

c) Suínos

Os sorovares de *Salmonella* spp. de interesse para a segurança alimentar estão associados a um grande número de hospedeiros, tornando importante a disseminação da infecção entre diferentes espécies.

Sendo assim, a introdução e subsequente transmissão da infecção dentro do rebanho e entre rebanhos são os fatores mais importantes na cadeia epidemiológica de *Salmonella* spp. em suínos (LO FO WONG et al., 2002). Isto indica que o contato entre animais provenientes de diferentes granjas, desde o agrupamento dos animais até o abate e resfriamento de carcaças, é a chave para a introdução e disseminação de *Salmonella* na cadeia de produção, já que uma granja com uma alta prevalência de *Salmonella* pode ser fonte de contaminação para várias granjas no estágio seguinte (VAN DER GAAG et al., 2003).

Em geral essa bactéria não causa manifestações clínicas em suínos, sendo poucos sorovares, como o Choleraesuis e o Typhimurium, os que constituem causas significativas de doença nesta espécie. Porém, embora *S. Choleraesuis* e *S. Typhimurium* sejam os principais responsáveis por salmonelose em suínos, alguns autores sugerem que outros sorovars podem ocorrer sem sinais clínicos óbvios da doença (SOJKA, 1974 e WRAY, 1989).

Nos suínos, a forma clínica da doença pode se manifestar como uma septicemia aguda ou como uma enterocolite aguda ou crônica (SOBESTIANSKY et al., 1999). No Rio Grande do Sul, existem registros de formas entéricas e septicêmicas (BARCELLOS et al., 1984), o que ocorre também em outras áreas do Brasil e do mundo. Suínos que sobrevivem à septicemia aguda podem desenvolver sinais clínicos devido às lesões localizadas, como pneumonia, hepatite, enterocolite e, ocasionalmente, meningoencefalite. Animais com enterocolite podem vir a desenvolver um definhamento crônico. Os suínos podem recuperar-se totalmente, mas alguns poderão permanecer como portadores e excretadores intermitentes por meses (SCHWARTZ, 2000). Por outro lado, são os sorovares que não causam doença clínica no suíno, os que têm maior importância para a

segurança alimentar, uma vez que o animal portador não apresenta sintomas, mas é uma fonte permanente de contaminação desde a granja até o processamento industrial.

A introdução de *Salmonella* na cadeia de produção pode ocorrer em diferentes estágios. Nos estágios primários, as fontes de infecção podem ser animais pertencentes ao próprio grupo, animais de outros grupos da mesma granja ou fatores externos como a ração, pessoal ou vetores, como roedores. Durante o transporte, os caminhões contaminados e no abatedouro a contaminação cruzada, a partir de animais excretores, são pontos importantes de contaminação (VAN DER GAAG et al., 2003).

Muitos pesquisadores atribuem risco significativo de introdução de *Salmonella* através de alimentação (STÄRK et al., 2002), sendo a maior exposição dos animais através de ração contaminada. Dessa forma, tem sido demonstrada a relação entre sorovares encontrados em amostras de ração com aqueles recuperados de animais (FEDORKA-CRAY et al., 1997). Embora ingredientes de origem vegetal também possam servir de fonte de contaminação para os alimentos (SCHWARTZ, 2000), a utilização de farinhas de origem animal é apontada como a principal fonte de introdução de *Salmonella* spp. na ração. Pesquisas estimam que 15% a 30% de todas as infecções no período de terminação podem ser atribuídas à (re)contaminação de ração. Desta forma, é importante considerar que a contaminação da ração nos silos ou comedouros podem ter um importante papel na propagação do ciclo de contaminação na granja (BERENDS et al., 1996).

De forma complementar às citações anteriores, podemos inferir que, a proposta de utilizar água residuária para irrigar cultivares destinados à alimentação de suínos, assim como em outros animais, não deve significar acréscimo de doença aos animais e aos consumidores do produto final, e para tanto, torna-se evidente a necessidade de se conhecer qual o risco dessa prática neste contexto.

d) Aves

Salmonelose em aves é chamada pulorose e tifo aviário e é causada por *S. enterica* subespécie *enterica* sorovars *gallinarum* biovars Pullorum e Gallinarum, respectivamente. Estes dois biovars são hospede-adaptadas à espécie aviária e desse modo são de pouca significância à saúde pública desde que são consideradas como tendo um risco zoonótico mínimo. Entretanto, uma grande variedade de outros sorovars podem infectar as aves e as duas mais importantes são *S. Enteritidis* e *S. Typhimurium* (SHIVAPRASAD, 2000 e DAVIES, 2009a).

Doença pulorose (DP) na sua forma aguda afeta quase que exclusivamente frangos jovens, entretanto perus e outras aves também podem ser infectados. O organismo também pode ser transportador apresentado um quadro subclínico ou mesmo causando a redução da fertilidade da produção de ovos, redução da incubabilidade, anorexia e crescente mortalidade em aves mais velhas (Davies, 2009). A mortalidade é importante em aves de 3 semanas de idade, mas pode ser aumentada em rebanhos estressados ou imunocomprometidos alcançando até 100%. De acordo com Shivaprasad (2000), sinais clínicos em frangos e aves incluem anorexia, diarreia, desidratação, fraqueza e alta mortalidade.

O Tifo aviário (TA) é mais frequentemente relacionado a períodos de crescimento mais adultos e rebanhos velhos e afeta também frangos e perus comumente. Características de TA incluem rápida disseminação com alta mortalidade e morbidade aguda ou subaguda. A doença pode ser particularmente intensa em rebanhos comerciais (DAVIES, 2009a).

O meio de transmissão mais importante de ambas as doenças é infecção transovariana (transmissão vertical) resultando em infecção do ovo e, por conseguinte o frango (Shivaprasad, 2000), além disso, ácaros vermelhos também podem estar envolvidos na transmissão de TA e persistência em aviários (DAVIES, 2009a).

Apesar da erradicação de doenças em aves comerciais nos países desenvolvidos tais como EUA, Canadá, Austrália, Japão e a maioria dos

países de Europa Ocidental, o TA ainda é um problema sanitário importante causando consideráveis perdas econômicas em diferentes países da África, Oriente Médio, América do Sul e Central e Ásia (SHIVAPRASAD, 2000). Além do mais, *S. gallinarum* ocorreu mais uma vez recentemente em alguns países europeus (PARMAR e DAVIES, 2007).

Como destacado anteriormente, outros sorovars de *Salmonella* podem infectar e causar doença clínica em rebanhos de aves. No entanto, infecções causadas por sorovars de *Salmonella* são geralmente assintomáticas; os patógenos são transmitidos verticalmente e são eliminados com as fezes. Além disso, estes sorotipos podem estar associados com salmonelose humana transmitida por alimento (DAVIES, 2009a).

Campylobacter

A campilobacteriose é uma zoonose de distribuição mundial, sendo o *Campylobacter jejuni* considerado microrganismo extremamente ubiqüitário, encontrando-se tanto disperso no ambiente, como também assumindo o papel de agente patogênico ou comensal do trato gastrointestinal de animais domésticos e selvagens.

O gênero *Campylobacter* constitui-se de bastonetes curvos em forma de vírgula, "S", asa de gaivota ou espiral, cujas dimensões variam entre 0,2 a 0,9 µm de largura por 0,5 a 5 µm de comprimento. São bactérias gram-negativas, microaerófilas, crescendo em uma atmosfera de 5 a 7% de O₂, não hemolíticas, não esporuladas e com colônias frequentemente não pigmentadas. Móveis por meio de flagelo único em uma das extremidades, possuem movimento característico em "serrote" ou "saca-rolha", que pode ser observado claramente em microscópio de contraste de fase ou de campo escuro (CDC, 2010).

Até o momento, o gênero *Campylobacter* inclui 19 espécies. Dentre as que são patogênicas ao ser humano, a maioria é termófila, ou seja, cresce em temperatura mínima de 30°C e máxima de 46°C. As espécies termófilas, *C. jejuni*, *C. coli* e *C. lari*, são de maior importância em saúde pública, sendo *C.*

jejuni o mais envolvido nas infecções humanas e o mais prevalente em aves (HUMPHRE et al., 2007).

Atribui-se como fonte de infecção para o ser humano, o contato direto com animais portadores, pela característica zoonótica da bactéria, como o consumo de água e alimentos de origem animal contaminados, normalmente a ingestão de carnes cruas ou mal processadas de aves, suínos e bovinos e de leite não pasteurizado (FOOD AND DRUG ADMINISTRATION, 2005).

O gênero *Campylobacter* é extremamente suscetível ao estresse ambiental, sendo sensível à exposição ao ar, ressecamento, pH ácido e armazenamento prolongado. O uso de agentes quelantes de oxigênio, uma atmosfera adequada e utilização de antibióticos para suprimir a flora competitiva ampliam as chances de isolamento de *Campylobacter* spp. (SHANE e STERN, 2003).

a) Bovino, ovinos e caprinos

Em ruminantes a campilobacteriose intestinal não é muito relatada na literatura, porém sabe-se que *Campylobacter* spp. pode ser isolado em carcaças destas espécies logo após o abate, no qual a evisceração dos animais portadores intestinais se constitui ponto crítico de contaminação; embora o resfriamento e a secagem da carcaça por ventilação forçada reduza significativamente a carga bacteriana. O consumo de leite bovino não pasteurizado também tem sido responsabilizado por surtos isolados de campilobacteriose intestinal na Inglaterra e Estados Unidos (PINHEIRO, 2008).

O gênero *Campylobacter* em bovinos, apresenta outra forma de importância econômica e sanitária, a campilobacteriose genital bovina (vibriose), que é uma doença infecciosa venérea dos bovinos e ovinos causada pelo *Campylobacter fetus* subsp. venerealis, que leva à infertilidade temporária da vaca devido a repetições de cio e abortamento. As duas subespécies de *C. fetus*, *C. fetus* subsp. venerealis e *C. fetus* subsp. fetus podem causar problemas reprodutivos em bovinos, caprinos e ovinos entretanto, a

manifestação de infecção por estas subespécies difere quanto à ocorrência e patogenia. A infecção pelo *C. fetus* subsp. *venerealis* provoca uma doença de caráter endêmico, onde vários animais de um mesmo rebanho são acometidos. Esta doença, que tem transmissão venérea, é também denominada de Infertilidade Enzoótica dos Bovinos (LEITE, 1997).

A infecção do útero da vaca pelo *C. fetus* subsp. *fetus* provoca o Aborto Esporádico dos Bovinos. Na infecção dos bovinos por este microrganismo somente um ou alguns poucos animais da propriedade abortam, diferentemente do que ocorre nos ovinos, onde a infecção pelo *C. fetus* subsp. *fetus* leva à infertilidade endêmica. A infecção neste caso não se dá através do coito, mas pela disseminação de *C. fetus* subsp. *fetus* a partir do intestino ou da vesícula biliar, provocando uma bacteremia e consequente infecção do útero gestante. A plascentite causada por este microrganismo leva o feto à morte, através da anóxia, que é inevitavelmente seguida pelo abortamento. Após o aborto, que é o principal sinal clínico da infecção, o trato genital feminino elimina rapidamente o agente (LAGE e LEITE, 2008).

A vibriose é uma doença importante em países onde existem grandes efetivos bovinos que estão em regime de monta natural, como a Austrália (23%) e Argentina (48%). No Brasil esta doença já foi diagnosticada em São Paulo, no Rio Grande do Sul, em Minas Gerais, no Paraná, na Bahia, em Goiás, no Rio de Janeiro e no Mato Grosso do Sul, encontrando-se entre 8 e 67% de animais infectados.

b) Suínos

O principal reservatório de *Campylobacter coli* é o suíno, que contribui com cerca de 95% dos isolamentos obtidos para essa espécie. O principal fator de risco para infecções causadas por este patógeno em humanos, é a ingestão de carne suína e produtos derivados contaminados. Por outro lado, estudo conduzido na Dinamarca determinou que, mesmo aqueles casos de gastroenterite em humanos que eram causados por *C.coli* teriam origem de produtos avícolas e não de suínos (SIEMER et al., 2005). De qualquer forma, a investigação da importância do gênero *Campylobacter* na cadeia de

produção de suínos começa a ser uma preocupação emergente em vários países.

Alguns dados epidemiológicos citados indicam que a prevalência em suínos ao abate é bastante elevada (entre 50 e 100%), entretanto existe uma grande variação entre sistemas de produção. A fonte de transmissão parece ser as matrizes que excretariam o *Campylobacter* spp. nas fezes, propiciando a infecção dos leitões já nos primeiros dias de vida. As fases subsequentes contribuiriam para a amplificação da transmissão e o aumento consequente das prevalências encontradas (ALTER et al., 2005).

c) Aves

A infecção das aves pelo *Campylobacter* não cursa com sinais clínicos aparentes e por isso é difícil identificar o problema nas granjas. A contaminação ocorre pela via horizontal (RAMABU et al., 2004 e FRANCHIN et al., 2001). O ambiente, incluindo água, lotes de aves com idade avançada, animais domésticos, roedores, insetos, funcionários, equipamentos e veículos, são as principais fontes da bactéria para os frangos (PATTISON, 2001). O *Campylobacter* não está presente em ovos, sendo a transmissão vertical considerada rara ou inexistente por alguns pesquisadores. Por isso, até o momento, entende-se que é baixa a importância epidemiológica da transmissão vertical (FONSECA et al., 2006). Neste sentido, é possível encontrar lotes de frangos negativos originados de matrizes positivas e, através de estudos de caracterização molecular, já foram identificadas diferenças entre linhagens de *Campylobacter* isoladas de reprodutoras e de sua progênie (VAN DE GIESSEN et al., 1998; BULL et al., 2006).

As aves podem ser colonizadas por uma baixa concentração de *Campylobacter* e, uma vez que passam a excretá-lo, a disseminação é muito rápida, atingindo quase a totalidade do lote no período que antecede o abate. Já foi demonstrado que após 1 semana da primeira detecção da bactéria num lote de frangos de corte é possível detectar altos níveis nas fezes, como 6,1 log₁₀ (BULL et al., 2006). A colonização é mais frequente a

partir da segunda e terceira semana de vida das aves (GREGORY et al., 1997).

A infecção por *Campylobacter* em aves causa diarreia e mortalidade em pintinhos, os sinais gastrointestinais observados frequentemente são acompanhados de sinais de invasão sistêmica (CORRY e ATABAY, 2001).

No Brasil um estudo entre lotes comerciais de frangos de corte em Santa Catarina apontou prevalência de 81,8% (KUANA, 2004) de *Campylobacter* spp.. Amostras coletadas em granjas de diferentes produtores numa mesma integração indicaram 91,7% de lotes positivos antes do abate (FRANCHIN et al., 2005).

Em pesquisa na Universidade Federal de Viçosa/Minas Gerais, Oliveira (2006a) fez um levantamento da presença de *Campylobacter* spp. em amostras oriundas de granjas de criação de frango. A autora coletou **amostras da cloaca dos animais, bebedouro, "cama" usada e limpa, ração e água** e verificou que, exceto na água, em todos os outros componentes avaliados, foi detectada a presença do gênero *Campylobacter*. Além disso, a pesquisadora verificou que na primeira fase da criação dos frangos, todas as aves avaliadas estavam contaminadas. Na fase final da criação, a taxa de contaminação das aves variou de 40 a 100% conforme o local e o sistema de criação. Tais informações ressaltam a importância das aves de granja como fonte de infecção e o perigo sanitário que precárias condições de higiene na criação, além do destino inadequado dos resíduos provenientes dos abatedouros, podem se constituir.

Rotavírus

Os rotavírus são vírus pertencente à família *Reoviridae*, integram o grande **grupo conhecido como "vírus entérico"**. Esse termo abrange todos os grupos de vírus que podem estar presentes no intestino humano, podendo causar doenças ou infecções assintomáticas. São capazes de ultrapassar a barreira ácida existente no estômago se replicando nas células epiteliais do trato intestinal. Esses organismos são eliminados pelas fezes, atingindo, conseqüentemente, os esgotos sanitários, porém, como são parasitas

intracelulares obrigatórios, não são capazes de se reproduzir no ambiente (FONG e LIPP, 2005).

Os vírus entéricos comumente estudados pertencem às famílias *Picornaviridae* (enterovírus: poliovírus, coksackievírus e echovírus, vírus da hepatite A), *Adenoviridae* (adenovírus), *Caliciviridae* (norovírus, calicivírus e astrovírus) e *Reoviridae* (reovírus e rotavírus).

Infecções por vírus entéricos geralmente estão associadas à diarreia e gastroenterites, no entanto, também podem ocorrer infecções respiratórias, conjuntivite, hepatite e doenças com alta taxa de letalidade como meningite asséptica, encefalite e paralisia em indivíduos imunocomprometidos.

a) Bovinos

As enterites por rotavírus em bezerros estão entre as principais causas de morbidade e mortalidade e acarretam graves prejuízos à pecuária (SNODGRASS et al., 1986). Estudos epidemiológicos realizados em vários países apontam os rotavírus como agentes etiológicos importantes das enterites que afetam os bezerros principalmente nas primeiras semanas de vida (LUCHELLI et al., 1992). No Brasil, as infecções por rotavírus já foram assinaladas em diversas propriedades de criação de bovinos, demonstrando que este agente encontra-se bastante disseminado (BUZINARO et al., 2000; BRITO et al., 2000; ALFIERI et al., 2004; ALFIERI et al., 2006).

A grande quantidade de partículas virais eliminadas nas fezes dos animais infectados e a resistência das partículas ao meio ambiente facilitam a contaminação ambiental e o ciclo de infecção nos rebanhos (BRIDGER, 1994). Além da resistência da partícula viral, aspectos ligados ao ambiente, manejo, nutrição e estado imune dos animais são considerados como fatores de risco para bezerros leiteiros e podem contribuir para aumentar a incidência da rotavirose nos rebanhos (REYNOLDS et al., 1986; FERNANDES et al., 1998).

Nas infecções por rotavírus, os animais mais acometidos estão com menos de dez dias de idade. O curso das infecções caracteriza-se pelo

aparecimento rápido e disseminação entre os neonatos de uma propriedade. Os sinais típicos de infecção por rotavírus são: depressão leve, salivação, relutância para mamar e parar em pé e diarreia aquosa amarelada. O surto da rotavirose depende diretamente da presença de anticorpos transferidos passivamente, e animais que recebem colostro em tempo hábil ficam protegidos da infecção (BUZINARO et al., 2000; ALFIERI et al., 2004; ALFIERI et al., 2006).

b) Caprinos

Rotavírus é considerado um dos principais agentes de diarreia em animais jovens de várias espécies, contudo, em caprinos há poucos relatos sobre a detecção deste agente, bem como sobre as características genotípicas e de adaptação em células (COSTA MENDES et al., 1994; PRATELLI et al., 1999; LEE et al., 2003).

No Brasil, um estudo desenvolvido em Jaboticabal descreve a detecção de rotavírus durante surto de diarreia em caprinos e o isolamento viral em cultura de células da linhagem MA-104 (rim de macaco Rhesus). Amostras de fezes de dois cabritos da raça Saanen, com 80 dias de idade, foram colhidas durante surto de diarreia no ano de 2007, em um rebanho caprino leiteiro do Município de Jaboticabal, Estado de São Paulo. Foi detectada a presença de rotavírus por PAGE nas fezes de dois cabritos, com 80 dias de idade. Os animais acometidos apresentavam diarreia, anorexia e desidratação. Neste estudo, um dos animais veio a óbito no terceiro dia de evolução do quadro (BUZINARO et al., 2011).

c) Suínos

A enteropatogenicidade do rotavírus em suínos é caracterizada pela sua habilidade em produzir uma gastroenterite intensa com atrofia das vilosidades do intestino delgado (PAUL e STEVENSON, 1999). Acomete suínos mais frequentemente em idade variando de 7 até 41 dias e a infecção é pouco frequente em leitões com menos de 7 dias de vida (BOHL et al., 1982). O 1º relato de rotavírus como causa de diarreia em suínos foi realizado no ano de 1975 (WOODE et al., 1976).

Três importantes características virais são responsáveis pela perpetuação dos rotavírus nas granjas de suínos. A primeira é a grande resistência da partícula viral ao meio ambiente e à ação de produtos químicos, como os desinfetantes. O vírus é estável em matéria orgânica à temperatura de 60° C por 30 minutos e pode resistir em temperaturas que variam de 18 – 20°C durante 7 – 9 meses (WOODE, 1976). A segunda é a grande quantidade de partículas virais eliminadas nas fezes de leitões com diarreia, podendo chegar a 10¹² partículas virais por grama de fezes, fazendo com que a sua erradicação, ou mesmo a redução na quantidade dessas partículas no meio ambiente, seja muito difícil. A terceira é a presença de animais portadores assintomáticos do vírus, como as matrizes, que devido ao estresse do período peri – parto eliminam o vírus pelas fezes, constituindo assim em fonte de infecção para leitões (ALFIERI, 2004).

O rotavírus é considerado o mais importante agente etiológico de gastroenterites virais de caráter agudo tanto em crianças quanto em animais jovens em todo o mundo. As frequências de diagnóstico, bem como a alta correlação da identificação do vírus com quadros clínicos de diarreia, demonstram claramente a grande importância deste patógeno nas infecções entéricas de leitões em todos os países onde esta espécie é explorada comercialmente. A rotavirose ocorre em todo o mundo e é uma das causas líderes dos processos de diarreia que comprometem leitões desde a primeira até a sexta e/ou sétima semana de vida, com maior frequência de ocorrência na terceira e quinta semanas.

No Brasil, San Juan et al. (1986), demonstraram o caráter endêmico da rotavirose suína na região leste do Estado de São Paulo onde o vírus foi identificado em 84% de 19 propriedades rurais estudadas. Também no Estado de São Paulo, Gatti et al. (1989) e Bittencourt e Rácz (1992), identificaram em amostras de fezes de leitões, uma frequência de positividade para rotavírus de 84 e 31%, respectivamente.

Em um estudo realizado em granjas de suínos nos Estados de Santa Catarina, Paraná, São Paulo e Minas Gerais, Alfieri et al. (1991)

demonstraram a ampla distribuição da rotavirose suína nestes quatro estados. Rotavírus foi detectado com maior frequência em animais com três e cinco semanas de idade e o percentual de diagnóstico positivo para o rotavírus encontrado em fezes de leitões com diarreia líquida e também em fezes pastosas foi estatisticamente superior ao encontrado em fezes normais.

Um levantamento epidemiológico, de caráter longitudinal, realizado no período de 18 meses em uma granja com 200 matrizes em regime de ciclo completo localizada na região sudoeste do Estado do Paraná, avaliou a presença de diarreia na maternidade e creche e o diagnóstico de rotavírus suíno. O maior percentual de positividade ocorreu em animais com três (31,7%), quatro (48,4%) e cinco (40,8%) semanas de idade. O rotavírus suíno esteve presente na granja, determinando infecções em leitões, ao longo dos 18 meses do experimento. Os resultados demonstraram ainda que não houve uma estação do ano (primavera, verão, outono e inverno) onde pudesse ser constatada uma maior prevalência da rotavirose suína (ALFIERI, et al., 1999).

d) Aves

A rotavirose aviária é uma infecção intestinal que geralmente apresenta alta morbidade e baixa mortalidade em frangos. A transmissão do rotavírus ocorre pela via fecal-oral, através de água e alimentos contaminados, e é favorecida pelo alto título de vírus (10^{10} - 10^{12} partículas virais /grama de fezes) presentes nas fezes de aves infectadas (MC NULTY, 1997). O período de incubação é curto, de um a sete dias, e o pico de excreção viral ocorre dois a cinco dias pós-infecção (YASOR e SCHAT, 1987). A transmissão vertical é desconhecida porém há relatos do isolamento do vírus em perus com três dias de idade, podendo sugerir a ocorrência da transmissão transovariana, ou através da contaminação via casca do ovo (THEIL e SAIF, 1987).

A grande resistência às condições adversas como pH ácido e também a enzimas proteolíticas, permite que as partículas virais alcancem as células

epiteliais do intestino delgado, infectando as células do ápice das vilosidades. Como consequência ocorre degeneração, necrose e descamação celular, com ou sem subsequente atrofia das vilosidades (YASOR e SCHAT, 1987).

A infecção nas espécies aviárias pode manifestar-se desde uma forma subclínica até uma doença grave. A diarreia é o principal sinal clínico da doença podendo ainda ser observada desidratação, redução no ganho de peso e alta mortalidade.

***Cryptosporidium* spp.**

Criptosporidiose é uma infecção parasitária, cujo agente etiológico, protozoário do filo Apicomplexa, gênero *Cryptosporidium*, é geralmente associado a diarreias em indivíduos jovens e a gastroenterites graves e prolongadas em pessoas imunodeficientes. Esse parasita é patogênico para mamíferos, incluindo o ser humano, aves, répteis e peixes. Os oocistos eliminados com as fezes são a principal fonte direta de infecção, principalmente por contaminação de água potável, alimentos, água de piscina, rios e lagos. O *Cryptosporidium* spp. desenvolve-se, preferencialmente, nas microvilosidades das células epiteliais do trato gastrointestinal, causando diarreia. Também pode estar relacionado a patologias do trato biliar e respiratório (LIMA, 2003).

O estágio evolutivo encontrado fora do hospedeiro é o oocisto, que é a forma de resistência ambiental do protozoário e também a forma infectante. **Seu tamanho varia de 3,0 a 8,5µm, tendo formato ovalado a esférico,** apresentando uma parede de dupla membrana, o que lhe confere resistência contra o estresse ambiental, a fatores limitantes à sua presença e persistência no ambiente (FAYER et al., 1997; SUNNOTEL et al., 2006).

Atualmente são aceitas 17 espécies de *Cryptosporidium*, conforme Quadro 2.1, a saber: *C. parvum*, *C. hominis*, *C. canis*, *C. felis*, *C. muris*, *C. suis*, *C. meleagridis*, *C. andersoni*, *C. bovis* e *C. ryanae* (bovinos), *C. baileyi* e *C. galli* (aves), *C. molnari*, *C. scophthalmi* (peixes), *C. saurophilum* e *C. serpentis* (serpentes e lagartos), *C. wrairi* (porquinho-da-Índia), além de dois

genótipos (“cervídeo” e de “macaco”) relacionados com a infecção no ser humano (SUNNOTEL et al., 2006; SMITH et al., 2007; FAYER et al., 2008).

Quadro 2.1 - Principais espécies de *Cryptosporidium* e respectivos hospedeiros

ESPÉCIE	HOSPEDEIRO	REFERÊNCIA
<i>C. andersoni</i>	Bovinos e camelos	Lindsay et al. (2000) Xiao et al. (2004)
<i>C. galli</i>	Galinhas	Cuerent et al. (1986)
<i>C. canis</i>	Cães	Fayer et al. (2001)
<i>C. felis</i>	Gatos	Iseki (1979)
<i>C. hominis</i>	Humanos e macacos	Morgan-Ryan et al. (2002)
<i>C. nasorum</i>	Peixes	Alvarez-Pellitero (2002)
<i>C. parvum</i>	Bovinos, caprinos, ovinos e humanos	Tyzzler (1912)
<i>C. varanii (C. saurophilum)⁽¹⁾</i>	Lagartos e cobras	Pavilasek et al. (1995)
<i>C. serpentis</i>	Serpentes	Levine (1980)
<i>C. muris</i>	Roedores e camelos	Tyzzler (1907)
<i>C. wrairi</i>	Porquinho-da-Índia	Vetterling et al. (1971)
<i>C. meleagridis</i>	Perus e humanos	Slavin (1955)
<i>C. baileyi</i>	Galinhas e perus	Current et al. (1986)
<i>C. molnari</i>	Peixes	Alvarez-Pellitero (2002)
<i>C. bovis</i>	Bovinos	Slapeta (2006)
<i>C. suis</i>	Suínos	Ryan et al. (2004)

NOTAS: (1) Ainda existem dúvidas se as espécies são diferentes entre si.

FONTE: Adaptado de Fayer (2004); Xiao et al. (2004) e Slapeta (2006).

Cryptosporidium parvum e *Cryptosporidium hominis* são as principais espécies que infectam humanos imunocompetentes e imunocomprometidos em todo o mundo (SULAIMAN et al., 1998; MORGAN et al., 2000). Com exceção de *C. hominis*, cujo ciclo de transmissão é preferencialmente antroponótico, as demais espécies, incluindo *C. parvum*, apresentam um comportamento zoonótico, como estabelecido (XIAO et al., 2004; CACCIÒ et al., 2005).

a) Bovinos

O envolvimento de *Cryptosporidium* em episódios de diarreia em bezerros neonatos foi descrito por Sanford e Josephson (1982), que verificaram um grande número de estágios evolutivos de *Cryptosporidium* em enterócitos do jejuno e íleo.

A ocorrência de *Cryptosporidium* em bovinos é descrita por diversos autores, incluindo principalmente as espécies *C. andersoni*, *C. nasorum*, *C. parvum* e *C. bovis* conforme Quadro 2.1.

Entretanto, as espécies de *Cryptosporidium* identificadas com maior frequência em ruminantes são *Cryptosporidium parvum* no intestino e *Cryptosporidium andersoni* no abomaso. Em adição a diferenças encontradas no local de predileção do parasitismo no hospedeiro, essas duas espécies possuem oocistos morfolologicamente distintos e também diferem geneticamente uma da outra (LINDSAY et al., 2000; XIAO et al., 2000; OLSON et al., 2004).

A ocorrência dessas espécies de *Cryptosporidium* em bovinos parece ser ligada à idade (FAYER et al., 2006; SANTIN et al., 2004). *Cryptosporidium parvum*, a única espécie zoonótica prevalente em bovinos, é responsável por 85% das infecções por *Cryptosporidium* em bezerros em idade de pré-desmame (0-2 meses), mas por apenas 1% das infecções em bezerros em idade de pós-desmame (2-11 meses) e novilhas (1-2 anos). Bezerros em idade de pós-desmame e novilhas são, na maior parte das vezes, infectados com *C. andersoni*, *C. bovis* e *Cryptosporidium* genótipo *deer-like* (FAYER et al., 2006; SANTIN et al., 2004).

Garber et al. (1994), ao examinarem amostras de fezes de 7.369 bezerros provenientes de 1.103 fazendas, encontraram oocistos de *Cryptosporidium* em 1642 animais (22,3%) de 652 (59,1%) fazendas. Quase a metade dos bezerros acometidos estava na faixa etária de sete a 21 dias, sendo a maior prevalência observada no verão.

Maldonado-Camargo et al. (1998), ao estudarem 31 fazendas leiteiras em três estados do México, observaram que o grau de infecção por oocistos de *Cryptosporidium* foi fortemente associado à idade dos bezerros, já que os animais com 15 dias de idade possuíam as maiores taxas de infecção.

Faubert e Litvinski (2000) ao estudarem a transmissão natural de criptosporidiose entre vacas e seus bezerros, relataram que as vacas eliminavam maior número de oocistos no momento do parto do que nos períodos de pré e pós-parto. A principal forma de contaminação pelo parasita é a ingestão de oocistos excretados pelas fezes de humanos ou animais; contudo, a infecção pode ser transmitida por via direta (pessoa

para pessoa ou para animais), ou de forma indireta, através da ingestão de água e alimentos contaminados (LERMAN et al., 1999).

Em bovinos, a duração dos sintomas da criptosporidiose depende de inúmeros fatores, incluindo os níveis de contaminação ambiental, a virulência e a infectividade da amostra, a suscetibilidade do hospedeiro e, por fim, a idade à primeira infecção (LORENZO et al., 1995). A multiplicação do parasita no interior das células do intestino causa má absorção, como consequência ocorre diarreia por alterações das células epiteliais, atrofia de vilosidades e perda de enzimas digestivas.

Quadros (2002) estimou média de 17% dos bovinos analisados como positivos para *Cryptosporidium* spp., em propriedades de Lages (Santa Catarina); a presença de oocistos variou de 10,16 a 23,84%. Amostras fecais de bezerros em propriedades leiteiras na região de Araçatuba (São Paulo), revelaram valores positivos de 10,26% pelo ensaio de imunoadsorção enzimática (Elisa) e 12,4% pelo teste de Sheather (FEITOSA et al., 2004).

Em um estudo na Malásia, Farizawati et al. (2005) encontraram 98% de positividade para *Cryptosporidium* spp. em amostras de esgoto oriundo de bovinos, com concentrações entre 20 e $3,1 \times 10^3$ oocistos/mL. Na pesquisa de Coklin et al. (2007), realizada com bovinos de Ontário (Canadá), houve incidência de 27,3% de *Cryptosporidium* spp.; destes, 21,7% eram *C. parvum*, representando potencial zoonótico.

Castro-Hermida et al. (2007) conduziram um estudo com ruminantes adultos na Galícia (noroeste da Espanha) e detectaram oocistos de *Cryptosporidium* spp. em 8,4% dos bovinos, 5,3% dos ovinos e 7,7% dos caprinos. A análise genotípica do protozoário encontrado somente nos bovinos revelou tratar-se de *C. parvum*.

Brook et al. (2008) confirmaram 28% de bezerros infectados por *Cryptosporidium*, num estudo em fazendas de Cheshire (nordeste da Inglaterra). Paul et al. (2008), em análise de bovinos na Índia, observaram que 30,2% dos animais estavam infectados com *Cryptosporidium parvum*,

detecção feita por meio de RFLP (restriction fragment length ou análise do polimorfismo dos fragmentos de restrição do DNA genômico).

A eliminação de oocistos de *Cryptosporidium* nas fezes de bovinos também foi avaliada por estudos no município Viçosa, Minas Gerais. Os autores encontraram a prevalência média de propriedades rurais positivas em 18,0% para *Cryptosporidium* (DIAS et al., 2008).

Segundo Crockett e Haas (1997), um único bezerro ou uma ovelha infectados podem excretar mais oocistos por dia que 1.000 indivíduos imunodeprimidos. Xiao e Herd (1996) referem à eliminação de 1.000 cistos/g de fezes (média geométrica) em bovinos sem sinais clínicos. Ainda, Olson et al. (1997) referenciam a eliminação de 457 oocistos/g de fezes para *Cryptosporidium* em bovinos.

b) Caprinos e ovinos

Em ovinos, a infecção por *Cryptosporidium* foi primeiramente descrita na Austrália em animais de uma a três semanas de idade que apresentavam diarréia (BARKER e CARBONELL, 1974). Seu papel como um agente etiológico primário foi confirmado em experimentos realizados no início da década de 80 (ANGUS et al., 1982; SNODGRASS et al., 1984). Desde então, o parasita tem representado importante papel na Síndrome da Diarréia Neonatal em espécies domésticas e é atualmente associada a altos níveis de morbidade. Dependendo das condições ambientais e da presença de outros agentes enteropatogênicos pode haver alta mortalidade (ANGUS et al., 1990; MATOS-FERNANDEZ et al., 1994; MUNOZ FERNANDEZ et al., 1996).

As espécies de *Cryptosporidium* encontradas em ovinos até o presente momento foram o genótipo suíno tipo II, genótipo marsupial, *C. suis*, *C. andersoni*, *C. parvum*, *C. bovis-simile*, *C. muris*, *C. bovis*; *C. cervine* 1 e 2 (RYAN, 2005; SANTIN et al., 2007).

A maior frequência dos casos de criptosporidiose animal tem sido registrada em rebanhos bovinos, apesar de relatos envolvendo mortalidade na criação em pequenos ruminantes (FOREYT, 1990 e DE GRAFF et al., 1999). Neste

sentido, diarreia intensa, desidratação, perda de peso, retardo no crescimento, podendo chegar à morte tem sido reportado em ovinos (TZIPORI et al., 1981 e ANGUS et al., 1982). No Brasil, *Cryptosporidium* spp. em ovinos foi descrito no Município de Guaíba, Rio Grande do Sul (da SILVA et al., 1990).

Dias et al. (2008) encontrou prevalência de *Cryptosporidium* de 34,6% em uma caprinocultura na região de Viçosa, MG. Os autores relatam que o protozoário foi sistematicamente encontrado ao longo de um ano na propriedade, período de duração da pesquisa.

c) Suíno

Até o presente momento, três espécies de *Cryptosporidium* já foram isoladas de suínos: *C. suis*, *C. parvum* e *C. muris*, além do *Cryptosporidium* genótipo suíno tipo II. Destas, as mais prevalentes em suínos são *C. suis* e *Cryptosporidium* genótipo suíno tipo II (SUÁREZ-LUENGAS et al., 2007; XIAO et al., 2006). Zintl et al. (2007) observaram que, de 29 amostras de fezes, 14 eram positivas para *C. suis*; **11 positivas para o "genótipo suíno"** tipo II; 1 positiva para *C. muris* e 2 para *C. parvum*, estes possuindo filogenia 99% homóloga a outros *C. parvum* já isolados de bovinos, ratos e seres humanos. Foi isolado ainda, de um único animal, um outro genótipo ainda desconhecido que, de acordo com sua filogenia, é semelhante ao *C. parvum*.

De acordo com Fayer et al. (2000), os suínos podem ser considerados como potenciais fontes de infecção para pessoas e outros animais que possam vir a ter contato com suas fezes. Quando ocorre de forma natural, a infecção geralmente se apresenta assintomática ou com poucas alterações clínicas no suíno (VITOVEC et al., 2006). Por outro lado, estas infecções podem causar redução no ganho de peso, principalmente nos animais mais jovens (BILIC e BILKEI, 2006), e aumentar a suscetibilidade a outras infecções, pois, segundo Enemark et al. (2003), não há dúvidas de que *Cryptosporidium* atua como um patógeno secundário, agravando os quadros patológicos de etiologia multifatorial. Sinais clínicos, tais como diarreia aquosa e anorexia

foram observadas através de infecção experimental, 4 a 6 dias pós-infecção por *C. suis*, em suínos de dois dias de idade (ENEMARK et al., 2003).

Segundo Suárez-Luengas et al. (2007), a idade parece não influenciar na infecção em suínos, ao contrário do que ocorre nos bovinos (SANTIN et al., 2004) pois, em sua pesquisa, os autores diagnosticaram o parasitismo em animais de todas as idades. No entanto, a idade do animal pode ter relação com o grau de infecção apresentado. Guselle et al. (2003) realizaram coletas de fezes semanais de 33 suínos, desde o desmame até que alcançassem o peso de abate, aos seis meses de idade. Os oocistos foram observados nas fezes de todos os animais da nona à décima quinta semana de vida, em média, e o número de oocistos encontrados foi reduzindo com o avançar da idade. Outra pesquisa demonstrou o auge da eliminação de oocistos em animais de 4 a 10 semanas de vida e, assim como na pesquisa citada anteriormente, o número de oocistos foi decrescendo à medida que o animal envelhecia (ZINTL et al., 2007).

Estudos no município de Viçosa evidenciam presença deste protozoário em suínos, em amostras de esgoto bruto de duas suinoculturas localizadas na bacia hidrográfica do Ribeirão São Bartolomeu. A concentração encontrada de *Cryptosporidium* no esgoto foi na ordem 900 oocistos/litro (DIAS et al., 2008).

Estudo desenvolvido em São Paulo objetivou investigar a ocorrência do protozoário *Cryptosporidium* spp. em leitões com 45 dias de idade. Amostras fecais de 107 leitões foram colhidas, em três dias alternados, em suinoculturas do Município de Araçatuba, São Paulo, Brasil. A ocorrência de oocistos de *Cryptosporidium* spp., foi observada em 4,7% dos leitões usando a técnica de Kinyoun (MATOS, 2009). Autores destacam a espécie suína pela elevada excreção de oocistos nas fezes sendo em média 367 oocistos/g de fezes (HEITMAN, 2002; COX et al., 2005).

d) Aves

Infecções por espécies do gênero *Cryptosporidium* têm sido relatadas em mais de 30 espécies de aves (FAYER et al., 1997; SRÊTER e VARGA, 2000)

após a primeira descrição em 1929 por Tyzzer citado por Sréter e Varga (2000). Porém, apenas três espécies são consideradas como válidas, *C. baileyi* (CURRENT et al., 1986), *C. meleagridis* (SLAVIN, 1955) e mais recente *C. galli* (RYAN et al., 2003). Estas espécies foram validadas com base em diferenças morfológicas nos oocistos e esporocistos (LINDSAY et al., 1989) e em diferenças moleculares (XIAO et al., 1999; MORGAN et al., 2000, 2001).

A coccidiose causada por espécies do gênero *Cryptosporidium* é caracterizada como problema emergente para a indústria avícola mundial (DILLINGHAM et al., 2002), sendo relatada em aves pertencentes à ordem dos Anseriformes, Charadriiformes, Columbiformes, Galliformes, Passeriformes, Psitaciformes, e Estrutiniiformes. Atualmente as espécies desse gênero são consideradas não somente como agentes etiológicos de doença do trato digestivo, mas fazendo parte também do complexo respiratório das aves como entidade primária ou secundária a outras etiologias (SRÉTER e VARGA, 2000). A criptosporidiose gastrintestinal nas aves ainda pode atingir glândulas salivares e esofágicas, tendo sido assinalada em perus, codornas, pombos, gaivotas, e aves domésticas (LINDSAY e BLAGBURN, 1990; FAYER et al., 1997).

No Brasil, pouco se sabe sobre a presença desse protozoário em aves, a não ser em *Gallus gallus domesticus* (MEIRELES e FIGUEIREDO, 1992) e em *Strutio camelus* (FAGUNDES et al., 2004) tornando-se necessários estudos para determinar sua ocorrência e importância em aves exóticas com potencial para a indústria avícola.

Em aves a infecção caracteriza-se como uma importante enfermidade imunossupressora por determinar destruição do epitélio bursal, perda de microambiente e atrofia da bursa de Fabricius, é considerada uma zoonose, pois bovinos, aves, cães, gatos e animais de laboratório constituem fonte de infecção para o ser humano (ITO, 1995).

Na maioria dos casos de infecções naturais em frangos, o parasita foi encontrado principalmente na traqueia, bursa de Fabricius, cloaca, em

menor grau no ceco e reto, e raramente no intestino (SRÉTER e VARGA, 2000). Em pintos, perus e codornas, este parasita é primariamente patogênico, produzindo problemas respiratórios e intestinais (SAIF, 2003).

2.1.2.Aspectos epidemiológicos da relação patógeno-hospedeiro

Dose excretada

Um aspecto importante relacionado à manutenção da infecção/doença nos rebanhos/pecuária é a quantidade de patógeno excretada por cada organismo infectado. No Apêndice 1 estão reunidas informações sobre a dose excretada segundo patógeno por diferentes espécies de animais de produção.

Alguns estudos indicam que a contaminação ambiental por animal é maior que a humana devido à carga excretada de patógenos ser significativamente maior. A contaminação de esgotos sanitários de cerca de 250.000 habitantes (\cong 460L/s) pode equivaler à carga excretada de 200 indivíduos imunodeprimidos infectados com *Cryptosporidium*; por sua vez, um único bezerro ou uma ovelha infectados podem excretar mais oocistos por dia que 1.000 indivíduos imunodeprimidos (CROCKETT e HAAS, 1997). Sabidamente a persistência do patógeno no meio ambiente está intrinsecamente relacionada à carga excretada.

Período de incubação

Período de incubação é o tempo compreendido entre a deposição do patógeno sobre o hospedeiro e o aparecimento do sintoma (VANDERPLANK, 1963; RAPILLY, 1991; BERGAMIN FILHO e AMORIM, 1996; KRANZ, 1996). Sintoma, nesse contexto, refere-se à exteriorização da doença observável a olho nu. Em epidemiologia, a importância do período de incubação deve-se ao fato de a quantificação da doença basear-se, via de regra, em sintomas visíveis. Nesse sentido o período de incubação dos patógenos aqui trabalhados é uma importante informação na disseminação de microrganismos para o rebanho. Durante o período de incubação, o animal infectado pode eliminar formas infectantes do patógeno nas fezes e

disseminar rapidamente o patógeno para o rebanho sem contudo apresentar nenhuma alteração clínica. Quanto maior o período de incubação, maior a chance de disseminação do patógeno. O Apêndice 2 reúne informações sobre o período de incubação para os patógenos de interesse neste estudo nas diferentes espécies animais, quais sejam, bovinos, caprinos, suínos e aves.

Dose infectante de patógenos em animais de produção

Embora tenham sido publicados numerosos estudos sobre a infecciosidade de vários patógenos em vários animais de produção, até onde podemos saber nenhum fornece modelos dose-resposta (ID_{50}), pelo menos para microrganismos zoonóticos geralmente encontrados em água residuária doméstica/municipal. No Apêndice 3 estão reunidas informações de estudos relatados na literatura que avaliam a dose infectante dos patógenos de interesse para o reúso agrícola.

Esses estudos revelam a discrepância de informações disponíveis entre os diferentes patógenos e espécies animais. Pode-se observar uma variedade de estudos referente à *Salmonella* em bovinos e *Campylobacter* em aves, e poucos estudos referentes às outras espécies animais e outros patógenos. Ademais, por se tratar de vários estudos, em condições distintas, observa-se grande variação nos dados obtidos, por vezes com o mesmo inóculo. Se observarmos os relatos de campilobacteriose em aves, Apêndice 3, encontraremos estudos que obtiveram 100% de desfecho (óbito ou doença) e outros que não registraram nenhuma alteração clínica nos animais expostos à mesma concentração de inóculo (WASSENAAR et al., 1993 citado por CAWTRAW et al., 1996; SHANKER, LEE; SORRELL., 1990).

2.2. AVALIAÇÃO DA EXPOSIÇÃO

O modelo proposto por Sheppard (1995) foi utilizado como modelo de exposição em cenários de consumo de pastagens irrigadas com água residuária por animais de produção. Além da ingestão de pastagens, este modelo leva em consideração que animais também ingerem solo, seja juntamente com as forrageiras ou mesmo ingerindo pedaços de raízes de

plantas ou até por lambedura do solo, comportamento comum principalmente na espécie bovina.

Portanto, para cálculo da dose diária ingerida utilizou-se a seguinte fórmula:

$$D = (M_f \times C_f \times 10^{-x}) + (M_s \times C_s \times 10^{-x}) \quad (2.1)$$

Onde:

D: dose por evento de exposição

M_f : consumo de forragem irrigada com água residuária per capita (kg dia^{-1}).

C_f : concentração do patógeno na forragem irrigada com água residuária (número por kg)

M_s : ingestão de partículas de solo per capita (kg dia^{-1})

C_s : concentração do patógeno em solo irrigado com água residuária (número por kg).

10^{-x} : decaimento microbiano entre o último evento de irrigação com água residuária e consumo (mortalidade dos patógenos em forrageiras e em solos).

Considerando as características de alguns animais, especialmente herbívoros de grande porte, que apresentam propensão à ingestão direta de solo de algumas áreas, devido a característica de lamber solos com alta concentração de sais (SHEPPARD, 1995), os dois componentes da Equação 2.1 teriam que ser considerados separadamente e, respectivamente, expressos em termos de material de alimento e taxas de entrada de solo.

As taxas de consumo de alimento animal normalmente são expressas como uma função da ingestão de matéria seca e o peso corporal (peso vivo) e por vezes a redução de patógenos entre o último evento de irrigação com água residuária/colheita e consumo é apresentada como uma função de declínio por unidade de tempo (dia^{-1}). Portanto, a Equação 2.1 pode ser reescrita como:

$$D = M_f \times M_{\text{corpo}} \times C_f \times e^{(-kt)} \quad (2.2)$$

Onde:

D: dose por evento de exposição

M_f : consumo diário de plantação de forragem irrigada com água residuária por kg de peso corporal [$g (kg \text{ ca dia})^{-1}$].

M_{corpo} : peso corporal animal (kg).

C_f : concentração patogênica em plantação de forragem irrigada com água residuária (número por kg)

K: constante de declínio patogênico cinético (dia^{-1}).

T: tempo entre último evento de irrigação com água residuária e colheita/estocagem/consumo (isto é, duração da exposição ambiental) (dias).

No presente trabalho, calculou-se a dose diária ingerida em função do consumo de pastagem e, em seguida calculou-se a dose diária ingerida em função do consumo de solo, a dose diária total foi obtida pela soma dos produtos anteriores para os diferentes animais. A redução de patógenos entre o último evento de irrigação com água residuária/colheita foram computados como uma função de declínio por unidade de tempo (dia^{-1}) para os patógenos *Salmonella* spp., *Campylobacter* spp., *Cryptosporidium* spp. e rotavírus.

2.2.1. Taxas de ingestão de culturas forrageiras

De acordo com o Quadro 2.2 podemos observar que os animais apresentam taxa de ingestão de alimento muito distintas entre as variadas espécies, e considerando dados de qualidade microbiológica de culturas irrigadas com águas residuárias apresentados anteriormente, não se pode desconsiderar a dose de patógenos ingerida por animais em decorrência do consumo diferenciado de pastagens irrigadas com esgotos domésticos.

Até onde podemos saber, apenas uma tentativa foi feita para estimar os riscos decorrentes de cenário específico de animais de produção por Othmany (2008). Porém o modelo de exposição considerou apenas a **ingestão de solo por 'herbívoros' não-especificado** (isto é, não levou em conta o consumo de plantações de forragem). O autor considerou uma taxa geral de ingestão de solo na faixa de 10-100 mg/dia durante 300 dias num

ano. Além do mais, o estudo foi limitado a estimar riscos de infecções de *Salmonella e Campylobacter*.

O presente trabalho considerou taxas de ingestão de alimento específicas para cada animal (bovinos, caprinos suínos e aves), baseado em dados de literatura que estão compilados no Quadro 2.2.

Quadro 2.2. Peso corporal aproximado, as taxas de ingestão diária de água de consumo, taxas de consumo de alimentos e para o gado, aves e outros animais.

ANIMAL	PESO CORPORAL (KG)	TAXA DE INGESTÃO DE ÁGUA (L·D⁻¹)	TAXA DE CONSUMO DE ALIMENTO (KG·D⁻¹)	PC/TIA RELAÇÃO
Pecuária				
Gado leiteiro	540-862	38-137	11-26	6,3-14,2
Gado de corte	730	80	-	9,1-12
Suíno				
desmamado	10-25	1-2	0,7	10-12
produtor	50-100	2-6	1,92	8,3-12
terminação	50-100	6-11	2,88	8,3-9,1
Porcas secas, javalis, e	136-159	11-14	2,27	11-12
Porcas lactantes substituição	170-181	18-25	6,80	7,9-9,4
Caprino e Ovino	120	15	2,4	8,0
manutenção	59-68	3,52	2,1-2,4	17-19
lactação	59-68	6,38	3,0-3,4	9,2-11
Cavalo	500-600	15-42	13-25	10-13,3
Coelho	1,4-5	0,17-0,45	0,05-0,15	8,2-11
Aves				
Frangos				
Postura	1,6-2,3	0,12-0,61	0,11-0,15	3,8-13
Corte	6,5	0,38-0,85	0,39	7,6-17
Turquia	7,23	1,0-1,6	-	4,5-7,2
Pato	2,1-4,3	0,45-0,64	0,09-0,14	4,7-6,7
Ganso	5,1-7,1	0,60-0,62	0,19-0,29	8,5-11
Outros animais				
Ratos	0,25-0,44	0,02-0,04	0,02-0,09	11-12,5
Camundongos	0,02-0,045	0,004-0,01	0,003-0,009	4,5-5
Raposas				
criadores	6,5-7,5	0,312	0,22-0,23	21-24
pele	5,5-6,5	0,170	0,17	32-38
Animais para pele				
criadores	1,5-3	0,204	0,09-0,25	7,4-15
pele	1,3-2,5	0,170	0,17-0,34	7,6-15

FONTE: http://www.ec.gc.ca/cegg-rcqe/English/Html/Table1_agriculture.cfm

a) Bovinos

O Brasil possui o maior rebanho bovino comercial do mundo, com cerca de 160 milhões de cabeça, sendo que deste efetivo, cerca de 34 milhões são de animais destinados à produção de leite (14,7 milhões de vacas em lactação e secas), que, por ano, produzem cerca de 19 bilhões de litros, com uma média de 4,9 kg/vaca/dia, supondo uma lactação de 270 dias de duração (ANUALPEC, 2001). Possuidor da maior área agricultável e do maior reservatório de água doce do mundo, o Brasil possui ainda topografia e condições edafoclimáticas variadas e excelente luminosidade, o que lhe confere condições favoráveis de produzir pasto e forragem conservada, permitindo o aumento do rebanho e produção de leite de qualidade. Devido a essas riquezas naturais, que garantem alto potencial de crescimento da sua produção (5% ao ano, número que raríssimos países podem ostentar), o Brasil tem uma posição chave no cenário futuro da pecuária de leite mundial. Estudiosos mencionam que o Brasil, ao lado da Argentina, Nova Zelândia e sul da Austrália, serão as quatro maiores regiões produtoras de leite do planeta (TORTUGA, 2003). Nesse sentido, Benedetti (2002) reporta que um modelo de produção dando ênfase à utilização de forrageiras tropicais, somando à interação genótipo-ambiente do rebanho leiteiro, poder-se-ia contemplar uma média em torno de 10 kg de leite/vaca/dia, com qualidade e competitividade, gerando excedente para exportação, superior a qualquer país do mundo. Neste modelo, o principal objetivo é a redução de custos de produção aliado ao aumento da produtividade animal para aferir maiores margens de lucro, sendo que a pastagem fornece toda a alimentação volumosa durante o período chuvoso e para o período da seca são utilizadas diversas formas de suplementação, em nível de cocho, principalmente a cana-de-açúcar corrigida com uréia e silagens de capim elefante e milho. Um sistema de alimentação eficaz é baseado nos requerimentos nutricionais (proteína, energia, minerais e vitaminas) para cada categoria animal do rebanho e na composição química dos alimentos utilizados.

O princípio básico do bom manejo de pastagem é manter o equilíbrio entre a taxa de lotação e a taxa de acúmulo de massa forrageira, ou seja, a oferta de forragem (quantidade e qualidade) (PEREIRA , 2008). Esse equilíbrio pode ser obtido com o método de pastejo rotacionado, no qual a pastagem é subdividida em piquetes, que são ocupados pelos animais por curtos períodos de tempo, após a desocupação os piquetes permanecem em descanso. Isso gera um aproveitamento mais uniforme das pastagens; redução ou eliminação do pastejo seletivo; permite total recuperação das pastagens cortadas pelos dentes do gado; o efeito menos pronunciado do pisoteio dos animais no pastio; os animais gastam menos energia andando, além de haver a melhor distribuição das dejeções. O melhor aproveitamento das características de crescimento das forrageiras se dá quando o manejo das plantas objetiva a aquisição de uma série de rebrotas sucessivas, continuando assim a produção da forragem, fato que não ocorre adequadamente no sistema de manejo contínuo (PEREIRA, 2008).

O Pastoreio Racional de Voisin (PRV) é uma técnica de rotação de pastagens bastante difundida e que apresenta excelentes resultados. Segundo Sales (1999), o PRV é a arte e a ciência de combinar os interesses do pasto e do gado, através da divisão da pastagem e rotação do rebanho, de forma que o pasto possa rebrotar a cada saída dos animais. O PRV envolve quatro leis fundamentais: a) Lei do repouso: para que um pasto cortado pelo dente do animal possa dar sua máxima produtividade, é necessário que entre dois cortes sucessivos haja passado o tempo suficiente para sua recomposição natural; b) Lei da ocupação: o tempo global de ocupação de uma parcela deve ser suficientemente curto para que o pasto, cortado à dente no primeiro dia (ou no começo) do tempo de ocupação, não seja cortado novamente pelo dente dos animais antes que estes deixem a parcela; c) Lei do rendimento máximo: é necessário ajudar os animais de exigências alimentares mais elevadas para que possam colher mais quantidade de pasto e que este seja da melhor qualidade possível. d) Lei do rendimento regular: para que uma vaca possa dar rendimentos regulares é preciso que não permaneça por mais de três dias em uma mesma parcela. Os

rendimentos serão máximos se a vaca não permanecer por mais de um dia na mesma parcela.

Dessa forma, para o cálculo do número de piquetes utilizando a técnica de Voisin, aplica-se a seguinte fórmula:

$$NP = \frac{PR}{PO} + 1 \quad (2.3)$$

Onde:

NP: número de piquetes.

PR: período de repouso.

PO: período de ocupação.

Para o cenário específico desse trabalho considerou um período de ocupação de 1 dia em cada piquete, por ser o período que maximiza os rendimentos zootécnicos, o período de repouso foi de vinte e três dias, por ser um período ótimo de descanso das pastagens⁶. André Voisin, analisando a produtividade de pastagens, notou que após seis dias de descanso, a área de pasto produziu somente 80 kg de pasto por dia de descanso; com 9 dias, produziu 178 kg de pasto por dia de descanso; com dezoito dias, a área produziu 266 kg de pasto verde por dia de descanso e com 27 dias, a área produziu 214 kg de pasto verde por dia de descanso. O autor ressalta que o período ótimo de descanso das pastagens encontra-se entre 18 e 27 dias de descanso, sendo em média, 23 dias (MACHADO, 2004). Dessa forma, adotamos o descanso da pastagem de 23 dias, e simulamos a rotação dos animais em 24 piquetes.

Os piquetes receberam irrigação com água residuária, sendo que esta foi cessada 14 dias antes da introdução dos animais.

Após o pastejo no primeiro piquete, os animais foram transferidos para o segundo piquete e o primeiro piquete recebeu novamente a irrigação com água residuária, reiniciando o ciclo. Nessa simulação consideramos que essa

⁶Descanso da pastagem é quando após pastoreio o gado deixa de pastar num piquete e passa para outro, deixando o pasto sem animais por um tempo suficiente para a vegetação rebrotar e crescer vigorosamente, fazendo fotossíntese e armazenando energia e nutrientes nas raízes, para quando forem cortadas novamente pelo dente dos animais, possam rapidamente rebrotar e crescer

prática foi repetida durante um ano, sendo os animais expostos 365 dias. A Figura 2.1 ilustra o sistema de rotação de pastagens irrigadas com águas residuárias com diferentes números de piquetes.

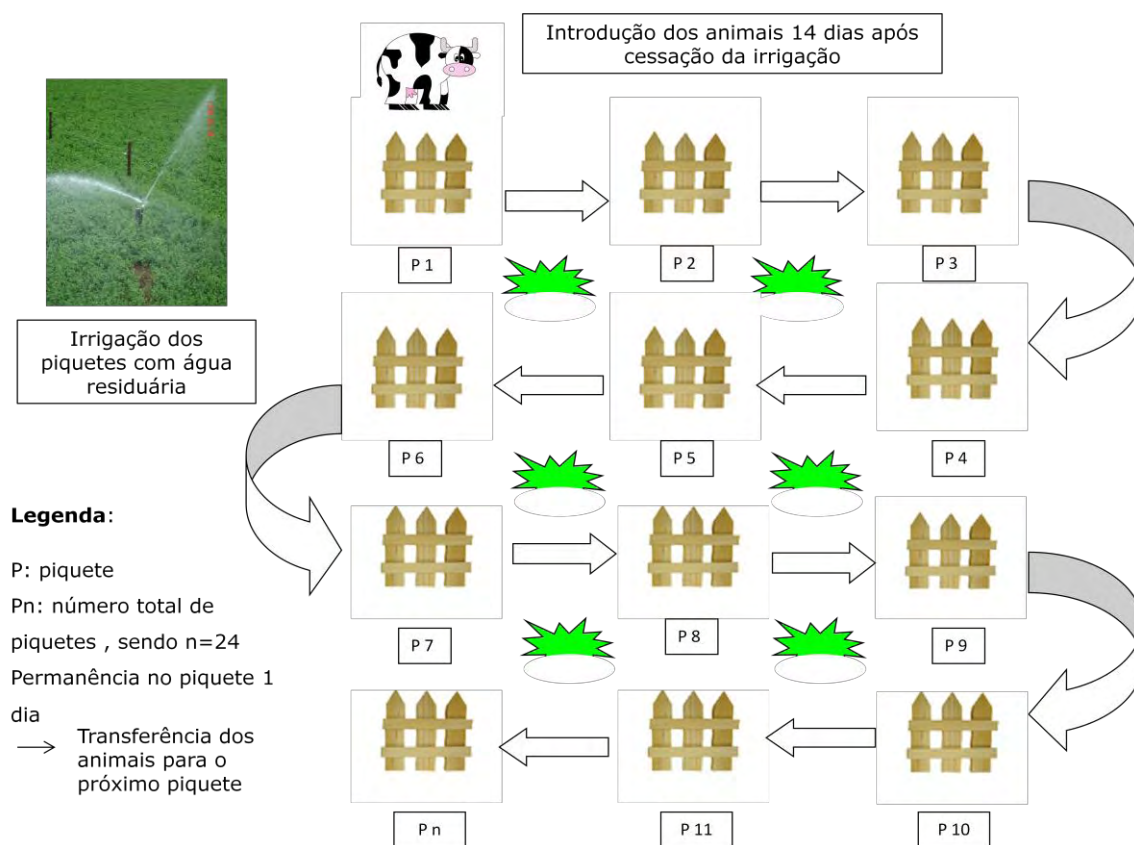


Figura 2.1. Ilustração de sistema de rotação de pastagens de bovinos em piquetes irrigados com águas residuárias

b) Caprinos e ovinos

A caprinocultura no Brasil ainda está restrita à algumas regiões geográficas, a região Nordeste se destaca na produção desse segmento, e está em mais de 80% coberta pela vegetação nativa da Caatinga. Este tipo de vegetação é utilizado como a principal fonte de alimentação para a maioria dos rebanhos. No entanto, durante a época seca o uso da vegetação como única fonte alimentar limita o potencial produtivo dos rebanhos. Em geral, estima-se que caprinos e ovinos consumam cerca de 900 grama de pastagem/por dia/animal (EMBRAPA, 2008). No cenário específico de exposição de caprinos à pastagens irrigadas com águas residuárias, considerou-se a rotação de pastagens descrita para bovinos.

c) Suínos

O suíno é um animal monogástrico com estômago simples, baixa capacidade de armazenamento e baixa síntese de nutrientes, em geral a alimentação representa cerca de 70% do custo total na suinocultura intensiva. Normalmente os suínos são alimentados com rações úmidas a secas, grosseiramente moídas, finas ou peletizadas. Por serem onívoros, as rações incluem diferentes ingredientes de modo a fornecer energia e proteína para as distintas fases de crescimento. Os alimentos mais utilizados são milho, farelo de arroz, farelo de trigo, mandioca, bata-doce, batata, sorgo, cana de açúcar, melação, soro de leite, farelo de algodão, farelo de amendoim, farinha de sangue, pena e farelo de soja entre outros (EMBRAPA, 2008).

Com objetivo de reduzir custos de investimentos em edificações e equipamentos para o sistema de criação de suínos confinados e garantir conforto e bem-estar para o animal, a produção orgânica de suínos tem ganhado espaço no cenário brasileiro e internacional e a demanda por carne suína orgânica em alguns países da União Européia já é superior à oferta (DAROLT, 2001).

Uma das alternativas que tem surgido e que se adapta muito bem à produção orgânica é o sistema de criação de suínos ao ar livre, desenvolvido inicialmente na França, onde ficou conhecido como sistema "plein air" e que vem sendo pesquisado e adaptado às condições do Brasil pelo Centro Nacional de Pesquisa de Suínos e Aves da EMBRAPA e pelo Instituto Agrônomo do Paraná (IAPAR).

No sistema "plein air" os animais são mantidos em piquetes vegetados, nas fases de reprodução, maternidade e creche, cercados com fios e/ou telas de arame eletrificadas com corrente alternada. No interior dos piquetes são colocadas cabanas móveis com estruturas de madeira cobertas com chapas galvanizadas do tipo "iglu". Normalmente, os animais permanecem neste sistema até atingirem 25 a 30 quilos de peso vivo e após são vendidos para terminadores (FIGURA 2.2).

Estudo realizado por Costa et al. (1995a; 1995b) comparando o sistema de criação ao ar livre (SISCAL) com o sistema confinado (SISCON), mostrou que o sistema de criação ao ar livre apresentou-se tecnicamente viável, pois o peso médio dos leitões ao desmame (10,46; 8,78 kg) e o número de leitões desmamados/parto (9,22; 8,47) foram maiores no sistema ao ar livre do que no sistema confinado. De acordo com os autores as condições do meio ambiente sanitário, do alojamento das matrizes e dos leitões contribuíram para o melhor desempenho do sistema ao ar livre.



FONTE: Darolt (2001).

Figura 2.2. Piquete composto por vegetação nativa, criação orgânica de suínos.

Dessa forma, considerou-se como cenário de exposição de suínos, as casas de vegetação, ou piquetes, também em sistema rotacionado, conforme descrito para bovinos. Nos quais os animais ficam um dia em cada piquete, a irrigação da vegetação é realizada com água residuária e o intervalo entre a irrigação e o pastoreio é de 14 dias.

d) Aves

Considerando a avicultura industrial, os animais são alimentados com alimentos processados (rações), não sendo muito usual a prática de pastoreio em escala produtiva. No entanto, também é crescente a busca por produtos orgânicos e nesse sentido, a Embrapa apresenta o Sistema Alternativo de Criação de Galinhas Caipiras (SACAC), que ao mesmo tempo em que resgata a tradição de criação de galinhas caipiras, tem como objetivo o aumento do padrão econômico da agricultura familiar,

melhorando a qualidade e aumentando a quantidade da produção. O sistema minimiza os danos ao meio ambiente, adotando adequações necessárias a cada ecossistema onde é implantado (BARBOSA et al., 2004).

No SACAC, predomina o sistema de criação de galinhas soltas em piquetes, com as aves buscando considerável porção da sua alimentação nas partes mais tenras das plantas, nos frutos e nos restos de colheita e de culturas, insetos, minhocas, etc (FIGURA 2.3). De fato, dada a grande diversidade, frutos e partes das folhas de inúmeras plantas são selecionados e ingeridos pelas aves, contribuindo para a riqueza da sua dieta e para a economia de ração balanceada, reduzindo os custos da criação (EMBRAPA, 2008).

Da mesma forma adotada para os demais animais, considerou-se que as galinhas rotacionam diariamente entre piquetes de pastagem irrigados com águas residuárias respeitando o intervalo de 14 dias entre a irrigação e o pastoreio.



FONTE: Barbosa (2008).

Figura 2.3. Piquete composto por vegetação nativa, criação de galinhas caipiras.

Diante do exposto, a produção de pasto e forragem irrigadas com águas residuárias é viável para diferentes tipos de animais, no entanto é preciso assegurar que essa prática não represente mudança no perfil sanitário da produção animal de bovinos, caprinos, suínos e aves.

2.2.2. Concentração de patógenos na forragem

O conhecimento da concentração de patógenos na pastagem destinada à alimentação dos animais é uma variável de extrema importância para desenvolvimento da metodologia de avaliação quantitativa de risco microbiológico. Entretanto, na literatura não foram encontrados dados quantitativos de patógenos em pastagens suficientes para embasar avaliações de risco. Os dados disponíveis são de organismos indicadores e apenas um único dado remete à quantificação de *Salmonella* spp. em milho forrageiro descrito por Bevilacqua et al. (2003).

Nesse sentido, foi necessário estimar a presença de patógenos nas culturas forrageiras. A estimativa foi realizada baseando-se na proposta apresentada por Bastos (2009), que compara dados de contaminação de hortaliças medidos em campo com estimativas por equações e por volume remanescente de água na superfície da cultura. Assumimos a relação entre patógenos e *E. coli* de 0,1–1 rotavírus e *Campylobacter*, e 0,01–0,1 oocistos de *Cryptosporidium* por $10^5 E. coli$ também assumida nas Diretrizes da OMS (WHO, 2006).

A Tabela 2.1 apresenta o resultado das estimativas de contaminação em forragens, por microrganismos indicadores considerando a equação proposta por Bastos (2008) e as estimativas de volume remanescente de água na cultura, sendo que, neste último caso, adotamos um volume remanescente de 1 a 15 mL tomando como referência trabalhos já desenvolvidos como por exemplo Shuval et al. (1997) que estimou o volume de água remanescente em alface (10,8 mL/ 100 g) e pepino (0,36 mL/100g) e Hamilton et al. (2006a) para repolho (3,5 a 8,9 mL/100g) e brócolis (1,85 mL/g) (1,85 mL/g). A OMS (WHO, 2006) assume volumes de água remanescentes na alface variando de 10 a 15 mL em 100g de cultura.

As pastagens são gramíneas com folhas alongadas, e aparentemente com pouca retenção de água nas superfícies (FIGURA 2.4). A partir do volume adotado pela OMS para retenção de água em 100g de alface, ampliamos a faixa mínima de retenção e adotamos um intervalo de 1 a 15 mL para

fORAGEIRAS com o objetivo de estimar a concentração de indicadores e patógenos em pastagens e assim comparar com dados reais disponíveis na literatura.



Figura 2.4. (A) Inflorescência de *Brachiaria*. (B) Pastagem de *Brachiaria brizantha* cv. BRS Piatã.

Para a estimativa de patógenos e indicadores na pastagem utilizando equações já descritas na literatura, utilizamos a equação 1.1 proposta por Bastos et al. (2008) para plantas que se desenvolvem rente ao solo, a fim de estimar a qualidade microbiológica da pastagem após irrigação com águas residuárias de qualidade microbiológica conhecida.

Tabela 2.1. Estimativa de contaminação de pastagens por organismos indicadores de contaminação fecal e *Salmonella* spp. em decorrência da irrigação com águas residuárias

REFERÊNCIA	MICRORGANISMO	MÉTODO DE IRRIGAÇÃO	PASTAGEM	ÁGUA DE IRRIGAÇÃO (ORG/100ML)	CONTAMINAÇÃO NA CULTURA (ORG/G)		
					MEDIDA	ESTIMADA ⁽¹⁾	ESTIMADA ⁽²⁾
Fonseca et al. (2005)	Coliformes Totais e <i>E. coli</i>		<i>Brachiaria</i> fresca	NI	1	-	-
	Coliforme Totais e <i>E. coli</i>		<i>Brachiaria</i> fenada		<1	-	-
Marques et al. (2005)	Coliforme total <i>E coli</i>	Inundação	Capim elefante	10 ⁶ NI	8x10 ⁴ -1,6x10 ⁷ 10 ² -10 ³	1,78x10 ⁴ -	1x10 ⁴ -1,5x10 ⁵ -
	<i>E coli</i>		Regadores	<i>Brachiaria</i>	10 ⁶ -10 ⁷	10 ⁴ -10 ⁵	3,89x10 ² -2,63x10 ³
Bastos et al. (2003)	<i>E coli</i>	Inundação	Gramínea Tifon 85	10 ⁶ -10 ⁷	1x10 ⁴ -4,1x10 ³	1,78x10 ⁴ -1,2 x10 ⁵	1x10 ⁴ -1,5x10 ⁶
	Coliformes Totais		<i>Brachiaria</i>		9,17x10 ⁶	1,3x10 ⁴	1,12 x10 ⁵
Bevilacqua et al. (2003)	<i>E coli</i>	Inundação		<i>Brachiaria</i>	2,66x10 ⁶	6,07x10 ²	4,01 x10 ⁴
	Coliformes Totais		5,2x10 ⁶		6,2x10 ⁵	6,99 x10 ⁴	5,2x10 ⁴ -7,8x10 ⁵
	<i>E coli</i>		Milho forrageiro	2,6x10 ⁶	3,4x10 ⁴	3,93 x10 ⁴	2,6x10 ⁴ -3,9x10 ⁵
	<i>Salmonella</i>			2,6x10 ²	0,84	1,88 x10 ¹	2,6-3,9x10

NOTAS: NI: não informado. (1) Estimativa baseada na equação propostas por Bastos et al. (2008) para plantas com crescimento rente ao solo. (2) Estimativa baseada na retenção de 1-15 mL de água residuária em cada 100g de pastagem.

Os dados apresentados na Tabela 2.1 revelam estimativas de contaminação de culturas por *E. coli* muito próximas à valores medidos em estudos de campo. No entanto se observarmos as estimativas de contaminação de pastagens utilizando a equação proposta por Bastos et al.(2008) para hortaliças, é possível verificar que as variações no cômputo da qualidade das pastagens apresentaram maior divergência quando comparadas aos valores reais observados em campo. Para alguns estudos como por exemplo Marques et al. (2005)e Bastos et al. (2003), as estimativas utilizando equações resultaram em subestimativas de quantificação de coliforme total na pastagem. Já no exemplo de Bevilacqua et al. (2003), as estimativas derivadas de equações parecem superestimar os patógenos presentes em capim *Brachiaria*. Em contraposição resultados bastante similares ao reais obtidos para milho forrageiro são observados nas estimativas utilizando equação proposta por Bastos (2008).

Considerando as estimativas derivadas da abordagem que leva em consideração um volume de água residuária remanescente em 100gramas de pastagem, é possível estabelecer uma relação mais coerente com dados obtidos em escala real de estudos em campo para pastagens. Se considerando o intervalo, as faixas estimadas correspondem às faixas observadas em campo, e às vezes apresentam estimativas mais elevadas do que as de fato medidas. Para essa abordagem a subestimativa somente foi observada quando comparada ao estudo de Marques et al. (2005), no entanto, os próprios autores consideram condições extremamente desfavoráveis neste estudo e atribuem a contaminação das culturas à outros fatores ambientais que não a água de irrigação.

Dessa forma, adotamos a abordagem que considera o volume remanescente de 1 a 15 mL em 100 grama de pastagem para estimar a presença de patógenos por entendermos que, assumindo essa abordagem, estamos assumindo uma estimativa mais próxima da realidade ou talvez uma estimativa maior, simulando assim um cenário desfavorável.

O Programa @Risk 5.5 (PALISADE CORPORATION, 2009) foi utilizado para estimar a concentração de patógenos na pastagem, com modelagem estocástica por meio de simulação aleatória de 'Hipercubos Latinos' com 10.000 iterações. Os resultados estão apresentados nas Figuras 2.5 a 2.8. Os dados de entrada foram concentração de patógenos no esgoto, volume de água remanescente na pastagem e decaimento na cultura. A concentração de patógenos no esgoto variou de acordo com a relação proposta por Mara et al. (2007) e adotada nas Diretrizes da OMS (WHO, 2006): 0,1–1 rotavírus e *Campylobacter*, e 0,01–0.1 oocistos de *Cryptosporidium* por $10^5 E. coli$. Trabalhamos com faixas de concentração de *E. coli* variando entre 10^2 a $10^7/100\text{mL}$.

Na sequência, estão apresentados os gráficos de distribuição de probabilidade da concentração de patógenos na pastagem, de maneira ilustrativa, apresentamos apenas os resultados quando a qualidade microbiológica da água residuária variou entre 10^1 a $10^2 E. coli/100\text{mL}$.

As variáveis de entrada foram a concentração de patógenos no esgoto e o volume de água remanescente na pastagem (1-15 mL/100g). Para a variável "concentração de patógenos no esgoto" adotamos a relação proposta pela OMS entre patógenos e *E. coli* para *Campylobacter* spp., *Cryptosporidium* e rotavírus e, assumimos para o patógeno *Salmonella* spp. a mesma relação para *Campylobacter* spp.

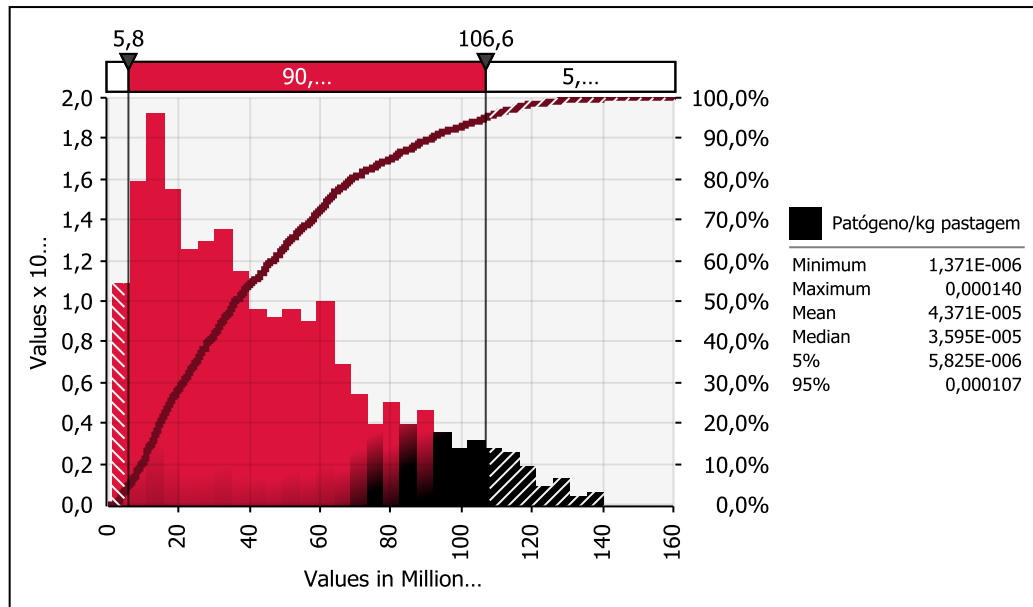


Figura 2.5. Distribuição de probabilidade da concentração de *Salmonella* spp. na pastagem.

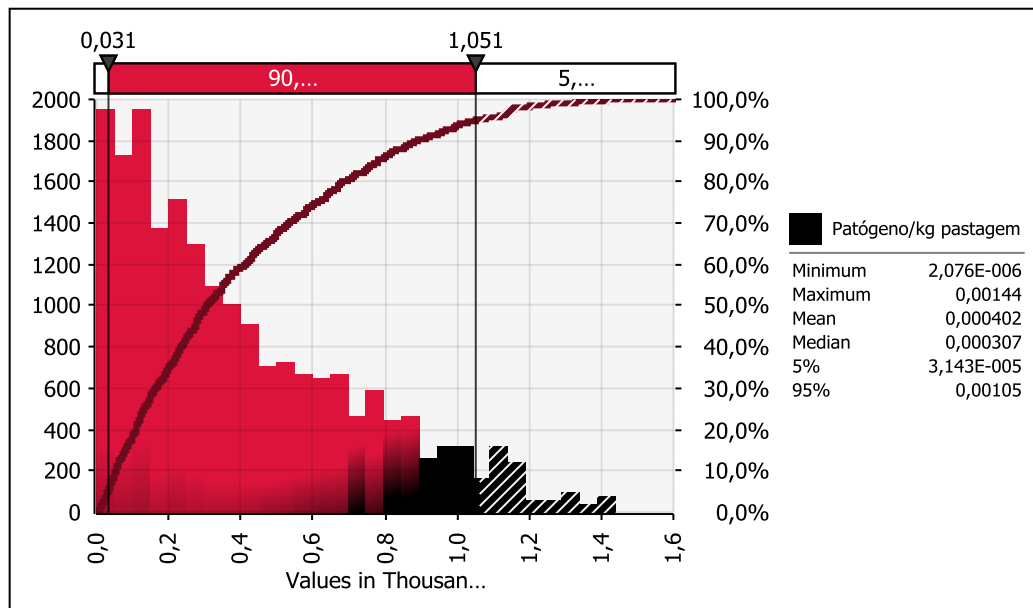


Figura 2.6. Distribuição de probabilidade da concentração de *Campylobacter* spp. na pastagem.

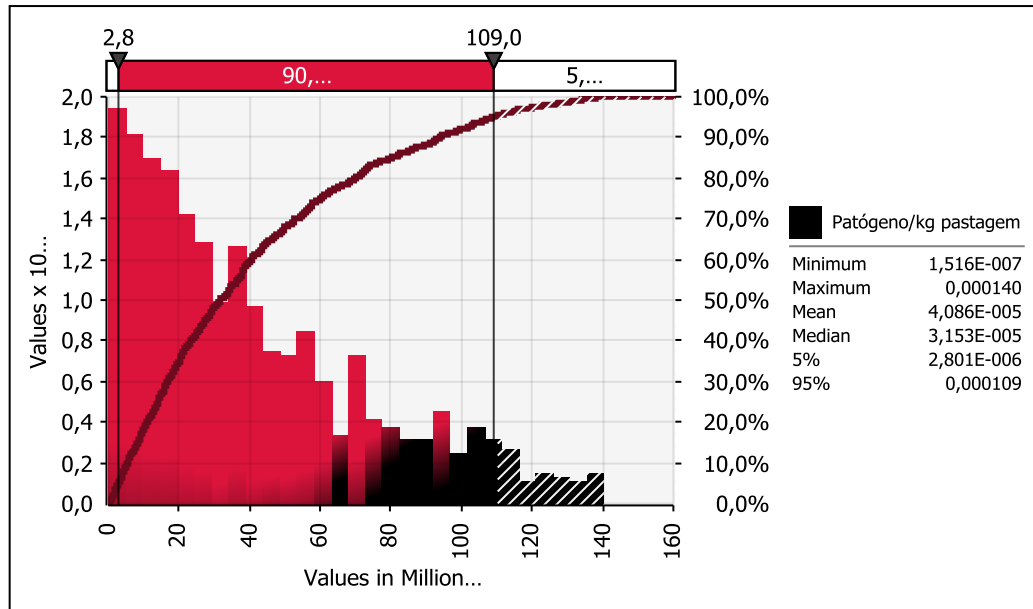


Figura 2.7. Distribuição de probabilidade da concentração de *Cryptosporidium* spp. na pastagem.

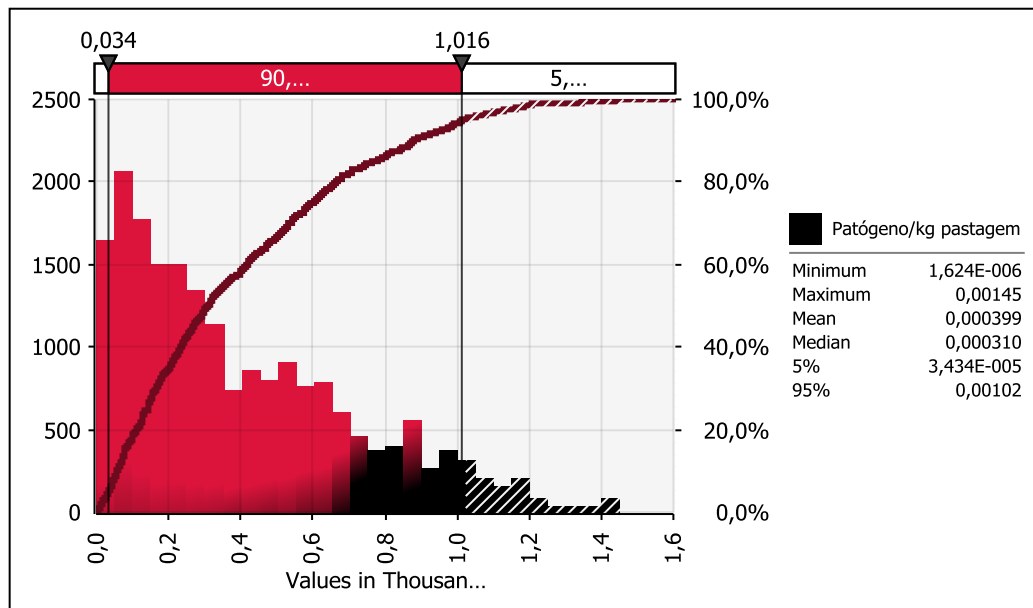


Figura 2.8. Distribuição de probabilidade da concentração de rotavírus na pastagem.

2.2.3. Taxas de ingestão de solo

Considerando a irrigação de pastagens com águas residuárias para construção de cenários de exposição de animais em pastoreio, é necessário

computar a quantidade de solo ingerida junto com a pastagem. Sabidamente, diferentes espécies animais apresentam distintas seletividades ao se alimentar podendo junto com a pastagem ingerir significativas quantidades de solo. O risco do gado ingerir ovos de helminto do solo é alto porque ao pastar o gado pode ingerir 1-18% de solo, e as ovelhas até 30%, dependendo do manejo e suprimento de capim (CABARET et al., 2002).

Sheppard (1995) apresenta uma revisão de literatura sobre as quantidades de solo ingeridas por animais domésticos e selvagens, expressos como carga de solo sobre produtos alimentícios (QUADRO 2.3). Esses dados são baseados em concentrações observadas por meio de marcadores de solo, frequentemente, em fezes animais: depois de avaliar o grau de digestão das plantas consumidas e supondo que todos os marcadores vêm de solo aderido, a carga de solo nas plantas ingeridas foi calculada.

Quadro 2.3. Teores de solo contidos na matéria seca consumida por animais domésticos e selvagens

ANIMAL/CENÁRIO	FAIXA DE CONTEÚDO MÉDIO DE SOLO NA PASTAGEM (G KG⁻¹)	REFERÊNCIAS
Bovino pastando	56-230	Fries et al. (1982a, b); Healy (1968a)
Bovino alimentado com forragem picada	3,2-27	Kirby e Stuth (1980), Mayleet al. (1975, 1977)
Suíno alimentando com culturas de raiz	150-260	Fries et al. (1982a, b)
Suíno no pasto ou em lotes	25-85	Healy e Drew (1970)
Caprino pastando > 6 ha ⁻¹	35-190	Beresford e Howard (1991)
Caprino pastando < 6 ha ⁻¹	4-39	Healy (1968b), Healy e Ludwig (1965), McGrath et al. (1982)
Grandes herbívoros	<0,20-68	Skipworth (1974)
Patos e gansos	<0,20-82	
Ciscando solo - aves	73-600	

NOTAS: (1) Dados baseados em análise de fezes.

FONTE: Sheppard (1995).

Os dados revelam diferenças importantes entre grupos animais e práticas de agricultura. Como indicado por Sheppard (1995), o consumo de alimento no pasto leva a maior ingestão de solo do que alimentação com forragem picada. Pastos ou piquetes com maiores taxas de lotação resultam em maior ingestão de solo. Interessante ressaltar que o mesmo autor relata que os

suínos mesmo se alimentando em pastos com culturas de raiz não ingeriram quantidades excepcionais de solo comparados a outros animais domésticos.

Thornton e Abrahams (1983) salientaram que a quantidade de solo ingerido também depende do tipo de pasto, manutenção, tipo de solo, estação climática etc. Eles relataram dados de estudos na Grã-Bretanha e Nova Zelândia mostrando que gados de pastagem podem ingerir de 1% a mais de 10% matéria seca na forma de solo, enquanto em ovelhas esse valor poder chegar a 30%. Esses números foram confirmados em seus próprios estudos, envolvendo monitoramento de solo, forragem e fezes de animais de pastagem em áreas com histórico de mineração e fundição em Derbyshire e Cornwall no Reino Unido. A ingestão de solo foi calculada usando o conteúdo de titânio em fezes como um indicador estável, supondo digestibilidade de 70% e uma entrada dietética de 13,6 kg por dia. Os autores concluíram que gado de pastagem ingeriam involuntariamente de 1% a 18% de seu consumo diário em matéria seca como solo, e ovelhas até 30%.

A variável ingestão de solo neste trabalho, foi baseada nos dados apresentados por Sheppard (1995) apresentadas no Quadro 2.3 e foram trabalhadas em faixa de conteúdo médio de solo por Kg de pastagem, adotamos os valores máximo e mínimo descritos na literatura e considerando uma distribuição uniforme dos dados.

2.2.4. Concentração de patógenos no solo

Dados disponíveis na literatura sobre a concentração de patógenos no solo, embora tenham sido apresentado no referencial teórico (Capítulo 1) não apresentam informações suficientes de qualidade da água de irrigação que permita estabelecer uma relação entre essas variáveis. Portanto, no presente trabalho adotou-se a relação assumida nas Diretrizes da OMS: o mesmo número de *E. coli*/100mL e *E. coli*/100g, respectivamente no esgoto e no solo.

2.2.5. Decaimento microbiano em pastagens

Dados de decaimento microbiano disponíveis na literatura são em sua maioria referentes à organismos indicadores em hortaliças. Para as bactérias *Salmonella* spp. e *Campylobacter* spp. assumimos o coeficiente de decomposição, k , em unidades logarítmicas, para coliformes termotolerantes estimado por Keirata et al. (2007): 0,66/dia a 1,49/dia. Esta faixa foi estimada em um estudo de redução microbiana de contaminação de alface irrigada com água residuária em Ghana e se refere à valores aferidos em estação chuvosa e seca, respectivamente. Para rotavírus assumimos valores de coeficiente de decaimento de vírus proposto por Asano et al. (1992) e Petterson et al. (2001): 0,69-1,07 d^{-1} . Para *Cryptosporidium* spp. assumimos o decaimento diário, em unidades logarítmicas de 0,5 d^{-1} , tomando como base Petterson e Ashbolt (2003) que estimam uma redução de aproximadamente 1 unidade logarítmica por dia para vírus, bactérias e protozoários, podendo variar de 0,5 a 2 unidades por dia. A Tabela 2.2 resume os valores de decaimento microbiano adotados e apresenta as referências bibliográficas utilizadas.

Tabela 2.2. Decaimento microbiano adotado para pastagens (log/dia)

MICROORGANISMO	DECAIMENTO/DIA	DISTRIBUIÇÃO	REFERÊNCIA
<i>Salmonella</i> spp. e <i>Campylobacter</i> spp.	0,66- 1,49	Uniforme	Keirata et al. (2007)
Rotavírus	0,69-1,07	Uniforme	Asano et al. (1992) e Petterson et al. (2001)
<i>Cryptosporidium</i> spp.	0,5	Uniforme	Adaptado de Petterson e Ashbolt (2003)

2.2.6. Decaimento microbiano no solo

Neste trabalho o decaimento microbiano no solo foi obtido por revisão de literatura, buscou-se identificar estudos com situações climáticas semelhantes à do Brasil, quando possível. As faixas utilizadas neste trabalho estão compiladas na Tabela 2.3 para os diferentes patógenos.

Para o patógeno *Salmonella* spp., a taxa de decaimento foi extraída do trabalho realizado por Bastos e Mara (1995) em estação com clima quente (verão) em Portugal em condições de umidade decrescente, correspondendo à cessação da irrigação proposta.

O cômputo da taxa de decaimento diário para *Campylobacter* spp. derivou do trabalho publicado por Hutchison et al. (2004) o qual avaliou a redução microbiana em vegetais após 16 dias de cessação da irrigação na primavera. Os autores encontraram um decaimento total de 0,63 a 2,26. Para estimativa do decaimento diário, dividimos os valores obtidos por 16 dias.

O decaimento viral em solo utilizado neste trabalho foi baseado no decaimento estimado por Hurst et al. (1980), o qual semeou poliovírus tipo 1 e echovírus tipo 1 no solo. Os autores realizaram semeadura direto no solo e diluída em água de esgoto, e neste trabalho adotamos a taxa de decaimento quando a carga viral foi diluída na água de esgoto: sendo 0,11 e 0,52 log.

O decaimento adotado para *Cryptosporidium* spp. no solo foi derivado de dois trabalhos. Davies et al. (2005) avaliou o decaimento de *Cryptosporidium* spp. no solo em diferentes temperaturas e obteve valores variando entre 0,0135 K $0,0151$/dia e 0,005/dia para temperaturas de 4°C e 20°C, respectivamente. Peng et al. (2008) obteve constante de decaimento 0,011/dia (20°C) e 0,076/dia (30°), dessa forma, adotamos o intervalo de 0,011 – 0,076/dia.

Tabela 2.3. Decaimento microbiano adotado para solo (log/dia)

MICROORGANISMO	DECAIMENTO/DIA	DISTRIBUIÇÃO	REFERÊNCIA
<i>Salmonella</i> spp.	0,246-1,008	Uniforme	Bastos e Mara (1995) ⁽¹⁾
<i>Campylobacter</i> spp.	0,039-0,141	Uniforme	Hutchison et al. (2004) ⁽²⁾
rotavírus	0,11-0,52	Uniforme	Hurst et al. (1980)
<i>Cryptosporidium</i> spp.	0,011-0,076	Uniforme	Davies et al. (2005) e Peng et al. (2008)

NOTA: (1) Valores extraídos do trabalho realizado por Bastos e Mara (1995). (2) Valores calculados a partir de dados publicados para 16 dias.

2.3. MODELO DOSE-RESPOSTA PARA ANIMAIS DE PRODUÇÃO

Estudos de dose-resposta nem sempre estão disponíveis, pela dificuldade de execução e pelo alto custo envolvido, apenas agentes patogênicos considerados mais significativos (pela comunidade científica,

médica ou mesmo a opinião pública) recebesse tipo de atenção (TEUNIS, et al., 1997).

Além dos dados de dose-resposta reais a literatura experimental, muitas vezes, contém uma grande quantidade de observações extras sobre a duração e gravidade dos sintomas, período de incubação, os padrões de excreção que são dados que podem ser interpretados de modo a auxiliar a caracterização da exposição (TEUNIS, et al., 1997).

Os quatro patógenos selecionados na etapa de identificação e caracterização do perigo não possuem parâmetros de interação agente-hospedeiro específicos para animais de produção e, portanto realizou-se uma tentativa de estimativa desses parâmetros para cada grupo de animal trabalhado.

2.3.1. Dose infectante ID_{50} para animais de produção

A dose capaz de infectar 50% do grupo experimental é a dose infectante ID_{50} , essa variável é um dos parâmetros de interação agente-hospedeiro e guarda relação direta com os demais parâmetros necessários para estimativas de risco. A partir de uma ampla revisão de literatura, e considerando a pouca disponibilidade de dados de dose infectante ID_{50} para os patógenos de interesse em animais de produção e reuso, uma tentativa de estimar a ID_{50} para animais de produção foi realizada utilizando a metodologia proposta por Reed e Muench (1938).

A proposta trata-se de um método simples para calcular a ID_{50} a partir dos resultados de infecção em diferentes concentrações de inóculos, ou desafios. Uma vez obtida a concentração dos inóculos, número de animais doentes e sadios calcula-se o percentual de infecção (ou de doença) para cada inóculo. É possível visualizar entre qual intervalo de concentração do inóculo 50% dos animais adoeceram, e assim obtém-se duas faixas de inóculo que abrigam 50% dos doentes/infectados (concentração abaixo e acima e que incluem o percentual 50%). A partir de então calcula-se uma distância proporcional entre os dois intervalos, onde provavelmente está a ID_{50} . Considerando que os inóculos aumentam em uma escala logarítmica, é necessário obter a leitura final em escala logarítmica.

Para o cálculo da ID_{50} foram consideradas características dos animais de produção que possam influenciar no desenvolvimento do curso clínico da doença bem como na infecção. Sabidamente a idade, espécie, raça, sexo, estado imunológico, estado fisiológico, o desafio (concentração do inóculo), nutrição e características intrínsecas do hospedeiro são variáveis intervenientes do processo saúde-doença já amplamente descritas na literatura tanto em humanos quanto em animais. De acordo com os dados obtidos, os animais foram segregados por espécie, faixa etária, estado fisiológico (fase de lactação) e concentração do inóculo (*Salmonella*, *Campylobacter*, *Cryptosporidium* e Rotavírus).

Do ponto de vista sanitário para um rebanho animal, os patógenos supracitados apresentam ocorrência diferenciada entre os grupos de animais trabalhados, significando diferentes interesses, sejam científicos ou mesmo econômicos para a produção animal em questão. Nesse sentido, durante a pesquisa bibliográfica encontramos poucos dados descritos que permitisse o cálculo da dose infectante ID_{50} . A Tabela 2.4 apresenta a estimativa de ID_{50} para *Salmonella* em bovinos.

Tabela 2.4. Estimativas de dose infectante ID₅₀ para *Salmonella* spp. em bovinos

INÓCULO	IDADE SEMANAS	RAÇA	Nº ANIMAIS SADIOS	Nº ANIMAIS DOENTES	ID ₅₀	REFERÊNCIA
10 ⁶ (1)	1	Holandesa	3	3		Wray, 1981
10 ⁶ (2)	1	Jersey	5	7	4,76x 10 ⁵	Robinson (1968)
10 ⁵ (2)	1		3	0		
10 ⁴ (2)	1		1	3		
10 ⁸ (1)	2	Holandesa	3	3		Wray, 1981
10 ⁶ (2)	2	Jersey	4	7	1,00 x 10 ⁶	Robinson (1968)
10 ⁵ (2)	2		4	0		
10 ⁴ (2)	2		4	0		
1,5 x 10 ⁹ (2)	4	Holandesa	0	2	1,00 x 10 ⁶	Ramos (2000)
10 ⁹ (2)	4		0	3		
10 ⁶ (2)	4		0	4		
10 ² - 10 ³ (1)	7		55	2		Wray, 1981
10 ⁵ (1)	11		4	3		Wray, 1981
3,4x10 ² a 1,1x10 ⁵ (3)	11	Holandesa	4	0	7,85 x 10 ⁴	Hall e Jones (1878)
10 ² - 10 ³ (1)	14		10	5		Wray, 1981
10 ⁶ (1)	14		0	6		Taylor e Burrows (1971)
10 ³ (1)	14		6	0		Wray, 1981
10 ² -10 ³ (1)	55		40	3		Wray, 1981

NOTAS: (1) *Salmonella* Dublin. (2) *Salmonella* Typhimurium. (3) *Salmonella* spp.

2.3.2. Construção da curva dose-resposta

A relação entre o nível de exposição (dose) e a frequência de doença e mortalidade é ilustrada com a curva dose-resposta. A relação dose-resposta compreende três componentes maiores, com suas incertezas: ambiente (matriz), patógeno (virulência) e hospedeiro (susceptibilidade e status imune) (MCLAUCHLIN et al., 2004).

Do ponto de vista matemático, existe uma função que descreve a relação dose-resposta, e a modelagem matemática dos dados fornece valores dos parâmetros que determinam essa função, e que sabidamente expressa características de interação patógeno-hospedeiro (HAAS et al., 1999).

Sabidamente, a função Exponencial é a que melhor descreve a relação dose-resposta para *Cryptosporidium* e a função Beta-Poisson para *Salmonella*, *Campylobacter* e Rotavírus (HASS et al., 1999).

Após extensa revisão de literatura, foram coletados dados que permitissem a construção da curva dose-resposta para os diferentes patógenos selecionados nos animais de produção trabalhados. A Tabela 2.4 compila e exemplifica dados de *Salmonella* spp. em bovinos.

Todos os dados obtidos na literatura relativos à experimentos de inoculação oral em animais de produção (concentração de inóculo, número de animais expostos e número de animais doentes), para os patógenos (*Salmonella* spp., *Campylobacter* spp., *Cryptosporidium* spp. e rotavírus) em diferentes animais de produção (bovinos, caprinos, suínos e aves), foram testados para as funções Exponencial e Beta-Poisson de forma a obter a curva dose-resposta.

Assumiu-se as funções já consagradas na literatura por serem também as funções que melhor descreveram a relação dose-resposta dos dados deste trabalho e utilizou-se uma regressão não linear com método de *Gauss-Newton* também conhecido como *método da linearização*, que usa uma expansão em série de Taylor e aplica mínimos quadrados ordinários para estimar os parâmetros (α , β e r).

A Tabela 2.5 apresenta a estimativa dos parâmetros α e β para *Salmonella* spp. em bovinos e a Figura 2.9 ilustra a curva dose-resposta obtida por meio da regressão não linear com método de Gauss-Newton para probabilidade de doença *Salmonella* spp. em bovinos.

Tabela 2.5. Estimativa dos parâmetros alfa e beta para *Salmonella* em bovinos, método de iteração de Gauss Neewton

PARÂMETROS DA REGRESSÃO		
Alfa	Beta	Coefficiente de Determinação
0,201	8.616,35	0,544

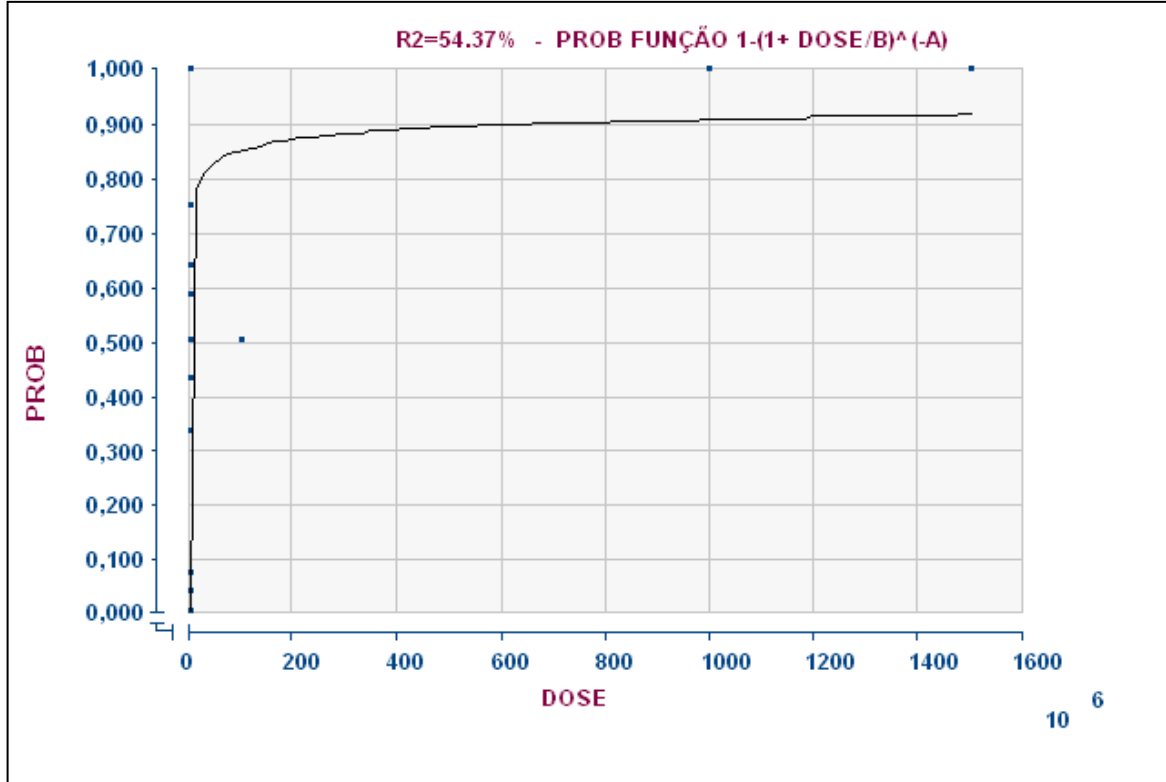


Figura 2.9. Regressão não linear com método de Gauss-Newton para probabilidade de doença *Salmonella* spp. em bovinos.

Interessante observar a semelhança do resultado obtido para valores dos parâmetros para *Salmonella* em bovinos com os parâmetros para *Salmonella* já descritos na literatura para humanos. Teunis et al. (1996) descreveram o parâmetro α pra *S. Typhi* igual a 0,203 e para *S. meleagridis* o parâmetro β foi de 8.524, dados bastante próximos do estimado para bovinos neste presente trabalho. Em ambos estudos o modelo utilizado foi o β -Poisson. As proximidades desses resultados chamam atenção para a possibilidade dos parâmetros humanos poderem representar também a interação agente-hospedeiro nos animais, com as devidas ressalvas pelo reduzido número de informações trabalhadas. No entanto há de se considerar que os resultados aqui obtidos de estimativa dos parâmetros de interação agente-hospedeiro consideramos o desfecho doença, diferentemente de alguns dados de disponíveis na literatura que consideram como desfecho a infecção como é o caso de Teunis (1996).

Dificuldades inerentes a esse processo de conhecimento da relação patógeno-hospedeiro são frequentes, e já foram relatadas por alguns autores. Teunis et al.(1997) relatam que na maioria das vezes é impossível determinar características da relação dose-resposta de microrganismos pois as informações disponíveis são escassas e às vezes consistem em um único relato, por exemplo quando um pequeno número de pessoas adoecem após ingestão de um alimento contaminado , usualmente a própria exposição é pouco caracterizada.

Como se pode observar, a determinação da dose-resposta não é um processo fácil, e mesmo em humanos ainda existem incertezas e generalizações. Quando se trata de animais de produção, esta etapa é ainda mais complexa, uma vez que para animais, não dispomos de banco de dados confiáveis, e menos ainda de relatos de ocorrência detalhados que caracterizem de fato a exposição e permita a utilização de informações para análise de risco.

A modelagem matemática proposta nesse trabalho somente foi exitosa para o patógeno *Salmonella* spp. em bovinos. Para os demais dados referentes aos patógenos *Campylobacter*, *Cryptosporidium* e Rotavírus em diferentes espécies animais não foi possível modelar e estimar os parâmetros de interação agente-hospedeiro por apresentaram características incompatíveis com os modelos matemáticos.

O banco de dados obtido na revisão de literatura apresentou resultados de desfecho (neste caso, doença) bastantes distoantes para um mesmo inóculo (concentração de patógenos) inviabilizando qualquer função matemática. A exemplo, estudos de inoculação de *Campylobacter jejuni* em aves, que administraram oralmente inóculo de $10^6/100\text{mL}$ obtiveram 100% de doença, enquanto com o mesmo inóculo outros autores não observaram a doença como desfecho em nenhum animal(MANNINEN et al., 1982; WASSENAAR et al.,1993 citado por CAWTRAW et al.,1996; SHANKER, LEE e SORRELL., 1990).

Considerando a pouca disponibilidade de dados que permitissem a construção da curva dose resposta para os diferentes animais de produção trabalhados neste estudo, e a impossibilidade de adequar modelos matemáticos aos dados disponíveis, optou-se por usar parâmetros humanos já consolidados na literatura, quando a estimativa para animal não foi possível (TABELA 2.6).

Tabela 2.6. Parâmetros dos modelos beta-Poisson e exponencial utilizados no modelo de AQRM, valores médios, máximos, mínimos e distribuição de probabilidades adotada

PARÂMETRO	ORGANISMO	DISTRIBUIÇÃO	VALOR MÉDIO	MÍNIMO	MÁXIMO
N₅₀	<i>Campylobacter</i>	Uniforme	896	672	1120
	Rotavírus	Uniforme	6,17	4,63	7,71
α	<i>Campylobacter</i>	Uniforme	0,145	0,11	0,18
	Rotavírus	Uniforme	0,253	0,190	0,316
r	<i>Cryptosporidium</i>	Uniforme	0,0042	0,00315	0,00525

NOTAS: N₅₀: dose infectante média; α : parâmetro característico da interação agente-hospedeiro para *Campylobacter* e rotavírus; r : parâmetro característico da interação agente-hospedeiro para *Cryptosporidium*.

Dessa forma, trabalhou-se com modelos estocásticos e as variáveis de entrada foram computadas em faixas de valores propostas por Mara et al. (2007), com variações de $\pm 25\%$. Por não se ter informações suficientes que conduzissem às respectivas distribuições de probabilidades destes parâmetros, adotou-se a distribuição uniforme. As faixas de valores utilizadas para dose infectante média (N₅₀) e os parâmetros característicos da interação agente-hospedeiro (α e r) para *Campylobacter*, *Cryptosporidium* e Rotavírus estão descritos na Tabela 2.6. Foram adotados como valores médios aqueles já consagrados na literatura (HAAS et al., 1999).

A partir da identificação/caracterização do perigo, e a definição do modelo de exposição e do modelo dose-resposta, é possível estimar quantitativamente o risco de infecção e doença. O capítulo 3 abordará a estimativa de risco de infecção (para *Campylobacter*, spp. *Cryptosporidium* spp. e rotavírus) e risco de doença (para *Salmonella* spp.) para os diferentes animais de produção alimentados com pastagens irrigadas com águas residuárias domésticas.

CAPÍTULO 3 .ESTIMATIVA DOS RISCOS MICROBIOLÓGICOS APLICANDO OS MODELOS DE EXPOSIÇÃO E DOSE-RESPOSTA

Os modelos elaborados no Capítulo 2, quais sejam, modelo de exposição e modelo dose-resposta foram aplicados a diferentes cenários. Considerou-se o consumo variado de pastagens por diferentes animais de produção (bovinos, caprinos, suínos e aves) e, variou-se a qualidade microbiológica da água residuária em faixas de 10^1 a 10^7 *E.coli*/100mL.

As estimativas de riscos anuais foram obtidas por meio do Programa @Risk 5.5 (PALISADE CORPORATION, 2009) com modelagem estocástica por meio de simulação aleatória de 'Hipercubos Latinos' considerando 10.000 iterações.

Os resultados foram apresentados por meio de gráficos com histogramas de frequências e distribuição acumulada. Adicionalmente foram desenvolvidas análises de sensibilidade por meio da correlação com Coeficiente de Spearman.

As estimativas de risco obtidas para animais, em virtude da ingestão de pastagens irrigadas com águas residuárias de diferentes qualidades, foram discutidas à luz das legislações vigentes para uso agrícola de águas residuárias no cenário nacional e internacional.

Esse capítulo também apresenta uma discussão sobre a aplicabilidade da AQRM em cenários de exposição de animais de produção bem como as limitações dessa metodologia.

3.1. CARACTERIZAÇÃO DO RISCO

A partir dos modelos propostos no Capítulo 2, foram estimados os riscos anuais de doença/infecção para os diferentes patógenos em diferentes animais de produção. A probabilidade de infecção por uma única exposição foi calculada utilizando o modelo beta-poisson para *Salmonella*, *Campylobacter* e rotavírus, e o modelo exponencial para *Cryptosporidium* (HAAS et al., 1999). Em seguida a probabilidade de infecção anual foi

estimada considerando 365 dias de exposição, por meio do Programa @Risk 5.5.

Mais uma vez é importante considerar que os parâmetros referentes à *Salmonella* spp. dizem respeito ao desfecho doença, e os demais parâmetros traduzem a interação agente-hospedeiro para infecção.

Também é importante destacar que o patógeno *Campylobacter* spp. é referência do grupo de bactérias para seres humanos em algumas diretrizes e orientações para uso agrícola de águas residuárias, no entanto, em se tratando de animais, a campilobacteriose intestinal nem sempre representa um patógeno de importância sanitária, sendo a forma genital dessa bactéria a de maior relevância para animais de produção. A campilobacteriose genital afeta bovinos, suínos e caprinos, e o principal fator de risco é a monta natural, sendo portanto uma via de transmissão que não teria relação direta com o reuso de águas residuárias. Entretanto, considerando avicultura, o *Campylobacter* spp. em sua forma intestinal apresenta relevância considerável. Para tanto, na estimativa de risco de bactérias em animais de produção, optou-se por considerar o patógeno *Salmonella* spp. para todos os animais e de forma complementar, o patógeno *Campylobacter* spp. apenas para avicultura.

Assumindo-se a relação entre patógenos e *E. coli* adotada nas Diretrizes da OMS (WHO, 2006) e detalhada no Capítulo 2, diferentes cenários de exposição foram trabalhados a partir da qualidade microbiológica da água residuária, a qual variou de $10^1 - 10^7 E. coli/100ml$, em diferentes faixas, e considerando a exposição de diferentes animais de produção (bovinos, caprinos, aves e suínos).

3.1.1 Água residuária com qualidade microbiológica - 10^1 a $10^2 E. coli/100mL$

A Tabela 3.1 apresenta os valores de risco obtidos para ruminantes quando a qualidade microbiológica da água de irrigação variou entre 10^1 a $10^2 E. coli/100mL$. Na sequência, as Figuras 3.1 a 3.9 apresentam as distribuições de probabilidade para estimativas anuais de risco de

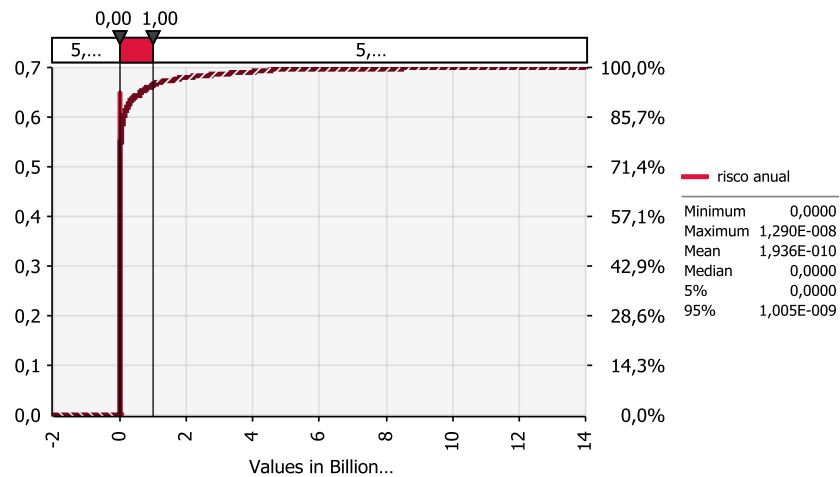
doença/infecção por diferentes patógenos, em cenários de alimentação de ruminantes com forragens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica supracitada.

Adicionalmente são apresentadas as variáveis utilizadas para cômputo do risco anual. Importante salientar que as variáveis 'concentração de patógenos na forragem' e 'concentração de patógenos no solo' apresentadas referem-se à mediana obtida conforme modelo de exposição apresentado no capítulo anterior deste trabalho.

Para as demais variáveis considerou-se as faixas disponíveis na literatura adotando os valores mínimos e máximos, e quando apenas um único valor estava disponível, considerou-se uma variação de 25% em torno desse valor. Por não se ter informações suficientes que conduzissem às respectivas distribuições de probabilidades adotou-se a distribuição uniforme para as todas as variáveis.

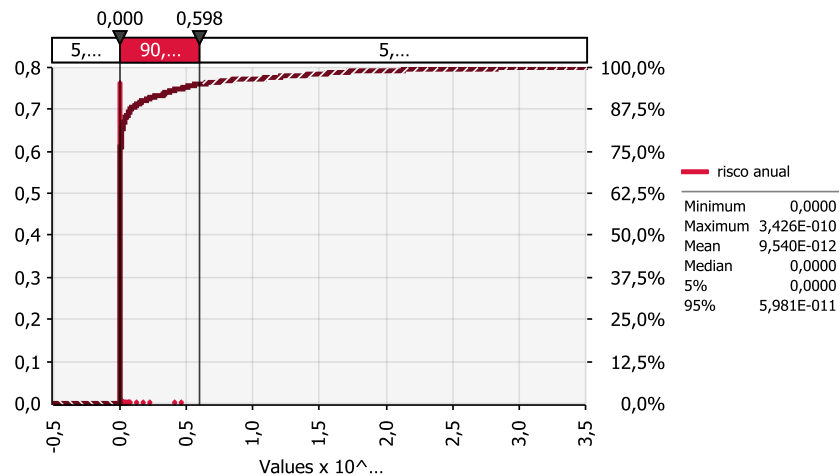
Tabela 3.1. Risco anual de infecção e doença para ruminantes ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL

ANIMAL	PATÓGENO	RISCO ANUAL		
		Média	Mediana	Percentil 95%
Bovinos leite	<i>Salmonella</i> spp.	$1,92 \times 10^{-10}$	0	$1,02 \times 10^{-09}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$5,14 \times 10^{-05}$	$2,83 \times 10^{-05}$	$1,82 \times 10^{-04}$
	Rotavírus	$2,64 \times 10^{-02}$	$3,74 \times 10^{-04}$	$1,57 \times 10^{-1}$
Bovinos corte	<i>Salmonella</i> spp.	$9,37 \times 10^{-12}$	0	$5,41 \times 10^{-11}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$1,99 \times 10^{-05}$	$1,10 \times 10^{-05}$	$7,12 \times 10^{-05}$
	Rotavírus	$1,08 \times 10^{-02}$	$1,46 \times 10^{-04}$	$6,86 \times 10^{-02}$
Caprinos	<i>Salmonella</i> spp.	$7,74 \times 10^{-12}$	0	$4,34 \times 10^{-11}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$5,25 \times 10^{-06}$	$2,78 \times 10^{-06}$	$1,80 \times 10^{-05}$
	Rotavírus	$2,98 \times 10^{-03}$	$3,64 \times 10^{-05}$	$1,69 \times 10^{-02}$



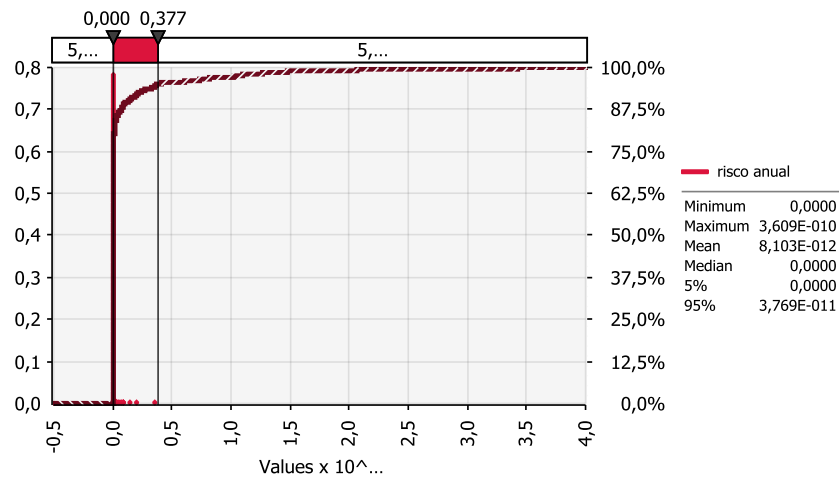
Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	$2,95 \times 10^{-6}$
Concentração de patógenos no solo /Kg	$5,5 \times 10^{-4}$
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,66-1,49
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,246-1,008
Consumo de forragem Kg/dia	11-26
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,143
Alfa	0,201
Beta	8.616,35

Figura 3.1. Distribuição de probabilidade de doença por *Salmonella* spp. em bovinos de leite alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL



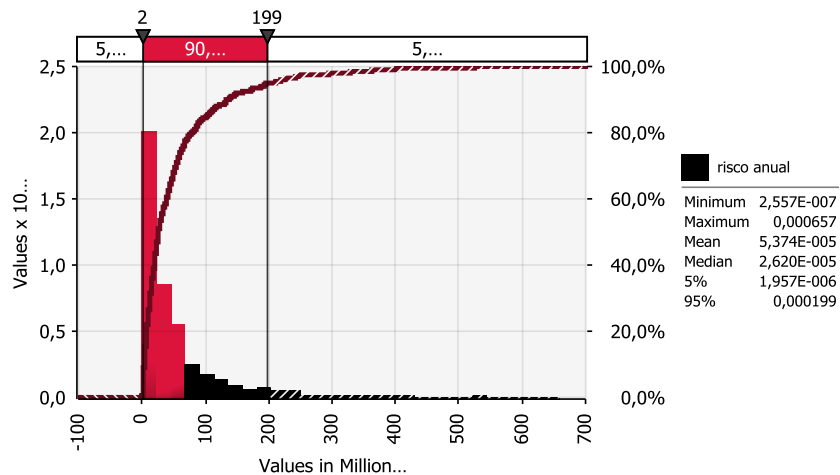
Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	$2,95 \times 10^{-6}$
Concentração de patógenos no solo /Kg	$5,5 \times 10^{-4}$
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,66-1,49
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,246-1,008
Consumo de forragem Kg/dia	6,71-7,23
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,143
Alfa	0,201
Beta	8.616,35

Figura 3.2. Distribuição de probabilidade de doença por *Salmonella* spp. em bovinos de corte alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL



Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	$2,95 \times 10^{-6}$
Concentração de patógenos no solo /kg	$5,5 \times 10^{-4}$
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,66-1,49
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,246-1,008
Consumo de forragem Kg/dia	2,4
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,1125
Alfa	0,201
Beta	8.616,35

Figura 3.3. Distribuição de probabilidade de doença por *Salmonella* spp. em caprinos alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL



Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	$2,81 \times 10^{-5}$
Concentração de patógenos no solo /kg	$5,05 \times 10^{-4}$
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,5
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,11-0,076
Consumo de forragem Kg/dia	11-26
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,143
r	0,00464

Figura 3.4. Distribuição de probabilidade de infecção por *Cryptosporidium* spp. em bovinos de leite alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL.

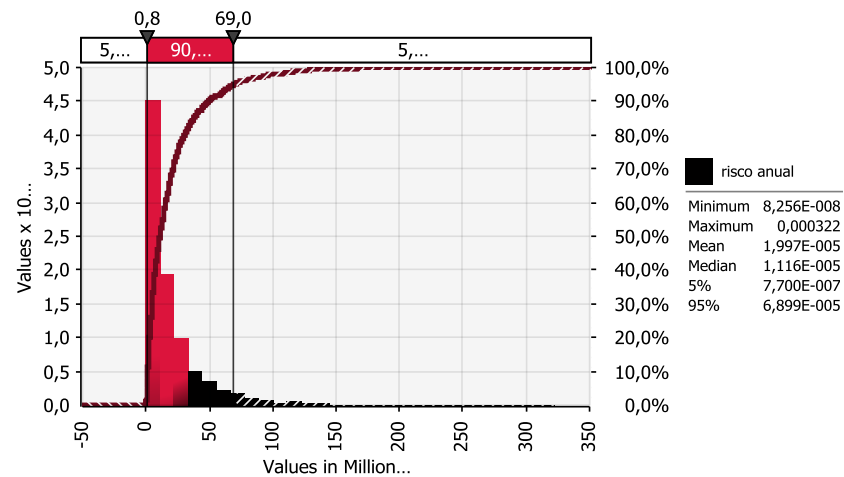


Figura 3.5. Distribuição de probabilidade de infecção por *Cryptosporidium* spp. em bovinos de corte alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL.

Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	$2,81 \times 10^{-5}$
Concentração de patógenos no solo /Kg	$5,05 \times 10^{-4}$
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,5
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,11-0,076
Consumo de forragem Kg/dia	6,71-7,23
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,143
r	0,00464

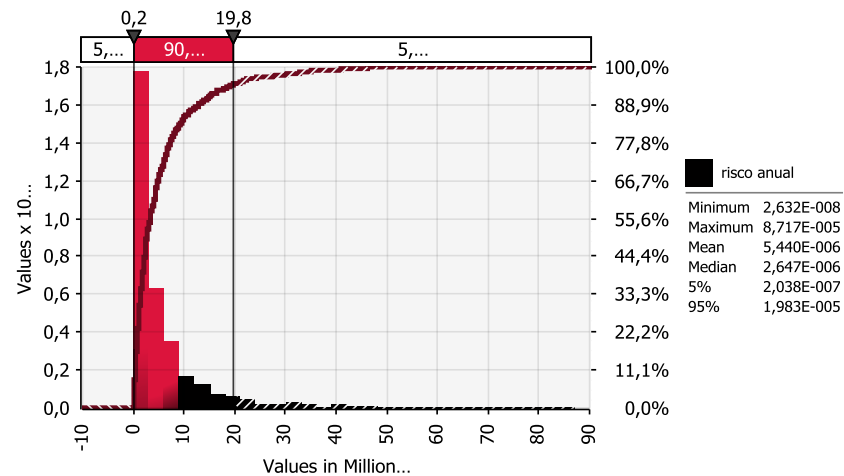


Figura 3.6. Distribuição de probabilidade de infecção por *Cryptosporidium* spp. em caprinos alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL.

Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	$2,81 \times 10^{-5}$
Concentração de patógenos no solo /Kg	$5,05 \times 10^{-4}$
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,5
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,11-0,076
Consumo de forragem Kg/dia	2,4
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,1125
r	0,00464

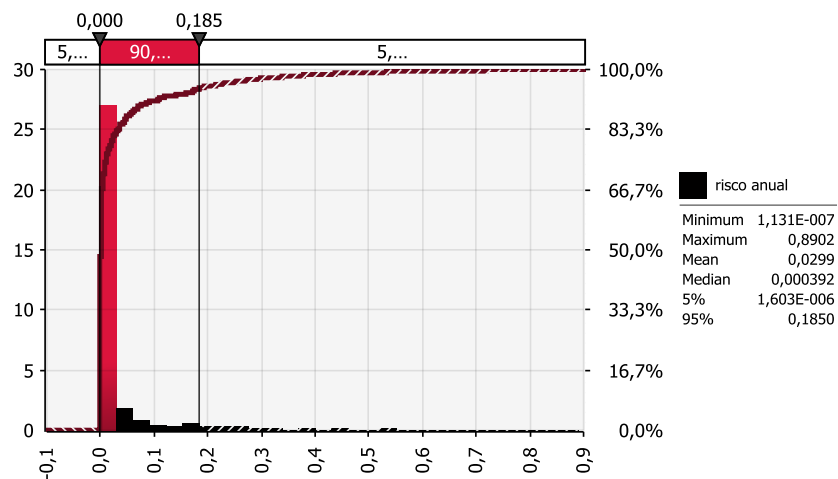


Figura 3.7. Distribuição de probabilidade de infecção por rotavírus em bovinos de leite alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL.

Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	$1,06 \times 10^{-4}$
Concentração de patógenos no solo /kg	$5,05 \times 10^{-3}$
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,47-1,07
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,11-0,52
Consumo de forragem Kg/dia	11-26
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,143
Alfa	0,145
N_{50}	6,17

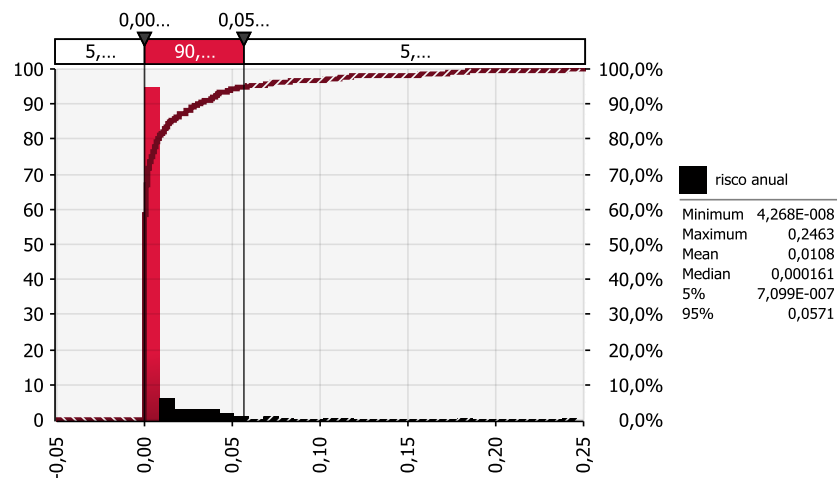
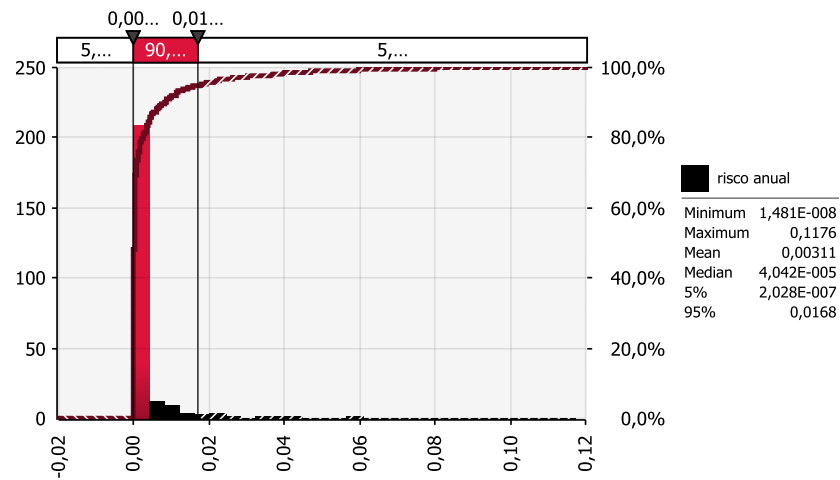


Figura 3.8. Distribuição de probabilidade de infecção por rotavírus em bovinos de corte alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL.

Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	$1,06 \times 10^{-4}$
Concentração de patógenos no solo /Kg	$5,05 \times 10^{-3}$
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,47-1,07
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,11-0,52
Consumo de forragem Kg/dia	6,71-7,23
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,143
Alfa	0,145
N_{50}	6,17



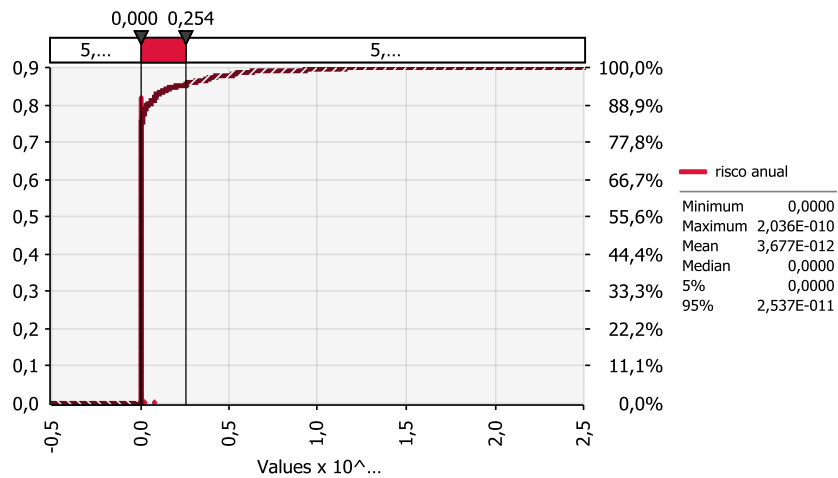
Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	$1,06 \times 10^{-4}$
Concentração de patógenos no solo /Kg	$5,05 \times 10^{-3}$
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,47-1,07
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,11-0,52
Consumo de forragem Kg/dia	2,4
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,1125
Alfa	0,145
N ₅₀	6,17

Figura 3.9. Distribuição de probabilidade de infecção por rotavírus em bovinos de corte alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL.

A Tabela 3.2 apresenta os valores de risco obtidos para avicultura considerando a alimentação de frangos de postura e de corte com forragens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica variando entre 10^1 a $10^2 E.coli/100mL$. Em seguida as Figuras de 3.10 a 3.17 apresentam graficamente a distribuição de probabilidade para risco anual de doença/infecção para este mesmo cenário de exposição.

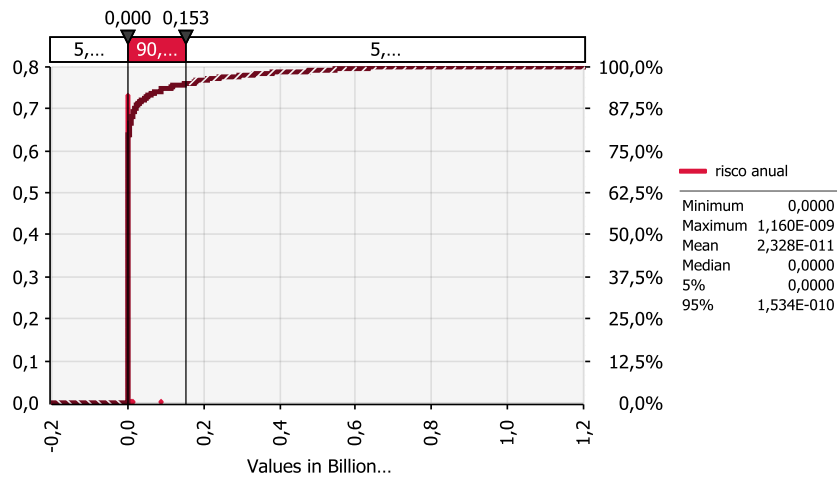
Tabela 3.2. Risco anual de infecção e doença para aves ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^1 - $10^2 E.coli/100mL$

ANIMAL	PATÓGENO	RISCO ANUAL		
		Média	Mediana	Percentil 95%
Frangos postura	<i>Salmonella</i> spp.	$3,06 \times 10^{-12}$	0	$2,02 \times 10^{-11}$
	<i>Campylobacter</i> spp.	$7,44 \times 10^{-06}$	$3,79 \times 10^{-06}$	$2,61 \times 10^{-05}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$1,32 \times 10^{-07}$	$7,32 \times 10^{-08}$	$4,56 \times 10^{-07}$
	Rotavírus	$7,80 \times 10^{-05}$	$1,05 \times 10^{-06}$	$4,23 \times 10^{-04}$
Frangos de corte	<i>Salmonella</i> spp.	$2,13 \times 10^{-11}$	0	$1,12 \times 10^{-10}$
	<i>Campylobacter</i> spp.	$1,47 \times 10^{-04}$	$7,13 \times 10^{-05}$	$5,75 \times 10^{-04}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$2,64 \times 10^{-06}$	$1,31 \times 10^{-06}$	$1,01 \times 10^{-05}$
	Rotavírus	$1,38 \times 10^{-03}$	$1,75 \times 10^{-05}$	$8,36 \times 10^{-03}$



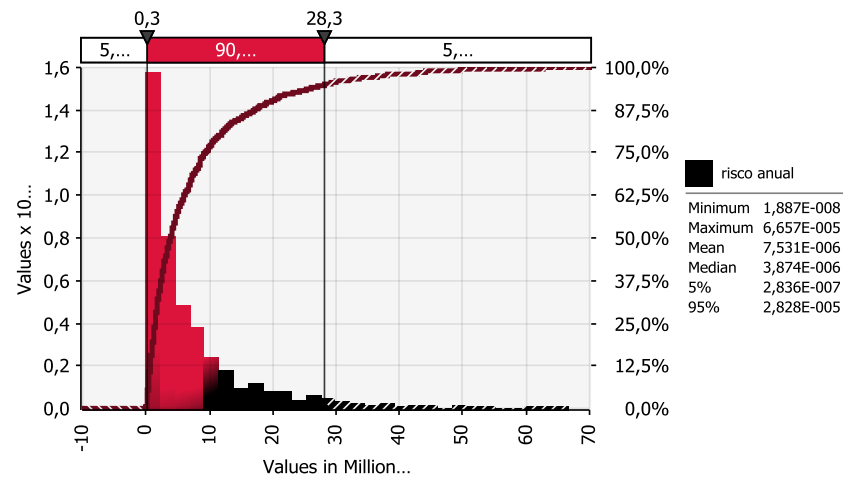
Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	$2,95 \times 10^{-6}$
Concentração de patógenos no solo /Kg	$5,5 \times 10^{-4}$
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,66-1,49
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,246-1,008
Consumo de forragem Kg/dia	0,11-0,15
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,02-0,082
Alfa	0,201
Beta	8.616,35

Figura 3.10. Distribuição de probabilidade de doença por *Salmonella* spp. em frangos de postura alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL.



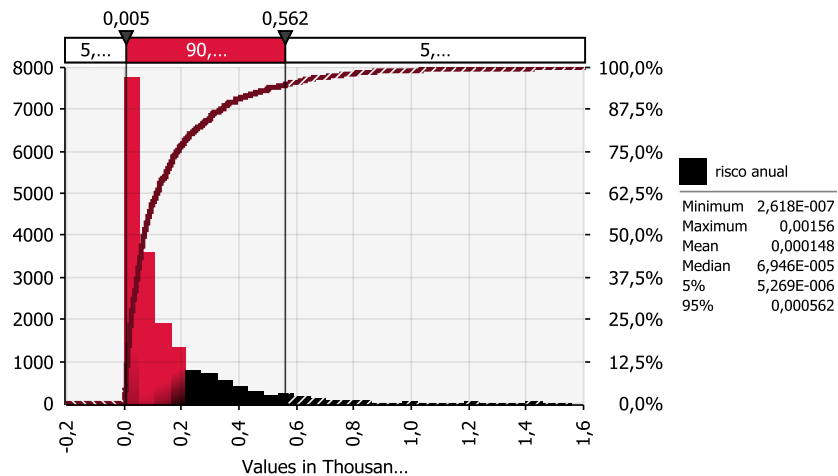
Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	$2,95 \times 10^{-6}$
Concentração de patógenos no solo /Kg	$5,5 \times 10^{-4}$
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,66-1,49
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,246-1,008
Consumo de forragem Kg/dia	0,39
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,073-0,6
Alfa	0,201
Beta	8.616,35

Figura 3.11. Distribuição de probabilidade de doença por *Salmonella* spp. em frangos de corte alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL.



Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	2,51x10 ⁻⁵
Concentração de patógenos no solo /Kg	0,00505
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,66-1,49
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,090
Consumo de forragem Kg/dia	0,11-0,15
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,02-0,082
Alfa	0,18
N ₅₀	1120

Figura 3.12. Distribuição de probabilidade de infecção por *Campylobacter* spp. em frangos de postura alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10¹-10²E. coli/100mL.



Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	2,51x10 ⁻⁵
Concentração de patógenos no solo /Kg	0,00505
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,66-1,49
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,090
Consumo de forragem Kg/dia	0,39
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,073-0,6
Alfa	0,18
N ₅₀	1120

Figura 3.13. Distribuição de probabilidade de infecção por *Campylobacter* spp. em frangos de corte alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10¹-10²E. coli/100mL.

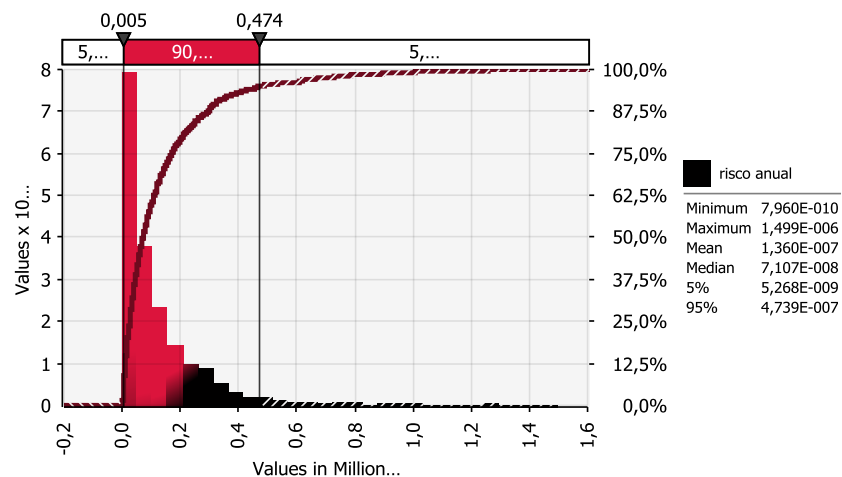


Figura 3.14. Distribuição de probabilidade de infecção por *Cryptosporidium* spp. em frangos de postura alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL.

Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	$2,9 \times 10^{-5}$
Concentração de patógenos no solo /Kg	$5,05 \times 10^{-4}$
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,5
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,011-0,076
Consumo de forragem Kg/dia	0,11-0,15
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,02-0,082
r	0,00464

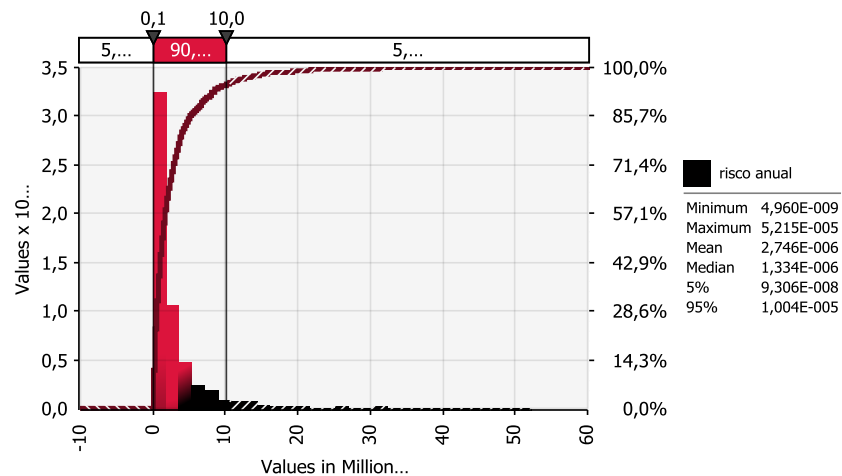
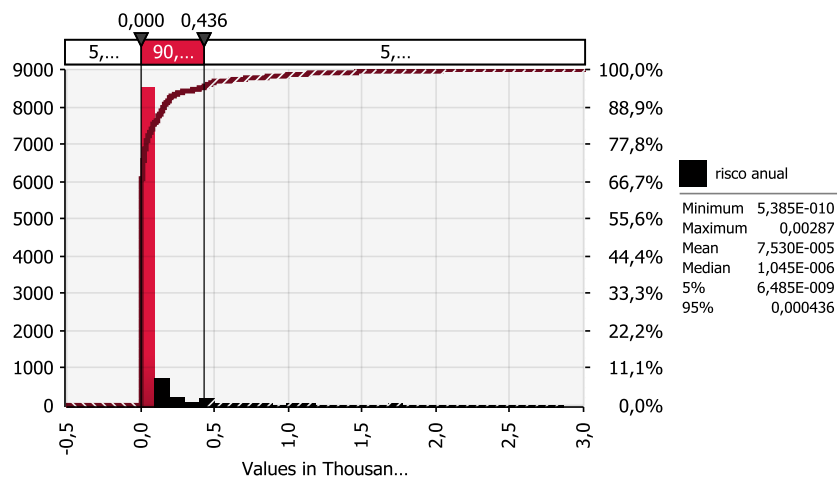


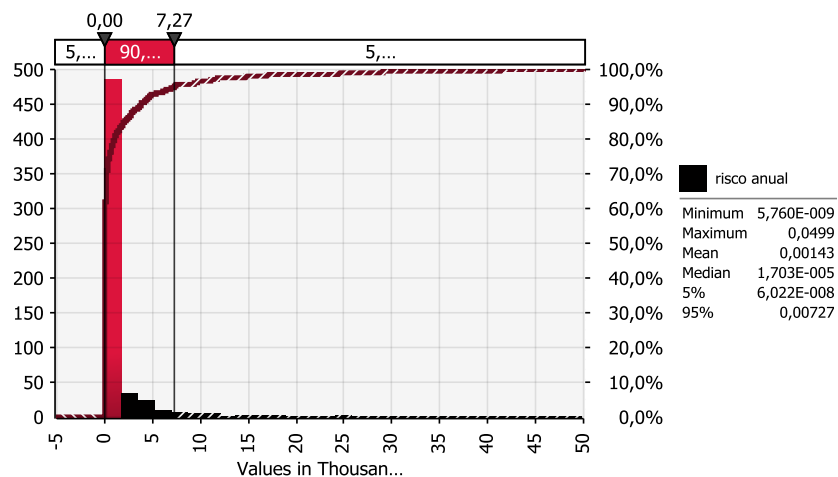
Figura 3.15. Distribuição de probabilidade de infecção por *Cryptosporidium* spp. em frangos de corte alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL.

Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	$2,9 \times 10^{-5}$
Concentração de patógenos no solo /Kg	$5,05 \times 10^{-4}$
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,5
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,011-0,076
Consumo de forragem Kg/dia	0,39
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,073-0,6
r	0,00464



Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	$1,8 \times 10^{-4}$
Concentração de patógenos no solo /Kg	$5,05 \times 10^{-3}$
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,47-1,07
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,11-0,52
Consumo de forragem Kg/dia	0,11-0,15
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,02-0,082
Alfa	0,145
N ₅₀	6,17

Figura 3.16. Distribuição de probabilidade de infecção por rotavírus em frangos de postura alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL.



Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	$1,8 \times 10^{-4}$
Concentração de patógenos no solo /Kg	$5,05 \times 10^{-3}$
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,47-1,07
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,11-0,52
Consumo de forragem Kg/dia	0,39
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,073-0,6
Alfa	0,145
N ₅₀	6,17

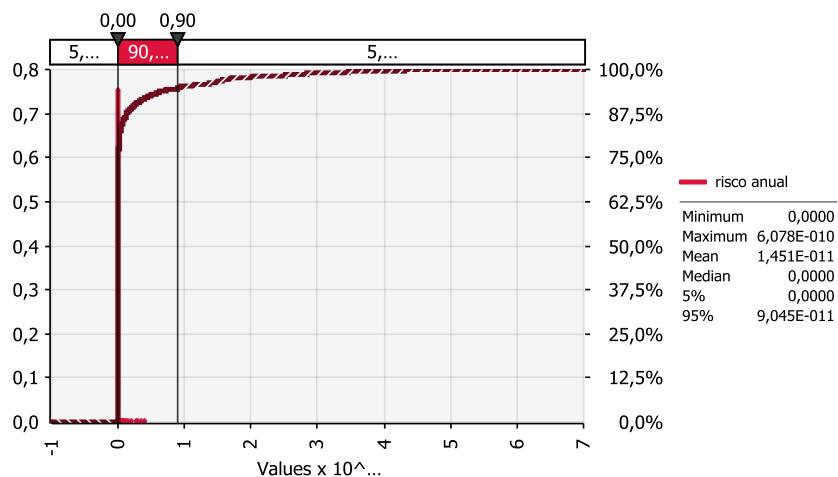
Figura 3.17. Distribuição de probabilidade de infecção por rotavírus em frangos de corte alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL.

A Tabela 3.3 apresenta os valores de risco obtidos para suinocultura considerando a alimentação de suínos reprodutores, porcas em lactação e porcas secas com forragens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica variando entre 10^1 a $10^2 E.coli/100mL$. Em seguida as Figuras de 3.18 a 3.26 apresentam graficamente a distribuição de probabilidade para risco anual de doença/infecção para este mesmo cenário de exposição.

As diferenças de risco observadas entre as três categorias de suínos consideradas neste estudo deve-se ao consumo diferenciado de alimento em virtude das distintas fases fisiológicas dos animais.

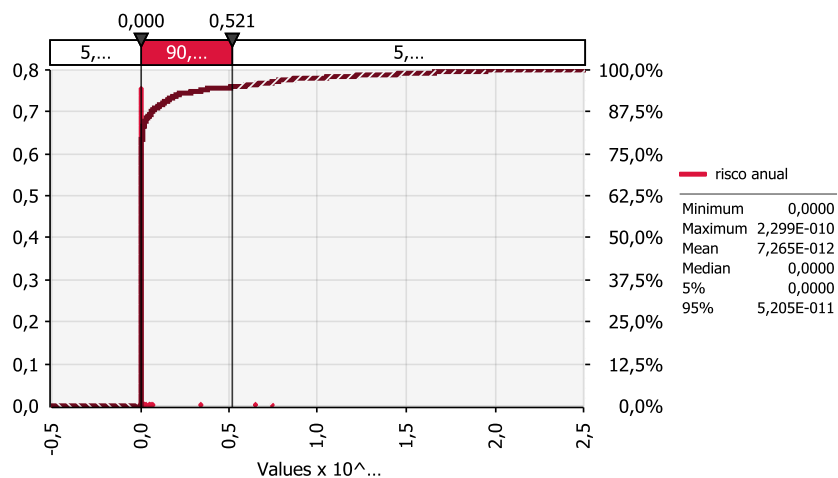
Tabela 3.3 Risco anual de infecção e doença para suínos ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^1 - $10^2 E.coli/100mL$

ANIMAL	PATÓGENO	RISCO ANUAL		
		Média	Mediana	Percentil 95%
Suíno reprodutor	<i>Salmonella</i> spp.	$1,31 \times 10^{-11}$	0	$8,32 \times 10^{-11}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$7,75 \times 10^{-06}$	$4,50 \times 10^{-06}$	$2,62 \times 10^{-05}$
	Rotavírus	$4,30 \times 10^{-03}$	$5,86 \times 10^{-05}$	$2,77 \times 10^{-02}$
Porcas lactantes	<i>Salmonella</i> spp.	$6,64 \times 10^{-12}$	0	$4,38 \times 10^{-11}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$2,75 \times 10^{-05}$	$1,63 \times 10^{-05}$	$8,76 \times 10^{-05}$
	Rotavírus	$1,48 \times 10^{-02}$	$2,05 \times 10^{-04}$	$9,06 \times 10^{-02}$
Porcas secas	<i>Salmonella</i> spp.	$1,29 \times 10^{-11}$	0	$8,19 \times 10^{-11}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$1,27 \times 10^{-05}$	$7,38 \times 10^{-06}$	$4,21 \times 10^{-05}$
	Rotavírus	$5,20 \times 10^{-03}$	$6,61 \times 10^{-05}$	$3,10 \times 10^{-02}$



Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	2,95x10 ⁻⁶
Concentração de patógenos no solo /Kg	5,5x10 ⁻⁴
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,66-1,49
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,246-1,008
Consumo de forragem Kg/dia	1,92
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,15-0,26
Alfa	0,201
Beta	8.616,35

Figura 3.18. Distribuição de probabilidade de doença por *Salmonella* spp. em suínos reprodutores alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10¹-10²E. coli/100mL.



Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	2,95x10 ⁻⁶
Concentração de patógenos no solo /Kg	5,5x10 ⁻⁴
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,66-1,49
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,246-1,008
Consumo de forragem Kg/dia	6,8
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,15-0,26
Alfa	0,201
Beta	8.616,35

Figura 3.19. Distribuição de probabilidade de doença por *Salmonella* spp. em porcas lactantes alimentadas com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10¹-10²E. coli/100mL.

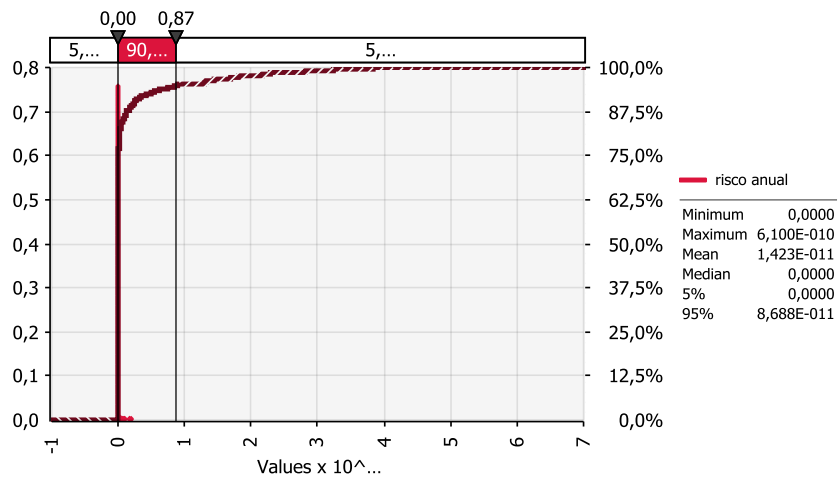


Figura 3.20. Distribuição de probabilidade de doença por *Salmonella* spp. em porcas secas alimentadas com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL.

Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	$2,95 \times 10^{-6}$
Concentração de patógenos no solo /kg	$5,5 \times 10^{-4}$
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,66-1,49
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,246-1,008
Consumo de forragem Kg/dia	2,27
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,15-0,26
Alfa	0,201
Beta	8.616,35

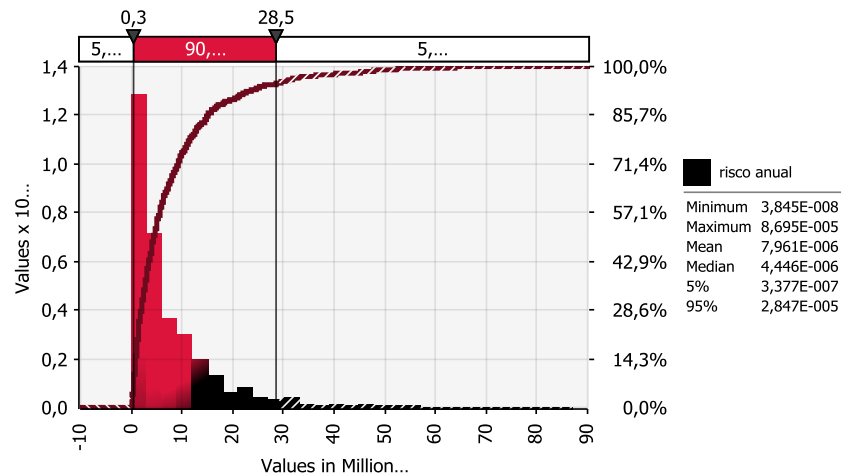


Figura 3.21. Distribuição de probabilidade de infecção por *Cryptosporidium* spp. em suínos reprodutores alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL.

Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	$2,9 \times 10^{-5}$
Concentração de patógenos no solo /kg	$5,05 \times 10^{-4}$
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,5
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,011-0,076
Consumo de forragem Kg/dia	1,92
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,15-0,26
r	0,00464

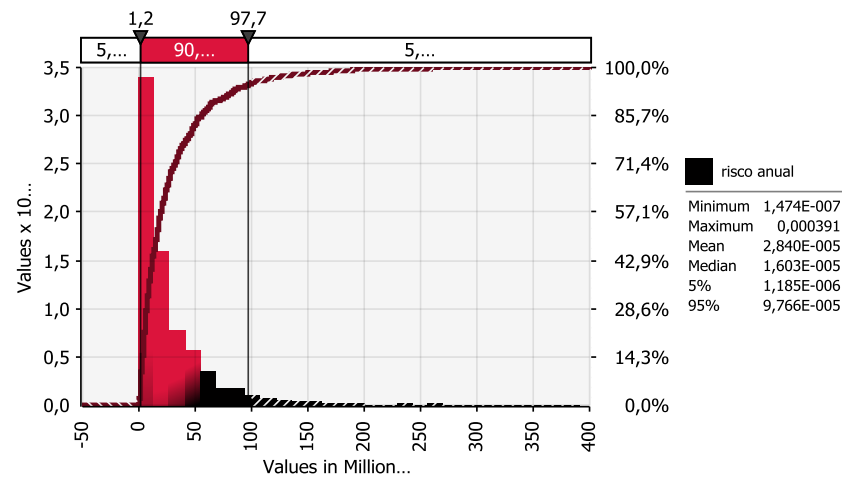


Figura 3.22. Distribuição de probabilidade de infecção por *Cryptosporidium* spp. em porcas lactantes alimentadas com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL.

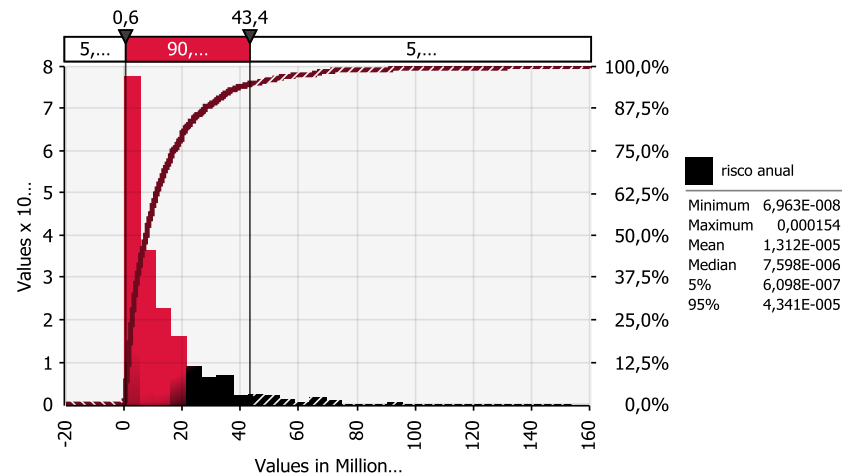


Figura 3.23. Distribuição de probabilidade de infecção por *Cryptosporidium* spp. em porcas secas alimentadas com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL.

Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	$2,9 \times 10^{-5}$
Concentração de patógenos no solo /kg	$5,05 \times 10^{-4}$
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,5
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,011-0,076
Consumo de forragem Kg/dia	6,8
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,15-0,26
r	0,00464

Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	$2,9 \times 10^{-5}$
Concentração de patógenos no solo /kg	$5,05 \times 10^{-4}$
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,5
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,011-0,076
Consumo de forragem Kg/dia	2,27
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,15-0,26
r	0,00464

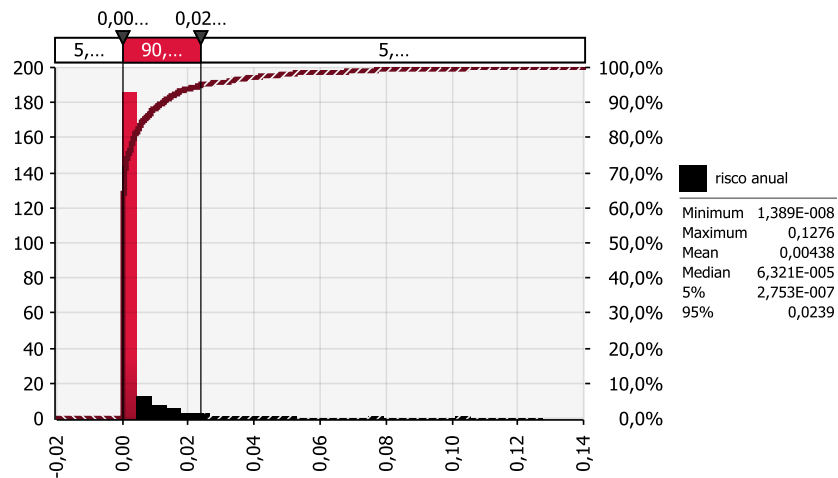


Figura 3.24. Distribuição de probabilidade de infecção por rotavírus em suínos reprodutores alimentados com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1-10^2 *E. coli*/100mL.

Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	$1,8 \times 10^{-4}$
Concentração de patógenos no solo /kg	$5,05 \times 10^{-3}$
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,47-1,07
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,11-0,52
Consumo de forragem Kg/dia	1,92
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,15-0,26
Alfa	0,145
N_{50}	6,17

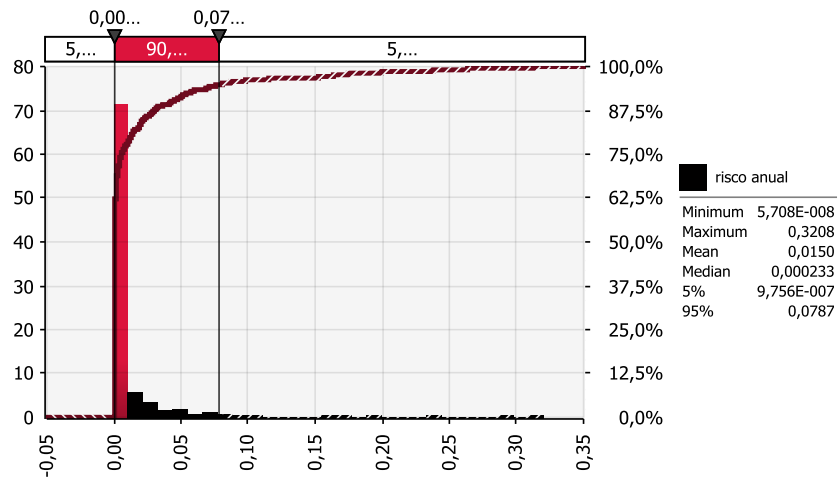
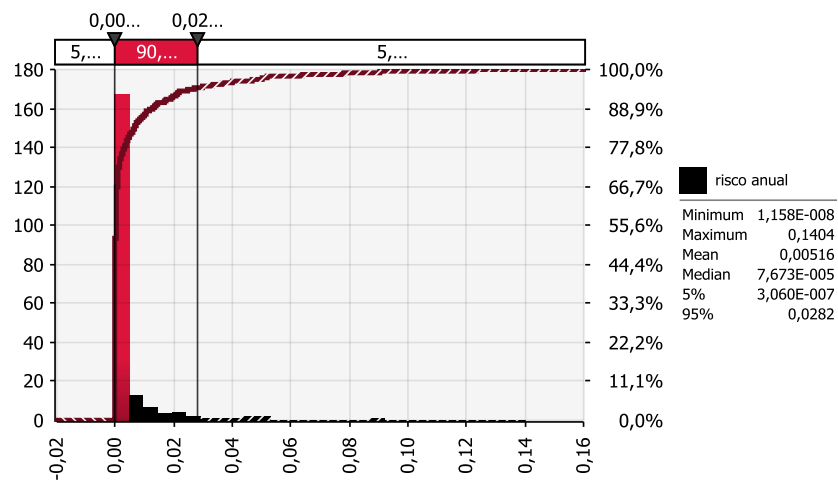


Figura 3.25. Distribuição de probabilidade de infecção por rotavírus em porcas lactantes alimentadas com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1-10^2 *E. coli*/100mL.

Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	$1,8 \times 10^{-4}$
Concentração de patógenos no solo /kg	$5,05 \times 10^{-3}$
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,47-1,07
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,11-0,52
Consumo de forragem Kg/dia	6,8
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,15-0,26
Alfa	0,145
N_{50}	6,17



Variáveis	Valores
Concentração de patógenos na forragem/Kg	$1,8 \times 10^{-4}$
Concentração de patógenos no solo /kg	$5,05 \times 10^{-3}$
Decaimento microbiano na pastagem- log/dia	0,47-1,07
Decaimento microbiano no solo- log/dia	0,11-0,52
Consumo de forragem Kg/dia	2,27
Ingestão de partículas de solo kg/Kg pastagem	0,15-0,26
Alfa	0,145
N ₅₀	6,17

Figura 3.26. Distribuição de probabilidade de infecção por rotavírus em porcas secas alimentadas com forrageiras irrigadas com água residuária contendo 10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL.

Os resultados apresentados nas Tabelas 3.1, 3.2 e 3.3 revelam medianas de riscos anuais de doença por *Salmonella* spp. iguais a zero e, riscos de infecção por *Cryptosporidium* spp. e rotavírus, $<10^{-5}$ e $<10^{-4}$ respectivamente, para diferentes animais de produção, ingerindo exclusivamente pastagens irrigadas com águas residuárias durante 365 dias.

A ausência de níveis de riscos aceitáveis para animais dificulta a discussão e, ao mesmo tempo, a adoção de níveis de risco aceitáveis para humanos, como valores de referência em cenários específicos para animais, pode não ser adequada devido à diferença existente na dinâmica da doença ou mesmo da infecção entre populações animais e humanas. Os modelos de exposição humana podem ser comparativamente simples de serem construídos, na medida em que a população exposta é considerada relativamente uniforme, mas se consideramos animais de produção nem sempre essa uniformidade estará presente.

Diferentes animais podem apresentar variada suscetibilidade à infecção por vários patógenos. O cenário de exposição pode também variar bastante, por exemplo quando se considera comportamentos distintos durante o pastoreio. As condições da pastagem, manejo, taxa de lotação dos piquetes e outras variáveis podem influenciar o consumo de alimento e as taxas de ingestão de solo para diferentes animais, conforme já relatado por alguns autores como Sheppard (1995) e Thornton e Abrahams (1983), e isso reitera a importância do desenvolvimento de modelos AQRM, incluindo a exposição e os modelos dose resposta animais-específicos.

Os resultados obtidos em cenários de alimentação de animais de produção com pastagens irrigadas com águas residuárias na qualidade microbiológica de 10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL revelam estimativas de risco extremamente baixas. A mediana do risco anual de doença por *Salmonella* spp. em bovinos, caprinos, aves e suínos decorrentes da alimentação exclusiva com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade sanitária (10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL) é praticamente nulo, ou próximo de zero.

A campilobacteriose intestinal avaliada apenas na produção de aves, resultou também em estimativas de risco baixas, cerca de 10^{-6} e 10^{-5} para frangos de postura e frangos de corte, respectivamente. Essa estimativa remete à infecção de 4aves em cada 1.000.000 frangos de postura e 8aves em cada 100.000 frangos de corte, devido à irrigação de pastagens com águas residuárias (TABELA 3.2).

O risco estimado para protozoário e vírus decorrente da irrigação de pastagens com qualidade microbiológica entre 10^1 - 10^2 *E. coli*/100mL também é baixo, sendo $2,83 \times 10^{-5}$ e $3,74 \times 10^{-4}$ para *Cryptosporidium* spp. e rotavírus respectivamente, em bovinos de leite. O que significa a probabilidade de infecção de aproximadamente 3 animais em cada 100.000 bovinos por *Cryptosporidium* spp. e a infecção de 4 animais em cada 10.000 bovinos por rotavírus, em função da utilização de águas residuárias na irrigação de pastagens.

É possível concluir que a utilização de águas residuárias com qualidade microbiológica variando entre 10^1 a 10^2 *E. coli*/100mL resulta em estimativas de risco insignificante para os animais, sendo portanto desnecessário tamanho rigor de tratamento do esgoto destinado à esta finalidade.

Sabidamente algumas diretrizes estabelecem o padrão de qualidade de águas residuárias para utilização na agricultura e, inclusive para irrigação de pastagens, tomando como base níveis de risco anuais toleráveis para humanos. Este fato resulta em diretrizes e orientações extremamente restritivas e por vezes desnecessárias para a pecuária, como por exemplo, o critério estabelecido nos Estados Unidos da América que preconiza uma qualidade de água de irrigação para pastos e plantações de forragem, de ≤ 200 coliformes fecais (CF) /100 ml com período de retenção dos animais de no mínimo 15 dias após o término da irrigação; e < 14 CF /100 ml sem período de retenção (USEPA, 2004), e a diretriz australiana que preconiza uma qualidade microbiológica da água residuária de < 100 *E. coli*/100mL para irrigação de pastagens.

A adoção do critério de qualidade da água residuária preconizado pela Usepa (2004) resultaria em níveis de risco menores do que os estimados nas Tabelas 3.1, 3.2 e 3.3, e talvez mais próximos da abordagem de risco nulo, ou ausência de riscos.

Já a diretriz australiana, em última análise, está sendo mais restritiva para animais de produção do que para humanos, visto que esse país adota os níveis de risco anuais aceitáveis para humanos baseados na carga de doença tolerável 1×10^{-6} DALY, o que corresponde a níveis de risco toleráveis anuais de $7,7 \times 10^{-4}$ pppa para rotavírus, $3,1 \times 10^{-4}$ pppa para *Campylobacter* spp. e $2,2 \times 10^{-3}$ pppa para *Cryptosporidium* spp.⁷. E assumindo uma qualidade microbiológica mínima de <100 *E. coli*/100mL para irrigação de pastagens destinadas à alimentação de bovinos leiteiros os riscos anuais correspondentes para os animais seriam próximos de zero para doença por *Salmonella* spp. e $<10^{-5}$ e $<10^{-4}$ para infecção por *Cryptosporidium* spp. e rotavírus, respectivamente.

De forma a simular diferenças de tratamento do esgoto bruto e diferenças na eficiência de remoção de patógenos, alterou-se a qualidade microbiológica da água de irrigação em faixas de 10^2 - 10^3 , 10^3 - 10^4 , 10^4 - 10^5 , 10^5 - 10^6 , 10^6 - 10^7 *E. coli*/100mL e conseqüentemente, e na mesma proporção alterou-se a concentração de patógenos na pastagem e no solo, conforme explicitado no Capítulo 2, no modelo de exposição adotado. As demais variáveis foram mantidas constantes.

3.1.2.Água residuária com qualidade microbiológica - 10^2 a 10^3 *E.coli*/100mL

Assumindo uma qualidade microbiológica da água residuária de 10^2 a 10^3 *E.coli*/100mL, os riscos estimados para animais de produção encontram-se nas Tabelas 3.4, 3.5 e 3.6. Considerando o cenário de exposição de bovinos de leite, como cenário mais desfavorável, é possível observar

⁷A forma de conversão da medida de risco em DALY e vice-versa pode ser encontrada em WHO (2006), Bastos e Bevilacqua (2009) e Mara (2009).

estimativas de risco de doença para *Salmonella* spp. $<10^{-12}$, risco de infecção para *Cryptosporidium* spp. $<10^{-4}$ e um risco de 10^{-3} para rotavírus.

Tabela 3.4. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^2 - 10^3 *E. coli*/100mL

ANIMAL	PATÓGENO	RISCO ANUAL		
		Média	Mediana	Percentil 95%
Bovinos leite	<i>Salmonella</i> spp.	$1,64 \times 10^{-08}$	$1,05 \times 10^{-12}$	$9,53 \times 10^{-08}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$5,44 \times 10^{-04}$	$2,63 \times 10^{-04}$	$2,07 \times 10^{-03}$
	Rotavírus	$1,27 \times 10^{-01}$	$3,68 \times 10^{-03}$	$8,76 \times 10^{-01}$
Bovinos corte	<i>Salmonella</i> spp.	$7,95 \times 10^{-10}$	0	$4,29 \times 10^{-09}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$1,98 \times 10^{-04}$	$1,05 \times 10^{-04}$	$6,80 \times 10^{-04}$
	Rotavírus	$7,79 \times 10^{-02}$	$1,37 \times 10^{-03}$	$5,67 \times 10^{-01}$
Caprinos	<i>Salmonella</i> spp.	$6,55 \times 10^{-10}$	0	$3,58 \times 10^{-09}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$5,57 \times 10^{-05}$	$2,62 \times 10^{-05}$	$1,98 \times 10^{-04}$
	Rotavírus	$2,89 \times 10^{-02}$	$4,18 \times 10^{-04}$	$1,71 \times 10^{-01}$

Tabela 3.5. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^2 - 10^3 *E. coli*/100mL

ANIMAL	PATÓGENO	RISCO ANUAL		
		Média	Mediana	Percentil 95%
Frangos postura	<i>Salmonella</i> spp.	$2,90 \times 10^{-10}$	0	$1,84 \times 10^{-09}$
	<i>Campylobacter</i> spp.	$7,75 \times 10^{-05}$	$3,74 \times 10^{-05}$	$2,87 \times 10^{-04}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$1,33 \times 10^{-06}$	$6,93 \times 10^{-07}$	$4,84 \times 10^{-06}$
	Rotavírus	$8,38 \times 10^{-04}$	$1,01 \times 10^{-05}$	$5,06 \times 10^{-03}$
Frangos de corte	<i>Salmonella</i> spp.	$1,86 \times 10^{-09}$	0	$9,93 \times 10^{-09}$
	<i>Campylobacter</i> spp.	$1,50 \times 10^{-03}$	$6,91 \times 10^{-04}$	$5,58 \times 10^{-03}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$2,64 \times 10^{-05}$	$1,23 \times 10^{-05}$	$9,87 \times 10^{-05}$
	Rotavírus	$1,47 \times 10^{-02}$	$1,83 \times 10^{-04}$	$8,94 \times 10^{-02}$

Tabela 3.6. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^2 - 10^3 *E. coli*/100mL

ANIMAL	PATÓGENO	RISCO ANUAL		
		Média	Mediana	Percentil 95%
Suíno reprodutor	<i>Salmonella</i> spp.	$1,20 \times 10^{-09}$	0	$6,93 \times 10^{-09}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$7,91 \times 10^{-05}$	$4,24 \times 10^{-05}$	$2,69 \times 10^{-04}$
	Rotavírus	$3,89 \times 10^{-02}$	$5,70 \times 10^{-04}$	$2,51 \times 10^{-01}$
Porcas lactantes	<i>Salmonella</i> spp.	$5,81 \times 10^{-10}$	0	$3,41 \times 10^{-09}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$2,79 \times 10^{-04}$	$1,52 \times 10^{-04}$	$9,35 \times 10^{-04}$
	Rotavírus	$9,56 \times 10^{-02}$	$1,95 \times 10^{-03}$	$6,70 \times 10^{-01}$
Porcas secas	<i>Salmonella</i> spp.	$1,17 \times 10^{-09}$	0	$6,46 \times 10^{-09}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$1,29 \times 10^{-04}$	$7,36 \times 10^{-05}$	$4,36 \times 10^{-04}$
	Rotavírus	$4,58 \times 10^{-02}$	$6,72 \times 10^{-04}$	$3,17 \times 10^{-01}$

3.1.3. Água residuária com qualidade microbiológica- 10^3 a $10^4 E.coli/100mL$

Alimentando-se ruminantes com pastagens irrigadas com água residuária na qualidade microbiológica de 10^3 - $10^4 E. coli/100mL$, observa-se um risco de infecção por rotavírus de $3,89 \times 10^{-2}$ em bovinos leiteiros e $3,95 \times 10^{-3}$ em caprinos (TABELA 3.7). Em termos numéricos este risco significa a infecção de aproximadamente 4 em cada 100 bovinos e 4 em cada 1.000 caprinos. No entanto, esses resultados podem ser contestados com evidências epidemiológicas de que a rotavirose somente afeta animais jovens, na primeira semana de vida ou com no máximo 10 dias de idade, conforme (SNODGRASS et al., 1986; KLINGENBERG e SVENSSON, 1998; WOODE e BRIDGER, 1975; DELEEW et al., 1980; FIJTMAN et al., 1987; LUCHELLI et al., 1992; BRIDGER, 1994). Dessa forma, apenas animais jovens estariam expostos ao risco de adoecimento por rotavírus.

Nesse sentido, uma simples mudança de manejo poderia assegurar a sanidade dos animais com relação à infecção por rotavírus, sendo as pastagens irrigadas com água residuária destinadas à alimentação apenas de animais adultos. Para esse mesmo cenário, o risco estimado para bactérias e para protozoários em bovinos de leite, seria respectivamente, $< 10^{-11}$ e $< 10^{-3}$.

Tabela 3.7. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^3 - $10^4 E. coli/100mL$

ANIMAL	PATÓGENO	RISCO ANUAL		
		Média	Mediana	Percentil 95%
Bovinos leite	<i>Salmonella</i> spp.	$1,54 \times 10^{-07}$	$1,82 \times 10^{-11}$	$9,37 \times 10^{-07}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$5,25 \times 10^{-03}$	$2,75 \times 10^{-03}$	$2,04 \times 10^{-02}$
	Rotavírus	$2,95 \times 10^{-01}$	$3,89 \times 10^{-02}$	1,00
Bovinos corte	<i>Salmonella</i> spp.	$9,30 \times 10^{-09}$	0	$5,67 \times 10^{-08}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$2,06 \times 10^{-03}$	$1,08 \times 10^{-03}$	$7,48 \times 10^{-03}$
	Rotavírus	$2,25 \times 10^{-01}$	$1,50 \times 10^{-02}$	$9,99 \times 10^{-01}$
Caprinos	<i>Salmonella</i> spp.	$7,27 \times 10^{-09}$	0	$3,73 \times 10^{-08}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$5,55 \times 10^{-04}$	$2,52 \times 10^{-04}$	$2,15 \times 10^{-03}$
	Rotavírus	$1,30 \times 10^{-01}$	$3,95 \times 10^{-03}$	$8,24 \times 10^{-01}$

As Tabelas 3.8 e 3.9 apresentam os riscos anuais estimados para alimentação de frangos e suínos com pastagem irrigada com água residuária na qualidade de 10^3 - $10^4 E. coli/100\text{mL}$.

Tabela 3.8. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^3 - $10^4 E. coli/100\text{mL}$

ANIMAL	PATÓGENO	RISCO ANUAL		
		Média	Mediana	Percentil 95%
Frangos postura	<i>Salmonella</i> spp.	$3,27 \times 10^{-09}$	0	$1,96 \times 10^{-08}$
	<i>Campylobacter</i> spp.	$7,44 \times 10^{-04}$	$3,83 \times 10^{-04}$	$2,60 \times 10^{-03}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$1,35 \times 10^{-05}$	$6,81 \times 10^{-06}$	$4,98 \times 10^{-05}$
	Rotavírus	$7,60 \times 10^{-03}$	$1,14 \times 10^{-04}$	$4,79 \times 10^{-02}$
Frangos de corte	<i>Salmonella</i> spp.	$2,04 \times 10^{-08}$	$1,54 \times 10^{-12}$	$1,09 \times 10^{-07}$
	<i>Campylobacter</i> spp.	$1,44 \times 10^{-02}$	$6,91 \times 10^{-03}$	$5,26 \times 10^{-02}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$2,64 \times 10^{-04}$	$1,26 \times 10^{-04}$	$1,03 \times 10^{-04}$
	Rotavírus	$9,05 \times 10^{-02}$	$1,72 \times 10^{-03}$	$6,08 \times 10^{-01}$

Tabela 3.9. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^3 - $10^4 E. coli/100\text{mL}$

ANIMAL	PATÓGENO	RISCO ANUAL		
		Média	Mediana	Percentil 95%
Suíno reprodutor	<i>Salmonella</i> spp.	$1,30 \times 10^{-08}$	$1,05 \times 10^{-12}$	$7,34 \times 10^{-08}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$7,84 \times 10^{-04}$	$4,30 \times 10^{-04}$	$2,82 \times 10^{-03}$
	Rotavírus	$1,62 \times 10^{-01}$	$6,05 \times 10^{-03}$	$9,44 \times 10^{-01}$
Porcas lactantes	<i>Salmonella</i> spp.	$6,47 \times 10^{-09}$	0	$3,68 \times 10^{-08}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$2,86 \times 10^{-03}$	$1,51 \times 10^{-03}$	$1,04 \times 10^{-02}$
	Rotavírus	$2,51 \times 10^{-01}$	$2,32 \times 10^{-02}$	1
Porcas secas	<i>Salmonella</i> spp.	$1,33 \times 10^{-08}$	$1,13 \times 10^{-12}$	$8,02 \times 10^{-08}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$9,40 \times 10^{-04}$	$5,09 \times 10^{-04}$	$3,29 \times 10^{-03}$
	Rotavírus	$1,73 \times 10^{-01}$	$7,52 \times 10^{-03}$	$9,66 \times 10^{-01}$

A partir do risco estimado é possível concluir que o uso de águas residuárias com qualidade microbiológica entre 10^3 e $10^4 E. coli/100\text{mL}$, na irrigação de pastagens destinadas à alimentação de animais adultos, tomando como referência os bovinos, como pior cenário de exposição, resultaria na infecção por *Cryptosporidium* spp. de cerca de 3 bovinos em cada 1.000 animais, observando um período de retenção entre a irrigação e o pastoreio de 14 dias.

Considerando essa qualidade de água residuária, qual seja 10^3 e $10^4 E. coli/100\text{mL}$, o tratamento de esgotos por lagoas de estabilização poderia ser um

opção de relativo baixo custo e com capacidade de produzir efluentes dentro dessa faixa de qualidade microbiológica. Bastos et al. (2002) obteve resultados em estudo de campo que confirmam a capacidade de sistemas de lagoas de estabilização em produzir efluentes de excelente qualidade físico-química e microbiológica e de todo propícios à prática da irrigação. A qualidade bacteriológica observada neste estudo foi de: $2,4 \times 10^6 E.coli/100mL$; $1,1 \times 10^5 E.coli/100mL$; $1,8 \times 10^3 E.coli/100mL$, $3,5 \times 10^1 E.coli/100mL$ (média geométrica), respectivamente, nos efluentes do reator e de três lagoas. Com um tempo de detenção total de 27 dias, a remoção de *E. coli* alcançou o excelente desempenho de 99,9997%. O efluente da segunda lagoa, após 18 dias de tempo de detenção já atingia qualidade bacteriológica próxima à das recomendações da OMS para a irrigação irrestrita ($10^3 E.coli/100mL$) e compatíveis com cenário de exposição supracitado.

3.1.4. Água residuária com qualidade microbiológica - 10^4 a $10^5 E.coli/100mL$

Assumindo-se a irrigação de pastagens com uma água residuária com qualidade microbiológica em torno de 10^4 - $10^5 E. coli/100mL$, os risco anuais estimados podem ser observados nas Tabelas 3.10, 3.11 e 3.13 para respectivamente, ruminantes, aves e suínos.

Tabela 3.10 Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^4 - $10^5 E. coli/100mL$

ANIMAL	PATÓGENO	RISCO ANUAL		
		Média	Mediana	Percentil 95%
Bovinos leite	<i>Salmonella</i> spp.	$1,63 \times 10^{-06}$	$1,14 \times 10^{-10}$	$8,52 \times 10^{-05}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$4,90 \times 10^{-02}$	$2,78 \times 10^{-02}$	$1,78 \times 10^{-1}$
	Rotavírus	$4,76 \times 10^{-01}$	$3,39 \times 10^{-01}$	1,00
Bovinos corte	<i>Salmonella</i> spp.	$9,20 \times 10^{-08}$	$1,06 \times 10^{-11}$	$5,03 \times 10^{-07}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$1,91 \times 10^{-02}$	$1,10 \times 10^{-02}$	$6,87 \times 10^{-02}$
	Rotavírus	$4,02 \times 10^{-01}$	$1,44 \times 10^{-01}$	1,00
Caprinos	<i>Salmonella</i> spp.	$6,47 \times 10^{-08}$	$6,32 \times 10^{-12}$	$3,78 \times 10^{-07}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$5,35 \times 10^{-03}$	$2,84 \times 10^{-03}$	$1,90 \times 10^{-02}$
	Rotavírus	$2,98 \times 10^{-01}$	$4,19 \times 10^{-02}$	1,00

Tabela 3.11. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL

ANIMAL	PATÓGENO	RISCO ANUAL		
		Média	Mediana	Percentil 95%
Frangos postura	<i>Salmonella</i> spp.	$3,04 \times 10^{-08}$	$3,24 \times 10^{-12}$	$1,87 \times 10^{-07}$
	<i>Campylobacter</i> spp.	$7,40 \times 10^{-03}$	$3,66 \times 10^{-03}$	$2,75 \times 10^{-02}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$1,33 \times 10^{-04}$	$7,13 \times 10^{-05}$	$4,66 \times 10^{-04}$
	Rotavírus	$5,81 \times 10^{-02}$	$1,07 \times 10^{-03}$	$3,79 \times 10^{-01}$
Frangos de corte	<i>Salmonella</i> spp.	$2,17 \times 10^{-07}$	$1,69 \times 10^{-11}$	$1,00 \times 10^{-06}$
	<i>Campylobacter</i> spp.	$1,20 \times 10^{-01}$	$6,50 \times 10^{-02}$	$4,27 \times 10^{-01}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$2,67 \times 10^{-03}$	$1,31 \times 10^{-03}$	$1,02 \times 10^{-02}$
	Rotavírus	$2,42 \times 10^{-01}$	$1,88 \times 10^{-02}$	1,00

Tabela 3.12. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL

ANIMAL	PATÓGENO	RISCO ANUAL		
		Média	Mediana	Percentil 95%
Suíno reprodutor	<i>Salmonella</i> spp.	$1,27 \times 10^{-07}$	$1,19 \times 10^{-11}$	$7,76 \times 10^{-07}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$7,90 \times 10^{-03}$	$4,44 \times 10^{-03}$	$2,70 \times 10^{-02}$
	Rotavírus	$3,32 \times 10^{-01}$	$6,31 \times 10^{-02}$	1,00
Porcas lactantes	<i>Salmonella</i> spp.	$6,35 \times 10^{-08}$	$6,79 \times 10^{-12}$	$3,91 \times 10^{-07}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$2,70 \times 10^{-02}$	$1,59 \times 10^{-02}$	$9,37 \times 10^{-02}$
	Rotavírus	$4,30 \times 10^{-01}$	$2,10 \times 10^{-01}$	1,00
Porcas secas	<i>Salmonella</i> spp.	$1,27 \times 10^{-07}$	$1,22 \times 10^{-11}$	$7,93 \times 10^{-07}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$1,27 \times 10^{-02}$	$7,17 \times 10^{-03}$	$4,28 \times 10^{-02}$
	Rotavírus	$3,45 \times 10^{-01}$	$7,24 \times 10^{-02}$	1,00

As estimativas de risco apresentadas nas Tabelas 3.10, 3.11 e 3.12 evidenciam que mesmo o uso de efluentes com qualidade microbiológica ruim, em torno de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL para irrigar pastagens destinadas à alimentação de animais de produção, resultaria em riscos desprezíveis de salmonelose em todos os animais (risco de doença $< 10^{-10}$). Entretanto, se considerarmos vírus e protozoários, a irrigação com águas residuárias com essa qualidade microbiológica poderia resultar em mudança no perfil sanitário do rebanho com relação à *Cryptosporidium* spp. e rotavírus. Não obstante, a questão sanitária referente ao risco de rotavírus poderia ser solucionada removendo-se animais jovens do pastoreio em piquetes irrigados com água residuária. No entanto, permaneceria um risco de infecção por *Cryptosporidium* spp. de 10^{-2} para bovinos e porcas em

lactação. Para os demais animais, o risco anual de infecção desse patógeno seria $< 10^{-3}$.

Com as devidas ressalvas pela ausência de níveis de risco aceitáveis para animais, e considerando a diferença existente na propagação de patógenos em assentamento humanos e em rebanhos animais, a utilização de águas residuárias com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL poderia ser aplicada na irrigação de pastagens destinadas à alimentação de animais desde que fossem excluídos bovinos e suínos jovens e em fase de lactação, e frangos de corte.

A exclusão de animais jovens, bovinos e suínos, é justificada pela estimativa de risco por rotavírus ter sido relativamente alta, $3,39 \times 10^{-1}$ (bovinos leiteiros) e por esse patógeno não afetar animais adultos. Conforme já explicitado a rotavirose não acomete bovinos adultos e de forma semelhante, em suínos a infecção por rotavírus frequentemente é relatada em idade variando de 7 até 41 dias (BOHL et al., 1982).

Já a exclusão de bovinos e suínos em fase de lactação está baseada no risco de infecção por *Cryptosporidium* spp. estimado em 10^{-2} para bovinos e 10^{-1} para suínos nesta fase fisiológica e submetidos à alimentação com forrageiras irrigadas com água residuária na qualidade supracitada.

O fornecimento de pastagens com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL para frangos de corte poderia resultar em risco de rotavírus e *Campylobacter* spp. na ordem de 10^{-2} . Entretanto, ainda persiste a necessidade de discussão de qual seria o risco aceitável para produção animal, sem prejuízo econômico para a produção e sem impacto para a saúde pública.

Dessa forma, com base em estimativas de risco, a utilização de águas residuárias com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL para irrigar pastagens destinadas à alimentação de bovinos de corte e caprinos adultos, suínos reprodutores e porcas secas resultariam em riscos de 10^{-3} para protozoários e riscos de 10^{-10} para bactérias, e portanto, é possível que essa prática não represente excesso de risco para animais e perdas

econômicas para a pecuária. No entanto é importante ressaltar que essas considerações estão baseadas em estudos de avaliação de risco que envolvem cenários de exposição específicos, e que, a generalização deve ser cautelosa.

3.1.5.Água residuária com qualidade microbiológica - 10^5 a $10^6 E.coli/100mL$

As Tabelas 3.13 a 3.15 apresentam as estimativas de risco anuais de doença e infecção para animais de produção alimentados com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^5 a $10^6 E.coli/100mL$.

Tabela 3.13.Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^5 - $10^6 E. coli/100mL$

ANIMAL	PATÓGENO	RISCO ANUAL		
		Média	Mediana	Percentil 95%
Bovinos leite	<i>Salmonella</i> spp.	$1,64 \times 10^{-05}$	$1,30 \times 10^{-09}$	$8,41 \times 10^{-05}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$3,14 \times 10^{-01}$	$2,47 \times 10^{-01}$	$8,72 \times 10^{-01}$
	Rotavírus	$6,71 \times 10^{-01}$	$9,74 \times 10^{-01}$	1,00
Bovinos corte	<i>Salmonella</i> spp.	$8,80 \times 10^{-07}$	$9,98 \times 10^{-11}$	$5,72 \times 10^{-06}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$1,57 \times 10^{-01}$	$9,97 \times 10^{-02}$	$5,05 \times 10^{-01}$
	Rotavírus	$5,86 \times 10^{-01}$	$7,51 \times 10^{-01}$	1,00
Caprinos	<i>Salmonella</i> spp.	$7,51 \times 10^{-07}$	$6,61 \times 10^{-11}$	$4,11 \times 10^{-06}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$5,00 \times 10^{-02}$	$2,78 \times 10^{-02}$	$1,77 \times 10^{-01}$
	Rotavírus	$4,73 \times 10^{-01}$	$3,12 \times 10^{-01}$	1,00

Tabela 3.14.Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^5 - $10^6 E. coli/100mL$

ANIMAL	PATÓGENO	RISCO ANUAL		
		Média	Mediana	Percentil 95%
Frangos postura	<i>Salmonella</i> spp.	$3,41 \times 10^{-07}$	$2,82 \times 10^{-11}$	$2,28 \times 10^{-06}$
	<i>Campylobacter</i> spp.	$6,67 \times 10^{-02}$	$3,65 \times 10^{-02}$	$2,41 \times 10^{-01}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$1,33 \times 10^{-03}$	$7,00 \times 10^{-04}$	$5,00 \times 10^{-03}$
	Rotavírus	$1,96 \times 10^{-01}$	$1,08 \times 10^{-02}$	$9,78 \times 10^{-01}$
Frangos de corte	<i>Salmonella</i> spp.	$2,30 \times 10^{-06}$	$1,94 \times 10^{-10}$	$1,47 \times 10^{-05}$
	<i>Campylobacter</i> spp.	$5,18 \times 10^{-01}$	$4,79 \times 10^{-01}$	$9,96 \times 10^{-01}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$2,57 \times 10^{-02}$	$1,27 \times 10^{-02}$	$9,83 \times 10^{-02}$
	Rotavírus	$4,11 \times 10^{-01}$	$1,50 \times 10^{-01}$	1,00

Tabela 3.15. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^5 - $10^6 E. coli/100mL$

ANIMAL	PATÓGENO	RISCO ANUAL		
		Média	Mediana	Percentil 95%
Suíno reprodutor	<i>Salmonella</i> spp.	$1,41 \times 10^{-06}$	$1,22 \times 10^{-10}$	$9,18 \times 10^{-06}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$7,25 \times 10^{-02}$	$4,26 \times 10^{-02}$	$2,64 \times 10^{-01}$
	Rotavírus	$5,05 \times 10^{-01}$	$4,49 \times 10^{-01}$	1,00
Porcas lactantes	<i>Salmonella</i> spp.	$6,76 \times 10^{-07}$	$7,14 \times 10^{-11}$	$4,06 \times 10^{-06}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$2,08 \times 10^{-01}$	$1,46 \times 10^{-01}$	$6,38 \times 10^{-01}$
	Rotavírus	$6,13 \times 10^{-01}$	$8,74 \times 10^{-01}$	1,00
Porcas secas	<i>Salmonella</i> spp.	$1,37 \times 10^{-06}$	$1,26 \times 10^{-10}$	$8,40 \times 10^{-06}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$1,12 \times 10^{-01}$	$6,85 \times 10^{-02}$	$3,58 \times 10^{-01}$
	Rotavírus	$5,19 \times 10^{-01}$	$4,85 \times 10^{-01}$	1,00

3.1.6 Água residuária com qualidade microbiológica - 10^6 a $10^7 E. coli/100mL$.

As Tabelas 3.16 a 3.18 apresentam as estimativas de risco anuais de doença e infecção para animais de produção alimentados com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^6 a $10^7 E. coli/100mL$.

Tabela 3.16. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^6 - $10^7 E. coli/100mL$

ANIMAL	PATÓGENO	RISCO ANUAL		
		Média	Mediana	Percentil 95%
Bovinos leite	<i>Salmonella</i> spp.	$1,81 \times 10^{-04}$	$1,48 \times 10^{-08}$	$9,38 \times 10^{-04}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$7,91 \times 10^{-01}$	$9,40 \times 10^{-01}$	1,00
	Rotavírus	$8,66 \times 10^{-01}$	1,00	1,00
Bovinos corte	<i>Salmonella</i> spp.	$9,63 \times 10^{-06}$	$9,26 \times 10^{-10}$	$4,67 \times 10^{-05}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$6,13 \times 10^{-01}$	$6,66 \times 10^{-01}$	$9,99 \times 10^{-01}$
	Rotavírus	$7,89 \times 10^{-01}$	1,00	1,00
Caprinos	<i>Salmonella</i> spp.	$6,92 \times 10^{-06}$	$5,71 \times 10^{-10}$	$3,20 \times 10^{-05}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$3,22 \times 10^{-01}$	$2,47 \times 10^{-01}$	$8,53 \times 10^{-01}$
	Rotavírus	$6,76 \times 10^{-01}$	$9,62 \times 10^{-01}$	1,00

Tabela 3.17. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^6 - 10^7 *E. coli*/100mL

ANIMAL	PATÓGENO	RISCO ANUAL		
		Média	Mediana	Percentil 95%
Frangos postura	<i>Salmonella</i> spp.	$3,08 \times 10^{-06}$	$2,73 \times 10^{-10}$	$1,58 \times 10^{-05}$
	<i>Campylobacter</i> spp.	$3,82 \times 10^{-01}$	$2,98 \times 10^{-01}$	$9,34 \times 10^{-01}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$1,34 \times 10^{-02}$	$7,18 \times 10^{-03}$	$4,38 \times 10^{-02}$
	Rotavírus	$3,69 \times 10^{-01}$	$9,81 \times 10^{-02}$	1,00
Frangos de corte	<i>Salmonella</i> spp.	$1,89 \times 10^{-05}$	$1,75 \times 10^{-09}$	$9,97 \times 10^{-05}$
	<i>Campylobacter</i> spp.	$9,06 \times 10^{-01}$	$9,99 \times 10^{-01}$	1,00
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$1,96 \times 10^{-01}$	$1,30 \times 10^{-01}$	$6,30 \times 10^{-01}$
	Rotavírus	$5,94 \times 10^{-01}$	$8,12 \times 10^{-01}$	1,00

Tabela 3.18. Risco anual de infecção e doença para animais de produção ingerindo pastagem irrigada com esgotos sanitários com qualidade microbiológica de 10^6 - 10^7 *E. coli*/100mL

ANIMAL	PATÓGENO	RISCO ANUAL		
		Média	Mediana	Percentil 95%
Suíno reprodutor	<i>Salmonella</i> spp.	$1,22 \times 10^{-05}$	$1,14 \times 10^{-09}$	$6,86 \times 10^{-05}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$4,13 \times 10^{-01}$	$3,63 \times 10^{-01}$	$9,45 \times 10^{-01}$
	Rotavírus	$7,00 \times 10^{-01}$	$9,97 \times 10^{-01}$	1,00
Porcas lactantes	<i>Salmonella</i> spp.	$1,25 \times 10^{-05}$	$1,19 \times 10^{-09}$	$6,62 \times 10^{-05}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$6,94 \times 10^{-01}$	$7,95 \times 10^{-01}$	1,00
	Rotavírus	$8,11 \times 10^{-01}$	1,00	1,00
Porcas secas	<i>Salmonella</i> spp.	$1,28 \times 10^{-05}$	$1,18 \times 10^{-09}$	$6,08 \times 10^{-05}$
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	$5,33 \times 10^{-01}$	$5,19 \times 10^{-01}$	$9,92 \times 10^{-01}$
	Rotavírus	$7,16 \times 10^{-01}$	$9,99 \times 10^{-01}$	1,00

A utilização de águas residuárias com qualidade microbiológica de 10^5 - 10^6 e 10^6 - 10^7 *E. coli*/100mL para irrigar pastagens, qualidade compatível com esgoto bruto, resultou em estimativas de risco de infecção elevadas para *Cryptosporidium* spp. e rotavírus em ruminantes ($<9,40 \times 10^{-01}$ e $<1,00$), aves ($<1,30 \times 10^{-01}$ e $8,12 \times 10^{-01}$), suínos ($<7,95 \times 10^{-01}$ e $<1,00$) e, risco elevado também para *Campylobacter* spp. em aves ($<9,99 \times 10^{-01}$) no entanto o risco de doença causada por *Salmonella* spp. ainda é baixo, $<10^{-8}$ mesmo para o pior cenário de exposição, qual seja, bovino leiteiro.

Para o patógeno *Salmonella* spp. os parâmetros utilizados no modelo dose-resposta deste trabalho foram estimados com base em estudos de exposição de bovinos, e considerando o desfecho doença. De forma complementar, estimativas de infecção por *Salmonella* spp. foram realizadas utilizando

parâmetros humanos de infecção já descritos na literatura, e compilados por Bastos et al. (2009) (QUADRO 1.15). Estimativas semelhantes foram obtidas com baixos riscos de infecção para diferentes animais de produção mostrando que o patógeno *Salmonella* spp. apresenta baixo risco tanto de doença como de infecção em animais de produção alimentados com pastagens irrigadas com água residuária mesmo com péssima qualidade microbiológica.

Considerando que o *Campylobacter* spp., em sua forma intestinal, apresenta importância apenas para avicultura, e que o risco de *Salmonella* spp., doença ou infecção, é pequeno, pode-se concluir que a prática de reúso na irrigação de pastagens destinadas à alimentação de animais de produção não apresenta risco considerável para bactérias, sendo vírus e protozoários os patógenos limitantes.

Estes resultados são coerentes com características próprias dos patógenos avaliados, o protozoário *Cryptosporidium* spp. apresenta o oocisto como forma ambiental e este possui parede dupla que lhe confere resistência diferenciada (DILLINGHAM et al., 2002) já o rotavírus por sua vez, possui elevada carga excretada nas fezes sendo a concentração deste patógeno no esgoto elevada (10^2 a 10^5 /L), além do mais possui baixa dose infectante, características que favorecem a infecção (ARCEIVALA, 1981) e conseqüentemente incrementam a estimativa de risco.

Já para *Campylobacter* spp., que são bactérias microaerófilas, sabidamente a sobrevivência em condições ambientais são reduzidas, visto que essas bactérias são inibidas em níveis normais de oxigênio atmosférico, requerendo uma atmosfera com 5% de oxigênio para ótimo crescimento. Dessa forma, se considerarmos as condições em campos de cultivo de forrageiras onde, fatores ambientais são exacerbados pela exposição intensa e direta aos intempéries climáticas, poderíamos supor que a sobrevivência de *Campylobacter* spp. seria praticamente nula. No entanto, estudos de decaimento microbiano são escassos, tanto em culturas quanto em solo e o único relato sobre decaimento dessa espécie foi descrito por

Hutchison et al. (2004), o qual avaliou no Reino Unido o decaimento de *Campylobacter* spp. em solo, sendo esta a referência adotada neste trabalho. Já para cômputo do decaimento de *Campylobacter* spp. em culturas, utilizou-se de uma extrapolação de dados de coliformes totais proposta por Keirata et al. (2007), no entanto reconhecida a fragilidade do *Campylobacter* spp. em condições normais de oxigênio, é possível que o decaimento desse patógeno na pastagem tenha sido subestimado, e que riscos ainda menores possam ser de fato observados. O que reitera a necessidade de desenvolvimento de estudos que avaliem especificamente o decaimento microbiano em condições de cultivo de pastagem e em condições climáticas como às do Brasil.

3.2.DISSCUSSÃO DOS RESULTADOS COM BASE EM DADOS DE PREVALÊNCIA DE PATÓGENOS EM ANIMAIS DE PRODUÇÃO

Do ponto de vista epidemiológico, a incidência é um indicador que traduz o risco à medida que ela expressa a velocidade de ocorrência de casos novos em um determinado período observado longitudinalmente, enquanto a prevalência expressa o total acumulado de casos em um determinado período observado como uma secção temporal (prevalência instantânea) (MEDRONHO, 2009). Sabidamente a prevalência instantânea de uma doença é uma função da incidência e da duração média desta doença. Se considerarmos o curto período de vida da maioria dos animais de produção, é possível concluir que a prevalência e incidência são indicadores muito próximos.

De forma complementar, comparamos o risco estimado pelo modelo de exposição e dose resposta gerado neste estudo com dados de prevalência e quando possível, dados de incidência dos patógenos avaliados em animais de produção. No entanto, são poucas as informações disponíveis referente à esses patógenos (*Salmonella* spp. *Campylobacter* spp. *Cryptosporidium* spp. e rotavírus) como indicadores de prevalência/incidência em animais de produção no Brasil. Na literatura internacional, alguns dados são relatados e podem auxiliar as análises comparativas mais uma vez é importante

destacar que o interesse e a importância de cada patógeno é diferenciada entre os diferentes grupos de animais de produção trabalhados e em alguns casos, dados de prevalência/incidência não foram encontrados.

De uma forma geral, os dados a respeito da prevalência dos agentes causadores de diarreia em bovinos no Brasil são escassos. Pesquisas realizadas na região de Araçatuba, São Paulo, revelaram prevalência de 11,5% de *Salmonella* spp., 21,3% de *Cryptosporidium* spp. e 25,1% de rotavírus em bezerros com até 60 dias de vida (LANGONI et al., 2004).

Em Inhaúma (MG), a prevalência de *Cryptosporidium parvum* e rotavírus, foram 31,25% e 31,8% (BATISTA, 2005). Ferreira et al. (2009) encontrou prevalência de 8,0% para rotavírus e 9,2% para *Cryptosporidium parvum* em bovinos.

Dados de literatura sobre a ocorrência de criptosporidiose em animais de produção são em sua maioria referente à bovinos, e de fato nesta espécie este patógeno é bastante prevalente. Pereira et al. (2011) avaliaram 89 amostras fecais de bezerros com diarreia, e encontraram 51 amostras (57,30%) positivas para *Cryptosporidium*. Ederli et al. (2003) avaliando a prevalência de criptosporidiose em bezerros em Campos dos Goytacases, Rio de Janeiro, encontrou que 11,76% das amostras foram positivas para oocistos do gênero *Cryptosporidium*. Garcia e Lima (1993) encontraram 31,45% das fezes diarreicas de bovinos positivas, e Garberet et al. (1994) examinaram amostras fecais de 7.369 bezerros e encontraram oocistos de *Cryptosporidium* sp. em 1.642 (22,4%) dos animais estudados. Ortolani (1988) encontrou uma taxa de positividade de 38% em animais com até 60 dias de vida criados na região da grande São Paulo. Souza e Lopes (1995) encontraram 77,46% dos animais diarreicos (bovinos) positivos para *Cryptosporidium* spp. Gamez, et al. (2006), detectaram este enteropatógeno em 43% dos bezerros diarreicos analisados.

Já se tratando de rotavírose, Buzinaro et al. (2009) relatam que foram diagnosticados bezerros infectados por rotavírus tanto em animais com sinais clínicos de diarreia (25,8%; 22/85) quanto naqueles assintomáticos

(3,2%; 18/564), existindo, porém, uma correlação entre a presença da infecção e a manifestação clínica da diarreia ($p < 0,01$), no entanto os dados descritos estão muito acima das estimativas obtidas neste estudo.

No Brasil, um estudo de prevalência da infecção por rotavírus em bezerros abrangeu 51 rebanhos leiteiros, escolhidos ao acaso, localizados em uma região produtora de leite do estado de São Paulo. Entre 31 de maio e 20 de outubro de 2003, foram colhidas 103 amostras de fezes de bezerros com diarreia e 308 amostras de animais sem diarreia, com idade entre um e 45 dias. As amostras foram analisadas pelas técnicas de ensaio imunoenzimático (EIE) e eletroforese em gel de poliacrilamida (PAGE). Pelo EIE foi observada prevalência de rotavírus de 21,6% (11/51) nos rebanhos e 6,7% (27/404) nos bezerros. Foram diagnosticados animais infectados por rotavírus tanto em bezerros diarréicos (18,4%; 19/103) quanto em bezerros assintomáticos (2,7%; 8/301). A maior frequência de infecção foi determinada em bezerros com idade entre um e 15 dias, sendo estabelecida uma relação inversa entre a frequência de positividade e a idade dos animais ($p < 0,05$). Além da idade, o sistema de alimentação - fornecimento manual do leite ou bezerro com a mãe, o tipo de instalação - baias individuais ou baias coletivas - e o tamanho do rebanho-, número de matrizes foram fatores que influenciaram significativamente a frequência da infecção ($p < 0,05$) (FREITAS et al., 2011).

Buzinaro et al. (2003) determinaram a prevalência de rotavírus durante surto de diarreia em bezerros de um rebanho de corte, criado em regime semi-intensivo de produção e encontraram 63,8% (44/69) de amostras positivas. Dentre os animais com quadro clínico de diarreia a prevalência foi de até 82,4% (14/17).

De forma resumida, os dados de prevalência disponíveis na literatura e apresentados anteriormente em bovinos revelam uma prevalência de *Salmonella* spp. em torno de 21,3%, a prevalência de *Cryptosporidium* spp. é bastante variada sendo relatada entre 9,2 a 77,46% e o intervalo de prevalência para rotavírus foi de 2,7% a 82,4%.

Já o risco de infecção ou doença decorrente da utilização de águas residuárias com até 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL, seria próximo de zero para *Salmonella* spp. e cerca de 2,8% para *Cryptosporidium* spp. e 33,9% para rotavírus.

É possível perceber que a utilização de águas residuárias, com qualidade microbiológica entre 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL, na irrigação de pastagens destinadas à alimentação de bovinos não representa excesso de risco de infecção ou doença para bovinocultura, sendo os riscos estimados muito próximos da prevalência observada.

A utilização de águas residuárias com efluentes contendo 10^3 - 10^4 *E. coli*/100mL resultam em estimativas de risco ainda menores do que os riscos relatados em termos percentuais (prevalência) na literatura. Essa qualidade de água residuária remete a um risco estimado praticamente nulo para *Salmonella* spp., para *Cryptosporidium* spp. em torno de 0,28% e para rotavírus 3,89%.

Com relação aos ovinos, embora nenhum estudo no Brasil tenha avaliado a prevalência de salmonelose, em outros países já foi demonstrado que essa bactéria está amplamente distribuída nesta espécie e, é uma fonte de contaminação para humanos (WOLDEMARIAM et al., 2005) sendo relata na Noruega (0 a 45%) (ALVSEIKE; SKJERVE, 2002; SANDBERG et al., 2002) e Suíça (11%) (ZWEIFEL et al., 2004). De forma semelhante ao observado com bovinos, o risco de salmonelose estimado pelo modelo de exposição e dose resposta deste trabalho, mesmo considerando a pior faixa de qualidade microbiológica da água residuária, qual seja 10^6 - 10^7 *E. coli*/100mL, é de $5,52 \times 10^{-10}$ e está aquém do risco observado em estudos de prevalência.

Com relação à avicultura, estudo de prevalência de salmonelose em aves normalmente se referem à informações pós-abate. O Departamento de Inspeção de Produtos de Origem Animal do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (DIPOA/MAPA), no âmbito de suas atribuições, instituiu a Instrução Normativa nº 70 em 06 de outubro de 2003, que estabelece a necessidade de determinação da prevalência de *Salmonella*

spp. em carcaças de aves. Como ação do programa, foram coletadas e analisadas, entre outubro de 2003 até julho de 2008, 128.293 amostras de carcaças de aves para pesquisa de *Salmonella* spp., os resultados obtidos demonstraram valores de prevalência média variando entre 5,91% e 7,72% em todos os estabelecimentos amostrados.

Apenas para fins de comparação, a prevalência de *Salmonella* spp. em carcaças de aves encontrada no Brasil foi inferior àquelas dos demais países, grandes produtores de frango. Nos Estados Unidos, dados de 2008 apontam uma prevalência de 7,3 % com um plano amostral de 36.203 amostras (USDA, 2008). Em diferentes países da União Européia, os dados apresentados apontam a prevalência de *Salmonella* spp. em carne de frango, na Alemanha de 8,51% a 10,1%, enquanto que a Inglaterra expõe prevalência de 4,0%, mas com um plano amostral de apenas 877 amostras. Já a Espanha apresenta prevalência de 12,79% em uma amostragem de 203 amostras para o mesmo período (EFSA, 2005).

Embora os dados supracitados sejam referentes à prevalência de *Salmonella* spp. em carcaças de aves, a origem intestinal do patógeno denota relação com a contaminação das carcaças durante o abate. E para fins de comparação, estamos assumindo que a prevalência de *Salmonella* spp. em carcaças remete à um risco de infecção pelo patógeno, ou seja, as aves que apresentaram carcaças contaminadas com *Salmonella* spp. continham o patógeno no intestino, e estavam portanto infectadas, sem contudo, necessariamente, apresentarem sinais clínicos de doença. Dessa forma, considerando a alimentação de aves com pastagens irrigadas com água residuária de péssima qualidade (10^6 - 10^7 *E. coli*/100mL), o risco anual de salmonelose em aves poedeiras seria de $2,73 \times 10^{-10}$ e em aves de corte de $1,75 \times 10^{-9}$. Ou seja, para produção de ovos caipiras, a irrigação de pastagens com esgotos sanitários bruto, sem tratamento algum, poderia resultar no adoecimento de cerca de 3 aves em cada 10 bilhões de aves por ano. Já para produção de aves caipiras para corte, essa estimativa seria de aproximadamente 2 aves em cada 1 bilhão de aves. O risco estimado em

decorrência do reúso está muito aquém da prevalência relatada na avicultura, e portanto parece aceitável para produção avícola.

É importante ressaltar que a patogenia da salmonelose em aves apresenta a via de transmissão vertical como a principal mantenedora do patógeno em lotes de aves reprodutoras e pode resultar na produção de ovos contaminados pela bactéria em seu conteúdo, na superfície do ovo e para a progênie (TURNBULL e SNOEYENBOS, 1974; TURNBULL e RICHMOND, 1978). Dessa forma, aves já nascem contaminadas por *Salmonella*, e a utilização de águas residuárias na irrigação de pastagens destinadas à alimentação dessas, não representaria excesso de risco, ou doença para avicultura.

Tomando como referência novamente os bovinos leiteiros, por ser o cenário mais desfavorável, é possível concluir com base em estimativas de risco e tendo como referência dados de prevalência de patógenos na pecuária, que a utilização de águas residuárias com qualidade microbiológica de até 10^3 - 10^4 *E. coli*/100mL não resultaria em excesso de risco de doença por *Salmonella* spp. e nem excesso de infecção por *Cryptosporidium* spp. e rotavírus.

Dessa forma, embora a exigência de qualidade mínima da água de irrigação para pastos e forrageiras, preconizada na diretriz da OMS (WHO, 2006) de 10^4 *E. coli*/100mL, tenha sido fixada visando a proteção da saúde de trabalhadores expostos à agricultura de baixo nível tecnológico e mão de obra intensiva, a faixa é segura para garantir a sanidade dos animais que consomem tais plantações e não incorporam excesso de risco, doença ou morte na pecuária, mesmo em cenários desfavoráveis de criação à pasto durante todo o ano.

Nesse sentido, a incorporação de técnicas de conservação de pastagem como feno e silagem, merecem ser melhor avaliadas do ponto de vista do risco microbiológico, pois essa poderia ser uma alternativa viável para utilização de águas residuárias com mais de 10^4 *E. coli*/100mL para irrigar culturas forrageiras.

Além do mais, o simples fato de fornecer a forragem picada no coxo, já reduziria as estimativas de risco computadas neste trabalho uma vez que, esse tipo de manejo reduz significativamente a ingestão de solo pelos animais conforme já relatado por Sheppard (1995).

De forma semelhante, o critério estabelecido pela CONAMA nº357/2005 de $< 4 \times 10^3$ coliforme termotolerantes/100mL também seria suficiente para garantir a sanidade dos animais expostos. Em contraposição, os critérios adotados pelos Estados Unidos da América e pela Austrália, de respectivamente ≤ 200 coliformes fecais/100 mL e < 100 *E. coli*/100mL para irrigação de pastagens são extremamente rigorosos e até mesmo desnecessários para assegurar a sanidade dos animais.

3.3 ANÁLISE DE SENSIBILIDADE

A análise de sensibilidade foi realizada também com o programa @Risk 5.5. Para determinar o grau de relação entre variáveis de entrada e a de saída foi utilizada medida de correlação estatística não paramétricas por meio do coeficiente de correlação posto-ordem r_s de Spearman. A eficiência desse teste quando comparada com a correlação paramétrica mais poderosa – o coeficiente de Pearson – é em torno de 91%. Esse coeficiente determina a probabilidade associada com a ocorrência de uma correlação utilizando 'rankings' de valores. O valor da correlação varia entre -1 e 1. Quanto mais próximo ao valor zero, menor a correlação entre as variáveis. Quanto mais distantes de zero, próximos à -1 ou 1, maior a correlação. Em suma, quanto mais alta a correlação entre uma variável de entrada e a de saída, mais importante será a variável de entrada na determinação do valor de saída (SPIENGEL, 1993; COSTA NETO, 1977).

As Figuras 3.27 a 3.34 apresentam resultado da análise de sensibilidade para risco anual de doença por *Salmonella* spp. em cenários de alimentação de diferentes animais com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica variando entre 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL. A variável de saída é mediana do risco anual e as variáveis de entrada são aquelas que compõem o modelo de exposição e modelo dose-resposta.

A análise de correlação do risco anual dos diferentes patógenos manteve a mesma relação, ou seja, a mesma ordem de importância das variáveis de entrada mesmo em diferentes faixas de qualidade microbiológica da água de irrigação. Dessa forma, será apresentado apenas o resultado da análise de correlação quando a qualidade microbiológica da água de irrigação variou entre 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

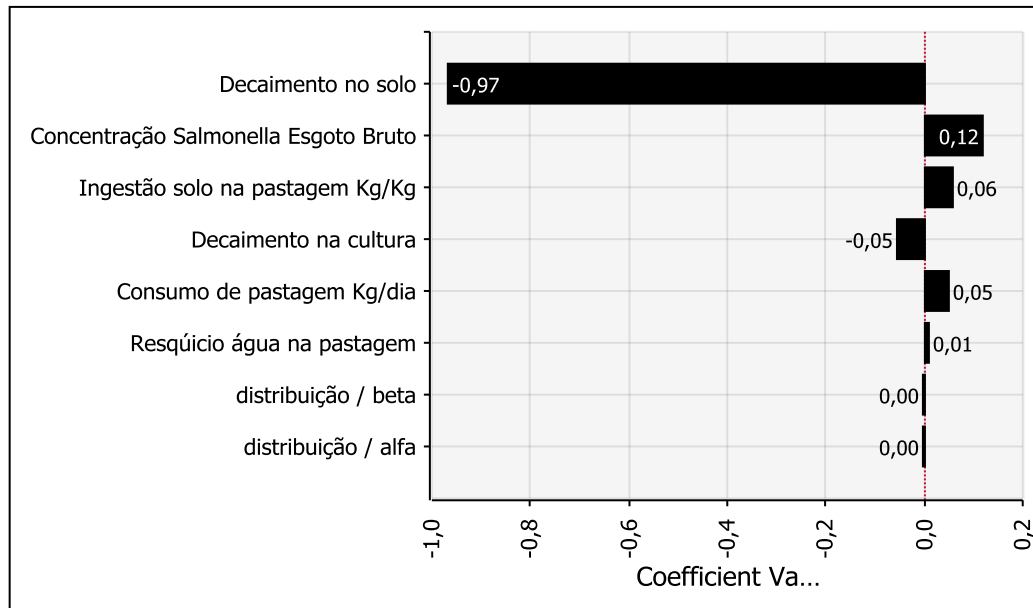


Figura 3.27. Análise de correlação para *Salmonella* spp. em cenários de alimentação de bovinos leiteiros com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

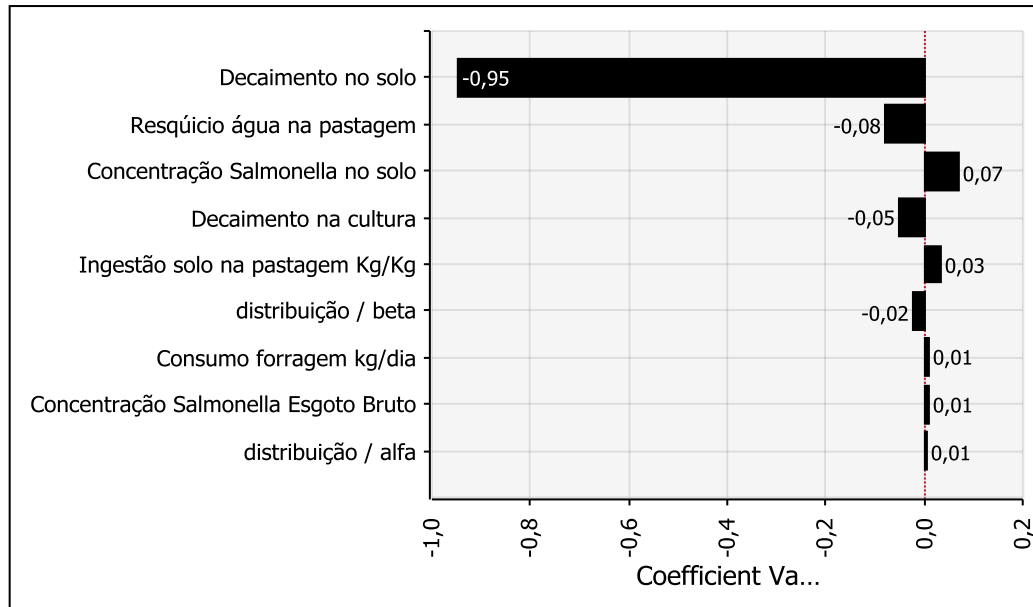


Figura 3.28. Análise de correlação para *Salmonella* spp. em cenários de alimentação de bovinos de corte com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

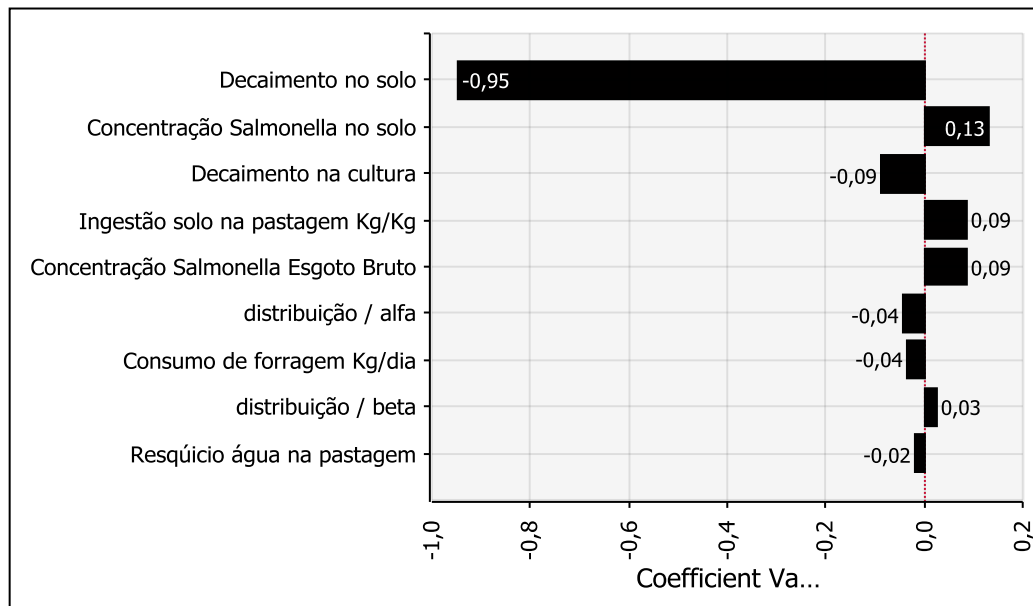


Figura 3.29. Análise de correlação para *Salmonella* spp. em cenários de alimentação de caprinos com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

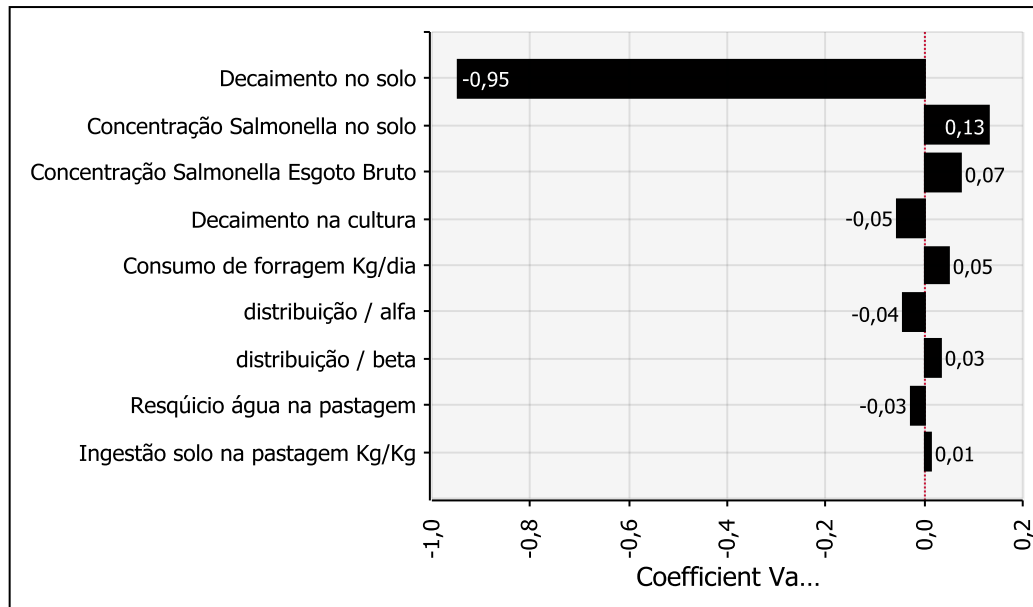


Figura 3.30. Análise de correlação para *Salmonella* spp. em cenários de alimentação de frangos de postura com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

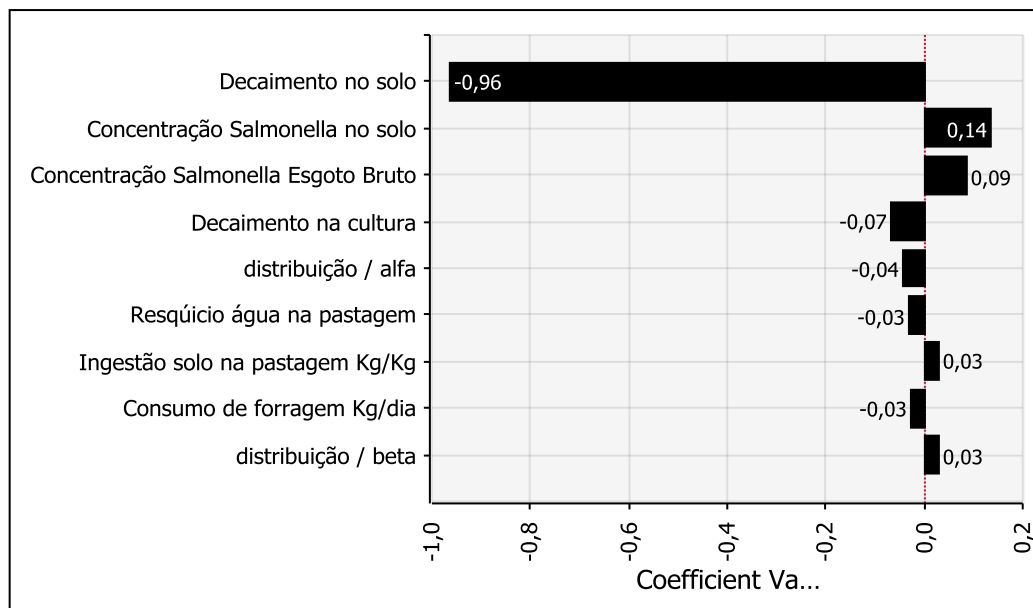


Figura 3.31. Análise de correlação para *Salmonella* spp. em cenários de alimentação de frangos de corte com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

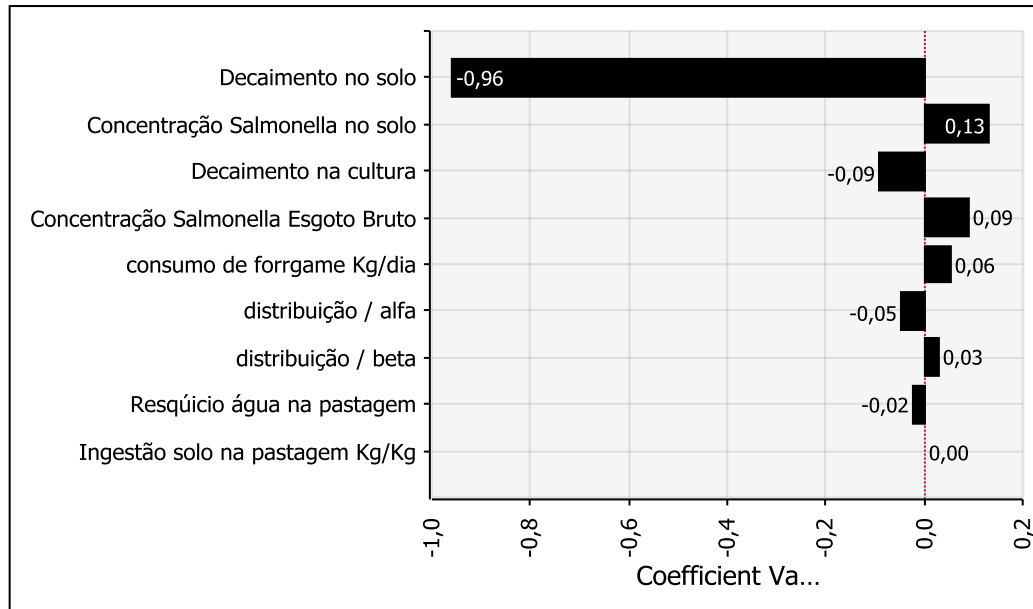


Figura 3.32. Análise de correlação para *Salmonella* spp. em cenários de alimentação de suínos reprodutores com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

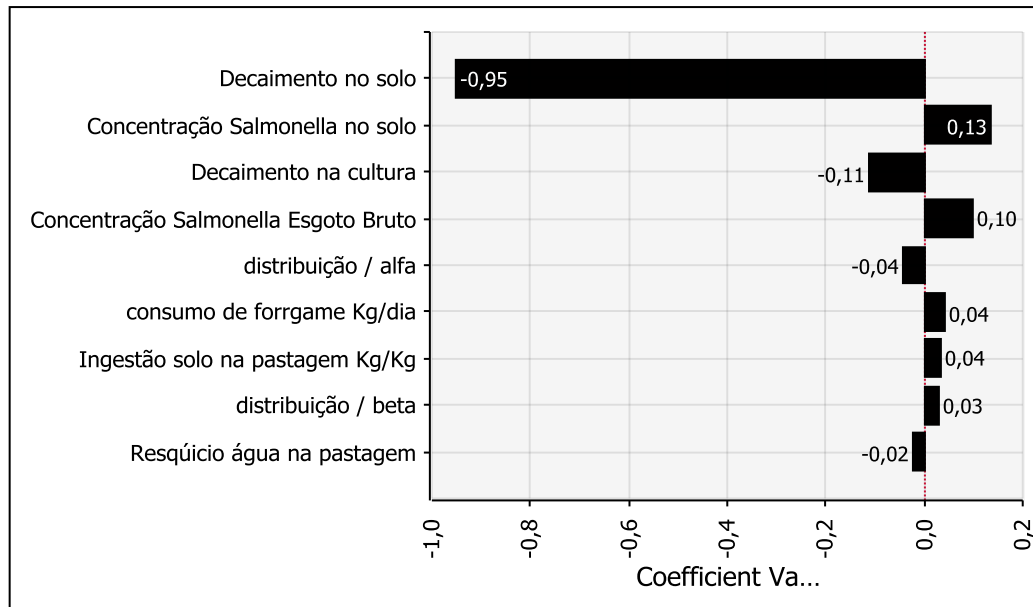


Figura 3.33. Análise de correlação para *Salmonella* spp. em cenários de alimentação de porcas em lactação com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

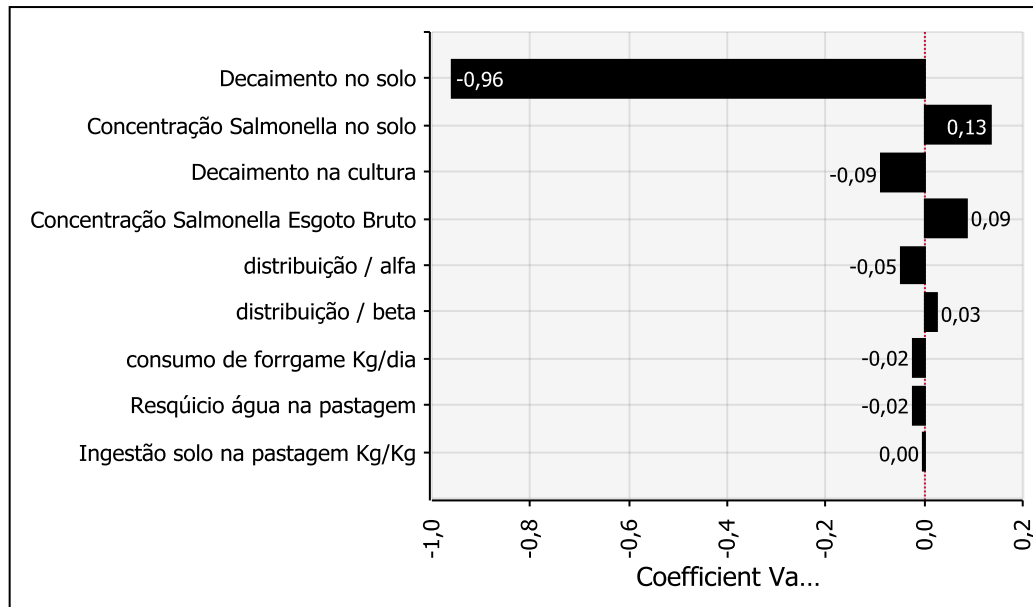


Figura 3.34. Análise de correlação para *Salmonella* spp. em cenários de alimentação de porcas secas com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

Analisando as Figuras 3.27 à 3.34 é possível apontar a variável 'decaimento no solo' como a variável mais importante no cômputo do risco anual de salmonelose para todos os animais avaliados. No modelo de exposição considerado neste estudo essa variável foi extraída a partir de dados reais de experimento de campo realizado por Bastos et al. (1992), o qual avaliou a irrigação de hortaliças com águas residuárias sob condições climáticas intensas, durante o verão em Portugal, e em condições de umidade do solo decrescente, compatível com a cessação da irrigação. De uma forma generalizada, podemos dizer que para todos os cenários de exposição trabalhados, o risco anual de doença por *Salmonella* spp., ou seja, a variável de saída, foi extremamente baixo, e esse resultado pode, em mais de 90% ser explicado pelo decaimento dessa bactéria no solo.

Interessante salientar que Oron et al. (2001); Nasser et al. (1993); Lance (1984) e Gerba et al. (1981) já apontavam a baixa sobrevivência de microrganismos em campos de cultivo por considerar as condições ambientais inóspitas para microrganismos adaptados ao trato gastrointestinal.

Em uma análise mais específica é possível observar diferenças importantes entre as espécies animais. Sabidamente o consumo de solo é diferenciado de acordo com tipo de animal, e neste caso essa variável pode ter um significado diferenciado, como no caso dos caprinos que apresentou o maior coeficiente (0,09) para ingestão de partículas de solo junto à pastagem, sabidamente caprinos são animais propensos à ingestão de solo e algumas pesquisas sugerem que estes animais podem consumir até 30% de solo junto com a pastagem (CABARET et al., 2002). No cenário específico de galinhas criadas à solta em piquetes, (frangos de corte) a ingestão de solo assume importância semelhante à ingestão de pastagem, devido à característica de baixa seletividade desse animal durante o ato de ciscar.

O fato da variável ingestão de solo se correlacionar positivamente com a probabilidade de risco anual de *Salmonella* spp. pode estar associada à permanência desse patógeno no solo que, por vezes já foi descrita na literatura conforme WHO (1980) e Jones e Watkins (1985) que relataram a capacidade de sobrevivência das salmonelas por longos períodos de tempo no meio ambiente. **E neste sentido a variável 'concentração de *Salmonella* spp. no solo' apresenta um coeficiente de correlação** ente 0,12 e 0,14 para suínos em geral, aves, caprino e bovinos de leite. Embora o decaimento da bactéria no solo apresente alta correlação negativa com o risco anual de doença por *Salmonella* spp. esta bactéria é relatada na literatura, em estudos qualitativos, com uma persistência na forragem de até 119 dias (FIELD, 1948).

As Figuras 3.35 e 3.36 mostram o Coeficiente de Spearman para risco anual de *Campylobacter* spp. em aves poedeiras e aves de corte, respectivamente. Interessante observar que o decaimento microbiano no solo permanece como a variável que mais se correlaciona, negativamente, com risco anual de infecção. Porém, pode-se observar que o Coeficiente de Spearman para *Campylobacter* spp. (0,74 e 0,71) é menor que o coeficiente para *Salmonella* spp. (> 0,90). É importante ressaltar que a faixa de decaimento microbiano adotada para *Campylobacter* spp. é derivada do trabalho de Hutchison et al. (2004), o qual descreve um decaimento de 0,89 a 3,98

unidades logarítmicas durante 16 dias na primavera no Reino Unido. A estimativa de decaimento diário obtido através da faixa descrita por Hutchison et al. (2004) resultou em 0,090 unidades logarítmicas por dia. Este valor parece estar subestimado, considerando a reduzida sobrevivência da bactéria *Campylobacter* spp. em níveis normais de oxigênio, era de se esperar um decaimento maior que o decaimento de *Salmonella* spp.

Avaliando o cenário da avicultura, a variável ingestão de solo na pastagem apresenta coeficientes elevados e superiores à própria ingestão de pastagem devido às características das aves de apresentarem baixa seletividade ao se alimentarem.

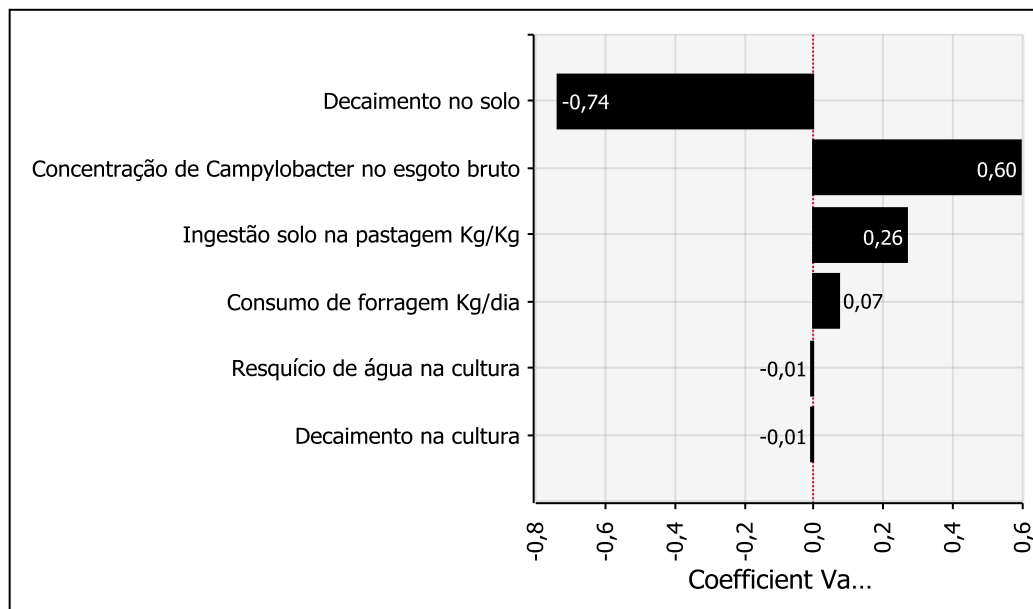


Figura 3.35. Análise de correlação para *Campylobacter* spp. em cenários de alimentação de frangos de postura com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de $1^4-10^5 E. coli/100mL$.

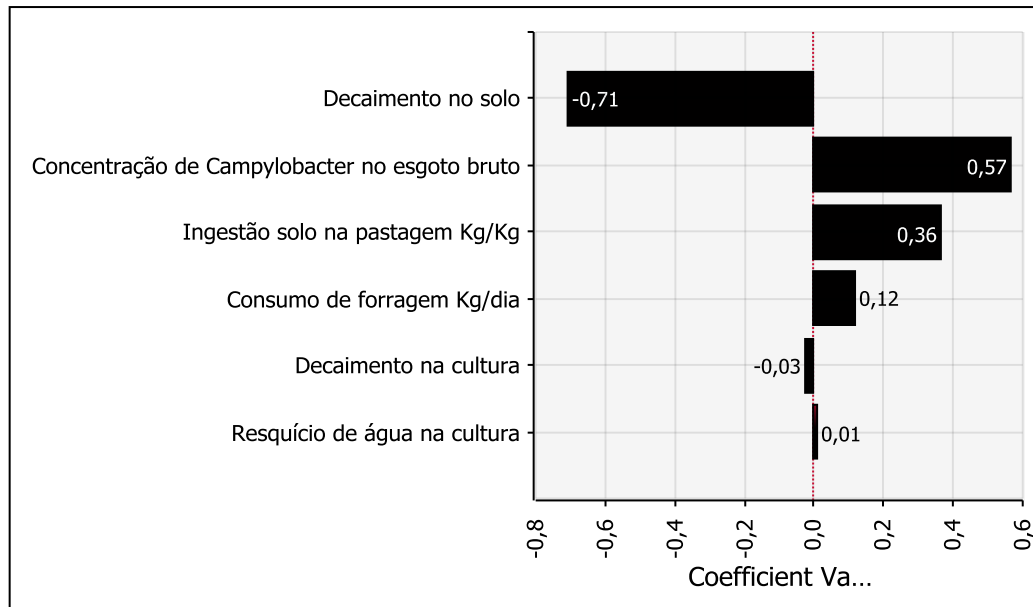


Figura 3.36. Análise de correlação para *Campylobacter* spp. em cenários de alimentação de frangos de corte com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

As Figuras 3.37 a 3.44 mostram os coeficientes de correlação de Spearman para as variáveis de entrada que compõem os modelos de exposição e dose-resposta para risco anual de infecção por *Cryptosporidium* spp. em ruminantes, aves e suínos.

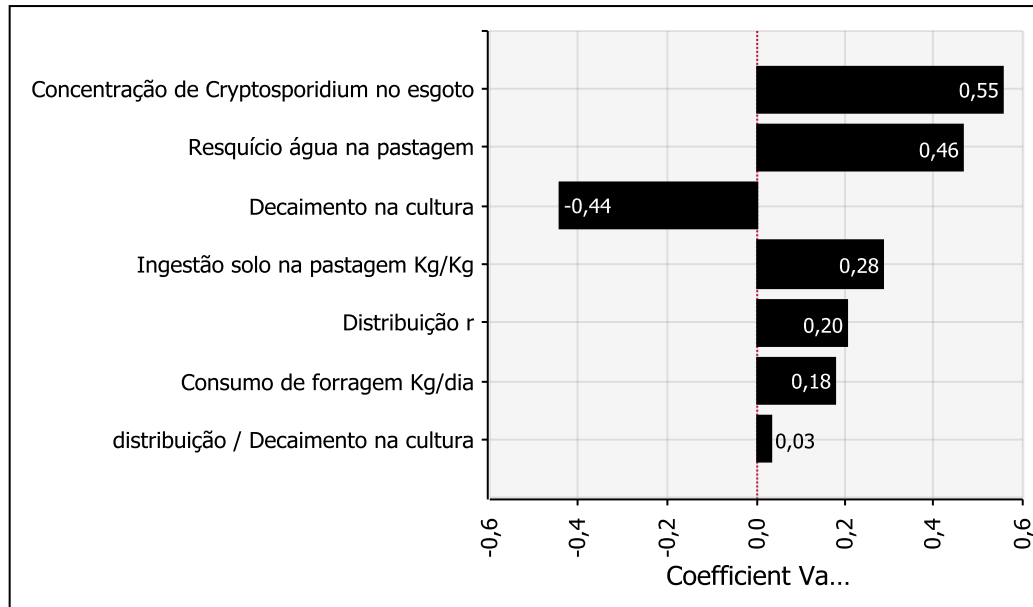


Figura 3.37. Análise de correlação para *Cryptosporidium* spp. em cenários de alimentação de bovinos leiteiros com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

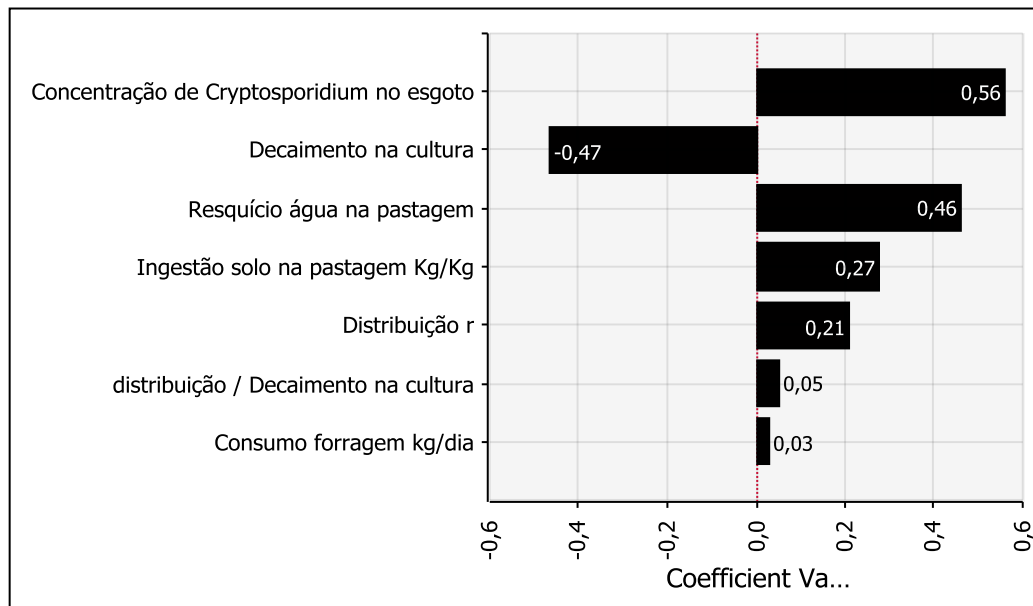


Figura 3.38. Análise de correlação para *Cryptosporidium* spp. em cenários de alimentação de bovinos de corte com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

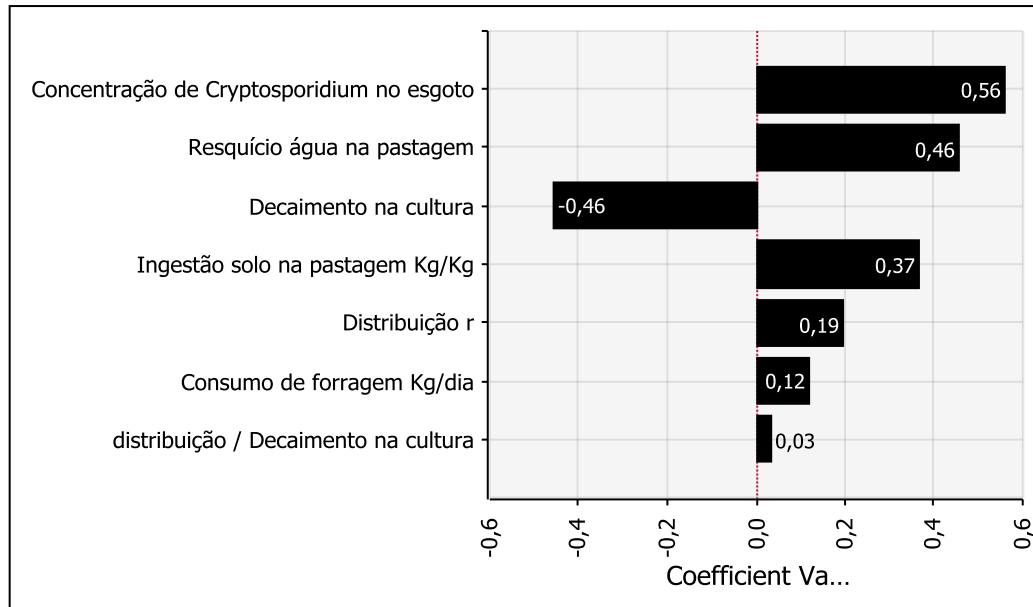


Figura 3.39. Análise de correlação para *Cryptosporidium* spp. em cenários de alimentação de caprinos com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

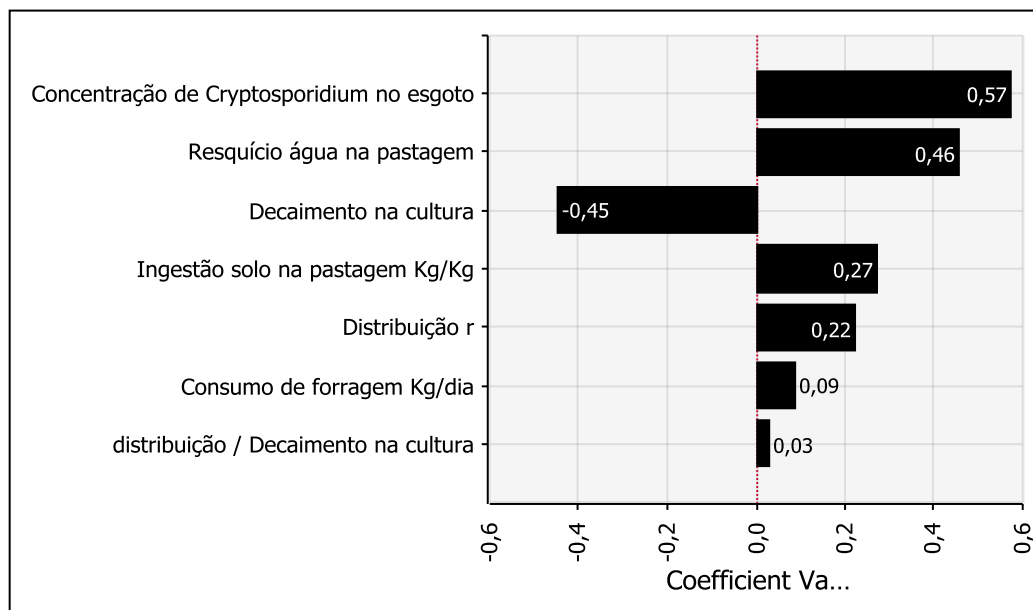


Figura 3.40. Análise de correlação para *Cryptosporidium* spp. em cenários de alimentação de frangos de postura com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

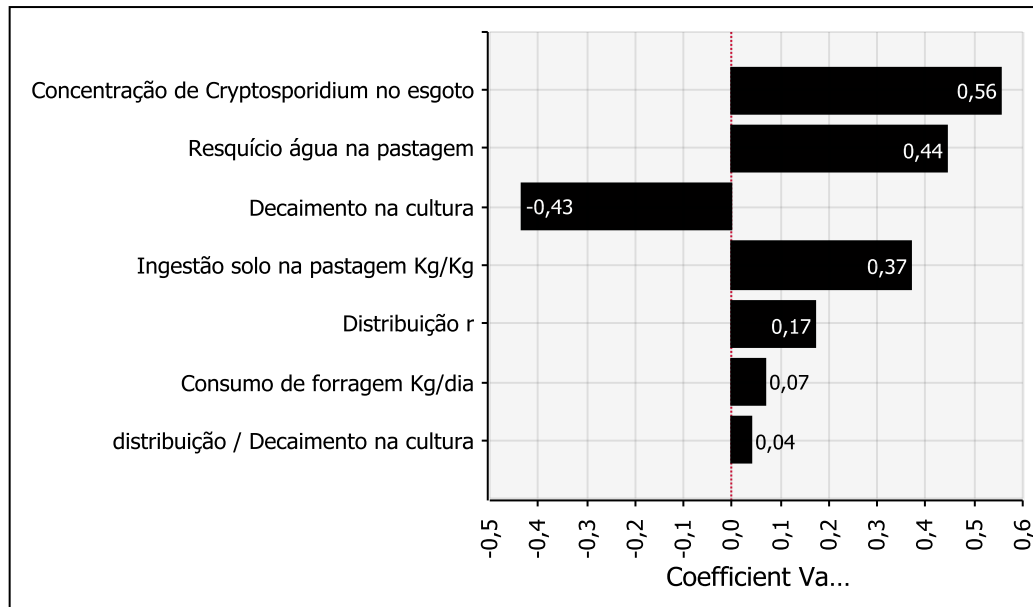


Figura 3.41. Análise de correlação para *Cryptosporidium* spp. em cenários de alimentação de frangos de corte com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

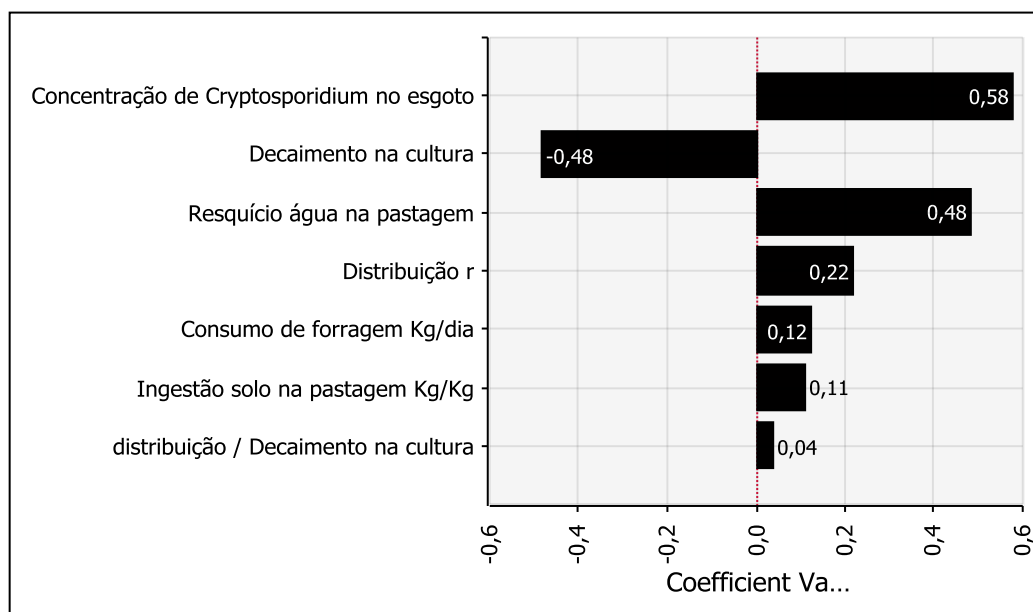


Figura 3.42. Análise de correlação para *Cryptosporidium* spp. em cenários de alimentação de suínos reprodutores com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

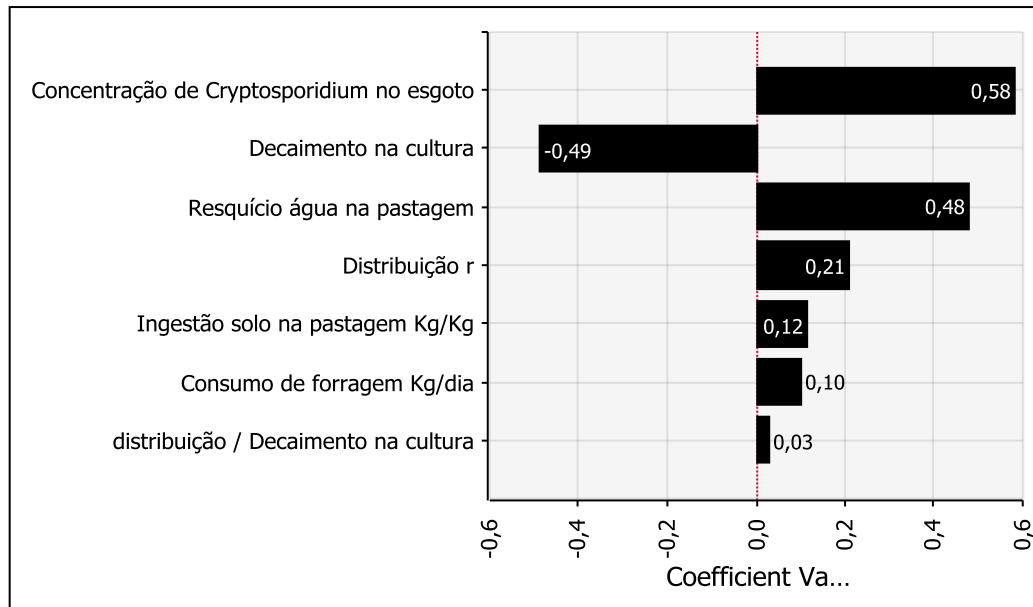


Figura 3.43. Análise de correlação para *Cryptosporidium* spp. em cenários de alimentação de porcas em lactação com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

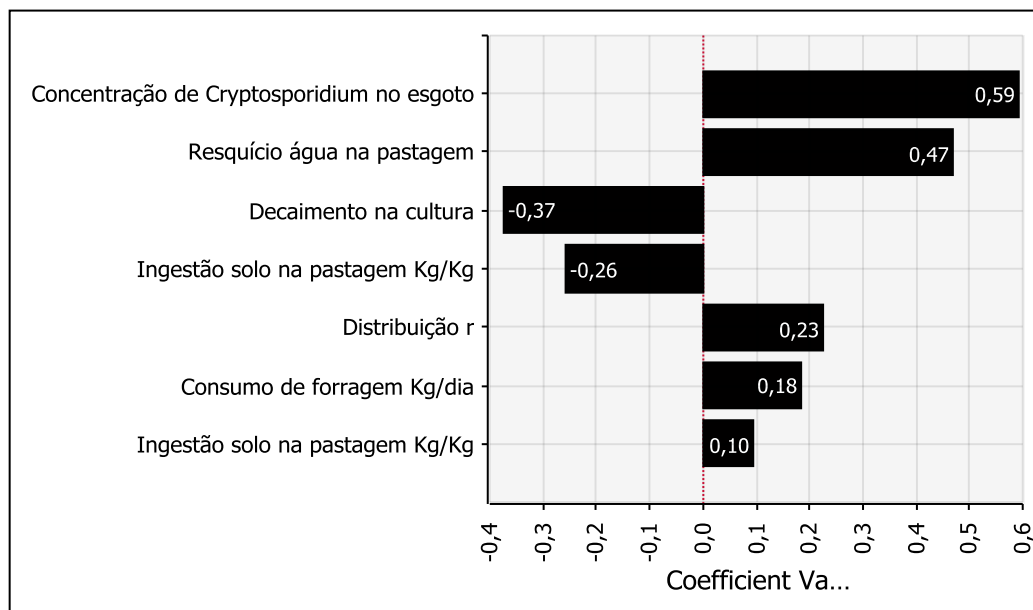


Figura 3.44. Análise de correlação para *Cryptosporidium* spp. em cenários de alimentação de porcas secas com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

A análise de correlação para risco anual de infecção por *Cryptosporidium* spp. em todos os animais expostos apresentou a variável 'concentração de

patógenos no esgoto' como a de maior importância no cálculo da variável de saída, risco anual de infecção, seguida do decaimento 'microbiano no solo' e em sequência o 'volume de água remanescente na pastagem'.

De todos os cenários avaliados a variável 'volume de água remanescente na pastagem' apresentou a maior importância para o risco anual de infecção por *Cryptosporidium* spp. Essa correlação se deve provavelmente à correlação do risco anual com a variável 'concentração de patógenos no esgoto' que apresentou para todos os animais o maior coeficientes, quando avaliada em relação ao risco anual de *Cryptosporidium* spp. É importante destacar a relevância da desta variável, que aparece em alguns gráficos de correlação em proporções semelhantes à 'concentração de patógeno no esgoto bruto', no entanto, poucos dados de literatura são disponíveis para essa variável, apenas estudo de retenção de água em hortaliças foram desenvolvidos e neste trabalho, assumimos uma distribuição uniforme de retenção de 1 a 15 mL de água/100g de pastagem, e nesse sentido, incertezas podem ter sido incorporadas ao modelo proposto.

As Figuras 3.45 a 3.52 apresentam as análises de correlação com coeficiente de Spearman para risco anual de rotavírus em diferentes animais de produção alimentados com forragem irrigada com água residuária contendo 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

A variável 'decaimento no solo' apresenta a maior correlação negativa com a variável de saída, risco anual de rotavírus. O coeficiente de Spearman para essa variável é muito próximo de 1 (-0,95 a -0,97) indicando a importância do decaimento microbiano no solo no cálculo do risco anual para vírus.

Interessante observar que para rotavírus o coeficiente de Spearman para variáveis referente aos parâmetros de interação agente-hospedeiro, como alfa e N_{50} , apresentam importância considerável no cálculo do risco anual, o que não é tão nítido na análise de correlação para bactérias. O coeficiente para essas variáveis é negativo, variando de 1 a 10% para os diferentes animais. Alfa e N_{50} , parâmetros característicos da interação agente-hospedeiro, para rotavírus apresentam valores baixos (0,145 e 6,17

respectivamente), e a correlação negativa indica que quanto maior essas variáveis menor seria o risco anual estimado.

Importante destacar que dentre os patógenos avaliados, o rotavírus é o que apresenta a maior carga excretada nas fezes e conseqüentemente a maior concentração de patógenos no esgoto bruto (ARCEIVALA et al., 1981; BRIDGER et al., 1994; PEARSON et al., 1995). No entanto, a variável 'concentração de rotavírus no esgoto bruto' apresentou coeficiente de Spearman baixo comparado à outras variáveis. Embora a concentração do patógeno no esgoto bruto seja alta, o decaimento no solo e na cultura, são fatores que minimizam o risco.

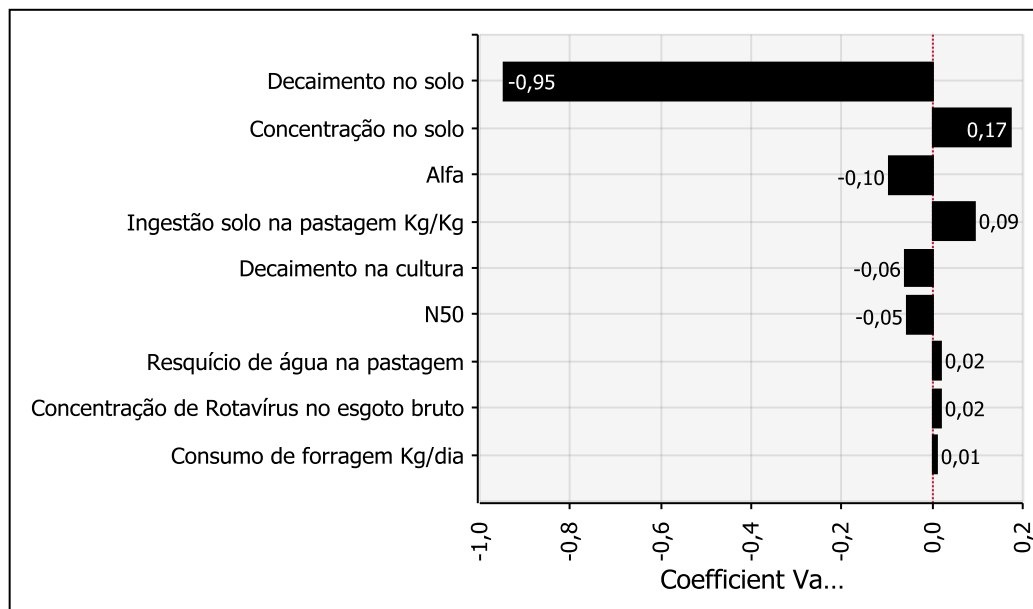


Figura 3.45. Análise de correlação para rotavírus em cenários de alimentação de bovinos leiteiros com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

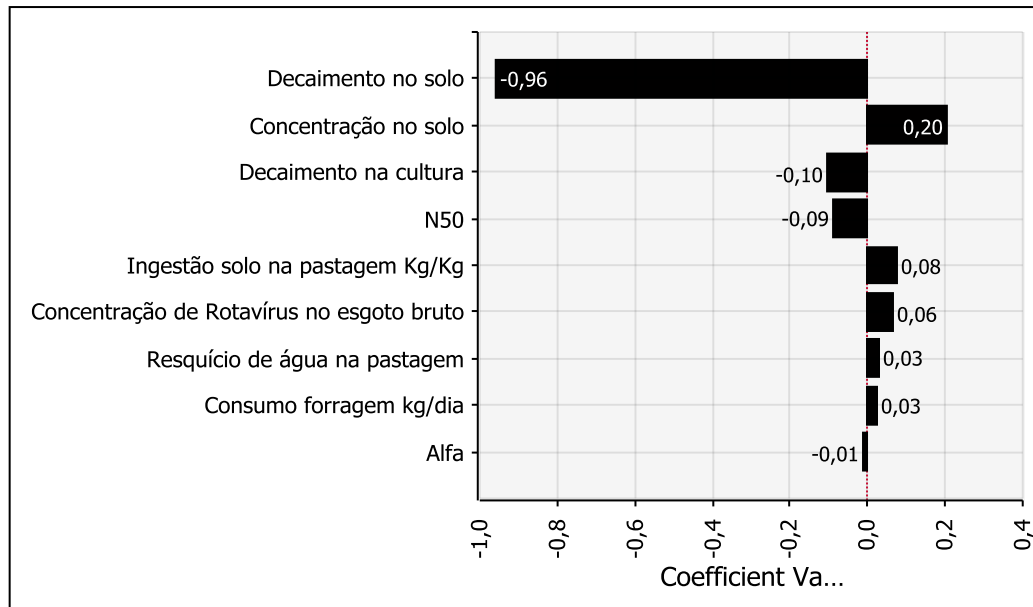


Figura 3.46. Análise de correlação para rotavírus em cenários de alimentação de bovinos de corte com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

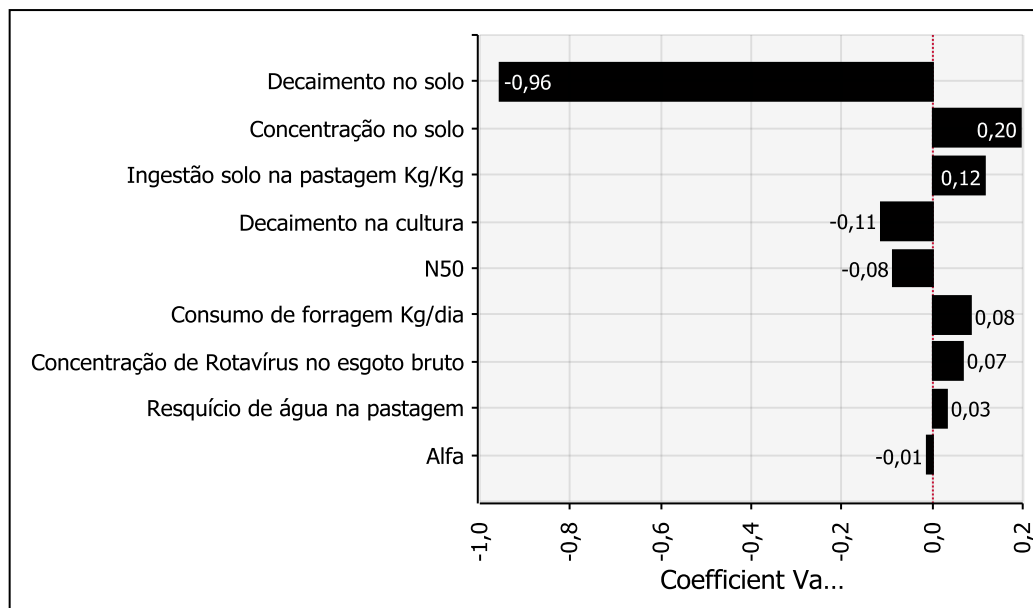


Figura 3.47. Análise de correlação para rotavírus em cenários de alimentação de caprinos com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

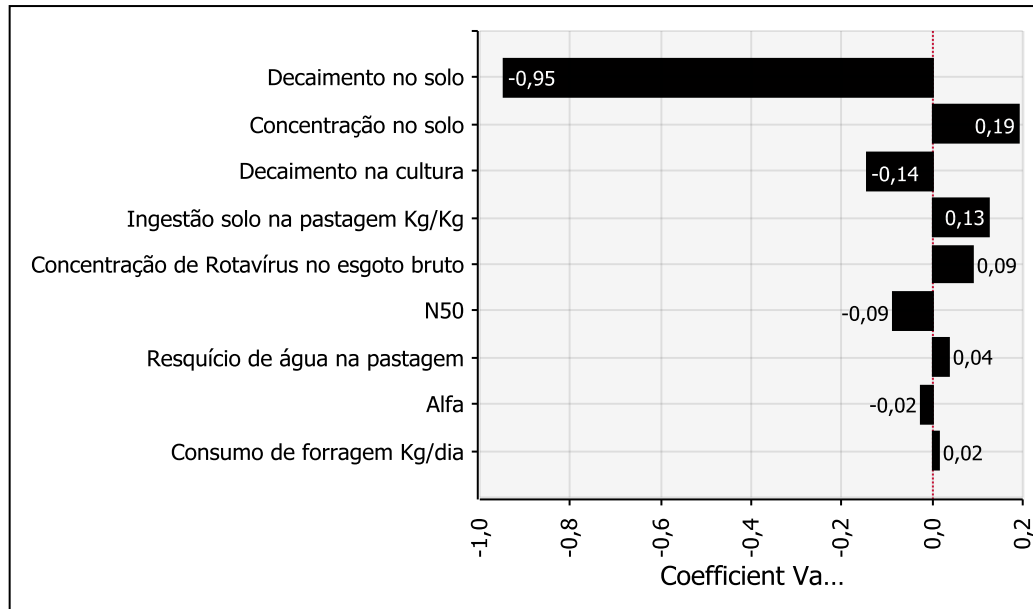


Figura 3.48. Análise de correlação para rotavírus em cenários de alimentação de frangos de postura com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

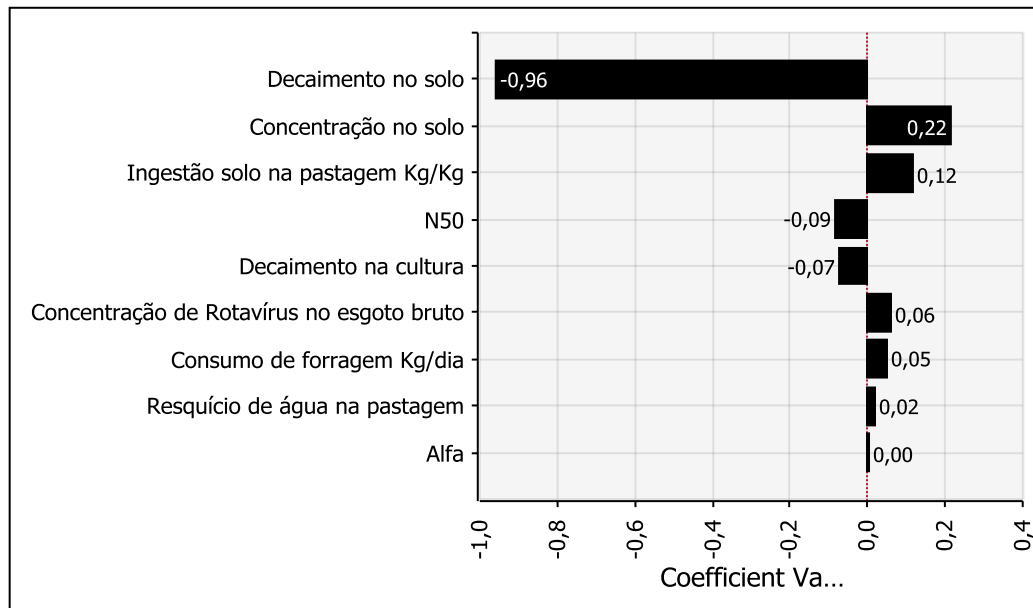


Figura 3.49. Análise de correlação para rotavírus em cenários de alimentação de frangos de corte com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

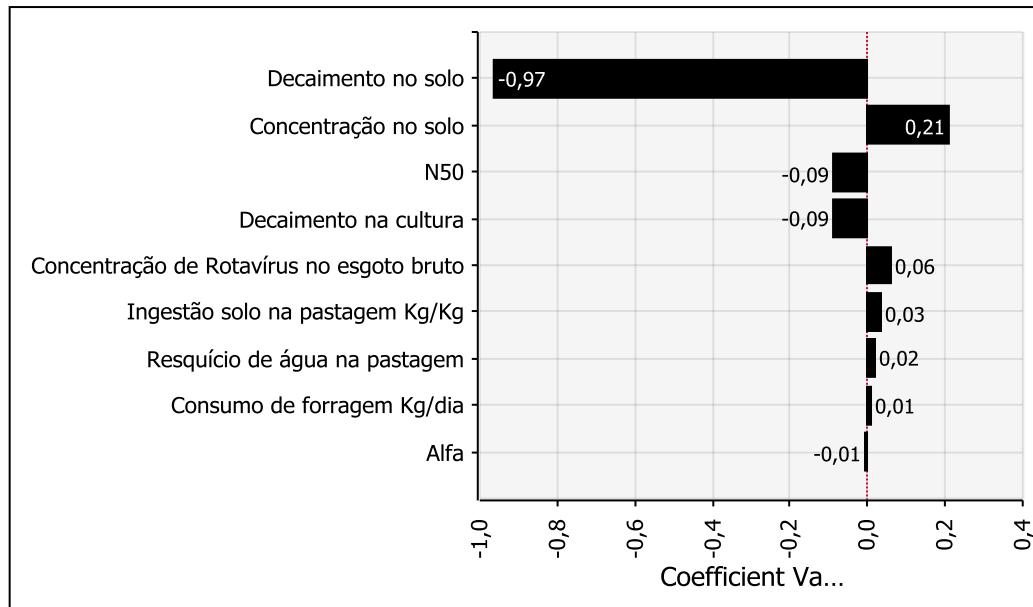


Figura 3.50. Análise de correlação para rotavírus em cenários de alimentação de suínos reprodutores com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - $10^5 E. coli/100mL$.

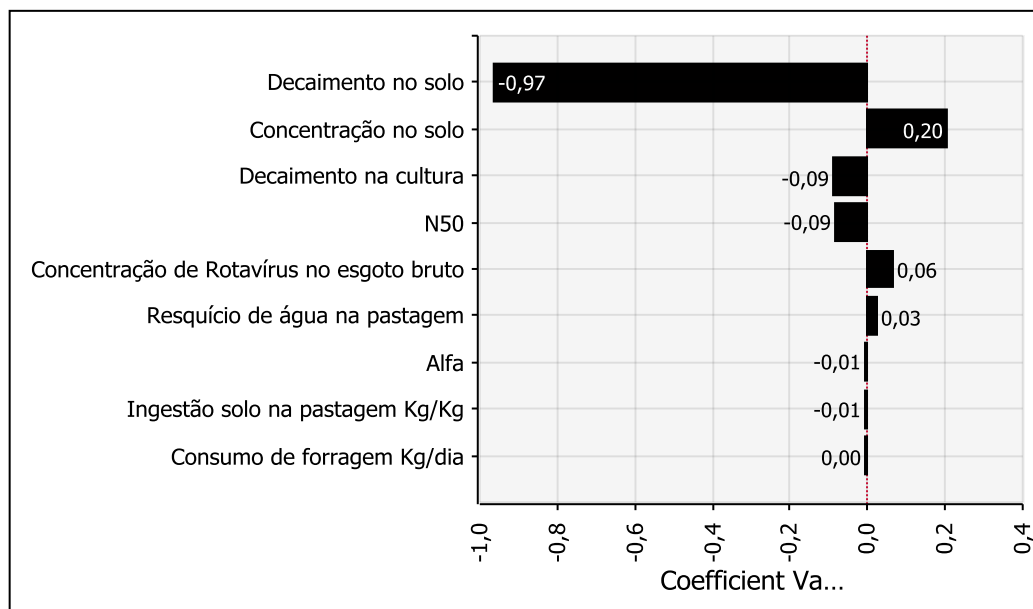


Figura 3.51. Análise de correlação para rotavírus em cenários de alimentação de porcas em lactação com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - $10^5 E. coli/100mL$.

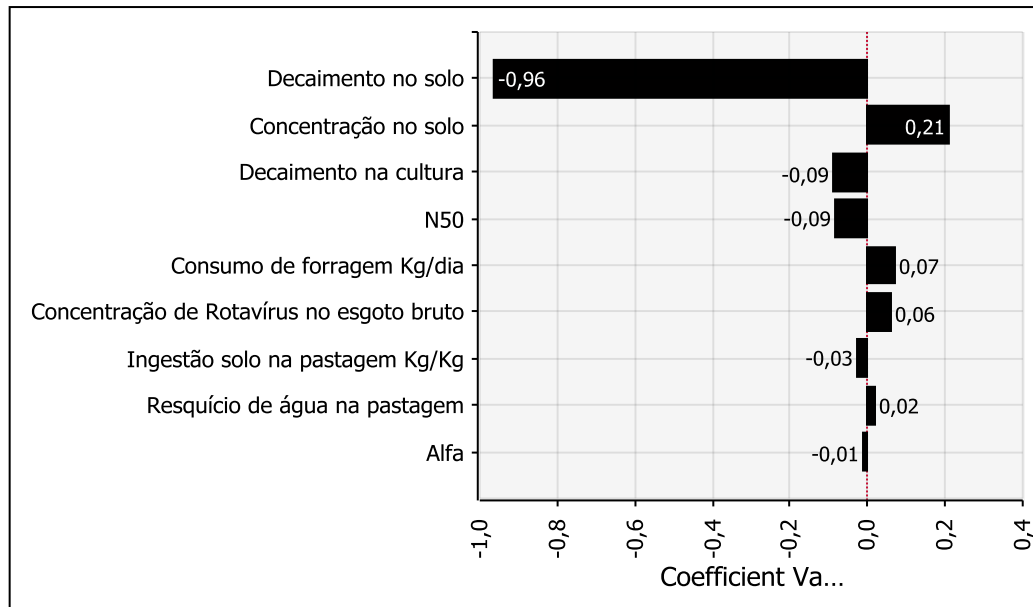


Figura 3.52. Análise de correlação para rotavírus em cenários de alimentação de porcas secas com pastagens irrigadas com água residuária com qualidade microbiológica de 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL.

Ainda é importante considerar que a variável de “decaimento na cultura” considerada neste trabalho é uma extrapolação de dados disponíveis na literatura internacional para hortaliças e sabidamente fatores climáticos influenciam esse decaimento microbiano. Dessa forma, considerando as condições climáticas do Brasil, teríamos um fator ainda mais favorável ao reúso agrícola, que seriam as elevadas temperaturas durante boa parte do ano (HUTCHISON et al., 2004; WANDERLEY, 2005 e BARROS et al., 1999).

3.4. CONSIDERAÇÕES

Os resultados de estimativas de risco obtidos neste trabalho quando comparados à dados de prevalência de patógenos na pecuária apontam a possibilidade de utilização de águas residuárias, com qualidade microbiológica de 10^3 - 10^4 *E. coli*/100mL, para irrigação de pastagens destinadas à alimentação de animais de produção, sem que essa prática resulte em excesso de risco na produção animal de bovinos, caprinos, suínos e aves.

A utilização de técnicas de conservação de forragens como fenação e silagem podem ser uma alternativa para o uso de águas residuárias com

qualidade inferior às faixas descritas acima, no entanto estudos de avaliação de risco ainda precisam ser desenvolvidos considerando este tipo de manejo.

Uma questão importante a ser discutida é quais os patógenos devem ser considerados referência para os animais. Sabidamente os patógenos avaliados apresentam diferenças importantes dentro das variadas espécies animais estudadas. Por exemplo, a rotavirose tem pouca, ou mesmo nenhuma relevância em bovinos adultos, a campilobacteriose intestinal não tem importância sanitária em ruminantes mas tem importância na avicultura e a criptosporidiose normalmente acomete animais jovens. Essas e outras informações revelam a complexidade de modelos de exposição para animais, nos quais não há uniformidade, e apontam a necessidade de que os modelos AQRM, incluindo a exposição e os modelos dose resposta, devem ser animais-específicos.

Ainda, outro fator importante a ser considerado é a infectividade dos microrganismos presentes na pastagem e no solo, os quais já foram expostos à variados e intensos intempéries ambientais. Reinoso et al. (2007) revelam que a sobrevivência e a infectividade de oocistos de *Cryptosporidium* spp. são afetadas em condições de pH e concentrações de amônia encontradas em águas residuárias. Smith et al. (2005) demonstraram que o aumento da acidez e da temperatura aumentam a permeabilidade da parede do oocisto favorecendo a excitação. Considerando a grande resistência do oocisto de *Cryptosporidium*, principal fator que o levou a se tornar patógeno referência pela OMS (WHO, 2006) e **até mesmo a ser "indicador" para helmintos** na Austrália, se a infectividade deste microrganismo é significativamente alterada em condições usuais de águas residuárias, podemos considerar que bactérias e vírus também os são, e neste caso seriam necessários desenvolvimentos de estudos que indiquem a viabilidade/infectividade desses patógenos tanto na água residuária, quanto nas pastagens e solo sendo que, nestas duas últimas matrizes os microrganismos já foram submetidos às ações de fatores ambientais extremos. A elucidação dessas lacunas poderiam auxiliar no

reconhecimento do reúso como uma prática ainda mais segura e que não representa risco às populações animais, o que já foi descrito por alguns autores, porém sem uso de AQRM.

As considerações expostas acima podem endossar os achados em estudos de evidência epidemiológica que, mesmo em condições bastante desfavoráveis de irrigação de forragens com água residuária de qualidade microbiológica ruim, não evidenciaram risco de infecção e doença nos animais tais como, os estudos desenvolvidos por Bevilacqua et al. (2007), Penrose (2001) e Clegg et al. (1986).

Considerando ainda a possibilidade de disseminação rápida de um patógeno cuja rota de infecção é oral-fecal dentro de um rebanho, e também considerando que a dose infectante bem como a relação dose-resposta pode ser maior em animais do que humanos, por ser os animais mais robustos, e portanto menos suscetíveis do que humanos, torna-se necessário um entendimento melhor da relação patógeno-hospedeiro em animais.

A ausência de informações na literatura relativa à AQRM em animais de produção não permite comparar os resultados obtidos neste trabalho. No entanto, a comparação das estimativas de risco derivadas da irrigação de pastagens com águas residuárias com qualidade microbiológica variando de 10^3 - 10^4 *E. coli*/100mL, com informações de prevalência de doenças em rebanhos animais, aponta a possibilidade do reúso como uma alternativa segura, mesmo em cenários desfavoráveis de criação à pasto e ingestão exclusiva de forragem durante todo o ano.

Adicionalmente, o conhecimento da estimativa de risco, e da qualidade mínima da água de irrigação para diferentes cenários de alimentação animal podem ser informações úteis também para os pecuaristas e pode assim, possibilitar o gerenciamento do risco dentro da propriedade. A este exemplo, pode-se citar alternativas de manejo, como excluir animais jovens ou em fase de lactação do pastoreio, quando necessário, o fornecimento de pastagem picada e até mesmo utilização de técnicas de conservação de pastagens, quando a qualidade microbiológica da água residuária

representar excesso de risco para os animais alimentados à pasto. Essas medidas podem proteger a saúde dos animais, garantir a sustentabilidade da produção, econômica e ambiental e, conseqüentemente garantir a qualidade dos produtos gerados, assegurando em última instância a saúde das populações humanas.

3.5 OPORTUNIDADES E LIMITAÇÕES PARA DESENVOLVER MODELOS AQRM APLICADOS A RISCOS À SAÚDE ANIMAL ASSOCIADOS À IRRIGAÇÃO DE PASTOS E FORRAGEIRAS COM ÁGUA RESIDUÁRIA

AQRM tem limitações próprias que não podem ser desprezadas. Por exemplo, como observado por Mara et al. (2007), AQRM não pode determinar se um indivíduo, ou neste caso podemos considerar um animal, fica infectado mais de uma vez por ano, enquanto infecções múltiplas contribuem para a estimativa epidemiológica da incidência da doença. De acordo com estes autores, uma outra fraqueza possível na maioria dos modelos AQRM é que admite-se que os riscos de infecção aumentam linearmente com mudanças na qualidade da matriz (água ou água residuária), ao passo que pode não ser o caso no campo onde os efeitos limiares podem estar em operação (isto é, pode não haver nenhuma doença epidemiológica detectável abaixo de uma certa qualidade de água residuária, mas é detectada a doença acima desta qualidade).

Também, AQRM usa a mesma estrutura desenvolvida para exposição de riscos químicos. Entretanto, agentes microbianos e químicos tem algumas diferenças importantes, levando a limitações com a aplicação de tal estrutura para exposição de patógenos, como destacado por Craun et al. (1996): (a) os microrganismos não são uniformemente distribuídos, mas podem exibir uma distribuição heterogênea devido a aglutinação ou agregação; (b) potencial de transmissão de patógenos de pessoa a pessoa, e estes casos secundários podem incluir pessoa que não teve contato direto com a exposição inicial; (c) variações na susceptibilidade – muitos aspectos (ex. imunidade, idade do hospedeiro e estado fisiológico) podem alterar o relacionamento da dose-resposta se e a intensidade dos resultados; e (d) a concentração de patógenos em amostras do meio ambiente pode crescer ou

diminuir devido à reprodução e inativação. Vale a pena observar, entretanto, que pelo menos o aspecto mais recente é geralmente levado em conta nos modelos AQRM que tem sido desenvolvidos para irrigação com água residuária, no entanto, quando se trata de decaimento em pastagens não existem dados disponíveis.

Adicionalmente, a aplicação de técnicas AQRM a riscos de saúde animal associados à irrigação de pastos e forrageiras com água residuária podem acrescentar outras limitações. Assim, os aspectos seguintes devem ser levados em conta.

(i) Informações dose-resposta tem suas próprias limitações, também a maioria dos modelos humanos dose-resposta derivam de informação de desafio oral de voluntários adultos saudáveis. Além disso, as informações dose-resposta humana disponíveis são limitadas, e em alguns casos ela varia muito de diferentes estirpes dentro de um único patógeno; além do mais, informações são comumente baseadas em números extremamente pequenos de voluntários e desafio oral de alta-dose. Portanto, a generalização e a extrapolação dos resultados à exposição ao meio ambiente em baixas doses pode ser problemática (BLUMENTHAL et al., 2000).

Quanto aos animais, como observado anteriormente, os modelos específicos de dose-resposta são escassos, pelo menos para os microrganismos de interesse para os modelos AQRM relacionados com o consumo de forrageiras irrigadas com água residuária.

(ii) A variação da susceptibilidade não é geralmente considerada em estudos AQRM, mas a imunidade a curto e longo prazo, bem como grupos particularmente sensíveis podem ser responsáveis pela relação dose-resposta diferente, e gravidade dos resultados.

Entre os hospedeiros humanos, crianças, idosos, gestantes e indivíduos imunocomprometidos/imunodeprimidos seriam exemplos de grupos de risco mais sensíveis. Entre os animais é bem sabido que a susceptibilidade varia muito entre diferentes espécies, grupos de idade e estado de fisiologia animal (por exemplo, a lactação e a gestação).

Em alguns estudos de AQRM em humanos, esta questão foi abordada de alguma forma, tendo em conta as variações em torno das estimativas dos parâmetros de modelos de dose-resposta (por exemplo, $\pm 25\%$ em torno dos valores de ID_{50} , α e r) (MARA et al., 2007).

Em uma das poucas tentativas (se não a única disponível) para estimar os riscos associados a pastoreio animal usando técnicas AQRM, não especificado se o consumo foi de pasto ou forrageiras irrigadas com águas residuárias, Othmany (2008) usou dados reportados na literatura para doses infectantes de *Campylobacter* e *Salmonella* em 'gado' (que não representa necessariamente 'doses infectantes medias' - ID_{50}) e as respectivas constantes de infecciosidade humana (α) sugeridas pelo modelo Beta - Poisson de dose-resposta. No entanto, a fim de considerar as incertezas sobre os valores específicos de α para os animais, foram consideradas variações tão grandes quanto $\alpha \pm 5\%$ e $\alpha \pm 50\%$. Além do mais o modelo de exposição proposto por Othmany (2008) considerou apenas a ingestão de solo por 'herbívoros' não-especificado (isto é, não levou em conta o consumo de plantações de forragem) a uma taxa geral na faixa de 10-100 mg/dia durante 300 dias num ano. Além do mais, o estudo foi limitado a estimar riscos de infecções de *Salmonella* e *Campylobacter*. Embora os cenários descritos por Othmany (2008) sejam distintos dos cenários trabalhados no presente estudo, é interessante ressaltar que este autor também encontrou riscos extremamente baixos para *Salmonella* spp. em diferentes condições de qualidade microbiológica da água de irrigação.

(iii) Doenças infecciosas podem levar a transmissões secundárias para indivíduos que não tiveram contato direto com o veículo de exposição inicial.

Como a transmissão secundária acrescenta à estimativa epidemiológica total de incidência da doença e a imunidade protetora é subtraída, alguns autores argumentam que há uma necessidade de um modelo de risco de base populacional, ao invés da probabilidade de infecção individual expressa pelos modelos AQRM. Na verdade, tem havido algumas tentativas de desenvolver 'modelos dinâmicos' AQRM para exposições fluviais e biossólidos abordando

transmissão secundária e imunidade(EISENBERG et al., 1996 e EISENBERG et al., 2004), mas em geral a dificuldade para determinar as estimativas dos parâmetros para tais variáveis complexas é simplesmente reconhecido como um inconveniente na maioria (se não em todos) dos modelos de irrigação com água residuária (HAMILTON et al., 2006 e MARA et al., 2007).

Entretanto, a dinâmica da doença em rebanhos de animais é muito diferente daquela em assentamentos humanos. Os modelos estocásticos para estimar a probabilidade de uma epidemia em populações animais domésticas estruturadas tem sido propostas, e abordagens semelhantes podem ser implementadas em modelos AQRM.

De acordo com Mackenzie e Bishop (2001), os parâmetros no mais simples modelo epidêmico estocástico são o coeficiente de transmissão (β) e a taxa de recuperação (γ). O coeficiente de transmissão denota a taxa na qual os animais suscetíveis ficam infectados e, é o número esperado de novas infecções por animal infectado por animal suscetível por dia. A taxa de recuperação é o inverso do período infeccioso e, é o número esperado de recuperações por animal infectado por dia. Modelos mais complexos que descrevem doenças específicas podem ter parâmetros adicionais (por ex. a extensão de um período de latência ou mortalidade dependência da doença).

MacKenzie e Bishop (2001) propuseram um modelo estocástico para a) estimar a probabilidade de uma epidemia, dada a presença de um animal infectado; b) estimar a produção reprodutiva básica, (isto é, o número esperado de casos secundários na introdução de um simples animal infectado) e a variabilidade da estimativa deste parâmetro; e c) estimar a porcentagem total de animais infectados durante uma epidemia e a porcentagem total infectada em qualquer momento.

(iv) Os modelos de exposição humana podem ser comparativamente simples de construir, na medida em que a população exposta é considerada relativamente uniforme, este poderia não ser o caso para os animais. Como mencionado acima, diferentes animais podem apresentar variada

suscetibilidade à infecção por vários patógenos. O cenário de exposição pode também variar bastante, por exemplo quando se considera comportamentos de pastagem distintos, e o material de alimento e taxas de ingestão para diferentes animais. Portanto, é provável que os modelos AQRM, incluindo a exposição e os modelos dose resposta, deveriam ser animais-específicos.

Em suma, mesmo levando em consideração todas as limitações destacadas acima, AQRM realmente fornece uma estrutura com grande sensibilidade para identificar potencial excesso de risco, mas ainda tem de ser devidamente adaptada para o cenário específico de animais que pastam/alimentam com forrageiras irrigadas com água residuária.

CONCLUSÕES GERAIS

A aplicação da metodologia de AQRM em cenários de irrigação de pastagens destinadas à alimentação de animais de produção, embora incorpore incertezas inerentes à própria metodologia e outras em função da ausência de informações disponíveis para animais de produção, possibilitou o conhecimento da estimativa de risco para diferentes patógenos em cenários específicos de exposição de animais de produção com diferentes qualidade microbiológica da água residuária. A partir dessa informação, outras etapas da Análise de Risco podem ser desenvolvidas, como o gerenciamento do risco, de forma a assegurar que a prática de reúso não resulte em potencial excesso de risco para os animais expostos.

Os resultados obtidos neste trabalho revelam que a utilização de águas residuárias na irrigação de pastagens destinadas à alimentação de animais de produção, com qualidade microbiológica mínima de 10^3 - 10^4 *E. coli*/100mL, não resultou em excesso de doença ou morte para bovinos, caprinos, suínos e aves, mesmo em condições desfavoráveis de alimentação à pasto, durante 365 dias, quando comparado à dados de prevalência disponíveis na literatura.

Águas residuárias que contenham 10^4 - 10^5 *E. coli*/100mL podem ser utilizadas na irrigação de pastagem desde que estas não sejam destinadas à bovinos e suínos jovens e em fase de lactação e nem frangos de corte. A utilização de águas com mais de 10^5 *E. coli*/100mL deve ser melhor avaliada em diferentes cenários com outro tipo de manejo como o fornecimento de forragem picada no coxo e mesmo a utilização de técnicas de conservação de pastagens.

Este trabalho aponta a necessidade de definição de níveis de risco aceitáveis para animais, uma vez que a dinâmica de patógenos em rebanhos pode ser muito diferente da observada em humanos, e um único animal infectado

pode disseminar rapidamente o patógeno para todo o rebanho com efeitos devastadores. Bem como a necessidade de desenvolver estudos que estimem parâmetros específicos para diferentes animais de forma a caracterizar melhor a relação patógeno-hospedeiro e considerar as particularidades de cada espécie.

Este trabalho apresentou uma tentativa de desenvolver modelos de AQRM espécie-específicos para animais de produção, no entanto, devido à ausência de dados algumas incertezas foram incorporadas nos modelos de exposição e dose-reposta.

Nesse sentido, o desenvolvimento de estudos que mensurem o volume de água remanescente na pastagem ou mesmo que quantifiquem a permanência de patógenos nas culturas forrageiras, e tragam também informações da qualidade microbiológica da matriz poderiam reduzir as incertezas para este tipo de estudo.

Da mesma maneira, informações de viabilidade de patógenos em campos de cultivo de pastagens poderiam contribuir para estimativas de risco mais próximas da realidade e compatíveis com estudos de evidência epidemiológica, que evidenciam a ausência de risco de doença ou infecção, mesmo em péssimas condições de qualidade microbiológica da água de irrigação.

Também, os resultados apresentados apontam a necessidade de definição de patógenos referência específicos para animais de produção, principalmente para o grupo das bactérias, uma vez que a forma intestinal de *Campylobacter* spp. apenas apresenta impacto na avicultura e *Salmonella* spp. parece não ser um problema sanitário para prática de reuso, resultando em riscos extremamente baixos ($<10^{-8}$) para o pior cenário de exposição, bovinos de leite, mesmo com qualidade microbiológica ruim da água de irrigação (10^6 - 10^7 *E.coli*/100mL).

A utilização de esgotos sanitários para irrigação de forragens destinadas à alimentação de animais de produção sem dúvida é uma alternativa viável e mesmo necessária. Se considerarmos que a produção de esgotos

domésticos é contínua e crescente, se esse subproduto não for reutilizado, inevitavelmente será lançado em corpos **d'água** comprometendo a qualidade das águas superficiais que por sua vez, serão utilizadas para irrigação de pastagens, outras culturas e, principalmente, será matéria-prima para produção de água potável para consumo humano.

Embora o foco desse trabalho tenha sido a etapa de avaliação de risco, a última etapa do processo de Análise de Risco, a comunicação do risco, assume particular importância na situação de reúso, uma vez que, a proposta de utilização de efluentes tratados de esgotos domésticos na agropecuária, mesmo com regulamentação específica e com estimativas de risco conhecidas, ainda pode resultar em rejeição de produtores e agricultores. Sabidamente o reúso indireto é prática comum na agropecuária e, em quase sua totalidade, é realizado com dejetos animais *in natura*, sem qualquer tratamento. Assim, de forma complementar e paralela, é necessário o devido investimento em ações de esclarecimento e conscientização da população de forma geral, uma vez que, o reúso indireto pode representar risco maior de introdução de patógenos no rebanho do que a utilização de efluentes domésticos tratados. Além do mais, o reúso indireto é, normalmente, realizado com dejetos animais que podem conter patógenos espécie-específicos nem sempre encontrados, ou encontrados em concentrações menores, em esgotos sanitários domésticos.

A conscientização necessária para os pecuaristas, agricultores e população consumidora de produtos de origem animal produzidos em cenários de reúso também deve estar associada ao desenvolvimento de políticas públicas que incentivem essa prática, uma vez que o tratamento de esgotos no Brasil ainda é precário e restrito à alguns centros urbanos, o custo desse tratamento é elevado e o custo da água potável é pouco competitivo, comparado ao custo envolvido no tratamento de esgotos. A ampla disponibilidade de água doce e a falta de fiscalização do uso da água, também são fatores que contribuem para a irrigação de pastagens com água doce e, às vezes, até água potável em detrimento do uso de águas residuárias.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABU-ASHOUR, J.; JOY, D.M.; LEE, H.; WHITELEY, H.R. Transport of microorganisms through soil. **Water Air Soil Pollut**, v. 75, p. 141-158, 1994.

ACHEN, M.; MORISHITA, T.Y.; LEY, E.C. Shedding and colonization of *Campylobacter jejuni* in broiler from day-of-hatch to slaughter age. **Avian Disease**, Minnesota, v. 42, p. 732-737, 1998.

AGUIAR, A.P.A.; ALMEIDA, B.H.P.J. Elaboração de projetos para sistema de produção de leite a pasto – uma abordagem empresarial. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE RAÇAS ZEBUÍNAS, 3, 1988, Uberaba. **Anais...** Uberaba: ABCZ, 1988. p. 246-293.

AHL, A.S.; BUNTAIN, B. Risk and the food safety chain: animal health, public health and the environment. **Rev. Sci. Tech.**, v. 16, p. 322-330, 1997.

ALFIERI, A.A. Epidemiologia da rotavirose suína. In: CONGRESSO LATINO AMERICANO DE SUINOCULTURA, 2, 2004, Foz do Iguaçu. **Anais...** Foz do Iguaçu: AnimalWorld, 2004. p. 69.

ALFIERI, A.A. et al. Aspectos epidemiológicos da rotavirose suína na região sudoeste do estado do Paraná. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE VETERINÁRIOS ESPECIALISTAS EM SUÍNOS, 7, 1995, Blumenau. **Anais...** Blumenau, 1995. p. 91.

ALFIERI, A.A.; ALFIERI, A.F.; BEUTTEMMÜLLER, E.A.; BRITO, B.G.; MÉDICI, K.C. Aspectos epidemiológicos da rotavirose suína na região sudoeste do Estado do Paraná, Brasil. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 20, p. 5-11, 1999.

ALFIERI, A.A.; RESENDE, M.; CONTI, L.E.; ALFIERI, A.F. Evidências do envolvimento do rotavírus nas diarreias do pré e pós-desmame dos suínos. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, v. 43, n. 4, p. 291-300, 1991.

ALFIERI, A.F. et al. Aspectos clínicos e epidemiológicos da rotavirose suína. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE VETERINÁRIOS ESPECIALISTAS EM SUÍNOS, 4, 1989, Itapema. **Anais...** Itapema, 1989. p. 52.

AL-MASHAT, R.R.; TAYLOR, D.J. *Campylobacter* spp. in enteric lesions in cattle. **Vet. Rec.**, v. 107, p. 31-34, 1980a.

AL-MASHAT, R.R.; TAYLOR, D.J. Production of diarrhea and dysentery in experimental calves by feeding pure cultures of *Campylobacter fetus* subspecies jejuni. **Vet. Rec.**, v. 107, p. 459-464, 1980b.

AL-MASHAT, R.R.; TAYLOR, D.J. Production of enteritis in calves by the oral inoculation of pure cultures of *Campylobacter faecalis*. **Vet. Rec.**, v. 109, p. 97-101, 1981.

AL-MASHAT, R.R.; TAYLOR, D.J. Production of enteritis in calves by the oral inoculation of pure cultures of *Campylobacter fetus* subspecies intestinalis. **Vet. Rec.**, v. 112, p. 54-58, 1983.

ALTEKRUSE, S.F. et al. *Campylobacter jejuni*: an emerging foodborne pathogen. **Emerging Infectious Diseases**, v. 5, n. 1, p. 28-35, 1999.

ALTER, T.; GAULL, F.; KASIMIR, S.; GURTLER, M.; MIELKE, H.; LINNEBUR, M.; FEHLHABER, K. Prevalences and transmission routes of *Campylobacter* spp. strains within multiple pig farms. **Vet. Microbiol.**, v. 108, p. 251-261, 2005.

ALVSEIKE, O.; SKJERVE, E. Prevalence of a *Salmonella* subspecies diarizonae in Norwegian sheep herds. **Preventive Veterinary Medicine**, v. 52, n. 3/4, p. 277-285, 2002.

AMOA, P.; DRECHSEL, P.; ABAIDOO, R.C. Pesticide and microbiological contamination of vegetables in Ghana's urban markets. **Arch. Environ. Contam. Toxicol. (AECT)**, v. 50, p. 1-6, 2006.

AMOA, P.; DRECHSEL, P.; ABAIDOO, R.C.; HENSELER, M. Effectiveness of common and improved sanitary washing methods in selected cities of West Africa for the reduction of coliform bacteria and helminth eggs on vegetables. **Tropical Medicine and International Health**, v. 12, n. 2, p. 40-50, 2007.

ANGUS, K.W. Cryptosporidiosis in ruminants. In: DUBEY, J.P.; SPEER, C.A.; FAYER, R. (Ed.). **Cryptosporidiosis of man and animals**. Boca Raton: CRS Press, 1990. p. 83-103.

ANH, V.T.; TRAM, N.T.; KLANK, L.T.; CAM, P.D.; DALSGAARD, A. Faecal and protozoan parasite contamination of water spinach (*Ipomoea aquatica*) cultivated in urban wastewater in Phnom Penh, Cambodia. **Tropical Medicine and International Health**, v. 12, n. 2, p. 72-80, 2007.

ANGUS, K.W.; APPEYARD, W.T.; MENIES, I. et al. Outbreak of diarrhea associated with cryptosporidiosis in naturally reared lambs. **Veterinary Record**, London, v. 110, p. 475-486, 1982.

ANUALPEC. **Anuário da pecuária brasileira 2001**. São Paulo: FNP, 2001. 359 p.

ARAUJO, A.L.; KÖNIG, A.; MILANEZ, J.G.; CEBALLOS, B.S.O. Reuso indireto de esgotos na irrigação de colunas experimentais de solo cultivadas com alface (*Lactuca sativa* L.). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENGENHARIA SANITÁRIA E AMBIENTAL, 20, 1999, Rio de Janeiro. **Anais...** Rio de Janeiro: Associação Brasileira de Engenharia Sanitária, 1999. p. 111-119.

ARCEIVALA, S.J. **Wastewater treatment ansiposal**. New York: Marcel Dekker, 1981. 892 p.

ARIZONA ADMINISTRATIVE CODE – AAC. Environmental quality: direct reuse of reclaimed water. Arizona: Arizona Secretary of State, 1985. Disponível em: <http://www.azsos.gov/public_services/Title_18/18-09.htm>. Acesso em: 15 jan. 2010.

ARMON, R.; GOLD, D.; BRODSKY, M.; ORON, G. Surface and subsurface irrigation with effluents of different qualities and presence of *Cryptosporidium oocysts* in soil and on crops. **Water Science and Technology**, Oxford, v. 46, n. 3, p. 115-122, 2002.

ARRIDGE, H.; ORAGUI, J.I.; PEARSON, H.W.; MARA, D.D.; SILVA, S.A. Vibrio cholerae O1 and Salmonellae removal compared with the die-off of faecal indicator organisms in waste stabilization ponds in northeast Brazil. **Water Science and Technology**, v. 31, n. 12, p. 249-256, 1995.

ASANO, T.; LEONG, L.Y.C.; RIGBY, M.G.; SAKAJI, R.H. Evaluation of the California wastewater reclamation criteria using enteric virus monitoring data. **Water Science and Technology**, v. 26, n. 7-8, p. 1513-1524, 1992.

- ATALLAH, A.N.; CASTRO, A.A. **Fundamentos da pesquisa clínica**. São Paulo: Lemos Editorial, 1998.
- AVERY, S.M.; MOORE, A.; HUTCHISON, M.L. Fate of *Escherichia coli* originating from livestock faeces deposited directly onto pasture. **Lett. Appl. Microbiol.**, v. 38, p. 355-359, 2004.
- AYRES, R.M.; ALABASTER, G.P.; MARA, D.D. A design equation for human intestinal nematode egg removal. **Water Research**, v. 26, n. 6, p. 863-865, 1992.
- BABAKHANI, F.K.; BRADLEY, G.A.; JONES, L.A. Newborn piglet model for campylobacteriosis. **Infect. Immun.**, v. 61, n. 8, p. 3466-3475, 1993.
- BACH, S.J.; STANFORD, K.; McALLISTER, T.A. Survival of *Escherichia coli* O157:H7 in feces from corn - and barleyfed steers. **FEMS Microbiol. Lett.**, v. 252, p. 25-33, 2005.
- BALES, R.C.; HINKLE, S.R.; KROEGER, T.W.; STOCKING, K. Bacteriophage adsorption during transport through porous media: chemical perturbations and reversibility. **Environmental Science Technology**, v. 25, n. 12, p. 2088-2095, 1991.
- BALODA, S.B.; CHRISTENSEN, L.; TRAJCEVSKA, S. Persistence of a *Salmonella enterica* serovar Typhimurium DT12 clone in a piggery and in agricultural soil amended with *Salmonella*-contaminated slurry. **Appl. Environ. Microbiol.**, v. 67, p. 2859-2862, 2001.
- BARBOSA, F.J.V.; ARAÚJO NETO, R.B.; SOBREIRA, R.S.; SILVA, R.A.; GONZAGA, J.A. **Seleção, acondicionamento e incubação de ovos caipiras**. Teresina: Embrapa Meio-Norte, 2004.
- BARCELLOS, D.E.S.N. et al. Ocorrência da salmonelose septicêmica em suínos no período neonatal. In: CONGRESSO NACIONAL DE VETERINÁRIOS ESPECIALISTAS EM SUÍNOS, 1, 1984, Curitiba. **Resumos...** Curitiba: Associação Brasileira de Veterinários Especialistas em Suínos, 1984. p. 29.
- BARKER, I.K.; CARBONELL, P.L. *Cryptosporidium agni* sp. n. from lambs and *Cryptosporidium bovis* sp. n. from a calf with observations on the oocyst. **Z. Parasit.**, v. 44, p. 289-298, 1974.
- BARROW, P.A.; LOVELL, M.A. Experimental infection of egg-laying hens with *Salmonella enteritidis* phage type 4. **Avian Pathology**, v. 20, p. 335-348, 1991.
- BASTOS, R.K.X. **Bacteriological aspects of drip and furrow irrigation with treated wastewater**. 1992. Thesis (Doctor of Philosophy - Civil Engineering) - The University of Leeds, England.
- BASTOS, R.K.X. **Quantitative microbial risk analysis applied to wastewater use in agriculture**: a state of the art review. 2009. Trabalho (Pós-Doutorado) - University of Leeds.
- BASTOS, R.K.X. **Utilização agrícola de esgotos sanitários**. Viçosa: UFV/ABES, 1999.
- BASTOS, R.K.X. **Utilização de esgotos tratados em fertirrigação, hidroponia e piscicultura**. Rio de Janeiro: ABES/Rima, 2003. 267 p.
- BASTOS, R.K.X.; MARA, D.D. The bacterial quality of salad crops drip and furrow irrigated with waste stabilization pond effluent: an evaluation of the WHO guidelines. **Water Science and Technology**, v. 31, p. 12, p. 425-430, 1995.

BASTOS, R.K.X.; AURAZO, M.C.; MOSCOSO, J.C. Evaluacion de la remoción d enteroparasitos en las lagunas de San Juan de Miraflores. In: CONGRESO INTERAMERICANO DE INGIENERIA SANITARIA Y AMBIENTAL, 26, 1998, Lima, Peru. **Proceedings...** Lima, Peru: AIDIS, 1998.

BASTOS, R.K.X.; HELLER, L.; FORMAGGIA, D.M.E.; AMORIM, L.C.; SANCHEZ, P.S.; BEVILACQUA, P.D.; COSTA, S.S.; CANCIO, J.A. Revisão da Portaria 36 GM/90: premissas e princípios norteadores. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENGENHARIA SANITÁRIA E AMBIENTAL, 21, 2001. **Anais...** João Pessoa: Associação Brasileira de Engenharia Sanitária e Ambiental, 2001. p. 1-12.

BASTOS, R.K.X.; NEVES, J.C.L.; BEVILACQUA, P.D.; SILVA, C.V.; CARVALHO, G.R.M. Avaliação da contaminação de hortaliças irrigadas com esgotos sanitários. In: CONGRESO INTERAMERICANO DE INGENIERÍA SANITARIA Y AMBIENTAL, 28, 2002, Cancún. **CD-ROM...**México: AIDIS, 2002b.

BASTOS, R.K.X.; BEVILACQUA, P.D.; NUNES, F.L.; SOEIRO, G.P.; SILVA, C.V.; FREITAS, A.S. Avaliação do tratamento de esgotos sanitários em lagoas de estabilização tendo em vista a utilização do efluente na agricultura e piscicultura. In: CONGRESO INTERAMERICANO DE INGENIERÍA SANITARIA Y AMBIENTAL, 28, 2002, Cancún. **CD-ROM...**México: AIDIS, 2002a.

BASTOS, R.K.X.; BEVILACQUA, P.D.; ERADE NETO, C.O.; VON SPERLING, M. Utilização de esgotos tratados em irrigação: aspectos sanitários. In: BASTOS, R.K.X. (Coord.). **Utilização de esgotos tratados em fertirrigação, hidroponia e piscicultura**. Rio de Janeiro: ABES/RIMa, 2003a. cap. 2, p. 23-59. (Projeto PROSAB).

BASTOS, R.K.X.; BEVILACQUA, P.D.; KELLER, R. Organismos patogênicos e efeitos sobre a saúde humana. In: GONÇALVES, R.F. (Coord.). **Desinfecção de efluentes sanitários**. Rio de Janeiro: ABES/RIMa, 2003b. p. 27-88. (Projeto Prosab).

BASTOS, R.K.X.; BEVILACQUA, P.D.; SILVA, C.A.B.; DORNELAS, F.L.; ASSUNÇÃO, F.A.L.; RIOS, E.N. Tratamento de esgotos sanitários e usos múltiplos de efluentes. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 9, p. 164-170, 2005.

BASTOS, R.K.X.; BEVILACQUA, P.D.; SILVA, C.A.B.; SILVA, C.V. Wastewater irrigation of salad crops: further evidence for the evaluation of the WHO guidelines. **Water Science & Technology**, v. 57, n. 8, p. 1213-1219, 2008.

BATISTA, C.G. **Efeito da adição de *Lactobacillus acidophilus*, *Bifidobacterium bifidum* e *Enterococcus faecium* ao leite sem resíduo de antimicrobiano ou leite de vacas tratadas contra mastite no desempenho e saúde de bezerras da raça holandesa em aleitamento**. 2005. 49 f. Dissertação (Mestrado em Produção Animal) - Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, MG.

BAUM, D. Risk factors associated with increased seroprevalence of *Salmonella* in finishing swine. In: IPVS CONGRESS, 15, 1998, Birmingham, England. **Proceedings...** Birmingham, England, 1998.

BAZZA, M. Experience on wastewater reuse in the Near East. In: EXPERT CONSULTATION FOR LAUNCHING THE REGIONAL NETWORK ON WASTEWATER RE-USE IN THE NEAR EAST, Cairo, 2003. **Proceedings...** Cairo: Food and Agriculture Organization of the United Nations - Regional Office for the Near East/World Health Organization Regional Office for the Eastern Mediterranean, 2003.

BEEKMAN, G.B. **Qualidade e conservação da água.** In: ENCONTRO NACIONAL DE ASSISTÊNCIA TÉCNICA E EXTENSÃO RURAL, 1996, Brasília. Conferência... Brasília: Associação Brasileira das Entidades de Assistência Técnica e Extensão Rural, 1996.

BENEDETTI, E. **Produção de leite a pasto – bases práticas.** Salvador: SEAGRI, 2002. 176 p.

BERENDS, B.R. et al. Identification and quantification of risk factors in animal management and transport regarding *Salmonella* sp. in pigs. **International Journal of Food Microbiology**, n. 30, p. 37-53, 1996.

BERGAMIN FILHO, A.; AMORIM, L. **Doenças de plantas tropicais:** epidemiologia e controle econômico. São Paulo: Ceres, 1996.

BERNDTSON, E.; TIVEMO, M.; A. ENGVALL, A. Distribution and numbers of *Campylobacter* in newly slaughtered broiler chickens and hens. **Int. J. Food Microbiol.**, v. 15, p. 45-50, 1992.

BERRANG, M.E.; BUHR, R.J.; CASON, J.A. *Campylobacter* recovery from external and internal organs of commercial broiler carcass prior to scalding. **Poultry Sci.**, V. 79, p. 286-290, 2000.

BERTONCINI, E.I.; MARANGON, R.C.; AREVALO, R.A.; AMBROSANO, E.J. *Moringa oleifera* Lam: tratamento de água e efluentes. In: SEMINÁRIOS DO PROGRAMA ESTRATÉGICO DA APTA SUSTENTABILIDADE AMBIENTAL, 2, 2008, Barra Bonita, SP. **CD-ROM...** Barra Bonita, 2008.

BESSER, T.E.; GOLDOFT, M.; PRITCHETT, L.C.; KHAKHRIA, R.; HANCOCK, D.D.; RICE, D.H.; GAY, J.M.; JOHNSON, W. et al. Multiresistant *Salmonella typhimurium* DT104 infections of humans and domestic animals in the Pacific Northwest of the United States. **Epidemiology and Infection**, v. 124, p. 193-200, 2000.

BEVILACQUA, P.D. et al. Densidades de Giardia e Cryptosporidium em mananciais de abastecimento de água e prevalência de giardiase: usos e aplicações do modelo teórico de avaliação de risco. In: CONGRESSO INTERAMERICANO DE ENGENHARIA SANITÁRIA E AMBIENTAL, 28, 2002, Cancun. **CD-ROM...** Cancun: Associação Interamericana de Engenharia Sanitária e Ambiental, 2002.

BEVILACQUA, P.D.; BASTOS, R.K.X.; CORAUCCI FILHO, B.; MELO, H.N.S.; ANDRADE NETO, C.O.; STEFANUTTI, R. Alimentação animal com produtos irrigados com esgotos sanitários. In: BASTOS, R.K.X. (Org.). **Utilização de esgotos tratados em fertirrigação, hidroponia e piscicultura.** São Carlos: RiMa Artes e Texto, 2003. p. 225-246. (Projeto PROSAB).

BEVILACQUA, P.D.; BASTOS, R.K.X.; COSTA, G.S.; OLIVEIRA, R.B.; CAPANEMA, R.O. Wastewater irrigation of animal feed crops: an evaluation of existing guidelines. In: IWA CONFERENCE ON WASTEWATER RECLAMATION AND REUSE FOR SUSTAINABILITY, 6, 2007, Antwerp, Belgium. **Proceedings...** Antwerp: International Water Association, 2007.

BEVILACQUA, P.D.; BASTOS, R.K.X.; LANNA, E.A.T. Uso de esgotos tratados para produção animal. In: FLORENCIO, L.; BASTOS, R.K.X.; AISSE, M.M. (Org.). **Tratamento e utilização de esgotos sanitários.** Rio de Janeiro: ABES, 2006. p. 275-330. (Projeto PROSAB).

BILIC, H.R.; BILKEI, G. *Balantidium, Cryptosporidium* and *Giardia* species infections in indoor and outdoor pig production units in Croatia. **Veterinary Record**, v. 158, n. 2, p. 61, 2006.

- BITTENCOURT, M.J.; RÁCZ, M.L. Eletrophoretic study of the genome of porcine rotavírus from São Paulo. **Brazilian Journal of Microbiology**, v.23, n. 2, p. 149-151, 1992.
- BITTON, G.; HARVEY, R.W. Transport of pathogens through soils and aquifers. In: MITCHELL, R. (Ed.). **Environmental microbiology**. New York: Wiley-Liss, 1992. p. 103-124.
- BLASER, M.J.; TAYLOR, D.N.; FELDMAN, R.A. Epidemiology of *Campylobacter jejuni* infections. **Epidemiologic Reviews**, v. 5, p. 157-176, 1983.
- BLUMENTHAL, U.J.; MARA, D.D.; PEASEY, A.; RUIZ-PALACIOS, G.; STOTT, S. Guidelines for the microbiological quality of treated wastewater used in agriculture: recommendations for revising WHO guidelines. **Bulletin of the World Health Organization**, v. 78, n. 9, p. 1104-1116, 2000.
- BOHL, E.H. *et al.* Porcine pararotavírus: detection, differentiation from rotavírus, and pathogenesis in gnotobiotic pigs. **Journal of Clinical Microbiology**, n. 15, p. 312-319, 1982.
- BOHN, C.C.; BUCKHOUSE, J.C. Coliforms as an indicator of water quality in wildland streams. **J. Soil Water Conserv.**, v. 40, p. 95-97, 1985.
- BOOSINGER, T.R.; POWE, T.A. *Campylobacter jejuni* infections in gnotobiotic pigs. **Am. J. Vet. Res.**, v. 49, p. 456-458, 1988.
- BRASIL. Conselho Nacional do Meio Ambiente. Resolução n.º 375, de 17 de março de 2005. Dispõe sobre a classificação dos corpos de água e diretrizes ambientais para o seu enquadramento, bem como estabelece as condições e padrões de lançamento de efluentes, e dá outras providências. **Diário Oficial da União**, 18 mar. 2005, Seção 1, p. 58-63.
- BRASIL. Resolução CONAMA n. 430/2011, de 13 de maio de 2011. Dispõe sobre as condições e padrões de lançamento de efluentes, complementa e altera a Resolução no 357, de 17 de março de 2005, do Conselho Nacional do Meio Ambiente-CONAMA. **Diário Oficial da União**, p. 89, 13 de maio de 2011.
- BRASIL. Resolução CONAMA n. 397/2008, de 3 de abril de 2008. Altera o inciso II do parágrafo 4o e a Tabela X do parágrafo 5o, ambos do art. 34 da Resolução do Conselho Nacional do Meio Ambiente, CONAMA n. 357, de 2005, que dispõe sobre a classificação dos corpos de água e diretrizes ambientais para o seu enquadramento, bem como estabelece as condições e padrões de lançamento de efluentes. **Diário Oficial da União**, p. 68-69, 7 de abril de 2008.
- BRENNER, F.W.; VILLAR, R.G.; ANGULO, F.J.; TAUXE, R.; SWAMINATHAN, B. *Salmonella* nomenclature. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 38, n. 7, p. 2465-2467, 2000
- BRITO, W.M.E.D. Bovine rotavírus in the State of Goiás. **Rev. Microbiol.**, v. 24, p. 229-234, 1994.
- BROOK, B.W.; SODHI, N.S.; BRADSHAW, C.J.A. Synergies among extinction drivers under global change. **Trends in Ecology and Evolution**, v. 23, n. 8, p. 456-460, 2008.
- BUCKHOUSE, J.C.; GIFFORD, G.F. Water quality implications of cattle grazing on a semiarid watershed in southeastern Utah. **J. Range Management**, v. 29, p. 109-113, 1976.

BUECHLER, S.; MEKALA, G.D.; KERAITA, B. Wastewater use for urban and peri-urban agriculture. In: VAN VEENHUIZEN, R. (Ed.). **Cities farming for the future: urban agriculture for green and productive cities**. Ottawa, ON: RUAF Foundation/IDRC/IIRR, 2006. cap. 9, p. 243-273, 2006.

BUKHARI, Z.; SMITH, H.V. *Cryptosporidium parvum*: oocyst excretion and viability patterns in experimentally infected lambs. **Epidemiology and Infection**, v. 119, p. 105-108, 1997.

BULL, S.A.; ALLEN, V.M.; DOMINGUE, G.; JORGENSEN, F.; FROST, J.A. et al. Sources of *Campylobacter* spp. colonising housed broiler flocks during rearing. **Appl. Environ. Microbiol.**, v. 72, p. 645-652, 2006.

BURET, A.; DENHOLLANDER, N.; WALLIS, P.M.; BEFUS, D.; OLSON, M.E. Zoonotic potential of *Giardiasis* in domestic ruminants. **Journal of Infectious Disease**, v. 162, n. 1, p. 231-238, 1990.

BUZINARO, M.G.; MISTIERI, M.L.A.; CARVALHO, A.A.B. et al. Prevalência de rotavírus do grupo A em fezes diarréicas de bezerro de corte em sistema semi-intensivo de produção. **Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.**, v. 55, p. 266-270, 2003.

BUZINARO, M.G.; SAMARA, S.I.; CARVALHO, A.A.B.; PONTES, J.V.; SALLES, R.; SILVA, D.G. Detecção e isolamento de rotavírus caprino do grupo A. **Arq. Inst. Biol.**, São Paulo, v. 78, n. 2, p. 301-304, 2011.

BUZINARO, M.G.; SAMARA, S.I.; PEREIRA, E.A.S.; FUENTES, D.B.; OLIVEIRA, M.C.S. **Ocorrência dos genótipos g e p de rotavírus do grupo a em bezerros de rebanhos de corte no estado de São Paulo, Brasil**. Arquivo do Instituto Biológico, v. 76, n.1, p. 99-105, 2009.

CABARET, J.; GEERTS, S.; MADELINE, M.; BALLANDONNE, C.; BARBIER, D. The use of urban sewage sludge on pasture: the cysticercosis threat. **Vet. Res.**, v. 33, p. 575-597, 2002.

CACCIO, S.M.; DE GIACOMO, M.; AULICINO, F.A.; POZIO, E. Giardia cysts in wastewater treatment plants in Italy. **Appl. Environ. Microbiol.**, v. 69, p. 3393-3398, 2003.

CACCIO, S.M.; DE GIACOMO, M.; POZIO, E.U. Sequence analysis of the [beta]-giardin gene and development of a polymerase chain reaction-restriction fragment length polymorphism assay to genotype *Giardia duodenalis* cysts from human faecal samples. **Int. J. Parasitol.**, v. 32, p. 1023-1030, 2002.

CACCIO, S.M.; THOMPSON, R.C.A.; McLAUCHLIN, J.; SMITH, H.V. Unravelling cryptosporidium and giardia epidemiology. **Trends in Parasitology**, v. 21, p. 430-437, 2005.

CALIFORNIA CODE OF REGULATION – CCR. **Water recycling criteria**. California: Office of Administrative Law for the State of California, 2000. Disponível em: <<http://www.calregs.com/linkedslice/default.asp?SP=CCR-1000&Action=Welcome>>. Acesso em: 15 jan. 2010.

CANTUSIO NETO, Romeu; SANTOS, Luciana Urbano; SATO, Maria Inês Zanolli; FRANCO, Regina Maura Bueno. *Cryptosporidium* spp. and *Giardia* spp. in surface water supply of Campinas, southeast Brazil. **Water Science and Technology**, v. 62, n. 1, p. 217-222, 2010.

CARDOZO, S.V.; TEIXEIRA FILHO, W.L.; LOPES, C.W.G. Transmissão experimental de *Cryptosporidium baileyi* (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) isolado de frango de

corte à codorna japonesa (*Coturnix japonica*). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 14, n. 3, p. 119-124, 2005.

CARELI, R.T. **Ocorrência de *Cryptosporidium* spp. na cadeia produtiva de alface (*Lactuca sativa* L.), sua captura e retenção por biofilmes de *Pseudomonas fluorescens* e seu controle por surfactantes**. 2009. Tese (Doutorado) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG.

CASTRO-HERMIDA, J.A.; ALMEIDA, A.; GONZÁLEZ-WARLETA, M.; COSTA, J.M.C.; RUMBO-LORENZO, C.; MEZO, M. Occurrence of *Cryptosporidium parvum* and *Giardia duodenalis* in healthy adult domestic ruminants. **Parasitology Research**, v. 101, p. 1443-1448, 2007.

CEBALLOS, B.S.O. et al. Microbiological aspects of an urban river used for unrestricted irrigation in the semi-arid region of north east Brazil. **Water Science and Technology**, v. 47, n. 3, p. 51-57, 2003.

CENTER FOR DISEASE CONTROL - CDC. **Campylobacter**: general informations. Disponível em: <<http://www.cdc.gov/nczved/divisions/dfbmd/diseases/campylobacter/>>. Acesso: 26 set. 2010.

CENTER FOR DISEASE CONTROL - CDC. **Salmonella surveillance**: annual summary, 2003. Atlanta, Georgia: US Department of Health and Human Services, 2004.

CENTRO INTERNACIONAL DE REFERÊNCIA EM REUSO DE ÁGUA - CIRRA. **Reuso de água**. São Paulo: USP, 2002. Disponível em: <www.usp.br/cirra/reuso>. Acesso em: 10 out. 2011.

CHAURET, C.; SPRINGTHORPE, S.; SATTAR, S. Fate of *Cryptosporidium* oocysts, *Giardia* cysts, and microbial indicators during wastewater treatment and anaerobic sludge digestion. **Can. J. Microbiol.**, v. 45, p. 257-262, 1999.

CHEN, S.; YEE, A.; GRIFFITHS, M.; LARKIN, C.; TAMASHIRO, C.T.; BEHARI, R.; PASZKOKOLVA, C.; RAHN, K.; DE GRANDIS, S.A. The evaluation of a fluorogenic polymerase chain reaction assay for the detection of *Salmonella* species in food commodities. **International Journal of Food Microbiology**, v. 35, p. 239-250, 1997.

CHERMETTE, R.; BOUFASSA-OUZROUT, S. **Cryptosporidiosis a cosmopolitan disease in animal and in man**. 2.ed. Paris: OIE, 1988. 122 p.

CLEGG, F.G.; WRAY, C.; DUNCAN, A.L.; APPLEYARD, W.T. Salmonellosis in two dairy herds associated with a sewage farm and water reclamation plant. **Journal of Hygiene**, v. 97, p. 237-246, 1986.

COKLIN, T.; FARBER, J.; PARRINGTON, L.; DIXON, B. Prevalence and molecular characterization of *Giardia duodenalis* and *Cryptosporidium* spp. in dairy cattle in Ontario, Canada. **Vet. Parasitol.**, v. 150, p. 297-305, 2007.

CORAUCCI FILHO, B.; ANDRADE NETO, C.O.; KATO, M.T.; CARTAXO, M.F.S.; FIGUEIREDO, R.F.; STEFANUTTI, R.; SILVA, V.P. Disposição no solo. In: GONÇALVES, R.F. (Coord.). **Desinfecção de efluentes sanitários**. Rio de Janeiro: ABES/RiMa, 2003. cap. 8, p. 337-388.

CORAUCCI FILHO, B.; ANDRADE NETO, C.O.; NOUR, E.A.A.; SOUZA, H.N.; FIGUEIREDO, R.F.; SOUZA, J.T. Pós-tratamento de efluentes de reatores anaeróbios por sistema de aplicação no solo. In: CHERNICHARO, C.A.L. (Org.). **Pós-tratamento de efluentes de reatores anaeróbios**. Belo Horizonte: PROSAB, 2001. p. 35-103.

- CORNICK, N.A.; HELGERSON, A.F. Transmission and infectious dose of *Escherichia coli* O157:H7 in swine. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 70, n. 9, p. 5331-5335, 2004.
- CORRY, J.E.L.; ATABAY, H.I. Poultry as a source of *Campylobacter* and related organisms. **J. Appl. Microbiol.**, v. 90, p. 96-114, 2001.
- CORRY, J.E.L.; ATABAY, H.I. Poultry as a source of *Campylobacter* and related organisms. **Journal of Applied Microbiology**, Oxford, v. 90, n. 1, p. 96-114, 2001.
- COSTA MENDES, V.M.; BEER, M.C.; GOOSEN, G.H.; STEELE, A.D. Isolation and preliminary characterization of a caprine rotavirus. **Onderstepoort Journal of Veterinary Research**, n. 61, p. 291-294, 1994.
- COSTA NETO, P.L.O. **Estatística**. São Paulo: Edgard Blücher, 1977. 264 p.
- COTE, S.; LETELLIER, A.; LESSARD, L.; QUESSY, S. Distribution of *Salmonella* in tissues following natural and experimental infection in pigs. **Canadian Journal of Veterinary Research-Revue**, v. 68, n. 4, p. 241-248, 2004.
- COX, P.; GRIFFITH, M.; ANGLES, M.; DEERE, D.; FERGUSON, C. Concentrations of pathogens and indicators in animal feces in the Sydney watershed. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 71, n. 10, p. 5929-5934, 2005.
- CRANE, S.R.; MOORE, J.A. Modeling enteric bacterial die-off: a review. **Water Air Soil Pollut**, v. 27, p. 411-439, 1986.
- CRAUN, G.; DUFOUR, A.; EISENBERG, J.; FORAN, J.; GAUNTT, C.; GERBA, C.; HAAS, C.; HIGHSMITH, A.; IRBE, R.; JULKUNEN, P.; JURANEK, D.; LECHEVALLIER, M.; LEVINE, M.; MACLER, B.; MURPHY, B.; PAYMENT, P.; PFAENDER, F.; REGLI, S.; ROBERSON, A.; ROSE, J.; SCHAUB, S.; SCHIFF, G.; SEED, J.; SMITH, C.; SOBSEY, M.; SPEAR, R. A conceptual framework to assess the risks of human disease following exposure to pathogens. **Risk Analysis**, v. 16, n. 6, p. 841-848, 1996.
- CRAY JUNIOR, W.C.; MOON, H.W. Experimental infection of calves and adult cattle with *Escherichia coli* O157:H7. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 61, n. 4, p. 1586-1590, 1995.
- CROCKETT, C.S.; HAAS, C.N. Understanding protozoa in your watershed. **Journal of American Water Works Association**, v. 89, p. 62-73, 1997.
- CROOK, J. Water reclamation and reuse criteria. In: ASANO, T. **Water quality management library: wastewater reclamation and reuse**. Pennsylvania, USA: Technomic Publication, 1998.
- CURRENT, W.L. et al. The life cycle of *Cryptosporidium baileyi*. (Apicomplexa) *Cryptosporididae* infecting chickens. **Journal of Protozoology**, v. 33, p. 289-296, 1986.
- CURRENT, W.L.; HAYNES, T.B. Complete development of *Cryptosporidium* in cell culture. **Science**, v. 224, n. 4649, p. 603-605, 1984.
- DA SILVA, N.R.S.; FALCI, V.S.; AZEVEDO, J.S.C. et al. *Cryptosporidium parvum* em ovinos no município de Guaíba, RS. **Arquivo de Faculdade Veterinária UFRGS**, Porto Alegre, v. 18, p. 69-72, 1990.
- DAGUER, H.; GENIZ, P.V.; SANTOS, A.V. Ausência de *Trichinella spiralis* em suínos abatidos em Palmas, Estado do Paraná, Brasil. **Ciência Rural**, v. 35, n. 3, p. 660-663, 2005.

DAROLT, M.R. O papel do consumidor no mercado de produtos orgânicos. **Agroecologia Hoje**, v. 2, n. 7, p. 8-9, 2001.

DAVIES, C.M.; FERGUSON, C.M.; KAUCNER, C.; KROGH, M.; ALTAVILLA, N.; DEERE D.A.; ASHBOLT, N.J. Dispersion and transport of *Cryptosporidium* oocysts from fecal pat sunder simulated rainfall events. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 70, n. 2, p. 1151-1159, 2004.

DAVIES, R. Fowl typhoid and pullorum disease. In: WORLD ORGANIZATION FOR ANIMAL HEALTH - WOA. **Manual of diagnostic tests and vaccines for terrestrial animals 2009**. Paris, 2009a. p. 538-548.

DAVIES, R. Salmonellosis. In: WORLD ORGANIZATION FOR ANIMAL HEALTH - WOA. **Manual of diagnostic tests e vaccines for terrestrial animals 2009**. Paris, 2009b. p. 1267-1283.

DE GRAAF, D.C.; VANOPDENBOSCH, E.; ORTEGA-MORA, L.M. et al. A review of the importance of cryptosporidiose in farm animais. **International Journal for Parasitology**, London, v. 29, p. 1269-1287, 1999.

DE JONG, H.; EKDAHL, M.O. Salmonellosis in calves-the effect of dose rate and other factors on transmission. **N. Z. Vet. J.**, v. 13, n. 59, 1965.

DELGADO, C.; ROSEGRANT, M.; STEINFELD, H.; EHUI, S.; COURBOIS, C. **Livestock to 2020: the next food revolution**. Washington/Rome/Nairobi: International Food Policy Research Institute/Food and Agriculture Organization of the United Nations/International Livestock Research Institute, 1999. 83 p. (Food, Agriculture, and the Environment Discussion Paper, 28).

DENMARK. **Annual report on zoonosis in Denmark 1999**. Copenhagen: Ministry of Food, Agriculture and Fisheries, 2000. Disponível em: <<http://www.food.dtu.dk/Default.aspx?ID=9202>>. Acesso em: 19 jul. 2010.

DESMIDT, M.; DUCATELLE, R.; HAESEBROUCK, F. Pathogenesis of *Salmonella enteritidis* phage type four after experimental infection of young chickens. **Vet. Microbiol.**, v. 56, p. 99-109, 1997.

DI GIOVANNI, G.D.; BETANCOURT, W.Q.; HERNANDEZ, J.; ASSADIAN, N.W.; MARGEZ, J.P.F.; LOPEZ, E.J. Investigation of potential zoonothronotic transmission of cryptosporidiosis and giardiasis through agricultural use of reclaimed wastewater. **International Journal of Environmental Health Research**, v. 16, n. 6, p. 405-418, 2006.

DI GIOVANNI, G.D.; KARIM, M.R.; LECHEVALLIER, M.W.; BOUTROS, S.N.; CHANDLER, J.S.; ABRAMS, F.A.; SPINNER, M.L.; WEIHE, J.R. **Overcoming molecular sample processing limitations: quantitative PCR**. Alexandria, VA: Water Environment Research Foundation and International Water Association, 2002.

DI GIOVANNI, G.D.; LeCHEVALLIER, M.W. Quantitative PCR assessment of *Cryptosporidium parvum* cell culture infection. **Appl. Environ. Microbiol.**, v. 71, p. 1495-1500, 2005.

DIAS, G.M.F. **Estudo integrado da qualidade microbiológica da água da bacia do Ribeirão São Bartolomeu: análise epidemiológica, ambiental e espacial**. 2007. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG.

DIAS, G.M.F.; BEVILACQUA, P.D.; BASTOS, R.K.X.; OLIVEIRA, A.A.; CAMPOS, G.M.M. *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. em água de manancial superficial de

abastecimento contaminada por dejetos humano e animal. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 60, n. 6, p. 1291-1300, 2008.

DÍAZ, V.; CAMPOS, M.; LOZANO, J.; MAÑAS, I.; GONZÁLEZ, J. Aspects of animal giardiasis in Granada province (southern Spain). **Veterinary Parasitology**, v. 64, n. 3, p. 171-176, 1996.

DILLINGHAM, R.A.; LIMA, A.A.; GUERRANT, R.L. Cryptosporidiosis: epidemiology and impact. **Microbes Infection**, v. 89, n. 9, p. 1059-1066, 2002.

DOYLE, M.P.; ERICKSON, M.C. Closing the door on the fecal coliform assay. **Microbe**, v. 1, p. 162-163, 2006.

DULAC, N. Recycling urban organic wastes in agriculture. In: BRUINSMA, W.; HERTOOG, W. (Eds.). **Annotated bibliography on urban agriculture**. The Netherlands: ETC Urban Agriculture Programme, 2001. p. 512-553.

EDERLI, B.B.; CARVALHO, C.B.; SALES, L.G. Ocorrência da infecção por *Cryptosporidium* em bezerros na microrregião de Campos dos Goytacazes no norte do estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Rev. Bras. Parasitol. Vet.**, v. 13, n. 2, p. 45-48, 2003.

EDWARDS, P. **Reuse of human wastes in aquaculture**: a technical review. Washington, D.C.: The World Bank, 1992. 350 p. (UNDP - World Bank Water Research Program).

EL HAMOURI, B.; HANDOUF, A.; MEKRANE, M.; TOUZANI, M.; KHANA, A.; KHALLAYOUNE, K.; BENCHOKROUN, T. Use of wastewater for crop production under arid and saline conditions: yield and hygienic quality of crop and soil contaminations. **Water Science and Technology**, v. 33, n. 10-11, p. 327-334, 1996.

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA – EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa Tecnológica e Informática Agropecuária. **Agricultura familiar**. 2003. Disponível em: <<http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/AgriculturaFamiliar/RegiaoMeioNorteBrasil/GalinhaCaipira/index.htm>>. Acesso em: 17 ago. 2011a.

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA – EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa Tecnológica e Informática Agropecuária. **Leite**. 2008. Disponível em: <<http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Leite/LeiteSemiArido/racas.html>>. Acesso em: 23 set. 2011b.

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA – EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa Tecnológica e Informática Agropecuária. **Suínos**. 2003. Disponível em: <<http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Suinos/SPSuinos/index.html>>. Acesso em: 17 ago. 2011c.

EMPRESA DE ASSISTÊNCIA TÉCNICA DE EXTENSÃO RURAL – EMATER. **Forragem hidropônica de milho**: uma alternativa bem sucedida. Natal: Instituto de Assistência Técnica e Extensão Rural do Rio Grande do Norte, 2001. 24 p.

ENEMARK, H.L.; AHRENS, P.; BILLE-HANSEN, V.; HEEGAARD, P.M.H.; VIGRE, H.; THAMSBORG, S.M.; LIND, P. *Cryptosporidium parvum*: infectivity and pathogenicity of the "porcine" genotype. **Parasitology**, v. 126, p. 407-416, 2003.

ENRIQUEZ, C.; NWACHUKU, N.; GERBA, C.P. Direct exposure to animal enteric pathogens. **Rev. Environ. Health**, v. 16, p. 117-131, 2001.

ENSINK, J.H.J.; TARIO, M.; ANDERS, D. Wastewater-irrigated vegetables: market handling versus irrigation water quality. **Tropical Medicine and International Health**, v. 12, n. 2, p. 2-7, 2007.

ESTES, M.K. rotaviruses and their replication. In: FIELDS, B.N.; KNIPE, D.M.; HOWLEY, P.M. et al. (Eds.). **Virology**. 5.ed. Philadelphia: Lippincott Williams & Wilkins, 2001. p. 1747-1785.

FAGUNDES, T.F.; BATH, F.V.C.; SOLEIRO, C.A.; FAMADAS, K.M.; MENEZES, R.C.A.A. Inquérito preliminar sobre parasitas de aves (*Sthrutio camelus*) de um criatório localizado no Estado do Rio de Janeiro. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 13, n. 1, p. 368, 2004.

FANELLI, M.J.; SASLER, W.W.; BROWNELL, J.R. Preliminary studies on persistence of salmonellae in poultry litter. **Avian Diseases**, v. 14, n. 1, p. 131-141, 1970.

FARIA, V.P. Técnica de produção de silagem. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE PASTAGENS, 1986, Piracicaba. **Anais...** Piracicaba: Fundação de Estudos Agrários Luiz de Queiroz, 1986. p. 119-144.

FARIZAWATI, S.; LIM, Y.A.L.; AHMAD, R.A.; FATIMAH, C.T.N.I.; SITI-NOR, Y. Contribution of cattle farms towards river contamination with *Giardia* cysts and *Cryptosporidium* oocysts in Sungai Langat Basin. **Tropical Biomedicine**, v. 22, n. 2, p. 89-98, 2005.

FARUQUI, N.I. Wastewater treatment e reuse for food e water security. In: VAN VEENHUIZEN, R. (Ed.). **Cities farming for the future: urban agriculture for green e productive cities**. Ottawa, ON: RUAF Foundation/IDRC/IIRR, 2006. cap. 9, p. 264-266, 2006.

FAUBERT, G.M.; LITVINSKY, Y. Natural transmission of *Cryptosporidium* spp. between dams and calves on dairy farm. **J. Parasitol.**, v. 86, p. 495-500, 2000.

FAUST, E.C.; D'ANTONI, J.S.; ODON, V.; MILLER, M.S.; PERES, C.; SAWITZ, W.; TOMEN, L.F.; WALKER, J.H. A critical study of clinical laboratory technics for the diagnosis of protozoan cysts and helminth eggs in feces. I-Preliminary communication. **Am. J. Trop. Med.**, v. 18, p. 169-183, 1938.

FAYER, R. General biology of *Cryptosporidium*. In: FAYER, R.; XIAO, L. (Eds.). **Cryptosporidiosis of man and animals**. CRC Press and IWA Publishing, 2008. p. 1-42.

FAYER, R.; MORGAN, U.; UPTON, S.J. Epidemiology of *Cryptosporidium*: transmission, detection and identification. **International Journal for Parasitology**, v. 30, p. 1305-1322, 2000.

FAYER, R.; SANTIN, M.; TROUT, J.M.; GREINER, E. Prevalence of species and genotypes of *Cryptosporidium* found in 1-2-year-old dairy cattle in the eastern United States. **Vet. Parasitol.**, v. 135, n. 2, p. 105-112, 2006.

FAYER, R.; SPEER, C.A.; DUBEY, J.P. General biology of *Cryptosporidium*. In: FAYER, R. **Cryptosporidium and Cryptosporidiosis**. Boca Raton: CRC Press, 1997. p. 1-242.

FAZIL, A.M. **A primer on risk assessment modelling**: focus on seafood products. Rome: FAO, 2005. 56 p. (FAO Fisheries Technical Paper, 462).

FEACHEM, R.G.; BRADLEY, D.J.; GARELIK, H.; MARA, D.D. **Sanitation and disease**: health aspects of excreta and wastewater management. New York: John Wiley & Sons, 1983. 501 p.

FEDORKA-CRAY, P.; McKEAN, J.D.; BERAN, G.W. **Prevalence of *Salmonella* in swine and pork**: a farm to consumer study. ISU Swine Research Report, 1997. Disponível em: <http://www.extension.iastate.edu/Pag_es/ansci/swinereports/asl-1507.pdf>. Acesso em: 07 jul. 2003.

FEITOSA, F.L.F.; SHIMAMURA, G.M.; ROBERTO, T.; MEIRELES, M.V.; NUNES, C.M.; CIARLINI, P.C.; BORGES, A.S. Prevalência de criptosporidiose em bezerros na região de Araçatuba, estado de São Paulo, Brasil. **Ciência Rural**, v. 34, n. 1, p. 189-193, 2004.

FERNANDEZ, F.M.; CONNER, M.E.; HODGINS, D.C. et al. Passive immunity to bovine rotavirus in newborn calves fed colostrum supplements from cows immunized with recombinant SA11 rotavirus core-like particle (CLP) or virus-like particles (VLP) vaccines. **Vaccine**, v. 16, p. 507-516, 1998.

FERNANDEZ, J.C.; GARRIDO, R.J. **Economia dos recursos hídricos**. Salvador: EDUFBA, 2002.

FERREIRA, D.C. **Fertirrigação do cafeeiro com esgoto doméstico**: riscos de salinização e contaminação do solo. 2008. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG.

FERREIRA, M.G.; FACURY FILHO, E.J.; HEINEMANN, M.B.; CARVALHO, A.U.; LAGE, A.P.; FERREIRA, P.M.; FREITAS, M.D. Prevalência de *Eimeria*, *Helmintos*, *Escherichia coli*, *Salmonella*, *Rotavirus*, *Coronavirus* e *Cryptosporidium parvum* em propriedades leiteiras de Minas Gerais, Brasil. **Ciência Animal Brasileira**, <http://www.revistas.ufg.br/index.php/vet/article/view/7852/5661>, 1999.

FIELD, H.I. A survey of bovine salmonellosis in mid and West Wales. **The Veterinary Journal**, v. 104, p. 251-339, 1948.

FIERER, J. Invasive *Salmonella* dublin infections associated with drinking raw milk. **West. J. Med.**, v. 138, p. 665-669, 1983.

FIERER, J.; KRAUSE, M.; TAUXE, R.; GUINEY, D. *Salmonella typhimurium* bacteremia: association with the virulence plasmid. **Infect. Dis.**, v. 166, p. 639-642, 1992.

FIJTMAN, N.L.; BARRANDEGUY, M.E.; CORNAGLIA, E.M. et al. Variations and persistency of electropherotypes of bovine rotavirus field isolates. **Arch. Virol.**, v. 96, p. 275-281, 1987.

FIREHAMMER, B.D.; MYERS, L.L. *Campylobacter fetus* subsp. *jejuni*: its possible significance in enteric disease of calves and lambs. **Am J Vet Res.**, v. 42, n. 6, p. 918-22, 1981.

FITZGERALD, C. et al. Evaluation of methods for sub typing *Campylobacter jejuni* during an outbreak involving a food handler. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 9, n. 7, p. 2386-2390, 2001.

FLORIDA ADMINISTRATIVE CODE – FAC. **Reuse of reclaimed water and land application**. Disponível em: <<http://www.dep.state.fl.us/WATER/rulesnum.htm#62-600>>. Acesso em: 13 jan. 2010.

FOLEGATTI, M.V. **Fertirrigação**: citrus, flores e hortaliças. Guaíba: Agropecuária, 1999. 458 p.

FONG, T.T.; LIPP, E.K. Enteric viruses of humans and animals in aquatic environments: health risks, detection, and potential water quality assessment tools. **Microbiol. Mol. Biol. Rev.**, v. 69, p. 357-371, 2005.

FONSECA, S.P.P. **Material técnico do curso sobre tratamento de esgoto por disposição no solo**. Belo Horizonte: FEAM, 2005. 40 p.

FONTES, C.A.A. Composição corporal, exigências líquidas de nutrientes para ganho de peso e desempenho produtivo de animais zebuínos e mestiços europeu-zebu. In: SIMPÓSIO INTERNACIONAL SOBRE EXIGÊNCIAS NUTRICIONAIS DE RUMINANTES, 1995, Viçosa. **Anais...** Viçosa, MG: UFV, 1995. p. 419-456.

FONTES, L.V.Q.; CAMPOS, G.S.; BECK, P.A. et al. Precipitation of bovine rotavírus by polyethylen glycol (PEG) and its application to produce polyclonal and monoclonal antibodies. **J. Virol. Methods**, v. 123, p. 147-153, 2005.

FOOD AGRICULTURAL ORGANIZATION – FAO. **Principles and guidelines for incorporating microbiological risk assessment in the development of food safety standards, guidelines and related texts**. Kiel, Germany, 2002b.

FOOD AGRICULTURAL ORGANIZATION – FAO. **Risk assessments of *Salmonella* in eggs and broiler chickens**. Geneva: WHO; Rome: FAO, 2002a. (Microbiological Risk Assessment Series, 1/2).

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION – FAO. **Faostat**: the FAO Statistical Database. Disponível em: <<http://faostat.fao.org/>>. Acesso em: 15 jan. 2010.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION – FAO. World Health Organization. **Food safety risk analysis**: an overview and framework manual. Rome: FAO/WHO, 2005.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION – FAO. World Health Organization. **Food safety risk analysis**: a guide for national food safety authorities. Rome: FAO/WHO, 2006. (Food and Nutrition Paper, 87).

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION – FAO. World Health Organization. **Exposure assessment of microbiological hazards in food**: guidelines. Rome: FAO/WHO, 2008. (Microbiological Risk Assessment Series, 7).

FOOD AND DRUG ADMINISTRATION – FDA. Center for Food Safety and Applied Nutrition. ***Campylobacter jejuni* bad bug book**. Disponível em: <<http://www.cfsan.fda.gov/~mow/chap4.html>>. Acesso em: 14 out. 2005.

FOOD AND DRUGS ADMINISTRATION – FDA. United States Department of Agriculture. Center for Disease Control. **Draft assessment of the relative risk to public health from foodborne *Listeria monocytogenes* among selected categories of ready-to-eat foods**. 2001. Disponível em: <www.foodsafety.gov/~dms/lmrisk.html>.

FORBES, D.; OAKLEY, G.A.; MACKENZIE, J.A. Experimental Salmonella dublin infection in calves. **Vet. Rec.**, v. 101, n. 12, p. 220-224, 1977.

FOREYT, W.J. Coccidiosis and Cryptosporidiosis in sheep and goats. **Veterinary Clinic North North American Food Animal Practice**, Washington, v. 6, p. 475-486, 1990.

FRANCHINI, J.C.; MEDA, A.R.; CASSIOLATO, M.E. Potencial de extratos de resíduos vegetais na mobilização do calcário no solo por método biológico. **Sci. Agric.**, v. 58, p. 357-360, 2001.

FREITAS, P.P.S.; UYEMURA, S.A.; SILVA, D.G.; SAMARA, S.I.; BUZINARO, M.G. Rotavírus bovino: fatores de risco, prevalência e caracterização antigênica de amostras em rebanhos leiteiros no estado de São Paulo. **Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.**, Belo Horizonte, v. 63, n. 4, 2011.

FRIEDMAN, C.R.; HOEKSTRA, R.M.; SAMUEL, M.; MARCUS, R.; BENDER, J.; SHIFERAW, B.; REDDY, S.; AHUJA, S.D.; HELFRICK, D.L.; HARDNETT, F.; CARTER, M.; ANDERSON, B.; TAUXE, R.V. Risk factors for sporadic *Campylobacter* infection in the United States: a casecontrol study in FoodNet sites. **Clin. Infect. Dis.**, v. 38, n. 3, p. 285-296, 2004.

FRIK, J.F. **Salmonella dublin infections in cattle in the Netherlands**. 1969. Thesis (Ph.D.) - Utrecht.

GAMEZ, H.A.; RIGOBELLO, E.C.; FERNANDES, A.S.; MARIN, J.M.; ÁVILA, F.A. Diarréia bovina: estudo da etiologia, virulência e resistência a antimicrobianos de agentes isolados de bezerros da região de Ribeirão Preto – SP, Brasil. **Ars. Vet.**, v. 22, n. 1, p. 22-30, 2006.

GANNON, J.T.; MANILAL, V.B.; ALEXANDER, M. Relationship between cell surface and transport of bacteria through soil. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 57, p. 190-193, 1991.

GARBER, L.P.; SALMAN, M.D.; HURD, H.S.; KEEFE, T.; SCHALATER, J.L. Potential risk factor for *Cryptosporidium* infections in dairy calves. **J. Am. Vet. Med. Assoc.**, v. 205, p. 86-91, 1994.

GARBER, L.P.; SALMAN, M.D.; HURD, H.S.; KEEFE, T.; SCHLATER, J.L. Potential risk factor for *Cryptosporidium* infection in dairy calves. **J. Am. Vet. Med. Assoc.**, v. 205, n. 1, p. 86-91, 1994.

GARCIA, A.M.; LIMA, A.D. Frequência do *Cryptosporidium* em bezerros lactentes de rebanho leiteiros de Minas Gerais. **Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.**, v. 45, n. 2, p. 193-198, 1993.

GASSMAN, L.; SCHWARTZBROD, J. Wastewater and Giardia cysts. **Water Science Technology**, v. 24, n. 2, p. 183-186, 1991.

GAST, R.K. Understanding *Salmonella enteritidis* in laying chickens: the contributions of experimental infections. **International Journal Food Microbiology**, v. 21, p. 107-116, 1994.

GAST, R.K.; BEARD, C.W. Detection and enumeration of *Salmonella enteritidis* in fresh and stored eggs laid by experimentally infected hens. **Journal Food Protection**, v. 55, p. 152-156, 1992.

GATTI, M.S.V.; PESTANA, P.; CASTRO, A.F. et al. Viruses with bisegmented double-stranded RNA in pig faeces. **Res. Vet. Sci.**, v. 47, p. 397-398, 1989.

GENNACCARO, A.L.; McLAUGHLIN, M.R.; QUINTERO-BETANCOURT, W.; HUFFMAN, D.E.; ROSE, J.B. Infectious *Cryptosporidium parvum* oocysts in final reclaimed effluent. **Appl. Environ. Microbiol.**, v. 69, p. 4983-4984, 2003.

GERBA, C.P. Virus survival and transport in groundwater. **J. Industr. Microbiol. Biotech.**, v. 22, p. 535-539, 1999.

GERBA, C.P.; BITTON, G. Microbial pollutants: their survival and transport pattern to groundwater. In: BITTON, G.; GERBA, C.P. (Eds.). **Groundwater pollution microbiology**. New York: John Wiley & Sons, 1984. p. 65-88.

GERBA, C.P.; GOYAL, S.M.; CECH, I.; BOGDAN, G.F. Quantitative assessment of the adsorptive behavior of viruses to soils. **Envir. Sci. Technol.**, v. 15, p. 940-944, 1981.

GERBA, C.P.; ROSE, J.B.; SINGH, S.N. Waterborne gastroenteritis and viral hepatitis. **Crit. Ver. Envir. Control.**, v. 15, p. 213-236, 1985.

- GHEYI, H.R.; MEDEIROS, J.F.; SOUZA, J.R. A qualidade de água de irrigação. In: FOLEGATTI, M.V. (Coord.). **Fertirrigação. Citrus. Flores. Hortaliças**. Guaíba: Agropecuária, 1999. p. 237-265.
- GIBSON, E.A. **Salmonellosis in Calves**. In: ANNUAL CONFERENCE, 79, 1961, Oxford. **Proceedings...** Oxford: B.V.A., 1961.
- GILL, C.O.; HARRIS, L.M. Contamination of red-meat carcasses by *Campylobacter fetus* subsp, jejuni. **Appl. Environ. Microbiol.**, v. 44, p. 977-980, 1982b.
- GILL, C.O.; HARRIS, L.M. Survival and growth of *Campylobacter fetus* subsp, jejuni on meat and in cooked foods. **Appl. Environ. Microbiol.**, v. 44, p. 259-263, 1982a.
- GOH, S.; REACHER, M.; CASEMORE, D.P.; VERLANDER, N.Q.; CHALMERS, R.; KNOWLES, M.; WILLIAMS, J.; OSBORN, K.; RICHARDS, S. Sporadic cryptosporidiosis, North Cumbria, England 1996-2000. **Emerg. Infect. Dis.**, v. 10, p. 1007-1015, 2004.
- GORHAM, S.L.; KADAVIL, K.; LAMBERT, H.; VAUGHAN, E.; PERT, B.; ABEL, J. Persistence of *Salmonella enteritidis* in young chickens. **Avian Pathol.**, v. 20, p. 433-437, 1991.
- GRACZYK, T.K.; CRANFIELD, M.R.; FAYER, R.; TROUT, J.; GOODALE, J.H. Infectivity of *Cryptosporidium parvum* oocysts is retained upon intestinal passage through a migratory water-fowl species Canada goose (*Branta canadensis*). **Trop. Med. Int. Health**, v. 2, p. 341-347, 1997.
- GRANT, I.H.; RICHARDSON, N.J.; BOKKENHEUSER, V.D. **Broiler chickens as potential. Appl Environ Microbiol**, v. 43, n.5, p. 1219-1220, 1980.
- GRAU, F.H. *Campylobacter jejuni* and *Campylobacter hyointestinalis* in the intestinal tract on the carcasses of calves and cattle. **Journal of Food Protection**, v. 51, p. 857-861, 1988.
- GREENBERG, H.B.; VALDESUSO, J.; KATHLEEN, W. et al. Production and preliminary characterization of monoclonal antibodies directed at two surface proteins of rhesus rotavírus. **J. Virol.**, v. 47, p. 267-275, 1983.
- GREGORI, F.; RUIZ, V.L.A.; BERSANO, J.G.; CENTOFANTI, T. Rotavírus em criação de suínos. 2006. Disponível em: <http://www.infobibos.com/Artigos/2006_3/Rotavirose/index.htm>. Acesso em: 12 set. 2011.
- GRIMASON, A.M. et al. Occurrence and removal of *Ascaris* sp. by Kenyan and french waste stabilization ponds systems. In: IAWQ INTERNATIONAL SPECIALIST POND CONFERENCE, 3, 1995, João Pessoa. **Proceedings...** João Pessoa: IAWQ, 1995.
- GRIMASON, A.M.; SMITH, H.V.; THITAI, W.N.; SMITH, P.G.; JACKSON, M.H.; GIRWOOD, R.A. Occurrence and removal of *Cryptosporidium* spp. oocysts and *Giardia* spp. cysts in Kenyan waste stabilization ponds. **Water Science Technology**, v. 27, p. 97-104, 1993.
- GUAN, T.Y.; HOLLEY, R.A. Pathogen survival in swine manure environments and transmission of human enteric illness: a review. **J. Environ. Qual.**, v. 32, p. 383-392, 2003.
- GUIMARÃES, A.M.; ALVES, E.G.L.; FIGUEIREDO, H.C.P.; COSTA, G.M.; RODRIGUES, L.S. Freqüência de enteroparasitas em amostras de alface (*Lactuca sativa*) comercializadas em Lavras, Minas Gerais. **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.**, v. 36, n. 5, p. 621-623, 2003.

GUSELLE, N.J.; APPELBEE, A.J.; OLSON, M.E. Biology of *Cryptosporidium parvum* in pigs: from weaning to market. **Veterinary Parasitology**, v. 113, p. 7-18, 2003.

HAAS, C.N.; ROSE, J.B.; GERBA, C.P. **Quantitative microbial risk assessment**. New York: John Wiley & Sons, 1999. 449 p.

HAAS, C.N.; ROSE, J.B.; GERBA, C.P.; REGLI, S. Risk assessment of virus in drinking water. **Risk Analysis**, v. 13, n. 5, p. 545-552, 1993.

HALL, G.A.; JONES, P.W. A study of the pathogenesis of experimental Salmonella dublin abortion in cattle. **Journal of Comparative Pathology**, v. 87, p. 53-65, 1977.

HALL, G.A.; JONES, P.W.; AITKEN, M.M.; PARSONS, K.R. The serology of experimental Salmonella dublin infection of cattle. **Journal of Hygiene**, v. 81, p. 81-41, 1978.

HAMILTON, A.J.; STAGNITTI, F.S.; PREMIER, R.; BOLE, A.M. Is the risk of illness through consuming vegetables irrigated com reclaimed wastewater different for different population groups? **Water Science & Technology**, v. 54, n. 11/12, p. 379-386, 2006.

HAMODA, M.F.; AL-AWADI, S.M. Improvement of effluent quality for reuse in a dairy farm. **Water Science and Technology**, Londres, v. 33, n. 10-11, p. 79-85, 1996.

HANCOCK, D.; BESSER, T.; LEJEUNE, J.; DAVIS, M.; RICE, D. The control of VTEC in the animal reservoir. **Int. J. Food Microbiol.**, v. 66, p. 71-78, 2001.

HANNINEN, M.L.; NISKANEN, M.; KORHONEN, L. Water as a reservoir of *Campylobacter jejuni* infection in cows studies by serotyping and pulsed field gel electrophoresis (PFGE). **Journal of Veterinary Medicine B**, v. 45, p. 37-42, 1998.

HARRISON, W.A.; GRIFFITH, C.J.; TENNANT, D.; PETERS, A.C. Incidence of *Campylobacter* and *Salmonella* isolated from retail chicken and associated packaging in South Wales. **Lett. Appl. Microbiol.**, v. 33, p. 450-454, 2001.

HAWAII STATE DEPARTMENT OF HEALTH – HSDH. **Guidelines for the treatment and use of recycled water**. Hawaii: Hawaii State Department of Health, 2002. 239 p. Disponível em: <<http://hawaii.gov/health/environmental/water/wastewater/pdf/reuse-final.pdf>>. Acesso em: 15 jan. 2010.

HEITMAN, T.L.; FREDERICK, L.M.; VISTE, J.R.; GUSELLE, N.J.; MORGAN, U.M.; THOMPSON, R.C.A.; OLSON, M.E. Prevalence of Giardia and Cryptosporidium and characterization of Cryptosporidium spp. isolated from wildlife, human, and agricultural sources in the North Saskatchewan River Basin in Alberta, Canada. **Can. J. Microbiol.**, v. 48, p. 530-541, 2002.

HELLARD, M.E.; SINCLAIR, M.I.; FORBES, A.B.; FAIRLEY, C.K. A reomized, blinded, controlled trial investigating the gastrointestinal health effects of drinking water quality. **Environmental Health Perspectives**, v. 109, p. 773-778, 2001.

HERRING, A.J.; INGLIS, N.F.; OJHEH, C.K. et al. Rapid diagnosis of rotavírus infection by direct detection of viral nucleic acid in silverstain polyacrylamide gels. **J. Clin. Microbiol.**, v. 16, p. 473-477, 1982.

HESPANHOL, I. Água e saneamento básico: uma visão realista. In: REBOUÇAS, A.C.; BRAGA, B.; TUNDISI, J.G. Águas doces do Brasil: capital ecológico, uso e conservação. São Paulo: Academia Brasileira de Ciências, Instituto de Estudos Avançados, 1999. cap. 8, p. 249-303.

HIGGINS, J.P.T.; GREEN, S. **Cochrane handbook for systematic reviews of interventions**: the cochrane collaboration - version 5.0.2. 2009. Disponível em: <www.cochrane-handbook.org>. Acesso em: 01 nov. 2010.

HINTON, M. et al. The invasive potential of Salmonella. **Letters in Appl. Microbiol.**, v. 10, p. 237-239, 1990.

HOWIE, W.J.; COOK, R.J.; WELLER, D. Effect of soil matric potential and cell motility on wheat root colonization by fluorescent pseudomonads suppressive to take-all. **Phytopathology**, v. 77, p. 286-292, 1987.

HUETINK, R.E.C.; VAN DER GIESSEN, J.W.B.; NOORDHUIZEN, J.P.T.M.; PLOEGER, H.W. Epidemiology of *Cryptosporidium* spp. and *Giardiaduodenalis* on a dairy farm. **Veterinary Parasitology**, v. 102, n. 1-2, p. 53-67, 2001.

HUGHES, L.E.; GIBSON, E.A.; ROBERTS, H.E.; DAVIES, E.T.; DAVIES, G.; SOJKA, W.J. Bovin salmonellosis in England and Wales. **British Veterinary Journal**, v. 127, p. 225-238, 1971.

HUMPHREY, T. et al. *Campylobacters* as zoonotic pathogens: a food production perspective. **International Journal of Food Microbiology**, v. 117, n. 3, p. 237-57, 2007.

HUMPHREY, T. et al. *Campylobacters* as zoonotic pathogens: a food production perspective. **International Journal of Food Microbiology**, v. 117, n. 3, p. 237-257, 2007.

HUMPHREY, T.J.; WHITEHEAD, A.H.; GAWLER, A.H.L.; HENLEY, A.; ROWE, B. Numbers of Salmonella enteritidis in the contents of naturally contaminated hens' eggs. **Epidemiology Infection**, v. 106, p. 489-496, 1991.

HURST, C.J.; GERBA, C.P.; LANCE, J.C.; RICE, R.C. Survival of enteroviruses in rapid-infiltration basins during the land application of wastewater. **Appl. Envir. Microbiol.**, v. 40, p. 192-200, 1980a.

HURST, E.; HEHNKE, M.; GOUDE, C.C. The destruction of riparian vegetation and its impact on the avian wildlife in the Sacramento River Valley, California. **Am. Birds**, v. 34, p. 8-14, 1980b.

HUTCHISON, M.L.; WALTERS, L.D.; MOORE, A.; CROOKES, K.M.; AVERY, S.M. Effect of length of time before incorporation on survival of pathogenic bacteria present in livestock wastes applied to agricultural soil. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 70, n. 9, p. 5111-5118, 2004.

INGLIS, G.D.; KALISCHUK, L.D.; BUSZ, H.W.; KASTELIC, J.P. Colonization of cattle intestines by *Campylobacter jejuni* and *Campylobacter lanienae*. **Appl. Environ. Microbiol.**, v. 71, n. 51, p. 45-53, 2005.

ITO, N.M. **Clipping de patologia aviária**: doenças imunossupressoras das aves. São Paulo: Laboratório Pfizer do Brasil, 1995. 38 p.

JENKINS, M.B.; BOWMAN, D.D.; FOGARTY, E.A.; GHIORSE, W.C. *Cryptosporidium parvum* oocyst inactivation in three soil types at various temperatures and water potentials. **Soil Biol. Biochem.**, v. 34, p. 1101-1109, 2002.

JENKINS, M.C.; O'BRIEN, C.; TROUT, J.; GUIDRY, A.; FAYER, R. Hyperimmune bovine colostrum specific for recombinant *Cryptosporidium parvum* antigen confers partial protection against cryptosporidiosis in immunosuppressed adult mice. **Vaccine**, v. 17, n. 19, p. 2453-2460, 1999.

- JONES, F.; WATKINS, J. The water cycle as a source of pathogens. **Appl. Bacteriol.**, v. 59, p. 279-365, 1985.
- JONES, K.; HOWARD, S.; WALLACE, J.S. Intermittent shedding of thermophilic campylobacters by sheep at pasture. **Journal of Applied Microbiology**, v. 86, p. 531-536, 1999.
- JONES, K.; TELFORD, D.R. On the tail of the seasonal microbe. **New Scientist**, v. 130, p. 36-39, 1991.
- JONES, M.A. Isolation of *Clostridium difficile* from pigs. **Veterinary Recorder**, n. 112, p. 253-254, 1983.
- JONES, P.W.; COLLINS, P.; BROWN, G.T.H.; AITKEN, M. Transmission of *Salmonella* mbandaka to cattle from contaminated feed. **Journal of Hygiene**, Cambridge, v. 88, p. 255-263, 1982.
- JONES, P.W.; COLLINS, P.; LAX, A. The role of large plasmids in the pathogenesis of salmonellosis in cattle. **Journal of Medical Microbiology**, v. 27, 1988.
- JONES, P.W.; MATTHEWS, P.R.J. Examination of slurry from cattle for pathogenic bacteria. **Journal of Hygiene**, v. 74, p. 57-64, 1975.
- KAINO, K.H.; HAYASHIDANI, K.; KANEKO, A.; OGAWA, M. Intestinal colonization of *Campylobacter jejuni* in chickens. **Jpn. J. Vet. Sci.**, v. 50, p. 489-494, 1988.
- KAPIKIAN, A.Z.; HOSHINO, Y.; CHANOCK, R.M. Rotaviruses. In: FIELDS, B.N.; KNIPE, D.M.; HOWLEY, P.M. et al. (Eds.). **Virology**. 5.ed. Philadelphia: Lippincott Williams & Wilkins, 2001. cap. 55, p. 1787-1833.
- KATO, S.; JENKINS, M.; FOGARTY, E.; BOWMAN, D. *Cryptosporidium parvum* oocyst inactivation in field soil and its relation to soil characteristics: analyses using the geographic information systems. **Science of the Total Environment**, v. 321, p. 47-58, 2004.
- KATO, S.; JENKINS, M.B.; FOGARTY, E.A.; BOWMAN, D.D. Effects of freeze-thaw events on the viability of *Cryptosporidium parvum* oocysts in soil. **J. Parasitol.**, v. 88, p. 718-722, 2002.
- KATZENELSON, A.N.; MILLS, D. Contamination of vegetables with animal viruses via the roots. **Monogr. Virol.**, v. 15, p. 216-220, 1984.
- KEMP, J.S.; WRIGHT, S.E.; BUKHARI, Z. On farm detection of *Cryptosporidium parvum* in cattle, calves and environmental samples. In: BETTS, W.B.; CASEMORE, D.P.; FRICKER, C.R. et al. (Eds.). **Protozoan parasites and water**. Cambridge: Royal Society of Chemistry, 1995. p. 154-157.
- KERAITA, B.; DRECHSEL, P.; HUIBERS, F.; RASCHID-SALLY, L. Wastewater use in informal irrigation in urban and peri-urban areas of Kumasi, Ghana. **Urban Agric. Mag.**, v. 8, p. 11-13, 2002.
- KERAITA, B.; KONRADSEN, F.; DRECHSEL, P.; ABAIDOO, R.C. Effect of low-cost irrigation methods on microbial contamination of lettuce. **Tropical Medicine and International Health**, v. 12, n. 2, p. 15-22, 2007b.
- KERAITA, B.; KONRADSEN, F.; DRECHSEL, P.; ABAIDOO, R.C. Reducing microbial contamination on lettuce by cessation of irrigation before harvesting. **Tropical Medicine and International Health**, v. 12, n. 2, p. 8-14, 2007a.
- KIBBEY, H.; HAGEDORN, C.; McCOY, F. Use of fecal streptococci as indicators of pollution in soil. **Appl. Environ. Microbiol.**, v. 35, n. 4, p. 711-717, 1978.

KIROPES, A.L.; KIRKPATRICK, C.E.; BOWMAN, D.D. Isolation of *Giardia* from llama and from sheep. **Canadian Journal of Veterinary Research**, v. 51, n. 2, p. 277-280, 1987.

KIRKPATRICK, C.E. Infección por *Cryptosporidium* como una causa de diarrea Del ternero. In: HUNT, E. (Ed.). **Clinicas veterinarias de Norte America**: practica en animales de consumo - diarrea del ternero. Buenos Aires: Inter-Médica Editorial, 1995. p. 89-104.

KOUDELA, B.; VÍTOVEC, J. Experimental *Giardiasis* in goat kids. **Veterinary Parasitology**, v. 74, n. 1, p. 9-18, 1998.

KRANZ, J. **Epidemiologie der Pflanzenkrankheiten**. Eine Einführung, Stuttgart: Ulmer, 1996.

KUANA, S.L. **Campylobacter na produção e processamento de frangos de corte: prevalência, contagem, fatores de risco e perfil de resistência antimicrobiana**. 2004. 107 f. Dissertação (Mestrado em Sanidade Avícola) - Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, RS.

KUDVA, I.T.; BLANCH, K.; HOVDE, C.J. Analysis of *Escherichia coli* O157:H7 survival in ovine or bovine manure and manure slurry. **Appl. Environ. Microbiol.**, v. 64, p. 3166-3172, 1998.

LANGONI, H.; LINHARES, A.C.; AVILA, F.A. et al. Contribuição ao estudo da etiologia das diarréias em bezerros de aptidão leiteira no Estado de São Paulo, Brasil. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, São Paulo, v. 41, n. 5, p. 313-319, 2004.

LARNEY, F.J.; YANKE, L.J.; MILLER, J.J.; McALLISTER, T.A. Fate of coliform bacteria in composted beef cattle feedlot manure. **J. Environ. Qual.**, v. 32, p. 1508-1515, 2003.

LAWSON, H.W.; BRAUN, M.M.; GLASS, R.I.; STINE, S.E.; MONROE, S.S.; ATRASH, H.K. et al. Waterborne outbreak of Norwalk virus gastroenteritis at a southwest US resort: role of geological formations in contamination of well water. **Lancet**, v. 337, p. 1200-1204, 1991.

LE MINOR, L.; POPOFF, M.Y. Designation of *Salmonella enterica* sp. nov., nom. ver., as the type and only species of the genus Salmonella. **International Journal Systematic Bacteriology**, v. 37, p. 456-468, 1987.

LEE, J.B.; YOUN, S.J.; NAKAGOMI, T.; PARK, S.Y.; KIM, T.J.; SONG, C.S.; JANG, H.K.; KIM, B.S.; NAKAGOMI, O. Isolation, serologic and molecular characterization of the first G3 caprine rotavírus. **Archives of Virology**, v. 148, p. 643-657, 2003.

LEE, M.D.; NEWELL, D.G. *Campylobacter* in poultry: filling an ecological niche. **Avian Diseases**, v. 50, p. 1-9, 2006.

LEITE, R.C. **Avaliação de alguns métodos de diagnóstico e análise custo/benefício do controle da campilobacteriose bovina**. 1997. 38 p. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) – Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, MG.

LERMAN, D.E.; ABRAMOVICH, B.; LURA, M.C.; GILLI, M.I.; HAIJE, M.A. *Cryptosporidium* and water. **Revta Argent. Microbiol.**, v. 31, p. 97-105, 1999.

LEVINE, J.F.; LEVY, M.G.; WALKER, R.L.; CRITTENDEN, S. Cryptosporidiosis in veterinary students. **J. Am. Vet. Med. Assoc.**, v. 193, p. 1413-1414, 1988.

- LIMA, J.D. *Sarcocystis*, *Isospora* e *Cryptosporidium*. In: NEVES, D.P. (Ed.). **Parasitologia humana**. 10.ed. São Paulo: Atheneu, 2003. p. 157-163.
- LIMA, S.M.; HENRIQUE, I.N.; CEBALLOS, B.S.O.; SOUZA, J.T.; ARAÚJO, H.W.C. Qualidade sanitária e produção de alface irrigada com esgoto doméstico tratado. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 9, p. 21-25, 2005.
- LINDSAY, D.S. et al. Coccidia and other protozoa. In: _____. **Disease of swine**. 8.ed. Ames: Iowa State University Press, 1999. cap. 46, p. 655-667, 1999.
- LINDSAY, D.S. et al. Diagnosing and controlling *Isospora suis* in nursing pigs. **Journal of Veterinary Medicine**, n. 83, p. 443-448, 1989.
- LINDSAY, D.S. et al. Sporogony of *Isospora suis* of swine. **Journal of Parasitology**, n. 68, p. 861-865, 1982.
- LINDSAY, D.S.; BLAGBURN, B.L.; SUNDERMANN, C.A. Morphometric comparison of the oocysts of *Cryptosporidium meleagridis* and *Cryptosporidium baileyi* from birds. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, v. 56, p. 91-92, 1989.
- LINDSAY, D.S.; UPTON, S.J.; OWENS, D.S.; MORGAN, U.M.; MEAD, J.R.; BLAGBURN, B.L. *Cryptosporidium andersoni* n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporiidae) from cattle, *Bos taurus*. **J. Eukaryot Microbiol.**, v. 47, n. 1, p. 91-95, 2000.
- LINKLATER, K.A.; GRAHAM, M.M.; SHARP, J.C.M. Salmonellae in sewage sludge and abattoir effluent in south-east Scotland. **Journal of Hygiene**, v. 94, p. 301-307, 1985.
- LO FO WONG, D.M.A. et al. Epidemiology and control measures for *Salmonella* in pigs and pork. **Livestock Production Science**, n. 76, p. 215-222, 2002.
- LORENZO, M.J.; BEN, B.; MENDEZ, F.; VILLACORTA, I.; ARES-MAZAR, M.E. *Cryptosporidium* spp. oocyst antigens recognized by sera from infected asymptomatic adult cattle. **Vet. Parasitol.**, v. 60, p. 17-25, 1995.
- LUCCHELLI, A.; LANCE, S.E.; BARTLETT, P.B. et al. Prevalence of bovine group A bovine rotavirus shedding among dairy calves in Ohio. **Am. J. Vet. Res.**, v. 53, p. 169-179, 1992.
- MACKENZIE, K.; BISHOP, S.C. Developing stochastic epidemiological models to quantify the dynamics of infectious diseases in domestic livestock. **Journal of Animal Science**, v. 79, p. 2047-2056, 2001.
- MADORE, M.S.; ROSE, J.B.; GERBA, C.P.; ARROWOOD, M.J.; STERLING, C.R. Occurrence of *Cryptosporidium oocysts* in sewage effluents and selected surface waters. **J. Parasitol.**, v. 73, n. 4, p. 702-705, 1987.
- MALDONADO-CAMARGO, S.; ATWILL, E.R.; SALTIERAL-OAXACA, J.A.; HERRERA-ALONSO, L.C. Prevalence of and risk factors for shedding of *Cryptosporidium* spp. in Holstein-Friesian dairy calves in central Mexico. **Prev. Vet. Med.**, v. 36, p. 95-107, 1988.
- MALKAWI, H.I.; MOHAMMAD, M.J. Survival and accumulation of microorganisms in soils irrigated with secondary treated wastewater. **J. Basic Microbiol.**, v. 43, p. 47-55, 2003.
- MARA, D.D. A numerical guide to volume 2 of the guidelines e practical advice on how to transpose them into national standards. In: WHO/FAO/IDRC/IWMI. **Using human waste safely for livelihoods, food production e health**. Information kit

on the 3rd edition of the Guidelines for the safe use of wastewater, excreta e greywater in agriculture e aquaculture. 2009. 12 p. Disponível em: <http://www.who.int/water_sanitation_health/wastewater/usinghumanwaste/en/index.html>. Acesso em: 10 jan. 2010.

MARA, D.D.; CAIRNCROSS, S. **Guidelines for the safe use of wastewater and excreta in agriculture and aquaculture**. Geneva: World Health Organization, 1989. 187 p.

MARA, D.D.; HAMILTON, A.J.; SLEIGH, P.A.; KARAWARSAMIS, N.; SEIDU, R. Tools for risks analysis: updating the 2006 WHO Guidelines. In: DRECHSEL, P.; SCOTT, C.A.; RASHID-SALLY, L.; REDWOOD, M.; BAHRI, A. (Eds.). **Wastewater irrigation and health: assessing and mitigating risk in low-income countries**. London: IWMI, 2010. p. 89-100.

MARA, D.D.; SLEIGH, P.A.; BLUMENTHAL, U.J.; CARR, R.M. Health risks in wastewater irrigation: comparing estimates from quantitative microbial risk analyses e epidemiological studies. **Journal of Water e Health**, v. 5, n. 1, p. 39-50, 2007.

MARECOS DO MONTE, M.H.F.; SOUSA, M.S. Effects on crop of Irrigation with facultative pond effluent. **Water Science and Technology**, v. 26, n. 7-8, p. 1603-1613, 1992.

MARQUES, M.; BLAKE, C.D.M.; KÖNIG, A.; GHEYI, H.R.; CEBALLOS, B.S.O. Aspectos nutritivos e sanitários do capim elefante (*Pennisetum purpureum*) irrigado com diferentes lâminas de água residuária doméstica. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENGENHARIA SANITÁRIA E AMBIENTAL, 23, 2005.

MARTINS-VIEIRA, M.B.C.; BRITO, L.A.L.; HELLER, L. Oocistos de *Cryptosporidium parvum* em fezes de bezerro infectado experimentalmente. **Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.**, v. 61, n. 6, p. 1454-1458, 2009.

MATOS, D.J. **Ocorrência de *Cryptosporidium* spp. (TYZZER, 1907) e *Giardia* spp. (KUNSTLER, 1882) em leitões ao desmame**. 2009. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal -Medicina Veterinária Preventiva e Produção Animal). Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Odontologia e Curso de Medicina Veterinária, Araçatuba, SP.

MATOS-FERNANDEZ, M.J.; ORTEGA-MORA, L.M.; PEREIRA-BUENO, J. Epidemiologia de la criptosporidiosis en el ganado ovino y caprino de la montana de León. **Med. Vet.**, v. 11, p. 147-52, 1994.

MAWDSLEY, J.L.; BURNS, R.G. Factors affecting the survival of a Flavobacterium species in non-planted and rhizosphere soil. **Soil Biology & Biochemistry**, v. 26, p. 849-859, 1994.

McCRAE, M.A.; McCORQUODALE, J.G. The molecular biology of rotaviruses. **Virology**, v. 117, p. 435-443, 1982.

McCULLAGH, P.; NELDER, J.A. **Generalized linear models**. 2.ed. London: Chapman & Hall, 1989.

McNULTY, M.S.; CALNEK, B.W.; BARNES, H.J.; BEARD, C.W.; REID, W.M.; YODER, M.W. **Rotavirus infections: diseases of poultry**. 9.ed. Ames, Iowa: Iowa State University Press, 1990. p. 628-635.

MEAYS, C.L.; BROERSMA, K.; NORDIN, R.; MAZUMDER, A. Survival of *Escherichia coli* in beef cattle fecal pats under different levels of solar exposure. **Rangeland Ecol. and Mngmt.**, v. 58, p. 279-283, 2005.

- MEDEMA, G.J. Modelling the discharge of *Cryptosporidium* and *Giardia* by domestic sewage and their dispersion in surface water. In: SCHIJVEN, J.F. **Cryptosporidium and Giardia**: new challenges to the water industry. 35: 18, 1999. p. 4307-4316.
- MEIRELES, M.V.; FIGUEIREDO, P.C. Isolamento e identificação de *Cryptosporidium baileyi* Current et al. 1986 (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) em frangos de corte. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 1, n. 2, p. 125-130, 1992.
- MESCHKE, J.S.; SOBSEY, M.D. Comparative adsorption of Norwalk virus, poliovirus 1 and F+ RNA coliphages MS2 to soils suspended in treated wastewater. **Water Sci. Technol.**, v. 38, p. 187-189, 1998
- METCALF & EDDY, INC. **Wastewater engineering**: treatment and reuse. 4.ed. New York: McGraw-Hill, 2003.
- MICHAEL, G.B.; SIMONETI, R.; CARDOSO, M.R.I. Sorotipos de *Salmonella* isolados em uma propriedade de suínos de terminação no sul do Brasil. **Ciência Rural**, v. 32, n. 3, p. 525-527, 2002.
- MONIS, P.T.; THOMPSON, R.C.A. *Cryptosporidium* and *Giardia*-zoonoses: fact or fiction? **Infection, Genetics and Evolution**, v. 3, n. 4, p. 233-244, 2003.
- MORENS, D.M.; FOLKERS, G.K.; FAUCI, A.S. The challenge of emerging and re-emerging infectious diseases. **Nature**, v. 430, n. 8, p. 242-249, 2004.
- MORGAN, M. G.; HERION, M. **Uncertainty: a guide to dealing with uncertainty in quantitative risk and policy analysis**. Cambridge university press. v. 28, n 11-12, p. 219-222, 2007.
- MORGAN, U.M.; MONIS, P.T.; XIAO, L.; LIMOR, J.; SULAIMAN, I.; RAIDAL, S.; O'DONOGHUE, P.; GASSER, R.; MURRAY, A.; FAYER, R.; BLAGBURN, B. L.; LAL, A. THOMPSON, R.C.A. Molecular and phylogenetic characterisation of *Cryptosporidium* from birds. **International Journal for Parasitology**, v. 31, n. 3, p. 289- 296, 2001.
- MORGAN, U.M.; MONIS, P.T.; XIAO, L.; LIMOR, J.; SULAIMAN, I.; RAIDAL, S.; O'DONOGHUE, P.; GASSER, R.; MURRAY, A.; FAYER, R.; BLAGBURN, B.L.; LAL, A.A.; THOMPSON, R.C.A. Molecular and phylogenetic characterisation of *Cryptosporidium* from birds. **International Journal for Parasitology**, v. 31, n. 3, p. 289-296, 2001.
- MORGAN, U.M.; XIAO, L.; LIMOR, J.; GELIS, S.; RAIDAL, S.; FAYER, R.; LAL, A.; ELLIOT, A.; THOMPSON, R.C.A. *Cryptosporidium meleagridis* in an Indian ring-necked parrot (*Psittacula krameri*). **Australian Veterinary Journal**, v. 78, n. 3, p. 182-183, 2000.
- MORGAN-RYAN, U.M.; O'DONOGHUE, P.; HILL, B.D.; LAL, A.A.; TOMPSON, R.C. Detection of *Cryptosporidium parvum* "human" genotype in a dugong (*Dugong dugong*). **J. Parasitol.**, v. 86, p. 1352-1354, 2000.
- MORSE, S.S. Factors in the emergence of infectious diseases. **Emerging Infectious Disease**, v. 1, n. 1, p. 7-15, 1995.
- MOTA, S.; BEZERRA, F.C.; TOMÉ, L.M. Avaliação do desempenho de culturas irrigadas com esgoto tratado. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENGENHARIA SANITÁRIA E AMBIENTAL, 19, 1997, Foz do Iguaçu. **Anais...** Foz do Iguaçu, 1997. p. 20-25.

- MUIRHEAD, R.W.; COLLINS, R.P.; BREMER, P.J. Interaction of *Escherichia coli* and soil particles in runoff. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 72, n. 5, p. 3406-3411, 2006.
- MUNOZ-FERNANDEZ, M.; ALVAREZ, M.; LANZA, I.; CARMENES, P. Role of enteric pathogens in the aetiology of neonatal diarrhoea in lambs and goat kids in Spain. **Epidemiol Infect.**, v. 117, p. 203-211, 1996.
- MUSGROVE, M.T.; CASON, J.A.; FLETCHER, D.L.; STERN, N.J.; COX, N.A.; BAILEY, J.S. Effect of cloacal plugging on microbial recovery from partially processed broilers. **Poultry Sci.**, v. 76, p. 530-533, 1997.
- NASSER, A.; TCHORCH, Y.; FATTAL, B. Comparative survival of *E. coli*, F+bacteriophages, HAV and poliovirus 1 in wastewater and groundwater. **Water Sci. Technol.**, v. 27, p. 401-407, 1993.
- NASSER, A.M.; TWETO, E.; NITZAN, Y. Die-off of *Cryptosporidium parvum* in soil and wastewater effluents. **J. Appl. Microbiol.**, v. 102, p. 169-176, 2007.
- NATURAL RESOURCE MANAGEMENT MINISTERIAL COUNCIL – NRMMC. Environment Protection and Heritage Council. Australian Health Ministers Conference. **National guidelines for water recycling: managing health and environmental risks.** Canberra, 2006.
- NAZER, A.H.K.; OSBORNE, A.D. Experimental Salmonella dublin infection in calves. **Br. Vet. J.**, v. 133, p. 388-398, 1977.
- NELSON, G.S. Schistosome infections as zoonoses in Africa. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 54, n. 4, p. 301-316, 1960.
- NEVADA DIVISION OF ENVIRONMENTAL PROTECTION – NDEP. **WTS-1A - general design criteria for reclaimed water irrigation use.** 30 p. Disponível em: <<http://ndep.nv.gov/bwpc/wts1a.pdf>>. Acesso em: 15 jan. 2010.
- NIELSEN, B. et al. The serological response to *Salmonella* serovars typhimurium and infantis in experimentally infected pigs. The time course followed with an indirect anti-LPS ELISA and bacteriological examinations. **Veterinary Microbiology**, n. 47, p. 205-218, 1995.
- NIELSEN, B.; ALBAN, L.; STEGE, H.; SORENSEN, L.L.; MOGELMOSE, V.; BAGGER, J.; DAHL, J.; BAGGESEN, D.L. A new *Salmonella* surveillance and control program in Danish pig herds and slaughterhouses. **Berl. Munch. Tierärztl. Wschr.**, v. 114, p. 323-326, 2001.
- NIELSEN, E.M. Occurrence and strain diversity of thermophilic campylobacters in cattle of different age groups in dairy herds. **Letters in Applied Microbiology**, v. 35, p. 85-89, 2002.
- NIELSEN, S.; BECH-NIELSEN, S. Nation-wide *Salmonella enterica* surveillance and control in Danish slaughter swine herds. **Prev. Vet. Med.**, v. 29, p. 247-261, 1997.
- NOTICIÁRIO TORTUGA, ano 49, p. 6, 2003.
- O'HANDLEY, R.M.; COCKWILL, C.; MCALLISTER, T.A.; JELINSKI, M.; MORCK, D.W.; OKHUYSSEN, P.C.; CHAPPELL, C.L.; CRABB, J.H.; STERLING, C.R.; DUPONT, H.L. Virulence of three distinct *Cryptosporidium parvum* isolates for healthy adults. **J. Infect. Dis.**, v. 180, n. 4, p. 1275-1281, 1999.
- OLIVEIRA FILHO, J.P. et al. Diarréia em bezerros da raça Nelore criados extensivamente: estudo clínico e etiológico. **Pesq. Vet. Bras.**, v. 27, p. 419-424, 2007.

OLIVEIRA, A.C.L.; PEREIRA NETO, A.; SOUZA, A.C.R. **Alternativas para o desenvolvimento sustentável do agente produtivo**: forragem hidropônica de milho. Fortaleza: Banco do Nordeste do Brasil S/A, 1998. 15 p.

OLSON, M.E.; GUSELLE, N.J.; O'HANDLEY, R.M.; SWIFT, M.L.; MCALLISTER, T.A.; JELINSKI, M.D.; MORCK, D.W. *Giardia* and *Cryptosporidium* in British Columbia. **Canadian Veterinary Journal**, v. 38, n. 11, p. 703-706, 1997a.

OLSON, M.E.; MCALLISTER, T.A.; DESELLIERS, L.; MORCK, D.W.; CHENG, K.J.; BURET, A.G.; CERI, C. Effects of *Giardiasis* on production in a domestic ruminant (lamb) model. **American Journal of Veterinary Research**, v. 56, n. 11, p. 1470-1474, 1995.

OLSON, M.E.; O'HANDLEY, R.M.; RALSTON, B.J.; MCALLISTER, T.A.; THOMPSON, R.C. Update on *Cryptosporidium* and *Giardia* infections in cattle. **Trends in Parasitology**, v. 20, n. 4, p. 185-381, 2004.

OLSON, M.E.; THORLAKSON, C.L.; DESELLIERS, L.; MORCK, D.W.; MCALLISTER, T.A. *Giardia* and *Cryptosporidium* in canadian farm animals. **Veterinary Parasitology**, v. 68, n. 4, p. 375-381, 1997b.

OPPERMAN, M.H.; CHERRETT, C.P.; WOOD, M.; HARRIS, P.J. Responses of soil micro-organisms to the addition of cattle slurry. In: HANSEN, J.A.; HENRIKSEN, K. **Nitrogen in organic wastes applied to soils**. New York: Academic Press, 1989. p. 47-58.

ORAGUI, J.I.; CURTIS, T.P.; SILVA, S.A.; MARA, D.D. The removal of excreted bacterial pathogens and viruses in deep waste stabilization ponds in northeast Brazil. **Water Science and Technology**, v. 19, p. 569-573, 1987.

ORANG, M.N.; MATYAC, J.S.; SNYDER, R.L. Survey of irrigation methods in California in 2001. **Technical Notes Journal of Irrigation and Drainage Engineering**, p. 96-100, 2008.

ORON, B.G.; BEM-ASHER, J.; DEMALACH, Y. Effluent in trickle irrigation of cotton in arid zones. **Journal of Irrigation and Drainage Engineering**, New York, v. 108, n. IR2, p. 115-126, 1982.

ORON, B.G.; DEMALACH, J.; HOFFMAN, Z.; CIBOTARU, R. Subsurface microirrigation with effluent. **Journal of Irrigation and Drainage Engineering**, New York, v. 117, n. 1, p. 115-126, 1991a.

ORON, B.G.; DEMALACH, J.; HOFFMAN, Z.; MANOR, Y. Effluent reuse by trickle irrigation. **Water Science Technology**, Londres, v. 24, n. 9, p. 103-108, 1991b.

ORON, G. et al. Wastewater treatment, renovation and reuse for agricultural irrigation in small communities. **Agricultural Water Management**, v. 38, p. 223-234, 1999.

ORON, G. Soil as a complementary treatment component for simultaneous wastewater disposal and reuse. **Wat. Sci. Technol.**, v. 34, p. 243-252, 1996.

ORTEGA-LARROCEA, M.P.; SIEBE, C.; BÉCARD, G.; MÉNDEZ, I.; WEBSTER, R. Impact of a century of wastewater irrigation on the abundance of arbuscular mycorrhizal spores in the soil of the Mezquital Valley of Mexico. **Applied Soil Ecology**, v. 16, p. 149-157, 2001.

ORTOLANI, E.L. **Padronização da técnica de Ziehl-neelsen para pesquisa de oocistos de *Cryptosporidium***: estudo de alguns aspectos epidemiológicos de criptosporidiose em bezerros de rebanhos leiteiros no Estado de São Paulo. 1988.

85 f. Tese (Doutorado em Ciências Biomédicas) - Universidade de São Paulo, São Paulo, SP.

OTHMANI, F.G. **Development of guidelines for wastewater use for irrigation of fodder crops and pasture**: protection of animal health. 2008. 68 p. Dissertation (Master in Civil Engineering) - University of Leeds, Leeds, UK.

OZFOODNET WORKING GROUP – OWG. Foodborne disease in Australia: incidence, notifications and outbreaks. **Communicable Diseases Intelligence**, v. 27, n. 2, p. 209-243, 2003.

PAGANINI, W. Reuso de água na agricultura. In: MANCUSO, P.C.S.; SANTOS, H.F. **Reuso de água**. Barueri, SP: Manole, 2003. 579 p.

PALISADE CORPORATION. **Add-In do Microsoft® Excel para simulação e análise de riscos**: versão 5. 2009.

PARMAR, D.; DAVIES, R.H. Fowl typhoid in a small backyard laying flock. **Veterinary Record**, v. 160, p. 348, 2007.

PATTISON, M. Practical intervention strategies for *Campylobacter*. **Journal of Applied Microbiology**, v. 90, p. 121-125, 2001.

PAUL, P.S.; STEVENSON, G.W. rotavírus and reovirus. In: _____. **Disease of swine**. 8.ed. Ames: Iowa State University Press, 1999. cap. 21, p. 255-267.

PAYMENT, P.; PLANTE, R.; CEJKA, P. Removal of indicator bacteria, human enteric viruses, *Giardia cysts*, and *Cryptosporidium oocysts* at a large wastewater primary treatment facility. **Can. J. Microbiol.**, v. 47, p. 188-193, 2001.

PEARSON, A.D.; GREENWOOD, M.; HEALING, T.D.; ROLLINS, D.; SHAHAMAT, M.; DONALDSON, J.; COLWELL, R.R. Colonization of broiler chickens by waterborne *Campylobacter jejuni*. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 59, p. 987-996, 1993.

PEDERSEN, J.C.; HENDRIKSEN, N.B. Effect of passage through the intestinal-tract of detritivore earthworms (*Lumbricus* spp.) on the number of selected gram-negative and total bacteria. **Biol. Fertil. Soils**, v. 16, p. 227-232, 1993.

PELL, A.N. Manure and microbes: public and animal health problem. **Journal of Dairy Science**, v. 80, n. 10, p. 2673-2681, 1997.

PENG, X.; MURPHY, T.; HOLDEN, N.M. Evaluation of the effect of temperature on the die-off rate for *Cryptosporidium parvum* oocysts in water, soils, and feces. **Appl. Environ. Microbiol.**, v. 74, p. 7101-7107, 2008.

PENROSE, H. **Werribee farm**: a history, 1892–2000. Melbourne: Melbourne Water, 2001.

PEREIRA, E.S.; NOGUEIRA, P.F.B.; MACEDO, L.P.F.; RONDA, J.B.; BITTAR, E.R.; PEREIRA, W.A.B.; BITTAR, J.F.F. Prevalência de oocistos de *Cryptosporidium* em bezerros diarréicos na região de Uberaba-MG. **Vet. e Zootec.**, v. 18, n. 4, p. 929-932, 2011.

PEREIRA, H.G.; AZEVEDO, R.S.; LEITE, J.P.G. Electroforetic study on the genome human rotavíruses from Rio de Janeiro, São Paulo and Paraná, Brazil. **J. Hyg.**, v. 90, p. 117-126, 1983.

PETTERSON, S.A.; ASHBOLT, N.J. **WHO guidelines for the safe use of wastewater and excreta in agriculture microbial risk assessment section**. p. 36, 2003.

PETTERSON, S.R.; ASHBOLT, N.; SHARMA, A. Microbial risks from wastewater irrigation of salad crops: a screening-level risk assessment. **Water Environmental Resources**, v. 73, n. 6, p. 667-672, 2001.

PINHEIRO, E.S. **Campilobacteriose intestinal**. 2008. Disponível em: <http://www.infobibos.com/Artigos/2008_1/Campilobacteriose/index.htm>. Acesso em: 24 ago. 2011.

POPOFF, M.Y. **Antigenic formulas of the *Salmonella* serovars**. 8.ed. Paris, France: Pasteur Institute, 2001.

PRATELLI, A.; MARTELLA, V.; TEMPESTA, M.; BUONAVOGLIA, C. Characterization by polymerase chain reaction of ruminant rotaviruses isolated in Italy. **New Microbiology**, v. 22, n. 2, p. 105-109, 1999.

QUADROS, R.M. **Ocorrência de *Cryptosporidium* spp. (Tyzzer, 1907) detectada pelo método de imunofluorescência através da técnica de coloração da auramina em bovinos de propriedades rurais do município de Lages (SC), Brasil**. 2002. 53 p. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias) - Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, RS.

QUILEZ, J.; ACEDO, C.S.; CACHO, E. Criptosporidioses de los pequenos ruminantes. **Peq.Rum.**, v. 4, n. 2, p. 1-20, 2003.

QUINTERO-BETANCOURT, W.; GENNACCARO, A.L.; SCOTT, T.M.; ROSE, J.B. Assessment of methods for detection of infectious *Cryptosporidium* oocysts and *Giardia* cysts in reclaimed effluents. **Appl. Environ. Microbiol.**, v. 69, p. 5380-5388, 2003.

RADOSTITS, O.M. et al. **Clínica veterinária: um tratado de doenças dos bovinos, ovinos, suínos, caprinos e eqüinos**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2002. 1737 p.

RAI, A.K.; CHAKRAVORTY, R.; PAUL, J. Detection of giardia, entamoeba, and Cryptosporidium in processed food items from northern India. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 24, n. 12, p. 2879-2887, 2008.

RALSTON, B.J.; MCALLISTER, T.A.; OLSON, M.E. Prevalence and infection pattern of naturally acquired giardiasis and cryptosporidiosis in range beef calves and their dams. **Vet. Parasitol.**, v. 114, n. 2, p. 113-122, 2003.

RAMABU, S.S.; BOXALL, N.S.; MADIE, P.; FENWICK, S.G. Some potential sources for transmission of *Campylobacter jejuni* to broiler chickens. **Lett. Appl. Microbiol.**, v. 39, p. 252-256, 2004.

RAPILLY, F. **L'épidémiologie en pathologie végétale: mycoses aériennes**. Paris: INRA, 1991.

REDLINGER, T.; CORELLA-BARUD, V.; GRAHAM, J.; GALINDO, A.; AVITIA, R.; CARDENAS, V. Hyperendemic Cryptosporidium and Giardia in households lacking municipal sewer and water on the United States-Mexico border. **Am. J. Trop. Med. Hyg.**, v. 66, p. 794-798, 2002.

REED, L.J.; MUENCH, H. A simple method of estimating fifty per cent endpoints. **The American Journal of Hygiene**, v. 27, n. 3, p. 493-497, 1938.

REGLI, S.; ROSE, J.B.; HASS, C.N.; GERBA, C.P. Modeling the risk from *Giardia* and viruses in drinking water. **Journal of American Water Works Association**, v. 83, n. 11, p. 76-84, 1991.

- REINOSO, R.; BECARES, E.; SMITH, H.V. Effect of various environmental factors on the viability of *Cryptosporidium parvum* oocysts. **J. Appl. Microbiol.**, v. 104, p. 980-986, 2007.
- REYNOLDS, D.J.; MORGAN, J.H.; CHANTER N. et al. Microbiology of calf diarrhoea in southern Britain. **Vet. Rec.**, v. 12, p. 34-39, 1986.
- RIBEIRO, M.G.; LANGONI, H.; JEREZ, J.A.; LEITE, D.S.; FERREIRA, F.; GENNARI, S.M. Identification of enteropathogens from buffalo calves with and without diarrhoea in the Ribeira Valley, State of São Paulo, Brazil. **Braz. J. Vet. Res. Anim. Sci.**, v. 37, p. 34-39, 2000.
- ROBERTSON, L.J.; GJERDE, B. Occurrence of parasites on fruits and vegetables in Norway. **J. Food Prot.**, v. 64, p. 1793-1798, 2001.
- ROBERTS-THOMSON, I.C.; ANDERS, R.F.; BHATAL, P.S. Granulomatous hepatitis and cholangitis associated with *Giardiasis*. **Gastroenterology**, v. 2, n. 83, p. 480-483, 1982.
- ROSAS, I.; BAEZ, A.; COUITINO, M. Bacteriological quality of crops irrigated with waste water in the Xochimilco Plots. **Appl. Environ. Microbiol.**, v. 47, p. 1074-1079, 1984.
- ROSEN, B.H. **Waterborne pathogens in agricultural watersheds**. USDA NRCS: Watershed Science Institute, 2000. 62 p.
- RUDDICKS, M.; WILLIAMSS, T. Studies on the ecology of actinomycetes in soil. V. Some factors influencing the dispersal and adsorption of spores in soil. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 4, p. 93-103, 1972.
- RUIZ-PALACIOS, G.M.; ESCAMILLA, E.; TORRES, N. Experimental Campylobacter diarrhea in chickens. **Infect Immun.**, v. 34, n. 1, p. 250-255, 1981.
- RUPLEY, A.E. **Manual de clínica aviária**. São Paulo: Editora Roca, 1999.
- RYAN, U.; READ, C.; HAWKINS, P.; WARNECKE, M.; SWANSON, P.; GRIFFITH, M.; DEERE, D.; CUNNINGHAM, M.; COX, P. Genotypes of *Cryptosporidium* from Sydney water catchment areas. **Journal of Applied Microbiology**, v. 98, p. 1221-1229, 2005.
- RYAN, U.M.; MONIS, P.; ENEMARK, H.L.; SULAIMAN, I.; SAMARASINGHE, B.; READ, C.; BUDDLE, R.; ROBERTSON, I.; ZHOU, L.; THOMPSON, R.C.A.; XIAO, L. *Cryptosporidium suis* n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) in pigs (*Sus scrofa*). **Journal of Parasitology**, v. 90, n. 4, p. 769-773, 2004.
- RYAN, U.M.; SAMARASINGHE, B.; READ, C.; BUDDLE, J.R.; ROBERTSON, I.D.; THOMPSON, R.C.A. Identification of a novel *Cryptosporidium* genotype in pigs. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 69, n. 7, p. 3970, 2003b.
- RYAN, U.M.; XIAO, L.; READ, C.; SULAIMAN, I.M.; MONIS, P.; LAL, A.A.; FAYER, R.; PAVLASEK, I. A redescription of *Cryptosporidium* galli Pavlasek, 1999 (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) from birds. **Journal of Parasitology**, v. 89, n. 4, p. 809-813, 2003a.
- SAGRILO, E. (Ed.). **Agricultura familiar**. Teresina: Embrapa Meio-Norte, 2002. 74 p. (Sistemas de produção, 1).
- SAIF, Y.M. **Disease of poultry**. 11.ed. Ames: Iowa State, 2003. 1231 p.
- SAK, B. Prevalence and pathogenicity of *Cryptosporidium suis* in pre-and postweaned pigs. **J. Vet. Med. Series B**, v. 53, n. 5, p. 239-243, 2006.

- SALLES, R. **Caracterização molecular de estirpes de rotavírus em rebanhos bovinos leiteiros e de corte das regiões nordeste e centro-oeste no estado de São Paulo**. 2009. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária Preventiva) – Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, SP.
- SAN JUAN, C.; BELLINZONI, R.C.; MATION, N.; LA TORRE, J.; SCODELLER, E.A. Incidence of group A and atypical rotaviruses in Brazilian pig herds. **Research Veterinary Science**, v. 41, p. 270-272, 1986.
- SANDBERG, M.; ALVSEIKE, O.; SKJERVE, E. The prevalence and dynamics of *Salmonella enterica* Ib 61:k:1,5,(7) in sheep flocks in Norway. **Preventive Veterinary Medicine**, v. 52, n. 3/4, p. 267-275, 2002.
- SANFORD, S.A.; JOSEPHSON, G.K.A. Bovine cryptosporidiosis: clinical and pathological findings in forty-two scouring neonatal calves. **Can. Vet. J.**, v. 23, p. 343-347, 1982.
- SANTIN, M.; TROUT, J.M.; FAYER, R. Prevalence and molecular characterization of *Cryptosporidium* and *Giardia* species and genotypes in sheep in Maryland. **Vet. Parasitol.**, v. 146, n. 1-2, p. 17-24, 2007.
- SANTIN, M.; TROUT, J.M.; XIAO, L.; ZHOU, L.; GREINER, E.; FAYER, R. Prevalence and age related variation of *Cryptosporidium* species and genotypes in dairy calves. **Veterinary Parasitology**, v. 122, p. 103-117, 2004.
- SANTOS, L.U.; CANTUSIO NETO, R.; FRANCO, R.M.B.; GUIMARÃES, J.R. Detecção de oocistos de *Cryptosporidium* spp. e cistos de *Giardia* spp. em amostras de esgoto bruto ou tratado: avaliação crítica dos métodos. **Engenharia Sanitária e Ambiental**, v. 16, p. 115-120, 2011.
- SANTOS, P.M. **Estudo de algumas características agrônômicas de *Panicum maximum* (Jacq.) cvs. Tanzânia e Mombaça para estabelecer seu manejo**. 1997. 62 f. Dissertação (Mestrado em Produção Animal e Pastagens) – Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba, SP.
- SANYAL, S.C.; ISLAM, K.M.; NEOGY, P.K.; ISLAM, M.; SPEELMAN, P.; HUO, M.I. *Campylobacter jejuni* diarrhea model in infant chickens. **Infect Immun.**, v. 43, n. 3, p. 931-936, 1984
- SCHNITZLER, B.E.; SHRLEY, M.W. Immunological aspects of infections with *Eimeria maxima*: a short review. **Avian Pathology**, v. 28, p. 537-543, 1999.
- SCHWARTZ, K.J. Salmonellosis. In: STRAW, B.E.; D'ALLAIRE, S.; MENGELING, W.L. et al. (Eds.). **Diseases of swine**. 8.ed. Ames: Iowa State University Press, 2000. cap. 39, p. 535-551.
- SCOTT, C.A.; FARUQUI, N.I.; RASCHID-SALLY, L. Wastewater use in irrigated agriculture: management challenges in developing countries. In: SCOTT, C.A.; FARUQUI, N.I.; RASCHID-SALLY, L. (Eds.). **Wastewater use in irrigated agriculture**: coordinating the livelihood e environmental realities. Oxfordshire: CAB International, International Water Management Institute, International Development Research Centre, 2004. p. 1-10.
- SEIDU, S.; HEISTAD, A.; AMOAH, P.; DRECHSEL, P.; JENSSEN, P.D.; STENSTRO, M.T.A. Quantification of the health risk associated with wastewater reuse in Accra, Ghana: a contribution toward local guidelines. **Journal of Water and Health**, v. 6, n. 4, p. 641-671, 2008.
- SHANE, S.M.; STERN, N.J. *Campylobacter* infection. In: SAIF, Y.M. **Diseases of poultry**. 11.ed. Ames: Iowa State Press, 2003. p. 615-625.

SHANKER, S.; LEE, A.; SORRELL, T.C. Horizontal transmission of *Campylobacter jejuni* amongst broiler chicks: experimental studies. **Epidemiology and Infection**, v. 104, p. 101-110, 1990.

SHEPPARD, S.C. Parameter values to model the soil ingestion pathway. **Environmental Monitoring and Assessment**, v. 34, p. 27-44, 1995.

SHUVAL, H.I.; ADIN, A.; FATTAL, B.; RAWITZ, E.; YEKUTIEL, P. **Wastewater irrigation in developing countries**: health effects e technical solutions. Washington, D.C.: The Word Bank, 1986. (Technical Paper, 51).

SHUVAL, H.I.; LAMPERT, Y.; FATTAL, B. Development of a risk assessment approach for evaluating wastewater reuse standards for agriculture. **Water Science and Technology**, v. 35, n. 11-12, p. 15-20, 1997.

SIEMER, B.L.; NIELSEN, E.M.; ON, S.L.W. Identification and molecular epidemiology of *Campylobacter coli* isolates from human gastroenteritis, food, and animal sources by amplified fragment length polymorphism analysis and Penner serotyping. **Appl. Environ. Microbiol.**, v. 71, n. 4, p. 1953-1958, 2005.

SIGOLO DE SAN JUAN, C.; WAK, R.S.; SCODELLER, E.A.; BELLINZONI, R. Ocorrência de rotavírus em leitões com diarreia em rebanhos da região leste do Estado de São Paulo. **A Hora Veterinária**, v. 28, p. 40-44, 1985.

SILVA, R.R.; BARROS D.M.; SOUZA, R.K.A. et al. Pesquisa de rotavírus em bezerros bovinos no município de Igarapé-açu (PA). **Rev. Cienc. Agrar.**, n. 36, p. 121-129, 2001.

SINTON, L.W. Microbial contamination of alluvial gravel aquifers by septic tank effluent. **Water Air Soil Pollut**, v. 28, p. 407-425, 1986.

ŠLAPETA, J. *Cryptosporidium* species in cattle: a proposal for a new species. **Trends in Parasitology**, v. 22, n. 10, p. 469-474, 2006.

ŠLAPETA, J.; MOREIRA, D.; LOPEZ-GARCIA, P. Global dispersal and ancient cryptic species in the smallest marine eukaryotes. **Molecular Biology and Evolution**, v. 23, n. 1, p. 23-29, 2006.

SLAVIN, D. *Cryptosporidium* meleagridis. **Journal of Comparative Pathology**, v. 65, p. 262-266, 1955.

SMITH, B.P.; HABASHA, F.; REINA-GUERA, M. Bovine salmonellosis: experimental production and characterization of the disease in calves, using oral challenge with *Salmonella typhimurium*. **Am. J. Vet. Res.**, v. 40, p. 1510-1513, 1979.

SMITH, H.V.; NICHOLS, R.A.B. **Case study of health effects of Cryptosporidium in drinking water**. 2004. Disponível em: <<http://www.eolss.net/outlinecomponents/Environmental-Toxicology-Human-Health.aspx>>. Acesso em: 18 abril de 2011.

SMITH, H.V.; PARKER, J.F.W.; GIRDWOOD, R.W.A.; GILMOUR, R.A.; SMITH, P.G.; MORRIS, G.P.; GRIMASON, A.M.; JACKSON, M.J. A modified method for the detection of *Cryptosporidium* spp. oocysts in water-related samples. *Communicable Diseases*, v. 89, n 15, p. 7-13, 1989.

SMITH, H.W.; HALLS, S. Observations by the ligated intestinal segment and oral inoculation methods on *Escherichia coli* infections in pigs, calves, lambs and rabbits. **J. Pathol. Bacteriol.**, v. 93, p. 499-529, 1967.

- SNODGRASS, D.R.; TERZOLO, H.R.; SHERWOOD, D.; CAMBELL, I.; MENZIES, J.D. Aetiology of diarrhoea in young calves. **Veterinary Record**, v. 12, n. 119, p. 31-34, 1986.
- SOBESTIANSKY, J. et al. **Clínica e patologia suína**. Goiânia, 1999. p. 383-387.
- SOJKA, W.J.; THOMSON, P.D.; HUDSON, E.B. Excretion of Salmonella dublin by adult bovine carriers. **Br. Vet. J.**, v. 130, n. 5, p. 482-488, 1974.
- SOUSA, C.C.M. **Avaliação do uso de esgoto doméstico tratado na irrigação do capim Tifton 85, Aquiraz-CE**. 2009. Tese (Doutorado em Engenharia Agrícola) - Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, CE.
- SOUSA, J.C. **Formulação de misturas minerais para bovinos de corte**. Campo Grande: EMBRAPA-CNPQC, 1985. 26 p. (Circular Técnica, 19).
- SOUSA, J.T.; LEITE, V.D.; DANTAS, J.P.; DIONÍSIO, J.A.; DE MENEZES, F.G. Reuso de efluente de esgoto sanitário na cultura do arroz. In: SIMPÓSIO LUSO-BRASILEIRO DE ENGENHARIA SANITÁRIA E AMBIENTAL, 9, 2000, Porto Seguro. **Anais...Porto Seguro**, 2000. p. 1058-1063.
- SOUZA, J.C.P.; LOPES, C.W.G. Criptosporidiose em bezerros de rebanhos da bacia leiteira Sul-Fluminense, Estado do Rio de Janeiro. **Rev. Bras. Parasitol. Vet.**, v. 4, n. 1, p. 33-36, 1995.
- SPICER, E.M.; DRIENSEN, S.J.; FAHY, V.A.; HORTON, B.J.; SIMS, L.D.; JONES, R.T.; CUTLER, R.S.; PRIME, R.W. Causes of preweaning mortality on a large intensive piggery. **Australian Veterinary Journal**, v. 63, n. 3, p. 71-75, 1986.
- SPIEGEL, M.R.; SCHILLER, J.; SRUNIVASAN, R.A. **Probabilidade e estatística**. 2.ed. Porto Alegre: Bookman, 2004. 398 p.
- SRÉTER, T.; VARGA, I. Cryptosporidiosis in birds - a review. **Veterinary Parasitology**, v. 87, p. 261-279, 2000.
- STANLEY, K.N.; WALLACE, J.S.; CURRIE, J.E.; DIGGLE, P.J.; JONES, K. Seasonal variation of thermophilic Campylobacters in lambs at slaughter. **J. Appl. Microbiol.**, v. 84, p. 1111-1116, 1998.
- STÄRK, K.D.C.; WINGSTRAND, A.; DAHL, J. et al. Differences and similarities among experts' opinions on *Salmonella* enterica dynamics in swine pre-harvest. **Prev. Vet. Med.**, v. 53, p. 7-20, 2002.
- STERN, N.J.; CLAVERO, M.R.S.; BAILEY, J.S.; COX, N.A.; ROBACH, M.C. *Campylobacter* spp. in broilers on the farm and after transport. **Poultry Sci.**, v. 74, p. 937-941, 1995.
- STERN, N.J.; WOJTON, B.; KWIATEK, K. A differentialselective medium and dry ice-generated atmosphere for recovery of *Campylobacter jejuni*. **J. Food Prot.**, v. 55, p. 514-517, 1992.
- STEVENS, D. **Growing crops with reclaimed wastewater**. Collingwood, Victoria: CSIRO, 2006. 217 p.
- STRAUB, T.M.; PEPPER, I.L.; GERBA, C.P. Comparison of PCR and cell culture for detection of enteroviruses in sludge-amended field soils and determination of their transport. **Appl. Envir. Microbiol.**, v. 61, p. 2066-2068, 1995.
- STRAUSS, H.; BLUMENTHAL, U.J. **Human waste use in agriculture e aquaculture**: utilization practices e health perspectives. Switserle: International Reference Centre for Waste Disposal, 1989.

- STRAUSS, M. Reuse of wastewater in urban agriculture. In: BRUINSMA, W.; HERTOOG, W. (Eds.). **Annotated bibliography on urban agriculture**. The Netherlands: ETC Urban Agriculture Programme, 2001. p. 479-510.
- SUÁREZ-LUENGAS, L.; CLAVEL, A.; QUÍLEZ, J.; GOÑI-CEPERO, M.P.; TORRES, E.; SÁNCHEZ-ACEDO, C.; DEL CACHO, E. Molecular characterization of *Cryptosporidium* isolates from pigs in Zaragoza (northeastern Spain). **Veterinary Parasitology**, v. 148, p. 231-235, 2007.
- SULAIMAN, I.M.; MORGAN, U.M.; THOMPSON, R.C.; LAL, A.A.; XIAO, L. Phylogenetic relationships of *Cryptosporidium* parasites based on the 70-kilodalton heat shock protein (HSP70) gene. **Appl. Environ. Microbiol.**, v. 66, p. 2385-2391, 2000.
- SULLIVAN, P.S.; DUPONT, H.L.; ARAFAT, R.R.; THORNTON, S.A.; SELWYN, B.J.; EL ALAMY, M.A.; ZAKI, A.M. Illness and reservoirs associated with *Giardia* lamblia infection in rural Egypt: the case against treatment in developing world environments of high endemicity. **American Journal of Epidemiology**, v. 127, n. 6, p. 1272-1281, 1988.
- SUNNOTEL, O.; LOWERY, C.J.; MOORE, J.E.; DOOLEY, J.S.G.; XIAO, L.; MILLAR, B.C.; ROONEY, P.J.; SNELLING, W.J. *Cryptosporidium*. **Lett. Appl. Microbiol.**, v. 1, p. 7-16, 2006.
- SYKORA, G.L.; SORBER, C.A.; JAKUBOWSKI, W.; CASSON, L.W.; GAVAGHAN, P.D.; SHAPIRO, M. Distribution of *Giardia* cysts in wastewater. **Water Science Technology**, v. 24, n. 2, p. 187-192, 1991.
- SYNGE, B.A.; PAIBA, G.A. Verocytotoxin-producing *E. coli* O157. **Vet. Rec.**, v. 150, n. 27, 2000.
- TAMINELLI, V.; ECKERT, J. The frequency and geographic distribution of *Giardia* infections in ruminants in Switzerland. **Schweizer Archiv der Tierheilkunde**, v. 131, n. 5, p. 251-258, 1989.
- TANAKA, H.; ASANO, T.; SCHOEDER, E.D.; TCHOBANOGLIOUS, G. Estimating the safety of wastewater reclamation and reuse using enteric virus monitoring data. **Water Environmental Research**, v. 70, p. 39-51, 1998.
- TAUXE, R.V. Emerging foodborne diseases: an evolving public health challenge. **Emerg. Infect. Dis.**, v. 3, p. 425-434, 1997.
- TAYLOR, K.C.; DAVIES, A.B. Persistent *Salmonella* saint-paul excretion in a small dairy herd. **Veterinary Record**, v. 105, p. 35-36, 1979.
- TAYLOR, L.H.; LATHAM, S.M.; WOOLHOUSE, M.E.J. Risk factors for human disease emergence. **Philosophical Transactions: Biological Sciences**, v. 356, n. 1411, p. 983-989, 2001.
- TAYLOR, R.J.; BURROWS, M.R. The survival of *Escherichia coli* and *Salmonella* Dublin in slurry on pasture and the infectivity of *S. dublin* for grazing calves. **Br. Vet. J.**, v. 127, n. 11, p. 536-543, 1971.
- TEUNIS, P.; TAKUMI, K.; SHINAGAW, K. Dose response for infection by *Escherichia coli* O157:H7 from outbreak data. **Risk Analysis**, v. 24, n. 2, p. 401-407, 2004.
- TEUNIS, P.; VAN DEN BRANDHOF, W.; NAUTA, M.; WAGENAAR J.; VAN DEN KERKHOFF, H. A reconsideration of the *Campylobacter* dose-response relation. **Epidemiology and Infection**, v. 133, p. 583-592, 2005.

TEUNIS, P.F.M.; CHAPPELL, C.L.; OKHUYSEN, P.C. *Cryptosporidium* dose response studies: variation between isolates. **Risk Analysis**, v. 22, n. 1, p. 175-183, 2002.

TEUNIS, P.F.M.; EVERS, E.G.; SLOB, W. Analysis of variable fractions resulting from microbial counts. **Quantitative Microbiology**, v. 1, p.63-88, 1999.

TEUNIS, P.F.M.; HAVELAAR, A.H. The beta-poisson model is not a single-hit model. **Risk Analysis**, v. 20, p. 513-520, 2000.

TEUNIS, P.F.M.; MEDEMA, G.J.; KRUIDENIER, L.; HAVELAAR, A.H. Assessment of the risk of infection by *Cryptosporidium* or *Giardia* in drinking water from a surface water source. **Water Research**, v. 31, n. 6, p. 1333-1346, 1997.

TEUNIS, P.F.M.; VAN DER HEIJDEN, O.G.; VAN DER GIESSEN, J.W.B.; HAVELAAR, A.H. **The dose response relation in human volunteers for gastro-intestinal pathogens**. Rijksinstituut voor Volksgezondheid en Milieu: RIVM, 1996. (Technical Report 284550002).

TEXAS ADMINISTRATIVE CODE – TAC. **Environmental quality**: Texas Commission on Environmental Quality - use of reclaimed water. 1997. Disponível em: <[http://info.sos.state.tx.us/pls/pub/readtac\\$ext.ViewTAC?tac_vl_ew=4eti=30ept=1ech=210](http://info.sos.state.tx.us/pls/pub/readtac$ext.ViewTAC?tac_vl_ew=4eti=30ept=1ech=210)>. Acesso em: 15 jan. 2010).

THEIL, K.W.; SAIF, K.W. Age related infections with rotavirus, rotavirus like virus and atypical rotavirus in turkey flocks. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 25, p. 333-337, 1987.

THOMPSON, A. Molecular and phylogenetic characterisation of *Cryptosporidium* from birds. **International Journal for Parasitology**, v. 31, n. 3, p. 289-296, 2001.

THOMPSON, D.E. The role of mycobacteria in Crohn's disease. **Journal of Medical Microbiology**, v. 41, p. 74-94, 1994.

THOMPSON, R.C.A.; MONIS, P.T. Variation in *Giardia*: implications for taxonomy and epidemiology. **Adv. Parasitol.**, v. 58, p. 69-137, 2004.

THORNTON, I.; ABRAHAMS, P. Soil ingestion: a major pathway of heavy metals into livestock grazing contaminated le. **The Science of the Total Environment**, v. 28, n. 1-3, p. 287-294, 1983.

THURSTON-ENRIQUEZ, J.A.; WATT, P.; DOWD, S.E.; ENRIQUEZ, R.; PEPPER, I.L.; GERBA, C.P. Detection of protozoan parasites and microsporidia in irrigation waters used for crop production. **J. Food Prot.**, v. 65, p. 378-382, 2002.

TYZZER, E.E. A sporozoan found in the peptic glands of the common mouse. **Proc. Soc. Exp. Biol. Med.**, v. 5, p. 12-13, 1907.

TYZZER, E.E. *Cryptosporidium parvum* (sp. nov.), a coccidium found in the small intestine of the common mouse. **Archiv. für Protistenkund**, v. 26, p. 394-412, 1912.

TZIPORI, S.; ANGUS, K.W.; GRAY, E.W.; CAMPBELL, I.; ALLAN, F. Diarrhea in lambs experimentally infected with *Cryptosporidium* isolated from calves. **International Journal of Gastroenterology and Hepatology**, v. 42, n. 8, p. 1400-1404, 1981.

TZIPORI, S.; SMITH, M.; HALPIN, C.; ANGUS, K.W.; SCHERWOOD, D.; CAMPBELL, I. Experimental cryptosporidiosis in calves: clinical manifestation and pathological findings. **Vet. Rec.**, v. 112, p. 116-120, 1983.

UNITED NATIONS ENVIRONMENT PROGRAMME – UNEP. **Freshwater in Europe:** facts, figures and maps. Switzerland: Division of Early Warning and Assessment, 2004. 93 p.

UNITED STATE ENVIRONMENTAL PROTECTION AGENCY – USEPA. **Guidelines for water reuse.** Washington, DC, 2004.

UNITED STATES ENVIRONMENTAL PROTECTION AGENCY – USEPA. **National primary drinking water regulations:** long term 2 enhanced surface water treatment rule; final rule. 2006. Disponível em: <<http://www.epa.gov/safewater/disinfection/lt2/regulations.html#prepu>>. Acesso em: 13 jan. 2010.

UNIVERSIDADE FEDERAL DE VIÇOSA – UFV. **SAEG - Sistema para análise estatística e genética – v. 9.1.** Viçosa, 2010.

UZZAU, S.; BROWN, D.J.; WALLIS, T.; RUBINO, S.; LEORI, G.; BERNARD, S.; CASADESÚS, J.; PLATT, D.J.; OLSEN, J.E. Host adapted serotypes of *Salmonella enterica*. **Epidemiol. Infect.**, v. 125, p. 229-255, 2000.

VAN DE GIESSEN, A.W.; TILBURG, J.J.H.C.; RITMEESTER, W.S.; VAN DER PLAS, J. Reduction of *Campylobacter infections* in broiler flocks by application of hygiene measures. **Epidemiol. Infect.**, v. 121, p. 57-66, 1998.

VAN DER GAAG, M.A. et al. A state-transition simulation model for the spread of Salmonella in the pork supply chain. **European Journal of Operational Research**, 2003. Disponível em: <<http://www.scirus.com>>. Acesso em: 10 mar. 2003.

VAN GINNEKEN, M.; ORON, G. Risk assessment of consuming agricultural products irrigated with reclaimed wastewater: an exposure model. **Water Resour. Res.**, v. 36, p. 2691-2699, 2000.

VANDERPLANK, J.E. **Plant diseases:** epidemics and control. New York: Academic Press, 1963.

VAZ DA COSTA VARGAS, S.; BASTOS, R.K.X.; MARA, D.D. **Bacteriological aspects of wastewater irrigation.** University of Leeds, UK, 1996.

VAZQUEZ-MONTIEL, O.; HORAN, N.J.; MARA, D.D. Management of domestic wastewater for reuse in irrigation. **Water Science and Technology**, v. 33, p. 10-11, p. 355-362, 1996.

VEIGA, J.B. (Ed.). **Criação de gado leiteiro na Zona Bragantina.** Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 2005. (Sistemas de Produção, 2). Disponível em: <<http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Leite/GadoLeiteiroZonaBragantina/index.htm>>. Acesso em: 1 abr. 2007.

VÍTOVEC, J.; HAMADEJOVÁ, K.; LANDOVÁ, L.; KVÁČ, M.; KVĚTOŇOVÁ, D.; SAK, B. Prevalence and pathogenicity of *Cryptosporidium suis* in pre- and post-weaned pigs. **J. Vet. Med. B**, v. 53, p. 239-243, 2006.

VITOVEC, J.; HAMADEJOVA, K.; LANDOVA, L.; KVAC, M.; KVETONOVA, D.; WACHTEL, M.R.; WHITEHAND, L.C.; MANDRELL, R.E. Association of *Escherichia coli* O157:H7 with preharvest leaf lettuce upon exposure to contaminated irrigation water. **J. Food Prot.**, v. 65, p. 18-25, 2002.

VOSE, D. **Risk analysis.** 3rd ed. Chocherter, UK: John Wiley & Sons, 735p. 2008.

WAGENAAR, J.A.; JACOBS-REITSMA, F. *Campylobacter jejuni* e *C. coli*. In: WORLD ORGANIZATION FOR ANIMAL HEALTH - OIE. **Manual of diagnostic tests e vaccines for terrestrial animals.** Paris: OIE, 2009b. p. 1185-1191.

WAGENAAR, J.A.; VAN BERGER, M.A.P. Bovine genital Campylobacteriosis. In: WORLD ORGANIZATION FOR ANIMAL HEALTH - OIE. **Manual of diagnostic tests e vaccines for terrestrial animals**. Paris: OIE, 2009a. p. 661-670.

WANDERLEY, T.F. **Avaliação dos efeitos do reuso de águas de esgoto sobre a produtividade e a qualidade microbiológica de cultivares de batata-doce visando à produção de biomassa**. 2005. Dissertação (Mestrado em Ciência do Ambiente) – Universidade Federal do Tocantins, Palmas, TO.

WANG, G.; ZHAO, T.; DOYLE, M.P. Fate of enterohemorrhagic *Escherichia coli* O157:H7 in bovine feces. **Appl. Environ. Microbiol.**, v. 62, p. 2567-2570, 1996.

WANG, L.; MANKIN, K.R.; MARCHIN, G.L. Survival of fecal bacteria in dairy cow manure. **Trans. ASAE**, v. 47, p. 1239, 2004.

WASHINGTON STATE DEPARTMENT OF HEALTH - WSDH. Washington State Department of Ecology. **Water reclamation and reuse standards**. Washington, 1997. 74 p. Disponível em: <<http://apps.leg.wa.gov/RCW/default.aspx?cite=90.46>>. Acesso em 15 jan. 2010.

WARD, R.G.; SMITH, G.S.; WALLACE, J.D.; URQUHART, N.S.; SHENK, J.S. Estimates of intake and quality of grazed range forage by near infrared reflectance spectroscopy. *J. Anim. Sci.*, v. 54, p. 399, 1982.

WELKOS, S.L. Experimental gastroenteritis in newly-hatched chicks infected with *Campylobacter jejuni*. **J. Med. Microbiol.**, v. 18, n. 2, p. 233-248, 1984.

WEMPE, J.M.; GENIGEORGIS, C.A.; FARVER, T.B.; YUSUFU, H.I. Prevalence of *Campylobacter jejuni* in two California chicken processing plants. **Appl. Environ. Microbiol.**, v. 45, p. 355-359, 1983.

WHITE, G.C. **Handbook of chlorination and alternative disinfectants**. 4.ed. New York: Wiley-Interscience, 2001.

WILLIAMS, A.P.; AVERY, L.M.; KILLHAM, K.; JONES, D.L. Survival of *Escherichia coli* O157:H7 in the rhizosphere of maize grown in waste-amended soil. **J. Appl. Microbiol.**, v. 102, p. 319-326, 2007.

WOLDEMARIAM, E.; MOLLA, B.; ALEMAYEHU, D.; MUCKLE, A. Prevalence and distribution of Salmonella in apparently healthy slaughtered sheep and goats in Debre Zeit, Ethiopia. **Small Ruminant Research**, v. 58, p. 19-24, 2005.

WOOD, M. Jellyfish gene lights up *E. coli*. **Agric. Res.**, v. 48, n. 3, p. 15, 2000.

WORLD HEALTH ORGANIZATION – WHO. **Guidelines for drinking water quality [electronic resource]**: incorporating first addendum. 3.ed. 2006a. Disponível em: <http://www.who.int/water_sanitation_health/dwq/gdwq0506.pdf>. Acesso em: 09 jan. 2010.

WORLD HEALTH ORGANIZATION – WHO. **Guidelines for the safe use of wastewater, excreta e greywater**: wastewater use in agriculture. Geneva, 2006.

WORLD HEALTH ORGANIZATION – WHO. **Joint WHO/FAO expert committee on zoonoses**. Geneva, 1959. 84 p. (Technical Report Series, 169).

WRAY, C. Survival and spread of pathogenic bacteria of veterinary importance within the environment. **Veterinary Bulletin**, v. 45, p. 543-550, 1975.

WRAY, C.; SOJKA, W.J. Experimental *Salmonella typhimurium* infection in calves. **Research in Veterinary Science**, v. 25, p. 139-143, 1978.

- WRAY, C.; SOJKA, W.J. Reviews of the progress of dairy science: bovine salmonellosis. **J. Dairy Res.**, v. 44, p. 383-425, 1977.
- WRAY, C.; SOJKA, W.J. Salmonella dublin infection of calves: use of small doses to simulate natural infections on the farm. **J. Hyg.**, v. 87, p. 501-509, 1981.
- WRAY, C.; WADSWORTH, D.; RICHARDS, D. A three-year study of *Salmonella* Dublin infection in a closed dairy herd. **Veterinary Record**, v. 124, p. 532-535, 1989.
- XIAO, L.; ALDERISIO, K.; LIMOR, J.; ROYER, M.; LAL, A.A. Identification of species and sources of *Cryptosporidium* oocysts in storm waters with a small-subunit rRNA-based diagnostic and genotyping tool. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 66, p. 5492-5498, 2000.
- XIAO, L.; ALDERISIO, K.A.; JIANG, J. Detection of *Cryptosporidium* oocysts in water: effect of the number of samples and analytic replicates on test results. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 72, p. 5942-5947, 2006.
- XIAO, L.; FAYER, R.; RYAN, U.; UPTON, S.J. *Cryptosporidium* taxonomy: recent advances and implications for public health. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 17, p. 72-97, 2004.
- XIAO, L.; MORGAN, U.M.; LIMOR, J.; ESCALANTE, A.; ARROWOOD, M.; SHULAW, W.; THOMPSON, R.C.A.; FAYER, R.; LAL, A.A. Genetic diversity within *Cryptosporidium parvum* and related *Cryptosporidium* species. **Applied in Environmental Microbiology**, v. 65, n. 8, p. 3386-3391, 1999.
- YAZIZ, M.I.; LLOYD, B.J. The removal of salmonellas in conventional sewage treatment processes. **J. Appl. Bacteriol.**, v. 46, n. 1, p. 131-142, 1979.
- ZHAO, C.; GE, B.; DE VILLENA, J.; SUDLER, R. Prevalence of *Campylobacter* spp., *Escherichia coli*, and *Salmonella* serovars in retail chickens, turkey, pork, and beef from the Greater Washington D.C. area. **Appl. Environ. Microbiol.**, v. 67, p. 5431-5436, 2001.
- ZIBILSKA, L.M.; WEAVER, R.W. Effect of environmental factors on survival of *Salmonella typhimurium* in soil. **J. Environ. Qual.**, v. 7, p. 593-597, 1978.
- ZINTL, A.; NEVILLE, D.; MAGUIRE, D.; FANNING, S.; MULCAHY, G.; SMITH, H.V. Prevalence of *Cryptosporidium* species in intensively farmed pigs in Ireland. **Parasitology**, v. 134, p. 1575-1582, 2007.
- ZWEIFEL, C.; ZYCHOWSKA, M.A.; STEPHAN, R. Prevalence and characteristics of Shiga toxin-producing *Escherichia coli*, *Salmonella* spp. and *Campylobacter* spp. isolated from slaughtered sheep in Switzerland. **International Journal of Food Microbiology**, v. 92, n. 3/4, p. 45-53, 2004.

APÊNDICE 1. Dose excretada de patógenos na pecuária segundo hospedeiros animais

ANIMAL	PATÓGENO	DOSE EXCRETADA (/g de fezes)	INFORMAÇÕES COMPLEMENTARES	REFERÊNCIA
BOVINO	<i>Salmonella</i> spp.	$10^8 - 10^{10}$	Bovino clinicamente afetado	De Jong e Ekdahl (1965)
		10^8	Bovino com diarreia	Smith et al. (1989)
		10^5	Bovino clinicamente saudável	Frik (1969)
		$< 10^3 - 10^6$	Bovino com sintomas	Gronstol et al. (1974)
		$< 10^2 - 5,5 \times 10^5$	Bovino adulto durante surto	Jones et al. (1983)
		$10^6 - 10^8$	Bezerro durante surto (doentes e saudáveis)	
		$3,1 \times 10^3$	Novilhos e vacas leiteiras (infecção natural)	Jones et al. (1982)
		10^4	Dois bezerros inoculados com $1,9 \times 10^9$	
	<i>Salmonella</i> Dublin	$10^2 - 10^4$	Bovinos portadores de infecção crônica	Sojka et al. (1974)
		$10^{8,2}$ e $10^{7,5}$	-	Smith e Jones (1967)
		$3 - 1,8 \times 10^4$	Bezerro com dois dias de idade inoculado com 10^6	Robinson e Loken (1968)
		$1,2 \times 10^2 - 2,0 \times 10^3$	Bezerro com 14-21 dias de idade inoculado com 10^6	
		10^2	Bezerro em locais contaminados com <i>S. Dublin</i> : (1 animal)	Wray e Sojka (1981)
		10^4	Bezerro inoculado com 10^8 e 10^6	Wray e Sojka (1981)
		$10^3 - 10^4$	5 novilhas gestantes inoculadas com dose oral 10^{10}	Hall e Jones (1979)
$10^4 - 10^6$		5 novilhas gestantes inoculadas com dose oral 10^{11}	Hall e Jones (1979)	
BOVINO	<i>Salmonella</i> Typhimurium	$10^7 - 10^8$	Bezerro com infecção aguda	Jones et al. (1988)
		$10^{5,55} - 10^{7,74}$	Após a inoculação de $10^{9,17} - 10^{10,9}$	Ramos et al. (2000)
		$10^{7,6}$	Bezerro (7-dias de idade) inoculado com 10^8 <i>S. Typhimurium</i> (4/74, fago tipo 44)	Jones et al. (1991)
		$10^6 - 10^7$	1 bezerro holandês com 28 dias de idade inoculado com (10^9)	Watson et al. (1998)
			5 bezerros: 100% doença e diarreia	
SUÍNO	<i>Salmonella</i> Choleraesuis	3×10^5	-	Baskerville e Dow (1973)
		$10^{5,6}$	Quatro animais inoculados com 10^{10}	Smith e Jones (1967)
		$10^{3,5} - 10^{6,9}$	-	Barrow et al. (1987)

AVES	<i>Salmonella</i> spp.	10 ⁷ - 10 ⁸	Tecido do Ceco-frango com um dia de idade inoculado com 500 UCF	Desmidt et al. (1997)
	<i>Salmonella</i> Typhimurium	10 ^{5.4} -10 ^{8.2}	Recém-eclodidos (1-4-dias) inoculado com 10 ⁵	Barrow et al. (1988)
	<i>Salmonella</i> Enteritidis	10 ^{2.3} -10 ^{5.5}	Frangos com 3 semanas de idade inoculado com 10 ⁸	Barrow (1991)
		10 ^{8.9} - 10 ¹⁰	cels/g conteúdo cecal, frangos de corte (0 dias de idade) inoculados	
		10 ^{3.2} -10 ^{3.5}	Conteúdo Ceco (swab):	Hinton et al. (1990)
		10 ² -10 ^{3.9}	Aves com 21-dias de idade, inoculadas com 1,8x10 ⁹	Barrow et al. (1987)
	10 ² -10 ⁴	Aves com 1-dia de idade, inoculadas com 1,8x10 ⁹		
<i>Salmonella</i> Kottbus	10 ⁶ -10 ^{7.78}	Inóculo de 1,2x10 ⁸	Ribeiro et al. (2005)	
	10 ⁴ -10 ^{8.6}	Inóculo de 1.2x10 ⁵		
BOVINO	<i>Campylobacter</i> spp.	10 ²	Vacas	Nielsen (2002)
		10 ⁴	Bovino naturalmente infectado	Elliot (s.d.)
		10 ¹⁰	por vaca/dia, com alta variabilidade (10 ⁶ -10 ¹¹)	Elliot (s.d.)
		10 ⁶	-	Inglis et al. (2005)
		1,6x10 ⁴	Vacas sadias naturalmente infectadas (inverno)	Waterman et al. (1984)
		6,1x10 ⁴	Vacas (Verão)	
		3x10 ⁵	Excreção máxima	
		10 ^{2.8}	-	Stanley e Jones (2003)
		10 ⁵ a 10 ⁶	-	Stanley et al. (1996) citado por Stanley e Jones (2003)
		1,6x10 ³	bezerros não desmamados naturalmente infectados	Gill e Harris (1982)
		6,1x10	Pequeno fragmento de intestino delgado bovino (abatidos)- maior média: 3,6x10 ⁵	Stanley et al. (1998)
		2,4x10 ⁷	Grupo de animais: excreção máxima	
		69,9	Fezes frescas de vacas leiteiras: média	
		3,3x10 ⁴	Fezes frescas bezerro	
		10 ^{4.1}	Bovino na fazenda	Minihan et al. (2003)
		10 ^{3.9}	Bovino pós-transporte	
		10 ^{3.1}	Bovino pós confinamento, infecção natural	
	<i>Campylobacter jejuni</i>	10 ⁴	Excreção máxima 5 x 10 ⁵	Inglis et al. (2004)

		10 ⁹	dose excretada 10 ⁵ x 27 kg fezes produzidas por dia	Grau (1988)
		10 ^{2.6}	Bovino adulto sadio média	
		10 ^{3.7}	Bezerro sadio	Terzolo et al. (1987)
		10 ⁸ -10 ¹⁰	Bezerro	
	<i>Campylobacter lanienae</i>	10 ⁶	Excreção máxima 4 x 10 ⁸	Inglis et al. (2004)
		10 ¹²	-	
	<i>C. hyointestinalis</i>	10 ^{3.5}	Registrou-se a excreção de 10 ⁶ em pelo menos uma amostra	Grau (1988)
CAPRINO	<i>Campylobacter jejuni</i>	3x10 ⁴ - 5x10 ⁴	Unidade g ⁻¹ peso seco	Jones et al. (1999)
		3,5x10 ⁷ – 7x10 ⁷	Excreção por dia (considerando 1-2Kg fezes/dia)	
		10 ⁹ -10 ¹⁰	Cordeiro	Terzolo et al. (1987)
		10 ^{9.2}	-	
		10 ⁴	Cordeiro com variação de 10 ^{1.5} -10 ^{7.5}	Stanley et al. (1998)
		10 ¹ a 10 ²	Ovelhas antes do parto	Fitzgerald et al. (2001).
		10 ⁵	Ovelhas após o parto	
SUÍNO	<i>Campylobacter coli</i>	6 x 10 ³	-	Cornick (2004)
		10 ⁵ a 10 ⁷	-	Maridor et al. (2008)
		≤10 ⁸	Suíno com diarreia: animais naturalmente infectados	Modolo et al. (1999)
		≤10 ⁴	Suíno com diarréia: animais naturalmente infectados	
		10 ⁴	Suíno de engorda (10 semanas de idade e infectados naturalmente)	Weijtens et al. (1999)
		10 ⁴ (10 ^{3.6} -10 ^{5.8})	Porcas (infectadas naturalmente):	Weijtens et al. (1997)
		10 ³	Animais infectados naturalmente –coleta realizada logo após o abate	Weijtens et al. (1993) citado por Nielsen et al. (1997)

SUÍNO	<i>Campylobacter coli</i>	$10^{2.8}$ a $10^{5.1}$	Porcas naturalmente infectadas, em diferentes fazendas: média	Weijtens et al. (2000)
		10^4		Oosterom, Wilde et al. (1983)
		10^7	(por mL de conteúdo do lúmen do cólon) (gnotobiotico suíno inoculado)	Boosinger e Powe (1988)
	<i>Campylobacter jejuni</i>	10^2 a 10^3	-	Maridor et al. (2008)
	<i>Campylobacter</i> spp.	Geral: 10^3 a 10^7	-	Maridor et al. (2008)
AVES	<i>Campylobacter jejuni</i>	$>10^4$	Frangos(<i>C. jejuni</i> N226)	Kaino et al. (1988)
		$>10^6$	<i>C. jejuni</i> HP3800	
		10^5 - 10^9	recuperado do ceco ou cólon	Berndtson et al. (1992); Berrang et al. (2000)
		$10^{5.26}$	Íleo (10^4 - $10^{7.04}$)	Oosterom, Notermans et al. (1983)
		$10^{4.11}$	Ceco de aves naturalmente infectadas ($10^{0.3}$ - $10^{7.08}$)	
		4.4×10^6	<i>C. fetus</i> subsp. <i>jejuni</i> Variação de $5,6 \times 10^4$ a $1,2 \times 10^7$ - 5 frangos	Grant et al. (1980)
		2.7×10^6	-	Luechtefeld e Lou Wang (1981)
		10^7	-	Greenwood citado por Pearson et al. (1993)
		10^8	-	Ringoir et al. (2006)
		3.6 a 7.5	UFC log ₁₀ . com variação de $3,9 \times 10^3$ a $3,2 \times 10^7$	Stas et al. (1999)
		6×10^7	Animais naturalmente infectados - fezes normalmente formadas	
		4×10^5 a 4×10^9	Animais naturalmente infectados - amostras diarréicas	
		10^4 a 10^7	Aves saudáveis	Doyle et al. (1991) citado por Wallace et al. (1998)

AVES	<i>Campylobacter jejuni</i>	10^4 - 10^7	Conteúdo do ceco	Wallace et al. (1997)
		$10^{6.11}$ a $10^{7.32}$	Amostras de fezes de frango naturalmente infectados	Whyte et al. (2001)
		$10^{4.11}$ a $10^{7.28}$	Pré-transporte	Stern et al (1995)
		$10^{5.65}$ a $10^{7.59}$	Pós-transporte	
		$10^{7.2}$	-	Aho e Hirn (1988) citado por Stern et al (1995)
		10^6 a 10^7	-	Stern et al. (1984) citado por Stern (1992)
		10^7	Aves naturalmente infectadas	Musgrove et al. (1997)
		$< 10^6$	Amostra do jejuno – frangos com 36- a 72-horas de vida inoculados com 10^3 - 10^6 UFC/ml. Resultado em UFC/ml	Sanyal et al. (1984)
		$> 10^7$	Amostra do íleo e colo – frangos com 36- a 72-horas de vida inoculados com 10^3 - 10^6 UFC/ml. Resultado em UFC/ml	
		10^5 a 10^9	Conteúdo intestinal	Corry e Atabay (2001)
		$10^{5.56}$ - $10^{6.82}$	Excreção variando entre $10^{3.72}$ - $10^{7.25}$	Wempe et al. (1983)
		4.9×10^8	Infecção experimental: Frangos com 3-dias e 1-dia de idade amostra do ceco	
		10^8	Amostra de esterco: Frangos com 1-2-horas de idade infectados experimentalmente com 3×10^7 ou 3×10^9 UFC oralmente	Welkos (1984)
		$10^{8.5}$ - $10^{9.3}$	Infecção experimental: Frangos com 1-2-horas de idade inoculados oralmente com 3×10^7 ou 3×10^9 UFC – amostras do ceco	

BOVINO	<i>Cryptosporidium parvum</i>	-	1 bezerro infectado = 1.000 indivíduos imunodeprimidos (oocistos/g de fezes/dia)	Crockett e Haas (1997)
		1.000 oocisto	média geométrica em bovinos sem sinais clínicos	Xiao e Herd (1996)
		457 oocistos	-	Olson et al. (1997)
		24 a 9,88x10 ⁸	88 bezerros neonatos inoculados - 50% dos animais examinados eliminavam oocistos. A presença de oocistos nas fezes foi detectada em bezerros com seis a 23 dias de idade	Kemp et al. (1995)
		9,0x10 ⁵	inóculo de 5x10 ⁶ oocistos em um bezerro – quinto dia registrou-se o pico de excreção (oocistos/mL/fezes)	Martins-Vieira et. al. (2009)
		10 ⁸	Bezerros infectados experimentalmente com 10 ⁶ oocistos	Bukhari et al. (1995)
		25 a 5.924	Na Espanha, ao examinarem amostras fecais de 379 bovinos, clinicamente saudáveis, verificaram que 8,4% eliminavam oocistos, com intensidade variando de	Castro-Hermida et al. (2007),
		Não quantificado	Estudo realizado no Brasil, com bezerros da raça Nelore, <i>Cryptosporidium</i> spp. foi detectado em 30% e 10% das 100 amostras fecais diarreicas e 30 não diarreicas examinadas, respectivamente.	Oliveira Filho, 2007.
OVINO	<i>Cryptosporidium</i> spp.	17 oocistos/g de	fezes em caprinos	Heitman, 2002; COX et al., 2005
		-	1 ovino infectado = 1.000 indivíduos imunodeprimidos (oocistos/g de fezes/dia)	Crockett e Haas (1997)
SUÍNO	<i>Cryptosporidium</i> spp.	367 oocistos		Heitman, 2002; COX et al., 2005
		10 ²	oocistos/litro esgoto bruto (suinocultura)	Dias, et. al., 2008
BOVINOS	rotavírus	10 ⁹ a 10 ¹¹		Sales (2009)
		10 ¹⁰	partículas virais por grama de fezes na fase aguda da doença	Snodgrass et al.(1986)
SUÍNOS		10 ¹²		Alfieri (2004)
AVES		10 ¹⁰ - 10 ¹²	partículas virais /grama de fezes) presentes nas fezes de aves infectadas	McNulty (1997)

APÊNDICE 2. Período de incubação de patógenos segundo hospedeiros animais

ANIMAL	PATÓGENO	PERÍODO DE INCUBAÇÃO	INFORMAÇÕES ADICIONAIS	REFERÊNCIA
BOVINOS	<i>Campylobacter jejuni</i>	16 meses	Animais permanentemente colonizados	Hanninen et al. (1998) citado por Inglis et al. (2004)
		4 meses	-	Inglis et al. (2004)
		3 dias	Vaca de alto rendimento leiteiro, inóculo via úbere	Leer e Baskerville (1983)
		5 dias	Úbere inoculado com $3,8 \times 10^9$ UCF	Leer e Gill (1980)
		24 horas	Úbere inoculado com $2,6 \times 10^1$ e $2,6 \times 10^2$ UCF	
		36 horas	Úbere inoculado com $2,6 \times 10^0$ UCF	
	<i>Salmonella spp.</i>	2-12 semanas	Bovino recuperado de salmonelose clínica	Galle et al. (2000)
		8.7 dias	Bezerro com doença intensa e óbito/ <i>S.Typhimurium</i> : período de incubação médio	Wray e Sojka (1978)
		4-6 semanas	Bovino recuperado de infecção aguda (<i>S. Dublin</i>)	Galle et al. (2000)
		3 a 12 semanas	Bovino recuperado de infecção <i>S.Typhimurium</i>	Wray et al. (1987); Peterson e Coon (1967)
		Até 7 dias	Desafio oral experimental com <i>S.Dublin</i> , inóculo contendo 10^9 a 10^{11}	Smith et al. (1989)
		30 meses	-	Sojka et al. (1974)
		6 semanas	Inoculação com 2×10^8 <i>S. Dublin</i> - (42 dias=duração do experimento)	Gronstol et al. (1974)
		4 semanas	Excreção no leite e fezes no período após parto (<i>S. Dublin</i>)	Smith et al. (1989)
		8 e 21 meses	bovino adulto	Taylor e Davies (1979) see Aitken, Brown, Jones e Collins (1983)
		29 dias	Duração do experimento =29 dias, inoculação com $1,2 \times 10^8$ <i>S.Dublin</i> .	Gronstol et al. (1974) ^{s§}
		311 dias	Após infecção detectada em surto ocorrido em São Paulo com vacas leiteiras	Jones et al. (1983)

BOVINOS	<i>Salmonella</i> spp.	39 dias	Bezerro: média 39 dias (série 7-162 dias) em surto – São Paulo	Jones et al. (1983)
		Um mês	Novilhos e vacas leiteiras, naturalmente infectadas com <i>Salmonella</i> Mbeaka	Jones et al. (1982)
		Dois dias	Dois bezerros inoculados com $1,9 \times 10^9$ <i>Salmonella</i> Mbeaka	Jones et al. (1982)
		Até 10 meses	Após um surto	Richardson (1975)
		194 dias	Média geométrica: 63,4 inoculação de 10^6 S. Tiphymurium em bezerro com 2 dias de idade.	Robinson e Loken (1968)
		77 dias	Média geométrica : 12,1) após inoculação de 10^5 S. Tiphymurium em bezerro com 2 dias de idade	
		52 dias	Média geométrica: 26,2) após inoculação de 10^4 S. Tiphymurium (bezerro com 2 dias de idade)	
		129 dias	Média geométrica: 20,3) após inoculação de 10^6 S. Tiphymurium (bezerro com 14-21 dias de idade)	
		15 dias	Média geométrica: 14 dias, inoculação de 10^5 S. Tiphymurium (bezerro com 14-21 dias de idade)	
		1 dia	Média geométrica: 0,2 dia, após inoculação de 10^4 S. Tiphymurium (bezerro com 14-21 dias de idade)	
		9 dias	6 bezerros inoculados com 10^8 e 10^6 <i>Salmonellas</i> : 3 excretando até 9 dias após inoculação e 3 até 11-27 dias	Wray e Sojka (1981)
		6 dias	Bezerro inoculado com 10^8 S. Typhimurium (4/74, fago tipo 44) média 6 dias (série 5-7)	Jones et al. (1991)
		96 horas	Bezerro Holandês com 28 dias de idade inoculado com S. Typhimurium (10^9) (animais abatidos por intervenção humana)	Watson et al. (1998)
		52 dias	5 novilhas gestantes (23 a 34 meses de idade) dosagem oral 10^{10} S. Dublin	Hall e Jones (1979)
		94 dias	5 novilhas gestantes (23 a 34 meses de idade) dosagem oral 10^{11} S. Dublin:	

BOVINOS	<i>Cryptosporidium spp.</i>	2 a 7 dias	variando de em bezerros	Kirkpatrick(1985)
	Rotavírus	1-3 dias		
SUÍNOS	<i>Campylobacter coli</i>	80 dias	Duração do experimento, 80 dias após inoculação	Maridor et al. (2008)
		6 dias	-	Babakhani et al. (1993)
	<i>Salmonella spp.</i>	>14 dias		Cote et al. (2004)
	Rotavírus	18 a 96 horas	-	Gregori (2006)
AVES	<i>Campylobacter jejuni</i>	43 dias		Achen et al. (1998)
		21-63 dias	<i>C. jejuni</i> N226 (isolado de frango): período de incubação variado sendo 21 dias (para animais com 3 meses de idade). 49 dias (animais com 5 semanas de idade). 63 dias (animais com 3 dias de idade) desafio oral de 10^5 ou 10^6	Kaino et al. (1988)
		49-93 dias	<i>C. jejuni</i> HP3800 (isolado de humanos): período de incubação de 49 dias (animais com 3 meses de idade). 63 dias (animais com 5 semanas de idade). 91 dias (animais com 3 dias de idade)- dose oral 10^3	Kaino et al. (1988)
		42 semanas	Animais com 20 semanas idade, excretando níveis >110 UFC/g. Infecção natural.	Doyle (1984)
		>14 dias	Infecção experimental frangos com 3 dias de idade, 1 dia de idade e com 1-12-horas de idade	Welkos (1984)
		>14 dias	Infecção experimental com frangos com 2 dias de idade	Ringoir e Korolik (2003)
	<i>Salmonella spp.</i>	3 - 8 semanas	Após inoculação variando em função da estirpe	Barrow (1991)
		>12 semanas	Após inoculação em frango com 1 dia de idade	Desmidt et al. (1997)
		3, 16 e 37 dias	Para inóculos de 10^3 , 10^6 e 10^8 <i>Salmonella</i> Enteritidis respectivamente	Humphrey et al. (1991) citado por Gast (1994)
		21 dias	Após administração de doses de 10^6 a 10^8 por inoculação oral	Shivaprasad et al. (1990) citado por Gast (1994)
		Até 42 dias	Após inoculação oral de 10^6 em galinhas	Timoney et al. (1989) citado por Gast (1994)
		42 dias	Período de duração do estudo	Ribeiro et al. (2005)
		27 dias	Recém eclodidos (1-4-dias) inoculado com 10^5 <i>S. Typhimurium</i>	Barrow et al. (1988)
		14 dias	<i>S. Choleraesuis</i>	
		21 dias	Frangos com 3 semanas de idade inoculados com 10^8 <i>S. Typhimurium</i>	
		7 dias	<i>S. Menston</i>	

AVES	Salmonella spp.	22 semanas	Frangos com 20-88 semanas de idade inoculados com <i>S. Enteritidis</i> : 10^9	Gast e Beard (1990)
		22 semanas	Frangos com 20-88 semanas de idade morando com aves inoculadas com <i>S. Enteritidis</i> (challenge dose: 10^9)	
		26 dias	Frangos com 5-6-semanas de idade inoculados com 4×10^6 <i>S. Infantis</i>	Fanelli et al. (1970)
		133 dias	Frangos com 1 dia e 1 semanas de idade inoculados com 3×10^8 <i>S. Infantis</i>	
		105 dias	Frangos com 1 dia de idade inoculados com 7×10^7 <i>S. Typhimurium</i>	
		10 semanas	<i>S. Enteritidis</i> (dose: 10^9) animais com 37 semanas de idade e 27 semanas de idade.	Gast e Beard (1990)
		10 semanas	Frangos com 37 e 27-semanas de idade morando com aves inoculadas com <i>S. Enteritidis</i> (dose desafio: 10^9)	
		42 e 35 dias	<i>S. Enteritidis</i> (dose desafio: 10^7) Animais com 1 dia de idade e 7 dias de idade respectivamente	Gorham et al. (1991)
		29 e 32 dias	Animais com 20 e 52 semanas de idade, respectivamente. Desafio oral de 10^6 <i>S. Enteritidis</i>	Humprey et al. (1991)
		18 dias	<i>S. Enteritidis</i> fago tipo8: 2×10^8	Shivaprasad et al. (1990)
		21 dias	<i>S. Enteritidis</i> fago tipo8 isolado E700-87 (dose desafio: 4×10^8)	
		17 dias	<i>S. Enteritidis</i> fago tipo8 isolado E700-87 (dose desafio: 10^4)	
		- 9 dias PI	<i>S. Enteritidis</i> fago tipo8 isolado Y-8P2 (dose desafio: 10^4)	
		43 e 56 dias	Frangos com 4 dias de idade. Inóculo de 5×10^8 <i>S. Typhimurium</i> e <i>S. Infantis</i>	Smith e Tucker (1980)
		71 dias	Frangos com 56 dias de idade . Inóculo de 5×10^8 <i>S. Typhimurium</i> e <i>S. Infantis</i>	
		3 dias	Frangos com 56 dias de idade . Inóculo de 5×10^8 <i>S. Choleraesuis</i>	
	50 dias	Frangos com 4 dias de idade morando com frangos inoculados com <i>Salmonella</i>		
	Cryptosporidium baileyi	7-21 dias	Codornas japonesas período pré patente e patente respectivamente.	Cardozo et al. (2005)

APÊNDICE 3. Dose infectante em experimentos de administração oral de patógenos em animais

ANIMAL	PATÓGENO	DOSE INFECTANTE	INFORMAÇÕES COMPLEMENTARES	REFERÊNCIA
BOVINO	Campylobacter spp.	4,8 x 10 ⁹	Bezerro	Warner et al. (1984)*
		10 ^{8.9} -10 ¹⁰	Bezerro	Terzolo et al. (1987)
		10 ¹²	<i>C. jejuni</i>	Al-Mashat et al. (1980)
		8,8 x 10 ¹⁰ -10,4 x 10 ¹⁰	<i>C. intestinalis</i> = fetus sb fetus	Al-Mashat et al. (1983)
		4 x 10 ⁸	<i>C. jejuni</i>	Firehammer et al. (1981)
		1,6 x 10 ¹² ; 1,8 x 10 ¹²	<i>C. sputorum</i> biovar Fecalis	Al-Mashat et al. (1981)
		2,6 a 3,8x10 ⁹ .	<i>C. coli/jejuni</i> inoculados em úbere de duas vacas Guernsey	Leer e Gill (1980)
		10 ¹⁰	Bezerro(<i>C. coli</i>)	Warner et al. (1984)*
	Escherichia coli	> 10 ⁴	O157:H7(>prevalência em ruminantes)	Cray et al. (1995)
		≥10 ⁷	Bovino adulto	
	Salmonella spp.	10 ⁹ -10 ¹¹	<i>S. Typhimurium</i> bovino adulto saudável	Eerson et al. (2001)
		centenas	Bovino não saudável	
		10 ⁵ (LD ₅₀)	<i>S. Typhimurium</i> : bezerro com 2 semanas idade:	Rankin e Taylor (1966) e Reed e Muench, 1938)
		10 ⁷ (LD ₅₀)	bezerro 6-7 semanas idade	
		10 ¹⁰ (LD ₅₀)	bezerro 12-14 semanas idade	
		10 ⁸ -10 ⁹	<i>S. Typhimurium</i> . Alta incidência de doenças e letalidade – bezerro de 4 a 5 semanas idade	Wray e Sojka (1978)
		10 ⁶ -10 ⁸	<i>S. Dublin</i> . Bezerro 2-3 semanas idade	Nazer e Osborne (1977)
		10 ¹⁰	<i>S. Dublin</i> doença aguda	Smith e Jones (1967)
		10 ⁷	Bezerro machos 3 ou 6 semanas de idade	Smith e Jones (1967)
10 ⁹		<i>S. Dublin</i> quadro agudo	Forbes et al. (1977)	
2x10 ⁸		2 semanas de idade-bezerro	Gronstol et al. (1974)	

BOVINO	<i>Salmonella</i> spp.	10 ⁵	Novilhas de 10-12-meses (4 animais) que se alimentavam de silagem de milho contendo 4l de lodo de esgoto esterilizado contendo 10 ⁵ S. Dublin / por dia: diarréia não foi observada	Hall e Jones (1978)
		1.1x10 ⁸	Dois bezerros (machos 4-semanas idade) inoculado com <i>Salmonella</i> Mbeaka- sem sinais de salmonelose	Jones et al. (1982)
		1.9x10 ⁹	Dois bezerros (machos 4-semanas idade) inoculado com <i>Salmonella</i> Mbeaka (não é patogênica para o bovino)- sem sinais de salmonelose	
		240 MPN/100g	<i>Salmonella</i> Mbeaka isoladas de alimentos bovino (suplemento de gordura vegetal) em três fazendas onde as infecções foram detectadas	
		10 ^{9.17} -10 ^{10.9}	Bezerro 4-5-semanas de idade: inoculados com <i>S.Typhimurium</i> série 4/74), observou-se febre, diarréia e óbito.	Ramos et al. (2000)
		10 ⁶ , 10 ⁵ e 10 ⁴	Bezerro de 2 dias de idade: nenhuma doença relacionada à salmonelose, apenas excreção.	Robinson e Loken (1968)
		10 ⁶ , 10 ⁵ e 10 ⁴	Bezerro de 14 a 21 dias de idade: nenhuma doença relacionada à salmonelose, apenas excreção	
		10 ² -10 ⁵	Bezerro amamentados por vacas excretando <i>Salmonella</i> Dublin: não foi observado sinais clínicos, apenas a excreção nas fezes	Wray e Sojka (1981)
		10 ² -10 ³	Bezerro que recebeu água inoculada com fezes contaminadas com <i>S.Dublin</i> : 6/10 excretaram <i>Salmonella</i> 10 ⁴ org/ml	
		10 ⁴	Bezerro que recebeu água inoculada com <i>S.Dublin</i> (cultura): 4/5 animais excretaram <i>Salmonella</i> nas fezes	
		10 ⁸	Bezerro (1-2s emanas de idade) inoculado oralmente: 3/3 infectado	
		10 ⁶	Bezerro (1-2semanas de idade) inoculado oralmente: 3/3 infectado	
		10 ⁸	Bezerro (7-dias de idade): 4 animais inoculados com <i>S.Typhimurium</i> (4/74, fago tipo 44): 100% doente; 100 %excretando	Jones et al. (1991)
		10 ⁹	Bezerro holandês 28dias de idade inoculado com <i>S.Typhimurium</i> 5 bezerros 100% doente e com diarréia.	Watson et al. (1998)
		10 ¹⁰	5 novilhas prenhes (23 a 34 meses idade) dosado oralmente inóculo contendo <i>S.Dublin</i>	Hall e Jones (1979)
		10 ¹¹	4 novilhas prenhes (23 a 34 meses idade) dosado oralmente <i>S.Dublin</i>	

BOVINO	Salmonella spp.	10 ⁶	6 machos holandês com 3-4-meses idade: em pastagem que foi aplicada lama adicionada com <i>S. Dublin</i> (10 ⁶ org / ml) (chorume aplicado cinco vezes): excreção de salmonelas nas fezes	Taylor e Burrows (1971)
		10 ³	6 machos holandês com 3-4-meses idade: em pastagem que foi aplicada lama adicionada com <i>S. Dublin</i> (10 ³ org / mL) (chorume aplicado uma vez): não excreção de salmonelas nas fezes	
		3,8 x 10 ⁹	7 vacas (5 Holandês, 1 Guernsey, 1 Jersey) (4-7 anos de idade) inoculadas com <i>S. Dublin</i> : 7/7 sobreviveram, 7/7 sem sinais clínicos	Smith et al. (1989)
		3,8x10 ¹⁰	7 vacas (5 Holandesa, 1 Guernsey, 1 Jersey) (4-7 anos de idade) inoculadas com <i>S. Dublin</i> : 7/7 sobreviveram, 7/7 sem sinais clínicos	
		3,8x10 ¹¹	7 vacas (5 Holandesas, 1 Guernsey, 1 Jersey) (4-7 anos de idade) inoculadas com <i>S. Dublin</i> : 6/7 sobreviveram, 6/7 sem sinais clínicos, 1/7 óbito e 1/7 diarréia	
CAPRINO	Campylobacter jejuni	10 ⁹	-	Firehammer et al. (1981)
		10 ^{8.4-10^{8.6}}	-	Terzolo et al. (1987)
	Campylobacter coli	10 ^{8.6-10⁹}	-	
SUÍNOS	Campylobacter spp.	5 x 10 ⁷	Pool de inóculo <i>C. coli</i> de origem suína+ origem aviária + <i>C. jejuni</i> : – 2 a 3 animais = diarréia por apenas 1 dia	Maridor et al. (2008)
		10 ² a 10 ⁷		Nielsen et al. (1997); Weijtens et al. (1997), von Altrock et al. (2006) citado por Maridor et al. (2008)
		10 ⁸	<i>C. jejuni</i> (M129 – isolado humano) no colostro de leitões recém-nascidos, sintomas clínicos: diarréia, as vezes profusa.	Babakhani et al. (1993)
		5,8x10 ⁷	Gnotobiotico suíno (baixa passagem origem humana <i>Campylobacter</i>)	Boosinger e Powe (1988)
	Salmonella spp.	1,35x10 ¹¹	Leitões mestiços com 6 semanas de idade (44: 41 inoculados e 3 não) (<i>Salmonella</i> Typhimurium DT 104) Febre: 41/41, Diarréia: 41/41	Cote et al. (2004)
	S. Choleraesuis	10 ¹⁰	Variante. Kunzendorf Lerace x LW, Animais com 9-10-semanas de idade.	Smith e Jones (1967)

AVES	<i>Campylobacter jejuni</i>	$10^2 - 10^3$ ID ₅₀ : $10^{1.5} - 10^{5.7}$	Frangos, dependendo da linhagem e idade	Kaino et al. (1988)
		5×10^4 e 5×10^3	Frangos com 14 dias de idade e com 2 dias idade respectivamente	Ringoir et al. (2006)
		$10 - 2 \times 10^5$	Novos isolados de diferentes cepas	Chen et al. (2006)
		54 a 2×10^6	Isolados laboratoriais de diferentes cepas	Chen et al. (2006)
		9×10^7	Frangos com 3 dias de idade: (<i>Campylobacter fetus</i> subsp. <i>jejuni</i> , isolado humano) = diarreia e morte.	Ruiz-Palacios et al. (1981)
		90 células	Isolado humano = diarreia nas aves	Ruiz-Palacios et al. (1981)
		$10^{8.5}$	Frangos com dois dias de idade	Stern et al. (1994)
		260-26 UFC	Colonização do trato intestinal de frangos de 1 dia	Medema et al. (1992)
	<i>Campylobacter spp.</i>	$10^3 - 10^6$	Frangos de 36-72 horas de idade (cepas humanas <i>C. jejuni</i>)	Sanyal et al. (1984)
		10^2 a 10^3	Frangos com 1 dia de idade (<i>C. jejuni</i> isolados de fazendas)	Pearson et al. (1993)
		10^4 a 10^8	Frangos com 15 e 50 dias de idade	Stas et al. (1999)
		35 (ID ₅₀)	Para colonizar 50% dos desafiados oralmente Frangos 24 horas de idade:	Stern et al. (1988)
		10^4	<i>C. jejuni</i> (81116), infectou 100% das aves	Wassenaar et al. (1993) citado por Cawtraw et al. (1996)
		10^5	Frangos 1 dias de idade <i>C. jejuni</i> (81116): (máxima colonização = $10^8 - 10^{10}$ UFC/g de conteúdo cecal)	Cawtraw et al. (1996)
		$2,8 \times 10^2 - 10^3$	Outras cepas (isolados de frango e isolados humanos): (com a colonização Máxima de $10^8 - 10^9$ UFC / g do conteúdo cecal)	Cawtraw et al. (1996)
		$2,6 \times 10^4$ a $6,9 \times 10^8$	<i>C. jejuni</i> (ICP47 origem aviária): pintos com 2 a 3 dias de idade e 2-semanas de idade	Shanker, Lee e Sorrell (1988)
		$6,1 \times 10^6$ a $2,3 \times 10^8$	<i>C. jejuni</i> (ATT6 origem aviária): pintos com 2 a 3 dias de idade e 2-semanas de idade	
		10^8	Pintos Criados e gnotobioticos 3 a 4 dias de idade (<i>C. jejuni</i> e <i>C. coli</i>): Sem sintomas de diarreia	Manninen et al. (1982)
		$2,5 \times 10^5$ a $3,2 \times 10^7$	<i>C. jejuni</i> (ICP47 e ATT6-origem frangos) Pintos com 2 a 3 dias de idade consumindo água contaminadas com <i>Campylobacter</i> : ICP47	Shanker, Lee e Sorrell (1990)

AVES	Campylobacter spp.	7,0x10 ⁴ a 4,50x10 ⁶	Pintos com 2 semanas de idade, consumindo água contaminadas com Campylobacter : ICP47.	Shanker, Lee e Sorrell (1990)
		7,9x10 ⁷ a 1,2x10 ⁹	Pintos com 2 a 3 dias de idade consumindo água contaminadas com Campylobacter : ICP47, Sem sintomas de diarreia	
		2,6x10 ⁶ a 2,9x10 ⁸	Pintos com 2 semanas de idade consumindo água contaminadas com Campylobacter ATT6: sem sintomas de diarreia	
		3x10 ¹ a 3x10 ⁹	Campylobacter jejuni (A.J. e E.L. cepa – isolado humano) – Frangos com 1-12 horas de idade: sintomas entéricos dentro de 4 dias em mais de 50% das aves infectadas	Welkos (1984)
		3x10 ²	C. jejuni cepa NCTC 11168 (genoma sequenciado e variante proveniente de paciente humano): Frangos com 1 dia de idade (colonização máxima em aves: 10 ⁸ a 10 ¹⁰ UFC/g de conteúdo cecal)	Gaynor et al (2004)
	Escherichia coli	8 x 10 ⁸ e 2 x 10 ⁹	E. coli K12: Recém-eclodidos (1-4-dias) e Frangos com 3-semanas de idade respectivamente	Barrow et al. (1988)
	Salmonella spp.	10 ⁸	frangos de corte (0 dias de idade) inoculado com cepas de <i>S. Enteritidis</i> : (mortalidade variou de 96% a 20%)	Barrow (1991)
		3x10 ⁸	Rhode Isle Reds (14 dias idade): (0% mortalidade)	Barrow (1991)
		10 ⁸	Rhode Isle Reds (0 dias de idade): (mortalidade variou de 30% a 0%)	Barrow (1991)
		500	Frangos com um dia de idade: (mortalidade e doença clínica)	Desmidt et al. (1997)
		10 ⁸	4 semanas de idade: Sem mortalidade ou doença Salmonella Hadar	
		5x10 ⁶	Frangos 1 dia de idade: (S. Berta): sem sinal clínico. Bactéria foi recuperada a partir do baço e do fígado	Olsen et al. (1996)
		1,2x10 ⁸ e 1,2x10 ⁵	Frangos recém-nascidos (40): (S. Kottbus) – 4 frangos morreram e os demais não tiveram manifestação clínica	Ribeiro et al. (2005)

AVES	<i>Salmonella</i> spp.	10 ⁹	Frangos 1 semana de idade (S. Pullorum) =	Wigley et al. (2001)
		1.8x10 ⁹	S.gallinarum : Ovos recém-eclodidos: 100% letalidade Frangos com 2 semanas de idade: 90% letalidade	Barrow et al. (1987)
		3x10 ⁸	S. Enteritidis : Frangos com 24 semanas de idade: aves permaneceram saudáveis, algumas lesões post-mortem foram encontrados	Barrow e Lovell (1991)
		10 ⁵	Recém-eclodidos (1-4-dias) Isolado do ceco (colonização): S. Typhimurium : 3/3; S. Menston : 3/3; S. Cholerae-suis : 3/3	Barrow et al. (1988)
		10 ⁸	Frangos com 3 semanas de idade: Isolado do ceco (colonização): S. Typhimurium : 3/3; S. Menston : 3/3	
		10 ⁶	Aves com 20-semanas de idade(18): nenhum teve diarreia Aves com 52 semanas de idade(10): todos foram alimentados e tiveram diarreia aguda e prolongada inóculo com S. Enteritidis PT4	Humprey et al. (1991)
		4 x 10 ⁸	S. Enteritidis fago tipo 8 isolado E700-87	Shivaprasad et al. (1990)
		10 ⁷	S. Enteritidis Aves com 1 dia de idade (53): 11 morreram / 7 dias de idade(28): 2 morreram	Gorham et al. (1991)
		10 ⁴	S. Enteritidis isolado fago tipo 8E700-87: Aves com 18 meses de idade (14)0 recuperados de órgãos	Shivaprasad et al. (1990)
		10 ⁴	S. Enteritidis isolado fago tipo 8Y-8P2: Aves com 2 anos de idade (14): 5/14 diarreia 1/14 óbito	
		10 ⁶	S. Enteritidis isolado fago tipo 827A: Aves com 9 meses de idade (66) Contaminação de órgãos internos: 37/177 Trato intestinal: 16/116	
		4.5x10 ⁸	Salmonella (cepas diferentes): Frangos 1 dia de idade Letalidade: 73-15% S. Typhimurium matou 79% de frangos de 1 dia de idade mas apenas 3% de frangos de 2 dias de idade.	Smith e Tucker (1980)
		3x10 ⁸	S. Typhimurium F98 PT 14: Frangos de 4 dias de idade: 100% excretaram Salmonella nas fezes	Smith e Tucker (1978)
		3x10 ⁸	S. Typhimurium F98 PT 14 Frangos de 4 dias de idade: 88% excretaram Salmonella nas fezes	
		3x10 ⁸	S. Typhimurium F98 PT 14: Frangos de 4 dias de idade: 100% excretaram Salmonella nas fezes	

AVES	<i>Salmonella</i> spp.	3x10 ⁸	S. Typhimurium F98 PT 14: Frangos de 3 dias de idade: 100% excretaram <i>Salmonella</i> nas fezes	Smith e Tucker (1975)
		5x10 ⁸	Frangos de 1 dia de idade - S. Typhimurium cepa T: Taxa de mortalidade: 88 e 86%	Smith e Tucker (1979)
		5x10 ⁸	Frangos de 4 dias de idade White Legorn S. gallinarum cepa G Taxa de mortalidade: 33%	
		5x10 ⁸	Frangos de 4 dias de idade Rhode Isle Red S.gallinarum cepa G: Taxa de mortalidade: 87%	
		10 ⁸ a 10 ⁹	S. Enteritidis: (Frangos de corte de 1 dia de idade)	Turnbull et al. (1974)