

**UNIVERSIDADE ESTADUAL DE CAMPINAS
FACULDADE DE ENGENHARIA AGRÍCOLA**

**MONITORAMENTO DO AMBIENTE EM INCUBATÓRIO
VISANDO MELHORIAS NA PRODUÇÃO**

ANA CAROLINA DE SOUZA GIGLI

**CAMPINAS
DEZEMBRO DE 2007**

**UNIVERSIDADE ESTADUAL DE CAMPINAS
FACULDADE DE ENGENHARIA AGRÍCOLA**

**MONITORAMENTO DO AMBIENTE EM INCUBATÓRIO
VISANDO MELHORIAS NA PRODUÇÃO**

Dissertação submetida à banca examinadora para obtenção do título de Mestre em Engenharia Agrícola, na área de concentração de Construções Rurais e Ambiente.

ANA CAROLINA DE SOUZA GIGLI

Orientadora: Profa. Dra. Irenilza de Alencar Nääs

Co-orientadora: Profa. Dra. Marta dos Santos Baracho

CAMPINAS
DEZEMBRO DE 2007

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA
BIBLIOTECA DA ÁREA DE ENGENHARIA E ARQUITETURA - BAE - UNICAMP

G367m	<p>Gigli, Ana Carolina de Souza Monitoramento do ambiente em incubatório visando melhorias na produção / Ana Carolina de Souza Gigli. --Campinas, SP: [s.n.], 2007.</p> <p>Orientadores: Irenilza de Alencar Nääs, Marta dos Santos Baracho. Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual de Campinas, Faculdade de Engenharia Agrícola.</p> <p>1. Indústria avícola. 2. Ovos eclodibilidade. 3. Qualidade ambiental. I. Nääs, Irenilza de Alencar. II. Baracho, Marta dos Santos. III. Universidade Estadual de Campinas. Faculdade de Engenharia Agrícola. IV. Título.</p>
-------	--

Título em Inglês: Hatchery house environmental monitoring for improvement of production performance

Palavras-chave em Inglês: Poultry industry, Eggs – Hatchability, Quality of environment

Área de concentração: Construções Rurais e ambiência

Titulação: Mestre em Engenharia Agrícola.

Banca examinadora: Edir Nepomuceno da Silva, Daniella Jorge de Moura

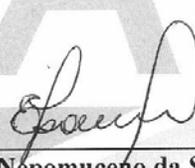
Data da defesa: 17/12/2007

Programa de Pós-Graduação: Engenharia Agrícola

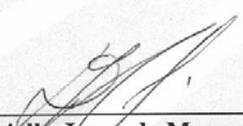
Este exemplar corresponde à redação final da **Dissertação de Mestrado** defendida por **Ana Carolina de Souza Gigli**, aprovada pela Comissão Julgadora em 17 de dezembro de 2007, na Faculdade de Engenharia Agrícola da Universidade Estadual de Campinas.



Prof.ª Dr.ª Irenilza de Alencar Nääs
FEAGRI/UNICAMP



Prof. Dr. Edir Nepomuceno da Silva - Membro Titular
FEA/UNICAMP



Prof.ª Dr.ª Daniella Jorge de Moura - Membro Titular
FEAGRI/UNICAMP

Faculdade de
Engenharia Agrícola
Unicamp

Aos meus maravilhosos pais, Maria José e Romeu,

À minha linda e amada sobrinha Camila

dedico

AGRADECIMENTOS

A Deus por me dar vida e força para o trabalho.

À professora Irenilza de Alencar Nääs pela orientação e pelos ensinamentos teóricos e práticos.

À professora Marta dos Santos Baracho pela co-orientação, amizade e paciência.

À FAPESP pela bolsa de mestrado concedida e pelo apoio financeiro ao projeto.

Ao CNPq pelo apoio financeiro ao projeto.

Ao SAE/UNICAMP pela bolsa de iniciação científica concedida à Débora Passos Alvarenga, aluna de iniciação científica, a quem agradeço pelo apoio na pesquisa de campo e trabalho de bancada.

Aos gerentes e funcionários do incubatório onde a pesquisa foi desenvolvida pelo apoio e pela motivação.

À professora Daniella Jorge de Moura pela amizade, carinho e orientação.

Aos meus queridos companheiros diários de laboratório: Marcos, Leandro e Gabriela, companheiros no laboratório do campo, Eduardo Romanini - Pikachu, Neidimila, Raquel, Douglas – Overman, Yamília, Mi, Sílvia, Thayla, Karla e Adriana pelo apoio ao trabalho e pelos ótimos momentos que compartilhamos.

Às minhas queridas companheiras de república pela paciência e amizade verdadeira: Karina, Patrícia, Hellen, Fabiana e Roberta.

À minha família querida que, com muito amor, me apóia, orienta e acalenta.

Ao meu amado namorado, Denis, que me acompanhou durante este período, dando-me muito carinho e oferecendo total apoio a minhas decisões.

OBRIGADA!

ÍNDICE

ÍNDICE DE TABELAS	ix
ÍNDICE DE FIGURAS	xi
RESUMO	xiv
ABSTRACT	xv
1 INTRODUÇÃO	1
2 OBJETIVOS	3
2.1 <i>Objetivo principal</i>	3
2.2 <i>Objetivos secundários</i>	3
3 REVISÃO DE LITERATURA.....	4
3.1 <i>Panorama da atividade avícola no Brasil</i>	4
3.2 <i>O incubatório e seu gerenciamento</i>	7
3.3 <i>Desenvolvimento embrionário</i>	8
3.4 <i>Mortalidade embrionária</i>	10
3.5 <i>Ambiência térmica</i>	12
3.5.1 <i>Ambiência térmica na sala de incubação e na sala de nascedouros</i>	16
3.6 <i>Ambiência aérea</i>	16
3.6.1 <i>Fungos</i>	16
3.6.2 <i>Dióxido de carbono (CO₂)</i>	20
3.7 <i>Ambiência acústica</i>	21
4 MATERIAL E MÉTODOS	24
4.1 <i>Descrição do incubatório (sala de incubação, sala de nascedouros e sala de vacinação)</i>	24
4.2 <i>Coleta de dados de ambiente</i>	26
4.2.1 <i>Ambiência térmica</i>	29
4.2.2 <i>Ambiência aérea</i>	30
4.2.2.1 <i>Concentração de CO₂</i>	30
4.2.2.2 <i>Fungos</i>	31
4.2.2.3 <i>Identificação dos fungos</i>	31
4.2.2.4 <i>Repicagem dos fungos</i>	31
4.2.2.5 <i>Coloração</i>	32
4.3 <i>Ambiência acústica</i>	32
4.4 <i>Índices zootécnicos</i>	33
4.5 <i>Análise dos dados</i>	34
5 RESULTADOS E DISCUSSÃO	35
5.1 <i>Ambiência térmica</i>	35
5.1.1 <i>Sala de incubação</i>	35
5.1.2 <i>Sala de nascedouros</i>	44
5.1.3 <i>Ambiência térmica no corredor da sala de incubação e na sala de nascedouros</i>	49
5.1.4 <i>Sala de vacinação</i>	53
5.2 <i>Ambiência aérea</i>	56

5.2.1	Sala de incubação	56
5.2.1.1	<i>Análise da qualidade do ar na sala de incubação</i>	59
5.2.2	Sala de nascedouro	66
5.2.2.1	<i>Análise da qualidade do ar na sala de nascedouros</i>	68
5.2.3	Sala de vacinação.....	72
5.2.3.1	<i>Análise da qualidade do ar na sala de vacinação</i>	73
5.3	<i>Ambiência acústica</i>	77
5.3.1	Sala de vacinação.....	77
5.4	<i>Índices zootécnicos</i>	78
5.4.1.1	<i>Correlação das variáveis ambientais com os índices zootécnicos - COBB®</i>	80
5.4.1.2	<i>Correlação das análises de quebra de ovo com o ambiente de incubação - COBB®</i>	82
5.4.1.3	<i>Correlação das variáveis ambientais com os índices zootécnicos - AVIAN®</i>	85
5.4.1.4	<i>Correlação das análises de quebra de ovo com o ambiente de incubação - AVIAN®</i>	86
5.4.1.5	<i>Comparação das respostas das linhagens avaliadas ao ambiente de incubação</i>	88
6	CONCLUSÕES.....	91
7	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	93
8	ANEXOS.....	99
8.1	<i>Planta baixa do incubatório onde os experimentos foram realizados</i>	99
8.2	<i>Materiais utilizados no procedimento laboratorial</i>	100
8.2.1	Meio de cultura.....	100
8.2.2	Solução de vitaminas	101
8.3	<i>Especificações técnicas das máquinas de incubação</i>	101
8.3.1	Incubadora CMg 125 R/e.....	101
8.3.2	Nascedouro G 21 HR/e.....	102

ÍNDICE DE TABELAS

<i>Tabela 1. Fatores relacionados ao manejo que influenciam a mortalidade embrionária (MAULDIN et al., 2007).</i>	11
<i>Tabela 2. Efeitos na alteração da velocidade do ventilador da incubadora sobre a velocidade do ar, temperatura e eclodibilidade no interior da incubadora (KALTOFEN, 1969).</i>	13
<i>Tabela 3. Anormalidades gerais apresentadas por aves recém-eclodidas, relacionadas com problemas no incubatório (Adaptado de BOLELI, 2003).</i>	14
<i>Tabela 4. Tabela de Sadler (adaptado de TESSARI et al., 2002).</i>	17
<i>Tabela 5. Classificação dos níveis de contaminação por <i>Aspergillus fumigatus</i> em incubatório.</i>	19
<i>Tabela 6. Efeito da concentração de CO₂ na incubadora sobre a eclodibilidade das aves.</i>	21
<i>Tabela 7. Limites de tolerância a ruídos.</i>	22
<i>Tabela 8. Organização das coletas realizadas no incubatório para acompanhamento dos lotes.</i>	28
<i>Tabela 9. Especificações do Termohigroanemômetro HTA 4200 PACER®.</i>	29
<i>Tabela 10. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para verificação da homogeneidade da temperatura no interior de incubadora.</i>	37
<i>Tabela 11. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para verificação da distribuição da umidade relativa (%) no interior da incubadora.</i>	40
<i>Tabela 12. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para distribuição da velocidade do ar (m.s⁻¹) no interior da incubadora.</i>	43
<i>Tabela 13. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para distribuição da temperatura (°C) no interior do nascedouro.</i>	45
<i>Tabela 14. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para distribuição da umidade relativa (%) no interior do nascedouro.</i>	46
<i>Tabela 15. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para distribuição da velocidade do ar (m.s⁻¹) no interior do nascedouro.</i>	48
<i>Tabela 16. Dados de ambiência térmica do corredor da sala de incubação e sala de nascedouros.</i>	49
<i>Tabela 17. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para ambiência térmica no corredor da sala de incubação, durante cinco lotes produtivos.</i>	50
<i>Tabela 18. Teste de Kruskal-Wallis para ambiência térmica no corredor da sala de nascedouros durante cinco lotes produtivos.</i>	51
<i>Tabela 19. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para distribuição das variáveis de ambiência térmica na sala de vacinação.</i>	54

<i>Tabela 20. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para distribuição de CO₂ por local de coleta, no interior da incubadora.</i>	59
<i>Tabela 21. Dados de ambiência aérea do corredor da sala de incubação.</i>	59
<i>Tabela 22. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para a distribuição de UFC de fungos amostradas na sala de incubação e interior de incubadora.</i>	61
<i>Tabela 23. Identificação de gêneros de fungos em incubadora de estágio múltiplo durante cinco lotes produtivos.</i>	62
<i>Tabela 24. Identificação de gêneros de fungos na sala de incubação.</i>	64
<i>Tabela 25. Dados de ambiência aérea do corredor da sala de nascedouros.</i>	67
<i>Tabela 26. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para a distribuição de CO₂ no nascedouro.</i>	67
<i>Tabela 27. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para a distribuição de CO₂ na sala de nascedouros.</i>	67
<i>Tabela 28. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para a distribuição de UFC de fungos na sala de nascedouros.</i>	68
<i>Tabela 29. Identificação de gêneros de fungos no interior de nascedouro durante cinco lotes produtivos.</i>	70
<i>Tabela 30. Gênero de fungos no corredor da sala de nascedouros em cinco lotes de produção.</i>	72
<i>Tabela 31. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para a distribuição de CO₂ (ppm), na sala de nascedouros.</i>	72
<i>Tabela 32. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para a distribuição de UFC de fungos, na sala de nascedouros.</i>	74
<i>Tabela 33. Quantificação de gêneros de fungos na sala de vacinação de incubatório comercial, em cinco lotes de produção.</i>	75
<i>Tabela 34. Índices zootécnicos dos lotes estudados.</i>	79
<i>Tabela 35. Dados da quebra de ovos realizada em três lotes monitorados.</i>	80
<i>Tabela 36. Resumo da influência do ambiente de incubação sobre desempenho de duas linhagens de frango de corte.</i>	89
<i>Tabela 37. Dimensões da incubadora CASP CMg 125 R/e.</i>	101
<i>Tabela 38. Potência elétrica requerida pela máquina.</i>	102
<i>Tabela 39. Dimensões do nascedouro CASP G 21 HR/e.</i>	102
<i>Tabela 40. Potência elétrica requerida pela máquina.</i>	102

ÍNDICE DE FIGURAS

<i>Figura 1. Previsão da produção mundial de carne de frango em 2007 (Fonte: ABEF, 2006).</i>	5
<i>Figura 2. Previsão da exportação mundial de carne de frango em 2007 (Fonte: ABEF, 2006).</i>	5
<i>Figura 3. Comparativo mensal da produção de pintos de corte de 2004 até 2006 (Fonte: ABEF, 2006).</i>	6
<i>Figura 4. Curva de crescimento e padrões de temperatura de casca de ovo para frangos em incubadora (Adaptado de BOERJAN, 2006).</i>	10
<i>Figura 5. Mortalidade embrionária incidente durante fases críticas do desenvolvimento embrionário (MAULDIN et al., 2007).</i>	11
<i>Figura 6. Incubadora CMg 125 R/e (A) e vista do interior da incubadora do tipo corredor, carregada com ovos (B).</i>	24
<i>Figura 7. Nascedouro G21 HR/e (A) e disposição dos nascedouros na sala de nascedouros 2 do incubatório (B).</i>	25
<i>Figura 8. Caixas contendo pintos de um dia para imunização (A) e ventiladores axiais da sala de vacinação (B).</i>	25
<i>Figura 9. Esquema do interior da incubadora e disposição dos dataloggers.</i>	27
<i>Figura 10. Esquema do interior do nascedouro e disposição de equipamentos para coleta de dados.</i>	27
<i>Figura 11. Esquema da divisão de quadrantes na sala de vacinação e quadrantes onde foram realizadas as coletas de dados.</i>	28
<i>Figura 12. Termohigroanemômetro HTA Modelo 4200 PACER®.</i>	29
<i>Figura 13. Bomba de sucção para detecção de gases Dräger®.</i>	30
<i>Figura 14. Tubo colorimétrico Dräger® para detecção de CO₂ no ar.</i>	30
<i>Figura 15. Medidor de nível de pressão de som SL 130 – Pacer Industries, Inc.</i>	32
<i>Figura 16. Dados de temperatura (°C) coletados na sala de incubação em cinco lotes de produção.</i>	36
<i>Figura 17. Gráfico “box-plot” para verificação da homogeneidade da temperatura (°C) na incubadora.</i>	37
<i>Figura 18. Análise de adequação para a temperatura ambiente (°C) no interior da incubadora, com intervalo de confiança de 95%.</i>	38
<i>Figura 19. Análise de adequação para temperatura no interior da incubadora para faixa de 35,0 a 40,5 °C, com intervalo de confiança de 95%.</i>	38
<i>Figura 20. Dados de umidade relativa (%) coletados na sala de incubação em cinco lotes de produção.</i>	39
<i>Figura 21. Gráfico “box-plot” de distribuição da umidade relativa (%) no interior da incubadora.</i>	40

<i>Figura 22. Análise de capacidade da umidade relativa (%) no interior de incubadora, durante cinco lotes produtivos.</i>	<i>41</i>
<i>Figura 23. Dados de velocidade do ar ($m.s^{-1}$) coletados na sala de incubação no monitoramento dos lotes em incubatório.</i>	<i>42</i>
<i>Figura 24. Gráfico “box-plot” da distribuição de velocidade do ar ($m.s^{-1}$) no interior da incubadora.</i>	<i>43</i>
<i>Figura 25. Dados de ambiência térmica no interior do nascedouro nos cinco lotes estudados.</i>	<i>44</i>
<i>Figura 26. Gráfico “box-plot “ de distribuição da temperatura ($^{\circ}C$) no interior do nascedouro.</i>	<i>45</i>
<i>Figura 27. Gráfico de análise de adequação da temperatura ($^{\circ}C$) no interior do nascedouro.</i>	<i>46</i>
<i>Figura 28. Gráfico “box-plot” para distribuição da umidade relativa (%) no interior do nascedouro.</i>	<i>47</i>
<i>Figura 29. Gráfico de capacidade do processo para umidade relativa (%) no nascedouro, com intervalo de confiança de 95%.</i>	<i>47</i>
<i>Figura 30. Gráfico “box-plot” de velocidade do ar ($m.s^{-1}$) no interior do nascedouro e valores individuais desta variável para cada local de amostragem.</i>	<i>48</i>
<i>Figura 31. Gráfico “box-plot” para distribuição de umidade relativa (%) no corredor da sala de incubação.</i>	<i>50</i>
<i>Figura 32. Análise de capacidade para temperatura ($^{\circ}C$) no corredor da sala de incubação e da sala de nascedouros durante cinco lotes produtivos, para intervalo de 95% de confiança.</i>	<i>52</i>
<i>Figura 33. Análise de capacidade para umidade relativa (%) no corredor das salas de incubação e de nascedouros, para intervalo de 95% de confiança.</i>	<i>52</i>
<i>Figura 34. Dados de ambiência térmica da sala de vacinação coletados nos lotes monitorados.</i>	<i>53</i>
<i>Figura 35. Análise de adequação da temperatura ($^{\circ}C$) na sala de vacinação, para intervalo de 95% de confiança.</i>	<i>55</i>
<i>Figura 36. Análise de adequação da umidade relativa (%) na sala de vacinação, para intervalo de 95% de confiança.</i>	<i>55</i>
<i>Figura 37. Gráfico “box-plot” de velocidade do ar ($m.s^{-1}$) para sala de vacinação.</i>	<i>56</i>
<i>Figura 38. Concentração de dióxido de carbono (ppm) no interior da incubadora nos lotes estudados.</i>	<i>57</i>
<i>Figura 39. Concentração de fungos no interior da incubadora em cinco lotes de produção.</i>	<i>58</i>
<i>Figura 40. Gráfico de valores de individuais de UFC de fungos na sala de incubação e comparação com os valores preconizados pela Tabela de Sadler, com coeficiente de confiança de 95%.</i>	<i>60</i>
<i>Figura 41. Espécies de Aspergillus e demais gêneros de fungos identificados no interior de incubadora de frangos de corte, durante cinco lotes de produção.</i>	<i>63</i>
<i>Figura 42. Identificação de fungos de interesse veterinário, no interior da incubadora.</i>	<i>63</i>
<i>Figura 43. Distribuição espécies de Aspergillus e demais gêneros de fungos identificados no corredor da sala de incubação.</i>	<i>65</i>

<i>Figura 44. Identificação de gêneros de fungos e espécies de Aspergillus de interesse veterinário no corredor da sala de incubação.....</i>	<i>66</i>
<i>Figura 45. Dados de ambiência aérea no nascedouro.....</i>	<i>66</i>
<i>Figura 46. Gráfico “box-plot” da distribuição de dióxido de carbono (ppm) no interior do nascedouro.</i>	<i>68</i>
<i>Figura 47. Gráfico de valores individuais de UFC de fungos na sala de nascedouros e comparação com os valores preconizados pela Tabela de Sadler, com intervalo de confiança de 95%.</i>	<i>69</i>
<i>Figura 48. Distribuição de gêneros de fungos e espécies de Aspergillus de interesse médico-veterinário nos diferentes quadrantes do interior do nascedouro, durante todos os lotes monitorados.</i>	<i>71</i>
<i>Figura 49. Dados de ambiência aérea da sala de vacinação nos lotes estudados.....</i>	<i>73</i>
<i>Figura 50. Gráfico de valores individuais de UFC de fungos na sala de vacinação e comparação com os valores preconizados pela Tabela de Sadler, com intervalo de confiança de 95%.</i>	<i>74</i>
<i>Figura 51. Identificação de espécies de Aspergillus e demais gêneros de fungos (%) na sala de vacinação.....</i>	<i>76</i>
<i>Figura 52. Nível de ruído (dB) amostrado na sala de vacinação, durante quatro lotes produtivos e comparação com a Norma Regulamentadora (NR-15, 1978).....</i>	<i>77</i>
<i>Figura 53. Gráfico “box-plot” da distribuição do nível de ruído (dB) nos locais amostrados na sala de vacinação.</i>	<i>78</i>
<i>Figura 54. Gráfico de componentes principais para correlação dos parâmetros ambientais na incubação e dados produtivos correspondentes à linhagem COBB®.</i>	<i>81</i>
<i>Figura 55. Correlação dos resultados da quebra de ovos com o ambiente de incubação correspondentes à linhagem COBB®.</i>	<i>83</i>
<i>Figura 56. Correlação do ambiente de incubação na fase de incubadora e mortalidade embrionária correspondentes à linhagem COBB®.</i>	<i>84</i>
<i>Figura 57. Correlação do ambiente na fase de nascedouro com mortalidade embrionária correspondentes à linhagem COBB®.</i>	<i>84</i>
<i>Figura 58. Gráfico de componentes principais para correlação dos parâmetros ambientais na incubação e dados produtivos correspondentes à linhagem AVIAN®.</i>	<i>85</i>
<i>Figura 59. Correlação da análise de quebra de ovos com o ambiente de incubação para a linhagem AVIAN®. .</i>	<i>87</i>
<i>Figura 60. Correlação do ambiente de incubação na fase de incubadora com mortalidade embrionária para a linhagem AVIAN®.....</i>	<i>87</i>
<i>Figura 61. Correlação do ambiente de incubação na fase de nascedouro com a mortalidade embrionária para a linhagem AVIAN®.....</i>	<i>88</i>
<i>Figura 62. Incubadora onde o experimento foi conduzido.....</i>	<i>103</i>
<i>Figura 63. Interior do nascedouro onde o experimento foi carreado.....</i>	<i>103</i>
<i>Figura 64. Ilustração de fungos do gênero Penicillium corados com solução de Lactofenol.</i>	<i>103</i>

RESUMO

Sendo o incubatório um ambiente comum à cadeia avícola e que fatores relacionados à incubação podem influenciar o desempenho e crescimento de frangos de corte, é importante que o ambiente do incubatório tenha manejo adequado e seja homogêneo. Considerando a carência de informações sobre ambiência em incubação de ovos de matrizes pesadas, este trabalho levanta a hipótese de que o conhecimento das variáveis ambientais em incubatório permite o controle mais adequado da produção. Foram monitorados lotes de ovos férteis de duas linhagens de matrizes pesadas em incubatório comercial, verificando variáveis ambientais tais como: temperatura, velocidade do ar, umidade relativa, concentração de dióxido de carbono e concentração de fungos no interior e exterior dos equipamentos do incubatório para estabelecimento de correlação com dados de eclodibilidade e qualidade de pintinhos de um dia. Não foram apontados pontos de heterogeneidade no interior das máquinas de incubação para as variáveis coletadas. Os resultados apontam que o baixo desempenho produtivo está relacionado com baixa temperatura nas máquinas de incubação. 98 % e 90 % dos dados de temperatura registrados estavam abaixo do que é recomendado na incubadora e no nascedouro, respectivamente. Queda no desempenho também foi atribuída à umidade relativa e à concentração de dióxido de carbono. Quanto à qualidade sanitária, o nascedouro foi apontado como ponto crítico e apresentou alta concentração de unidades formadoras de colônias de *Aspergillus fumigatus*. Todas as salas do incubatório apresentaram baixo nível de contaminação que, no entanto, foi apontado como principal indicador de redução de produtividade e qualidade, o que indica iminente replanejamento dos programas de biosegurança para incubatórios de frango de corte.

Palavras-chave: avicultura, incubatório, ambiência, eclodibilidade.

ABSTRACT

Since the hatchery house is a common environment to the poultry chain, and factors related to incubation can have influence both broiler chicken development and growth, it is important to provide adequate handling and homogeneous environment. Considering the lack of information on the environment about broiler chicken incubation, this research investigated that environmental conditions knowledge, in hatchery houses allows a better control of the production. Subsequently, flocks of fertile eggs from different breeder strains have been monitored in a commercial hatchery house, in order to verify environmental variables such as: temperature, air velocity, relative humidity, carbon dioxide production, fungi concentration, inside and outside the hatchery equipments, and how they are correlated with hatchability and one-day-old chick quality. No heterogeneity was found inside hatchery machines regarding all the studied environmental variables. The results pointed that low productive performance is related with incubation equipments low temperature. 98.0 % and 90.0 % registered temperature data was under recommended values inside both setter and hatcher. Performance decrease was also related to high relative humidity and high carbon dioxide concentration. Results concerning sanitary quality indicated hatcher room as a hatchery critical point due to high level of contamination by *Aspergillus fumigatus* colonies forming unities. Moreover, the monitored hatchery rooms as a role presented contamination levels which may play the role of main indicator of negative impact over production and one-day-old chickling quality so that indicates eminent improvement of the biosecurity programs for broiler chicken hatchery house.

Keywords: poultry, hatchery house, environment, hatchability.

1 INTRODUÇÃO

A avicultura brasileira moderna ocupa importante posto na economia mundial devido ao trabalho árduo de muitos profissionais ligados à atividade. Pode-se destacar o avanço tecnológico nas áreas de produção, nutrição e sanidade, que permitiu melhorar significativamente os principais índices técnicos como conversão alimentar, a idade de abate e mortalidade das aves (MARCOLIN, 2006; MARTINS et al., 2006).

Segundo estes autores, as exigências pela qualidade da carne são cada vez maiores, tanto no mercado nacional como no internacional, uma vez que o consumidor está cada vez mais esclarecido quanto a estes aspectos. Tal demanda provocou mudanças em toda a cadeia produtiva de frangos de corte, evidenciando grande interesse em áreas como bem-estar, segurança animal e práticas de manejo adotadas na cadeia de produção de carne e ovos, moldando um padrão mais competitivo para o setor (GUSTIN, 2003b; MAZZUCO, 2006).

De acordo com GONZALES (1994), o incubatório é um ambiente estratégico da produção avícola e está fortemente vinculado à granja de matrizes. O objetivo do incubatório é transformar biologicamente ovos férteis em pintos de um dia no volume desejado, prazo e qualidade, baseado na incidência de anormalidades e contaminação, de forma a atender necessidades e expectativas ao menor custo (BIEZUS, 2001; TONA et al., 2003).

Segundo CALIL (2007) por muito tempo a incubação foi reconhecida apenas como uma área necessária da cadeia produtiva avícola. Atualmente, este processo está se revertendo, uma vez que o conhecimento gerado em áreas como nutrição, sanidade, manejo e ambiência, desenvolveu-se em um ritmo que não foi acompanhado pela incubação nos últimos anos. Dentro do contexto da incubação moderna, apenas recentemente foi reconhecido que fatores relacionados à incubação influenciam o desempenho e o crescimento de frangos de corte

(DECUYERE et al., 2001; TONA et al., 2003). Portanto, é importante que o ambiente do incubatório tenha gerenciamento e manejo adequados e que seja homogêneo em todas as suas áreas uma vez que a produtividade, assim como a qualidade do produto final pode depender destas variáveis (DECUYPERE e MICHELS, 1992).

BRAMWELL (2002) reporta que os parâmetros de qualidade de eclosão têm aumentado devido às tentativas de se maximizar a eclodibilidade, destacando quatro pontos principais relacionados às perdas que ocorrem na produção:

1. Fertilidade (a baixa fertilidade das aves nas granjas reprodutoras é considerada um dos maiores problemas de baixa eclodibilidade);
2. Condições de incubação, pois, até mesmo com a moderna tecnologia disponível atualmente, equipamentos de incubação não funcionam tal como é desejado;
3. Manejo no incubatório;
4. Qualidade da casca do ovo.

O segundo ponto levantado, sobre as condições de incubação, se faz importante, porque mesmo com os ajustes de temperatura e umidade nas máquinas de incubação e de nascedouros, isto não significa que em todos os pontos dos equipamentos as condições sejam as mesmas, podendo acarretar perdas significativas à produção, o que está fortemente vinculado à tipologia da construção do incubatório, sistema de ventilação da construção, bem como à eficiência do sistema de ventilação do equipamento.

Portanto, considerando que na avicultura nacional há carência de informação sobre este tema e que as perdas na produção alcançam valores de eclosão e eclodibilidade inferiores a 88% (ROSA e ÁVILA, 2000) constituindo importante custo econômico na cadeia de produção avícola; esta pesquisa levanta a hipótese de que o conhecimento com maior precisão das variáveis ambientais do incubatório levará à possibilidade de se ter um controle ambiental adequado e eficiente; permitindo projeção e mensuração de resultados mais acurados.

Este trabalho visa contribuir, como ferramenta de tomada de decisões técnico-econômicas, com bases cada vez maiores em eventos e dados e menos uso de empirismo, subjetivismo e interferências, em um cenário onde o desafio está em desenvolver sistemas de produção tecnicamente elaborados, para garantir a manutenção da melhoria constante dos resultados com custos competitivos.

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivo principal

O objetivo principal do projeto proposto é monitorar as variáveis ambientais (temperatura, velocidade do ar, umidade relativa, gases e fungos) em um incubatório, correlacionando-as com a eclodibilidade dos ovos férteis e a qualidade de pintos de um dia.

2.2 Objetivos secundários

São objetivos secundários do projeto:

- Desenvolvimento de metodologia para sistema de monitoramento de variáveis climáticas em incubatório;
- Verificação das condições de salubridade às quais o trabalhador está inserido, com relação à ambiência acústica;
- Avaliação da ambiência térmica e ambiência aérea em incubadora e nascedouro de frangos de corte;
- Gerar base de dados para um sistema de controle do ambiente, facilitando, deste modo, o manejo no setor.

3 REVISÃO DE LITERATURA

3.1 *Panorama da atividade avícola no Brasil*

Desde o início da produção de frangos de corte no Brasil, a cadeia produtiva modernizou-se e continua buscando formas de melhorar, ainda mais, o desempenho do setor.

A produção mundial de carne de frango, segundo o *United States Department of Agriculture* (USDA), registrou em 2006 um aumento de 3,25%, passando de 58 para 60 milhões de toneladas. Em 2007, a previsão para a produção brasileira de frangos de corte é 10 milhões de toneladas, resultado que mantém o país no terceiro lugar entre os maiores produtores mundiais, atrás somente de Estados Unidos e China, com 16,4 e 10,5 milhões de toneladas respectivamente (

Figura 1). O Brasil teve participação de 41,93% nessas vendas no mercado internacional, mantendo sua posição de maior exportador mundial de carne de frango, que vem sendo mantida desde 2004 (

Figura 2). Enquanto isso, os Estados Unidos, ocupando o segundo lugar no ranking, registraram queda de 0,41% nas vendas, que totalizaram 2,5 milhões de toneladas (ABEF, 2006).

Em 2006, o desempenho da avicultura de exportação foi comprometido pela retração em importantes mercados consumidores da Europa e da Ásia, no início do ano, devido a focos da gripe aviária em países dos dois continentes. O setor também enfrentou uma conjuntura desfavorável no câmbio, o que reduziu a rentabilidade das empresas exportadoras.

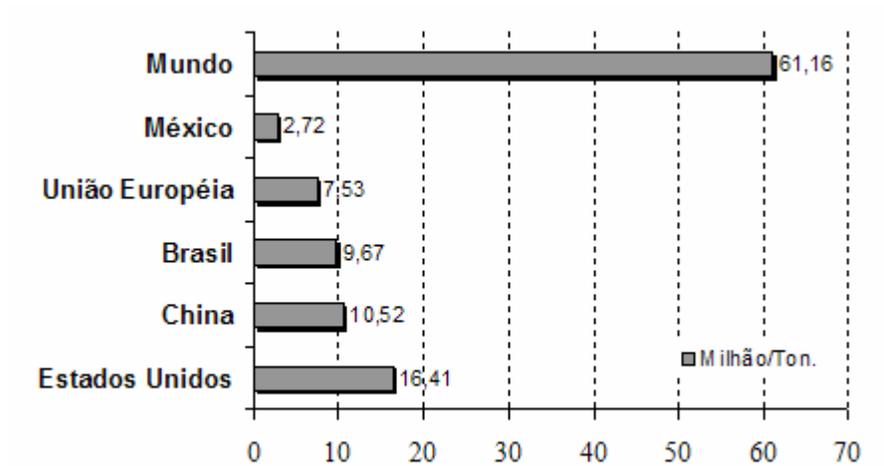


Figura 1. Previsão da produção mundial de carne de frango em 2007 (Fonte: ABEF, 2006).

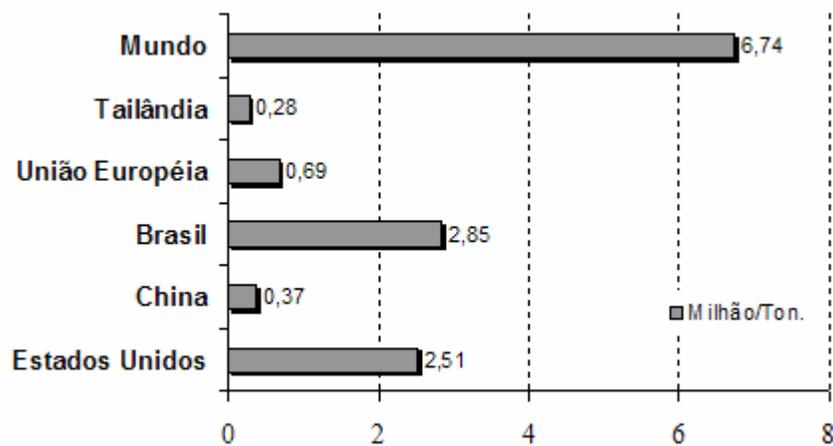


Figura 2. Previsão da exportação mundial de carne de frango em 2007 (Fonte: ABEF, 2006).

A produção de pintos de corte foi a área mais afetada por esta crise que atingiu a avicultura em 2006. O segmento exportador perdeu parte do mercado externo conseguindo redirecionar sua produção para o mercado interno. O setor de produção de pintos de corte, entretanto, não tinha esta alternativa e precisou descartar matéria prima (matrizes, ovos férteis e pintos de um dia) na qual vinha investindo desde 2004. Deste modo, de janeiro a abril de 2006, o volume mensal de frangos de corte reduziu 18% (Figura 3) e, no decorrer do ano, deixaram de ser produzidos mais de meio bilhão de pintos de corte; o que também prejudicou a capacidade de investimento no setor.

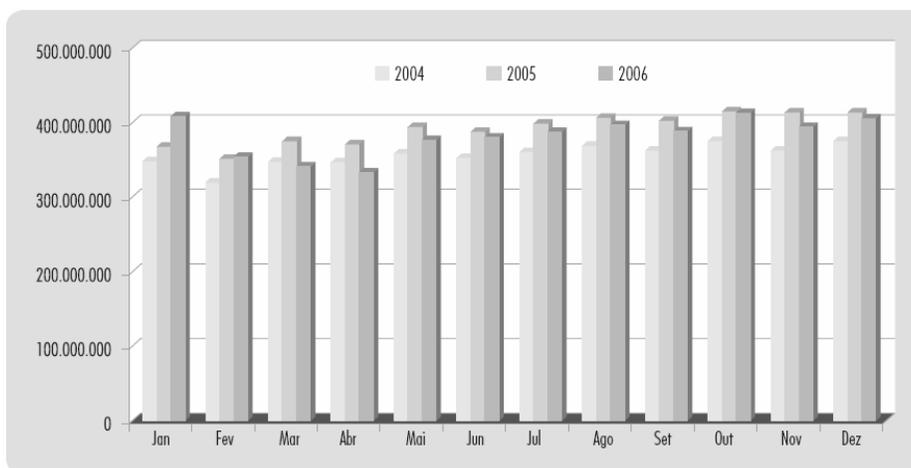


Figura 3. Comparativo mensal da produção de pintos de corte de 2004 até 2006 (Fonte: ABEF, 2006).

Em 2007, a ABEF (Associação Brasileira de Produtores e Exportadores de Frango) prevê um crescimento de aproximadamente 7%. Para MARTINS et al. (2006), apesar das condições favoráveis ao desenvolvimento da avicultura brasileira, o futuro pode ser comprometido caso ocorram problemas relacionados à sanidade animal. Os recentes episódios de epidemias globais, como é o caso da Influenza Aviária, são um alerta e fizeram com que as atenções se voltassem para a realidade sanitária da avicultura brasileira, quadros que estão intimamente ligados com a qualidade do produto.

Um mercado competitivo e complexo como o de carnes de frango, requer contínua associação do conhecimento técnico à competência gerencial, para atender às exigências dos consumidores. Associadas às estas preocupações estão barreiras comerciais e critérios impostos pelo mercado externo (PEREIRA e CSILLAG, s/d).

Estas preocupações no país são pertinentes, uma vez que o Brasil é uma excelência mundial na produção de proteína animal e deve manter essa qualidade, a fim de continuar a ser reconhecido pelo mercado internacional (QUEVEDO, 2005).

Portanto, o desenvolvimento de inovações tecnológicas e sistemas de controle para a produção e oferecimento de um ambiente que permita maior eficiência possível é importante, garantindo bem-estar aos animais confinados, contribuindo de forma efetiva para bons índices de produtividade.

3.2 *O incubatório e seu gerenciamento*

O processo produtivo do incubatório é constituído de entradas (ovos incubáveis), transformação biológica dessas entradas em produtos (pintos de um dia), agregando valores (GUSTIN, 2003a). O sucesso da incubação envolve condições ótimas de manejo, considerando as pressões impostas às aves pelo ambiente, somatório dos fatores biológicos (nível de estresse, equilíbrio eletrolítico, termorregulação e preservação do pinto pós-nascido) e fatores físicos (tempo e clima).

As necessidades ambientais são muito específicas e devem ser ideais para sustentar o desenvolvimento embrionário devido à necessidade de manutenção de padrões de eclosão de diferentes linhagens de frangos de corte existentes atualmente (BOLELI, 2003; MURAROLI e MENDES, 2003; BOERJAN, 2006).

De acordo com MAULDIN (2007), a seleção genética crescente em busca de frangos de corte com maior rendimento de peso resultou em um problema de remoção insuficiente do excesso de calor, de umidade e de dióxido de carbono das máquinas de incubação, principalmente nos estágios finais do desenvolvimento embrionário. Vários trabalhos comprovam que a geração de calor, no período final de incubação, das aves de linhagens modernas é o dobro do que se observava na década de 80 (LOURENS, 2006). Com maior pressão da genética na busca de maior rendimento e a tendência da indústria de aumentar a capacidade das incubadoras, a incapacidade de remover o excesso de calor ocasionou redução de eclodibilidade.

O calor precisa ser fornecido ao embrião principalmente durante a primeira metade da incubação. Depois de quinze dias de incubação, o embrião começa a produzir calor metabólico e há necessidade da remoção de calor da massa dos ovos (NICHOLSON, 2006).

De acordo com estes autores, incubadoras de estágio único precisam ser ajustadas para maiores temperaturas no início da incubação, que são diminuídas no final do processo. Incubadoras de estágios múltiplos precisam ovos em variedade de estágios de desenvolvimento na máquina, para manter a temperatura homogênea, entretanto, pode haver existência de pontos quentes no interior da máquina de incubação devido a diferentes fatores:

- Máquinas antigas e com manutenção deficiente;

- Máquinas modificadas para aumentar capacidade de ovos sem melhorar a condição de resfriamento e ventilação, sobrecarregando os sistemas da máquina;
- Pouca atenção ao padrão de fluxo de ar da incubadora, principalmente em incubadoras de estágio único;
- Cargas desequilibradas em máquinas de estágio múltiplo;
- Grande diferença na idade do plantel e, portanto, na capacidade de gerar calor em incubadoras de estágio múltiplo.
- Polias e correias gastas;
- Deficiência nas vedações da portas.

BOERJAN (2006) reforça que, embora a incubação de ovos pareça uma atividade relativamente simples, algumas interferências ambientais e relacionadas ao manejo podem interferir no desenvolvimento do embrião e, conseqüentemente, na qualidade do produto final. Além disso, deve-se levar em consideração que, durante a incubação, alguns procedimentos e detalhes são muitas vezes esquecidos, podendo representar perdas significativas na eclosão. Este quadro geral poderia ser amenizado com a automação dos incubatórios, prática que não é totalmente aplicada devido à deficiência na avaliação de novas tecnologias no setor.

3.3 *Desenvolvimento embrionário*

O processo embrionário é dependente de reações embrionárias muito simples, onde o embrião utiliza principalmente o substrato da gema para realização das conversões energéticas, ou seja, transformação de carboidratos e gordura em energia. No entanto, todas estas reações são dependentes de duas variáveis: uma física (temperatura) e outra bioquímica (enzimas). A participação enzimática nas reações tem relação com a modulação da velocidade e da eficiência das reações, enquanto a temperatura pode influenciar na velocidade das reações:

- Baixas temperaturas: retardam a velocidade das reações.
- Altas temperaturas: aumentam a velocidade das reações.

Portanto, enzimas e temperaturas são os únicos fatores que influenciam nessas reações (CALIL, 2007).

O desenvolvimento do embrião é um processo complexo que, segundo BOERJAN (2006) pode ser dividido em três fases distintas: diferenciação celular, crescimento e maturação. A diferenciação celular embrionária é caracterizada pela diferenciação das células e formação dos tecidos.

Na próxima fase do desenvolvimento embrionário, o crescimento do embrião, caracteriza-se por aumento de massa e contínuo desenvolvimento de órgãos, resultado de alta atividade metabólica e de proliferação celular (BOERJAN, 2006). Esta fase se inicia no interior da poedeira e é a fase com maior duração. Depois da postura, a temperatura do ovo cai abaixo do zero fisiológico (25-27 °C). O desenvolvimento embrionário normal volta a ocorrer, apenas quando a temperatura do ovo está entre 37-38 °C.

Durante a fase final do desenvolvimento embrionário, chamada maturação, o embrião passa por uma série de eventos que lhe permite viver no ambiente externo à casca. Durante a maturação, as principais glândulas iniciam a secreção hormonal, promovendo interação entre os órgãos, dentro da cadeia metabólica (CALIL, 2007). A taxa metabólica se estabiliza e atinge a fase de platô, aproximadamente no décimo nono dia de incubação.

A Figura 4 apresenta a curva de desenvolvimento embrionário durante a incubação, bem como a temperatura padrão de casca de ovo para estes períodos. Durante o desenvolvimento na incubadora, a temperatura de casca do ovo deve estar em uma faixa de 37,6-37,9 °C, durante os dois primeiros terços da incubação e, 38,1-38,8 °C, durante os últimos dias no nascedouro.

O embrião termina o desenvolvimento histológico pulmonar quando bica a casca. A passagem da respiração cório-alantóidea para a respiração pulmonar se efetua de forma gradativa, iniciando-se entre dezoito e dezenove dias de idade, data na qual o embrião bica a câmara de ar para produzir total mudança do tipo de respiração entre o vigésimo e vigésimo primeiro dias, instante em que começa a bicar a casca.

Neste período, se torna imprescindível o fornecimento de ar fresco abundante para suprir a maior demanda de oxigênio que o embrião tem, caso contrário haverá elevada mortalidade.

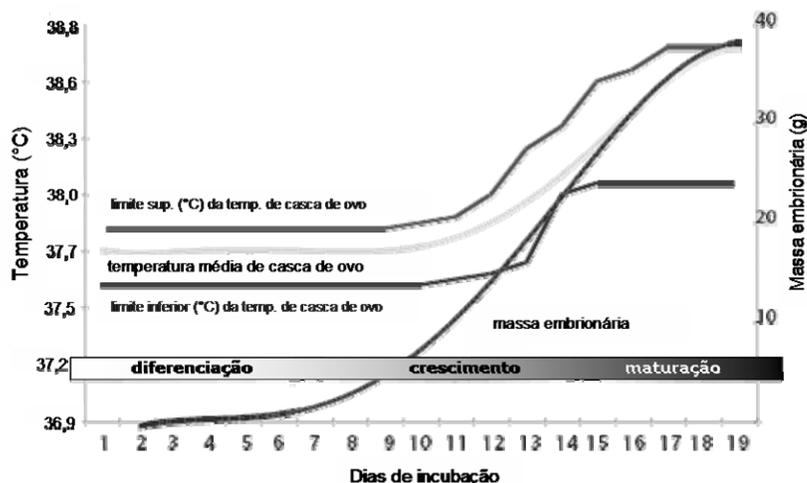


Figura 4. Curva de crescimento e padrões de temperatura de casca de ovo para frangos em incubadora (Adaptado de BOERJAN, 2006).

3.4 Mortalidade embrionária

Existem inúmeras causas para a mortalidade embrionária durante a incubação. Em termos gerais, a mortalidade embrionária é influenciada pela hereditariedade, nutrição, sanidade e manejo das matrizes, dos ovos e do ambiente de incubação (MAULDIN et al, 2007).

De acordo com os autores, existem dois picos de mortalidade embrionária que estão relacionados ao modo como o embrião respira: o primeiro ocorre no terceiro dia de incubação e o segundo por volta dos 18 e 19 dias de incubação, conforme indica a Figura 5.

A partir da fertilização até o segundo dia de incubação, o embrião recebe por difusão o oxigênio que está circundante no albúmen. Entre o segundo e terceiro dia de incubação, o coração do embrião começa a pulsar, após esta alteração o oxigênio é levado para os demais tecidos através do sistema circulatório. Alguns embriões, no entanto, não conseguem realizar esta transição, ocorrendo mortalidade. Além disso, qualquer falha na incubadora durante esta etapa produz acúmulo de dióxido de carbono, o pH do sangue do embrião diminui, o que promove sua morte.

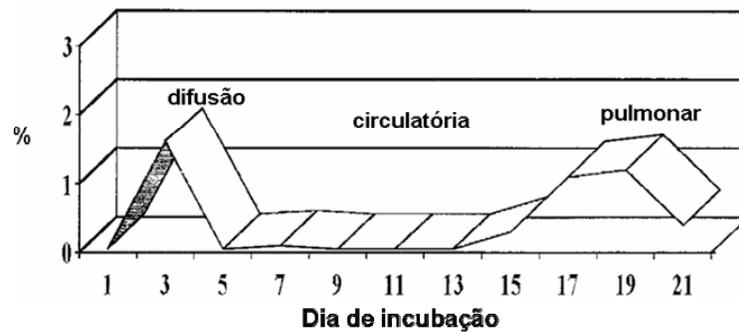


Figura 5. Mortalidade embrionária incidente durante fases críticas do desenvolvimento embrionário (MAULDIN et al., 2007).

Durante os décimo oitavo e décimo nono dias de incubação, o embrião perfura a câmara de ar, passando a respirar pelo pulmão (respiração pulmonar). Novamente, nesta etapa, alguns embriões não conseguem fazer esta transição e morrem.

Fatores relacionados ao manejo também podem influenciar na mortalidade embrionária, como apontado na Tabela 1, sendo que a contaminação é uma das causas mais preocupantes.

Tabela 1. Fatores relacionados ao manejo que influenciam a mortalidade embrionária (MAULDIN et al., 2007).

Fatores que influenciam a mortalidade embrionária	
Contaminação	Causada por deficiências no manejo da granja de matrizes, manipulação, seleção dos ovos, limpeza e ventilação do incubatório.
Armazenamento	Armazenamento prolongado aumenta incidência de mortalidade.
Pré-aquecimento	Pré-aquecimento realizado incorretamente induz à falta de uniformidade no momento da eclosão, redução da eclodibilidade e qualidade de pintinhos.
Perda de umidade	Perda insuficiente/excessiva reduz a eclodibilidade

De acordo com MAULDIN (2001), um procedimento importante para controle de qualidade no incubatório é a análise de quebra dos ovos. Esta ferramenta é utilizada para se conhecer o momento da ocorrência e incidência de mortalidade embrionária, sendo que existem três tipos de análises de quebra de ovos que podem ser realizadas:

- Quebra de ovos frescos: medida fornece dados sobre a fertilidade e pode ser realizada na granja de matrizes.
- Ovoscopia e análise de quebra de ovos: realizada entre o sétimo e o décimo segundo dias de incubação. Neste período realiza-se a ovoscopia e retirada de ovos inférteis. Este procedimento fornece informações sobre a fertilidade, mortalidade embrionária precoce, ovos incubados invertidos e quebrados.
- Análise de quebra de ovos no dia da eclosão: fornece informações sobre fertilidade, mortalidade embrionária precoce, intermediária e tardia, mortos na eclosão, refugos, ovos trincados na granja e durante o transporte, ovos contaminados e descartados e ovos incubados invertidos.

3.5 *Ambiência térmica*

A temperatura ótima de incubação é normalmente definida como a temperatura ideal para se alcançar o máximo de eclodibilidade (FRENCH, 1997). A maioria das espécies de aves possui uma temperatura ótima de incubação em torno de 37 a 38 °C e pequenos desvios deste valor possuem impacto no sucesso da incubação e no desenvolvimento embrionário (WILSON, 1991). Para GUSTIN, (2003a) variações de ± 1 °C provocam impacto muito grande, dilatando o período de nascimento.

Durante os dezoito primeiros dias de incubação (fase de incubação na incubadora) a temperatura deve estar entre 37,2 a 38,2 °C. Durante os três últimos dias de incubação, que ocorre no nascedouro, diminui-se a temperatura para 37,0 a 37,5 °C (MAULDIN, s/d). Entretanto, quanto à temperatura de incubação, algumas ressalvas podem ser levadas em consideração, de acordo com FRENCH (1997):

1. A temperatura ótima de incubação para espécies de aves encontra-se entre 37 a 38 °C, entretanto, há eclodibilidade se a temperatura estiver em uma faixa entre 35,0 a 40,5 °C;
2. Embriões são mais sensíveis a temperaturas mais baixas;

3. O efeito de temperaturas sub-ótimas dependerá tanto do grau de desvio quanto do tempo de exposição dos embriões a este *stress*;

4. Os embriões são mais sensíveis a temperaturas sub-ótimas no começo da incubação.

Segundo WILSON (1991) a maioria das incubadoras artificiais devem ser projetadas para assegurar o controle acurado de temperatura no interior da máquina, deste modo, a temperatura do embrião em desenvolvimento não se desviará do ótimo preconizado. Entretanto, as temperaturas recomendadas, tanto para incubadoras quanto para nascedouros, variam de acordo com o fabricante.

A condutividade do ar ao redor do ovo é a maior barreira para a perda de calor no ovo e está diretamente relacionada à velocidade do ar; quanto mais lento o ar se move no interior da incubadora, maior será a diferença entre a temperatura do embrião e da incubadora (GUSTIN, 2003a).

KALTOFEN (1969) pesquisou a relação entre a velocidade do ar, temperatura do ar em torno dos ovos e eclodibilidade em diferentes locais no interior de incubadora de estágio único (Tabela 2).

Tabela 2. Efeitos na alteração da velocidade do ventilador da incubadora sobre a velocidade do ar, temperatura e eclodibilidade no interior da incubadora (KALTOFEN, 1969).

Variável	Posição da bandeja	Velocidade do ventilador		
		60 rev./min	120 rev./min	180 rev./min
Velocidade do ar (m.s ⁻¹)	Centro	0,20	0,45	0,62
	Abaixo	0,99	2,10	2,80
Temperatura (°C)	Centro	39,4	38,6	38,0
	Abaixo	38,9	38,7	38,1
Variância da eclodibilidade relacionado ao tratamento de 120 rev./min (%)	Centro	-23,2	0	+0,4
	Abaixo	-2,9	0	-0,1

Pode-se, com este estudo, concluir que, com o aumento da velocidade dos ventiladores, as temperaturas diminuía e a velocidade do ar também variou conforme o local de amostragem. No local onde foi reportada a menor velocidade do ar (0,20 m/s), com aumento de temperatura (39,4 °C), verificou-se diminuição da eclodibilidade, o que pode estar vinculado ao fato de que os embriões são mais sensíveis a altas temperaturas (FRENCH, 1997).

Os reflexos da temperatura de incubação baixa ocasionam retardo no desenvolvimento embrionário e diminuição do ritmo de batimento cardíaco, com atraso de nascimento, mal formação e umbigo não cicatrizado. Temperaturas altas promovem aceleração no desenvolvimento do embrião com má posição embrionária, umbigo mal cicatrizado, pouca penugem, bicagem e nascimentos adiantados (GUSTIN, 2003a).

A Tabela 3 aponta os principais tipos de malformações apresentadas por aves recém-eclodidas relacionando-os às causas.

Tabela 3. Anormalidades gerais apresentadas por aves recém-eclodidas, relacionadas com problemas no incubatório (Adaptado de BOLELI, 2003).

Anormalidade	Causas
Falta de sustentação das patas	Baixa umidade Viragem irregular dos ovos.
Hérnia cerebral	Alta temperatura dos ovos Viragem irregular dos ovos
Bico cruzado e torto	Alta temperatura de incubação Viragem irregular dos ovos
Resquício do cordão umbilical Plumagem pegajosa	Alta ou baixa temperatura no nascedouro Alta ou baixa temperatura no nascedouro Baixa umidade no nascedouro
Região umbilical aberta	Alta temperatura na incubadora Alta umidade no nascedouro
Saco de vitelo não incorporado totalmente na cavidade abdominal	Alta temperatura no nascedouro
Movimentos não coordenados com os do pescoço	Alta temperatura no nascedouro Viragem inadequada dos ovos Problemas genéticos
Caixa craniana aberta	Alta temperatura na incubadora

A redução na temperatura de incubação durante os últimos dias é prática comum de manejo e pode aumentar a eclodibilidade, pois a produção de calor pelo embrião aumenta a temperatura do ovo em aproximadamente 2 °C (ROMIJN e LOKHORST, 1956).

A umidade relativa (UR) é outro ponto a ser levado em consideração, uma vez que determina a taxa de umidade que será perdida durante a incubação. É verdade que a UR dentro da incubadora, pode variar muito mais que a temperatura, mas não produzirá sérios danos à eclodibilidade; no entanto, deverá ser mantida em determinada amplitude para assegurar obtenção de bons resultados (DECUYPERE et al., 2003). O padrão ótimo de umidade relativa está em torno de 40 a 70%, sendo que o máximo de eclodibilidade será alcançado quando a umidade relativa estiver em 50% (ROBERTSON, 1961; LUNDY, 1969).

MAULDIN (s/d) reporta que a maioria dos fabricantes de equipamentos de incubação recomenda que a umidade relativa esteja em torno de 55 a 60% durante a fase na incubadora. Após a transferência dos ovos para o nascedouro, há necessidade de aumentar a umidade relativa para cerca de 65%.

Segundo DECUYPERE et al. (2003), se a UR for muito baixa, a perda de água será excessiva, atrasando a eclosão, e muitos embriões, mesmo em pleno desenvolvimento, não irão eclodir. Por outro lado, se a UR for alta, os embriões tenderão a eclodir precocemente sem alcançar o máximo de desenvolvimento.

BRUZUAL et al. (2000) conduziram um experimento para determinar o efeito da umidade relativa na incubação de pintinhos produzidos por poedeiras jovens. A característica mais marcante de ovos provenientes de poedeiras jovens é o baixo peso do ovo. O peso do ovo é proporcional ao peso do pintinho logo, é esperado que pintinhos menores eclodam. Pintinhos pequenos possuem área de superfície maior, o que contribui para a desidratação, problema associado a altas mortalidades de pintinhos de poedeiras jovens (WYATT et al., 1985). Quando submetidos à alta umidade relativa, houve porcentagens de morte tardia a boa eclodibilidade de 63% e 53%, respectivamente. A alta umidade relativa, portanto, apresentou efeito negativo, que pode ter ocorrido devido à diminuição da pressão parcial de oxigênio, com aumento do vapor de água na etapa final de incubação, quando a demanda por oxigênio é maior (BRUZUAL et al., 2000).

A desidratação pode ser influenciada pela umidade relativa durante incubação e/ou eclosão, bem como depende do tempo de remoção dos pintinhos do nascedouro. Incubação

sob baixa umidade relativa é causa de redução de peso corporal e o mesmo efeito é promovido quando o tempo de retirada do pintinho do nascedouro é prolongado. De acordo com HAGER e BAENE (1983), quanto maior o tempo de permanência do pintinho no nascedouro após eclosão, maior será a porcentagem de perda de peso do pintinho (BRUZUAL et al., 2000).

3.5.1 Ambiência térmica na sala de incubação e na sala de nascedouros

A eficiência das máquinas de incubação e, conseqüentemente, bons resultados de eclodibilidade e qualidade do pintinho sofrem influência das condições de ventilação das salas de incubação e de nascedouro. Os valores aceitáveis para a temperatura e umidade relativa na sala de incubação estão entre 24,0 a 25,5 °C e entre 50 a 60 %, respectivamente (MAULDIN, 2001). Se os parâmetros ambientais não respeitarem essa faixa, as máquinas irão compensar e isso trará ao produtor redução de eficiência das máquinas e aumento do consumo de energia. Por exemplo, se a sala de incubação estiver muito fria, a incubadora usará mais calor para alcançar as temperaturas corretas (MAULDIN, s/d).

De acordo com o autor, situação similar acontecerá se a sala de incubação estiver muito seca, neste caso, a incubadora irá produzir mais umidade, com o custo de economia e desempenho.

3.6 *Ambiência aérea*

Pode-se avaliar a ambiência aérea na criação animal sob diferentes enfoques, sendo alguns deles: a qualidade do ar disponível e a avaliação de poluentes presentes, que podem causar danos tanto ao desempenho animal, como à saúde do trabalhador.

3.6.1 Fungos

Fungos são microorganismos muito comuns na natureza, tanto em ambientes internos quanto externos. Esporos de fungos são considerados como alérgenos potenciais. Alguns fungos são patógenos oportunistas e, ocasionalmente, causam doenças infecciosas em animais

suscetíveis ou imuno-suprimidos (LI e YANG, 2004). Segundo estes mesmos autores, fungos são capazes de se desenvolver com sucesso em materiais de construção, móveis e outros substratos em uma construção. Este fato causa, subseqüentemente, devido à proliferação de fungos, efeitos adversos à saúde humana.

As exposições de animais a esporos de fungos e seus subprodutos envolvem agentes múltiplos, reações de hipersensibilidade e diferentes conseqüências à saúde das aves e do trabalhador exposto a estes microorganismos.

LI e YANG (2004) acreditam que é importante conhecer os efeitos adversos da exposição aos metabólitos produzidos por fungos, sendo os quadros reversíveis ou não. Isto se faz necessário devido à deficiência de informação sobre a ecologia de fungos toxinogênicos e, portanto, melhor compreensão do desenvolvimento, da colonização e da sucessão de gerações no ambiente é um passo positivo na direção da solução de eventuais problemas.

GOTS et al. (2003), entretanto, reportam que, ultimamente, a preocupação com a qualidade do ar quanto à exposição a fungos aumentou, por isso, foram determinadas diversas recomendações para concentrações limites destes microorganismos. Tais informações são baseadas em resultados alcançados por entidades específicas ou por profissionais com experiência na área. Em incubatório, os índices de contaminação por bactérias e fungos são comparados com os padrões de Sadler, conforme aponta a Tabela 4 (TESSARI et al., 2002).

Tabela 4. Tabela de Sadler (adaptado de TESSARI et al., 2002).

Classificação	Nº. médio de colônias de bactérias	Nº. médio de colônias de fungos
Excelente	0-10	0
Bom	11-25	1-3
Médio	26-46	4-6
Ruim	47-66	7-10
Muito ruim	67-86	11-12
Péssimo	mais de 87	mais de 13

Os fungos apresentam grande diversidade na sua distribuição no ambiente, devido a propriedades físicas e variações climáticas associadas a altas faixas de temperaturas onde são

encontrados. Outros fatores que influenciam a incidência destes microorganismos, de acordo com KOZAK et al. (1979) e KLANOVA (2000) incluem:

- Estado de manutenção da construção,
- Tipo de ventilação utilizado na estrutura,
- Temperaturas internas e umidade relativa,
- Água e umidade,
- Intensidade luminosa,
- Movimentação do ar.

Os métodos e programas de biossegurança, aplicados a incubatórios, devem maximizar a qualidade sanitária dos embriões e pintos de um dia, melhorando a performance zootécnica e a incubabilidade. No incubatório, conceitua-se o complexo saúde/enfermidade dos embriões e dos pintos neonatos sob o enfoque ecológico, tomando como premissas inter-relações entre hospedeiro, agente e meio-ambiente, com interesse populacional e preventivo (GUSTIN, 2003b). O controle do estado sanitário de um incubatório significa conhecer e manter sob controle as espécies e concentração de microorganismos indesejáveis neste ambiente (MARQUES, 1986).

Esta preocupação na indústria avícola fez com que surgissem ações preventivas para evitar a introdução e a permanência de agentes patogênicos no incubatório. Para tal, houve implementação de métodos para constante análise dos perigos e controles dos pontos sanitários críticos do incubatório, através dos quais os microorganismos são identificados, verificando sobre os quais se devem atuar, como fazê-lo e de que forma apresentam perigos para os embriões e os pintos.

Os microorganismos comumente encontrados nos ambientes de incubação são uma grande variedade de bactérias, vírus, algas e fungos. Alguns desses microorganismos são especialmente patogênicos para os ovos e pintos, enquanto a maioria pouco influi negativamente (GUSTIN, 2003b).

O autor afirma que os fungos mais comuns na caracterização de problemas de incubação são pertencentes aos gêneros *Aspergillus* e *Penicillium*, capazes de se reproduzirem através de esporos que, nas condições de meio do incubatório, como temperatura, umidade e presença de matéria orgânica, encontram ambiente próprio para desenvolvimento. Este tipo de

contaminação, também é influenciada pela qualidade do projeto do sistema de ventilação dos incubatórios.

Dentre os fungos do gênero *Aspergillus*, a espécie *Aspergillus fumigatus* é o agente micótico mais preocupante, acarretando enormes perdas econômicas devido à alta mortalidade no processo de incubação. De acordo com BRAEM (1988), durante o processo de incubação, fungos deste gênero podem infectar os pintos recém-eclodidos e levar a um quadro de pneumose e problemas respiratórios em aves adultas (CERVANTES, 1995).

BACK (2007) recomenda os níveis de unidades formadoras de *Aspergillus fumigatus* por placa como desejável, tolerável e de risco em ambientes considerados de baixa contaminação, tal como incubadoras, corredores e sala de vacinação após limpeza e desinfecção e ambientes com alta contaminação ou “salas sujas”, tal como nascedouro, sala de nascimento e sala de pintos (Tabela 5).

Outras espécies de fungos filamentosos podem estar ligadas às perdas no incubatório tais como: *Penicillium*, *Paecilomyces*, *Cephalosporium*, *Trichoderma*, *Scopulariopsis* e *Mucor* (RICHARD, 1997).

BARNES e GROSS (1997) observaram que, infecção causada por fungos do gênero *Aspergillus* causaram alta mortalidade em pintinhos entre o primeiro e terceiro dia de idade, sendo tal contaminação oriunda de nascedouros contaminados.

Tabela 5. Classificação dos níveis de contaminação por *Aspergillus fumigatus* em incubatório.

Classificação do local	Situação	<i>Aspergillus fumigatus</i> (UFC/placa)
Ambientes com alta contaminação	Desejável	0
	Tolerável	0-20
	Risco	> 20
Ambientes com baixa contaminação	Desejável	0
	Tolerável	0-5
	Risco	> 5

TESSARI et al. (2002) avaliaram as condições sanitárias em incubatório de pintos de corte e encontraram número médio de colônias de bactérias e de fungos muito elevados,

indicando que os programas de controle sanitários não eram adequados, comprometendo a qualidade do produto final. Os autores indicaram como ponto crítico no incubatório as máquinas de vacinação, uma vez que o líquido vacinal contaminado pode promover mortalidade de pintinhos, além de queda de desempenho zootécnico.

Em recente estudo de caso, realizado em um incubatório, GIGLI et al. (2006) verificaram a presença de fungos patogênicos, destacando a presença dos gêneros *Aspergillus* e *Penicillium*, reforçando que, dentre os fungos do gênero *Aspergillus*, a espécie de maior incidência foi *A. fumigatus*, predominante, com aproximadamente 78% de frequência. Tal espécie é citada na literatura como o agente micótico mais importante na atividade avícola, pois é uma das causas de morte embrionária durante o processo de incubação.

Na avaliação da histopatologia de pulmões de pintinhos de corte de um dia de idade mortos e inviáveis realizada por LIMA et al (2001), foi verificada que a maior incidência de *Penicillium*, gênero de fungo responsável pela baixa eclodibilidade e pela mortalidade embrionária de pintinhos no nascedouro.

3.6.2 Dióxido de carbono (CO₂)

A distribuição de gases, no interior de instalações animais, depende da sua tipologia, do local de entrada e saída do ar, do fluxo, e do padrão de circulação interno do ar, portanto, é fundamental a mensuração da taxa de ventilação nestes estudos (HINZ e LINKE, 1998).

O dióxido de carbono começa a ser produzido pelo embrião durante a gastrulação. O fluxo de dióxido de carbono nos equipamentos do incubatório é uma das variáveis que influenciam a produção e, se não houver suficiente troca de ar na incubadora e no nascedouro, a concentração deste gás aumenta, prejudicando assim o desenvolvimento embrionário (BOLELI, 2003).

A mortalidade embrionária na primeira fase de incubação aumenta consideravelmente seja por excesso ou por falta de dióxido de carbono. O embrião começa a consumir oxigênio em quatro dias de incubação, sendo que antes deste período, ele precisa de dióxido de carbono para seu desenvolvimento. É comprovado que o dióxido de carbono ativa o desenvolvimento do embrião durante os primeiros dias porque libera o cálcio da casca, entretanto, se esta

concentração estiver muito alta, ocorre retardo no crescimento embrionário proporcional à concentração deste gás.

Segundo ALDA (2003), o período de desenvolvimento embrionário de três a cinco dias é considerado período crítico de incubação, pois, qualquer falha nesta etapa, produz acúmulo de dióxido de carbono (CO₂) no sangue do embrião, causando a sua morte. De acordo com a autora, a falha na renovação de ar na incubadora, provocando falta de oxigênio e excesso de gás carbônico para os embriões, também é provável causa de mortalidade quando do excesso de embriões mortos entre quinze e dezoito dias de incubação. Na última metade da incubação, é preciso manter ao mínimo a quantidade de anidro carbônico, o qual atua como estimulante do desenvolvimento embrionário.

Quando a concentração de dióxido de carbono está acima de 0,5% no ar circundante a incubação reduz. Para cada 1% de concentração de CO₂ que existir acima do normal, a eclodibilidade reduz em 5%. A Tabela 6 resume os efeitos de diferentes valores de concentração de CO₂ na incubadora, bem como seus resultados na eclodibilidade/mortalidade embrionária. Quando do momento da eclosão dos ovos, o nível de tolerância das aves é cerca de 0,75% no ar circundante (MAULDIN, s/d).

Tabela 6. Efeito da concentração de CO₂ na incubadora sobre a eclodibilidade das aves.

Concentração de CO₂ (%)	Efeito na eclodibilidade
> 0,5%	Redução na eclodibilidade
1,0%	Significante redução na eclodibilidade
5,0%	Letal ao embrião

3.7 *Ambiência acústica*

O ruído pode ser definido, subjetivamente, como toda sensação auditiva desagradável ou; fisicamente, com fenômeno acústico não periódico, sem componentes harmônicos definidos (FERNANDES, 2005). O ruído pode ser contínuo quando não há variação do nível

de pressão sonora nem do espectro sonoro, de impacto ou impulsivo, que possuem alta energia e duração menor que 1 segundo (ISO, 1973).

O estudo da ambiência acústica pode estar sob dois enfoques diferentes:

- relacionado com processos de vocalização dos animais;
- relacionado as condições internas que podem vir a causar prejuízos à saúde do trabalhador, sendo que os limites máximos de exposição já estão bem estabelecidos por parte da legislação brasileira – Norma Regulamentadora NR-15 (1978) (Tabela 7).

Tabela 7. Limites de tolerância a ruídos.

Nível de ruído (dB)	Máxima exposição diária permissível (horas)
85	8h
86-90	7-4h
91-100	3:30'-1h
102-115	45'-7'h

Fonte: (NR-15, 1978)

Segundo COSTA (1998), a perda auditiva produzida pela exposição do trabalhador ao ruído é, atualmente, considerada como doença profissional de maior incidência e é conhecida como PAIR (perda auditiva induzida por ruído)

Entende-se por PAIR as alterações dos limiares auditivos do tipo neurossensorial, decorrentes da exposição ocupacional sistemática a níveis de pressão sonora elevados. Os efeitos nocivos do ruído na saúde humana não se caracterizam apenas pela diminuição gradual da acuidade auditiva: mudanças de comportamento, como nervosismo, nível de sono, nível de atenção, nível de ansiedade, nível de irritabilidade, fadiga mental e queda no desempenho do trabalho são outros impactos à saúde do trabalhador.

A presença de ruído pode implicar em ocorrência de perdas auditivas, ligadas às características dos agentes contribuintes para o aparecimento do distúrbio, destacando-se entre elas:

- Intensidade;
- Nível de pressão sonora;
- Tipo de som;
- Duração;

- Tempo de exposição;
- Freqüência das ondas componentes dos ruídos.

PINHEIRO et al. (1998) citam que, estatisticamente, 15% da população exposta a ruído constante de 90 dB, 8 h.dia⁻¹, durante cinco dias por semana e cinquenta semanas por ano apresentarão lesão auditiva após dez anos. Existe, no entanto, dificuldade na detecção de perdas auditivas nos primeiros anos de exposição, devido à lentidão da instalação de perda auditiva permanente (HETU et al.,1990).

GUSTAFSSON (1997) reporta que problemas auditivos podem ser causados por exposição ao nível de pressão sonora acima de 85 dB, sugerindo-se, portanto, nessas condições, o uso de proteção auricular.

Para as avaliações relacionadas à saúde do trabalhador, cabe ressaltar a caracterização industrial da atividade agrícola, que possui alto nível de mecanização e controle das operações, entretanto, ainda resulta na presença freqüente do trabalhador nas instalações (MIRAGLIOTTA, 2005).

Em estudo de caso realizado por NÄÄS et al. (2001) para verificação do nível de ruído na produção avícola, reforça a recomendação do uso de protetores auriculares na sala de vacinação em incubatório, uma vez que estes níveis mantiveram-se acima do nível de salubridade de 85 dB. As autoras ainda afirmam que foi observado um período de cerca de quatro horas em que os trabalhadores ficaram expostos à intensidade de ruído acima de 90 dB, considerado insalubre de acordo com a NR-15 (1978).

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Descrição do incubatório (sala de incubação, sala de nascedouros e sala de vacinação)

A coleta de dados deu-se em um incubatório comercial “Granja São José” (vide ANEXO) localizado no Município de Amparo, no Estado de São Paulo, a uma longitude 46°46’25’’ O, latitude 22°43’17’’ S e altitude 683 m.

Os experimentos foram conduzidos nas seguintes salas do incubatório em questão:

1. Sala de Incubação: possui onze máquinas de incubação do modelo CASP CMg 125 R/e – Máquinas de grande porte – Tipo corredor estágio múltiplo de incubação (Figura 6).

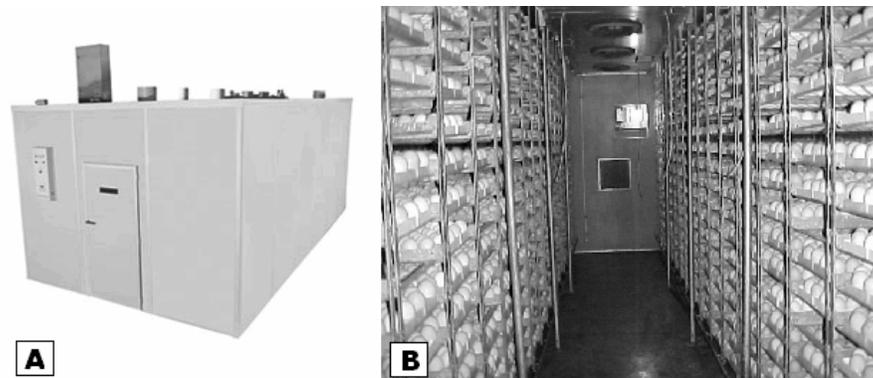


Figura 6. Incubadora CMg 125 R/e (A) e vista do interior da incubadora do tipo corredor, carregada com ovos (B).

2. Sala de nascedouros: o local onde foi realizado o experimento é a sala de nascedouros 2, que possui seis nascedouros do modelo CASP G 21 HR/e (Figura 7).

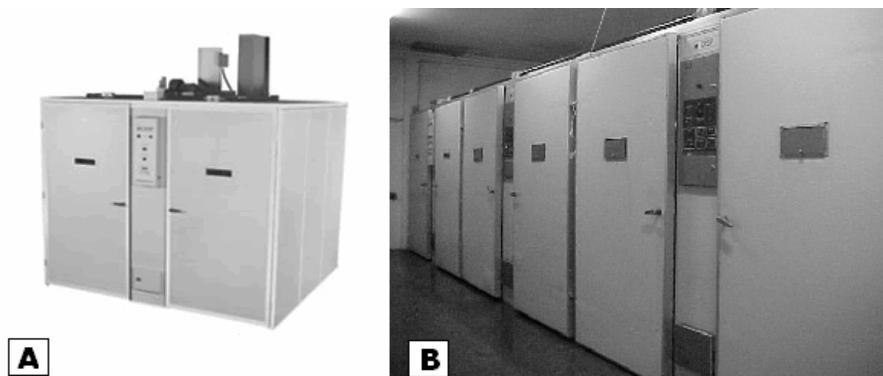


Figura 7. Nascedouro G21 HR/e (A) e disposição dos nascedouros na sala de nascedouros 2 do incubatório (B).

As especificações técnicas das máquinas de incubação utilizadas no acompanhamento dos lotes de produção encontram-se no ANEXO.

3. Sala de vacinação: local onde os animais são submetidos aos processos de seleção, sexagem e imunização, conta com máquinas de vacinação e de sexagem, bem como quatro ventiladores axiais e dois exaustores para condicionamento do ambiente (Figura 8).

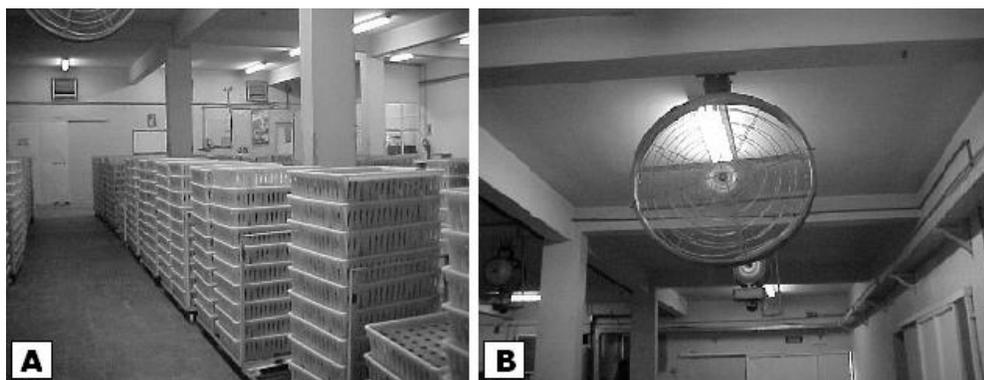


Figura 8. Caixas contendo pintos de um dia para imunização (A) e ventiladores axiais da sala de vacinação (B).

4.2 *Coleta de dados de ambiente*

Foram coletados dados sobre condições térmicas e aéreas, referentes ao interior e exterior de incubadora; na sala de incubação, no nascedouro localizado na sala de nascedouros e na sala de vacinação. Foram realizadas as coletas no quarto, décimo segundo, décimo sexto e vigésimo dias de incubação, o que foi repetido em cinco lotes de produção de pintos de um dia.

Os dados de ambiência acústica foram coletados na sala de vacinação, para verificação das condições de salubridade às quais os trabalhadores, que atuam nessa atividade, estão submetidos.

Para tanto, os locais monitorados foram divididos em quadrantes, de modo que se pudesse ter um mapeamento da área estudada, e os equipamentos para coleta de dados foram localizados no centro geométrico de cada quadrante. É importante ressaltar que a coleta de dados foi realizada no período da manhã, para que não houvesse influência do tipo de manejo administrado no incubatório nos diferentes períodos do dia sobre os dados coletados.

O monitoramento ambiental foi realizado no interior e exterior a incubadora e do nascedouro. Sendo que, o ambiente interno destas máquinas foram divididas em diferentes regiões. A incubadora foi dividida em seis quadrantes (Figura 9) e os dados foram coletados no quarto dia de incubação (diferenciação embrionária), no décimo segundo dia (crescimento embrionário) e, no décimo sexto dia de incubação (maturação). Após a transferência manual do lote da incubadora para o nascedouro, que ocorreu no décimo oitavo dia de incubação, dados de ambiência no nascedouro foram coletados.

Para a coleta de dados no nascedouro (no vigésimo dia de incubação), a máquina foi dividida em quatro quadrantes (Figura 10) e foram coletados nestes locais, dados de: temperatura, umidade relativa, velocidade do ar, concentração de dióxido de carbono e concentração de fungos, no interior e exterior do equipamento.

Após o nascimento, as aves foram transferidas para sala de vacinação, cujo ambiente interno foi dividido em 15 quadrantes de 4 m x 4 m, sendo que foram sorteados os locais onde foi realizado o monitoramento das condições ambientais e tiveram prioridade os locais próximos às mesas de vacinação e alojamento dos pintinhos de um dia, anterior à expedição dos mesmos às granjas, conforme indica a Figura 11.

A Tabela 8 resume o esquema de coletas realizado para cada dia de coleta, destacando os locais de amostragem e as variáveis amostradas. Tal organização foi seguida para coleta dos cinco lotes acompanhados.

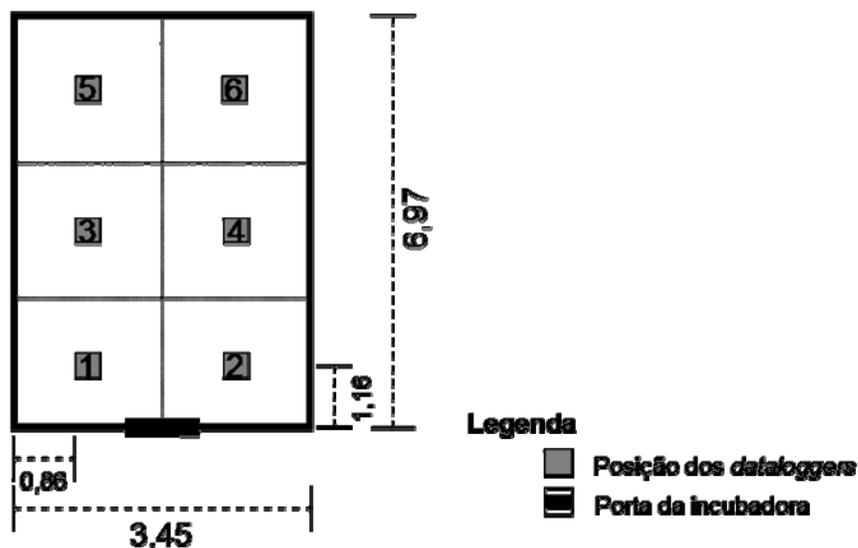


Figura 9. Esquema do interior da incubadora e disposição dos *dataloggers*.

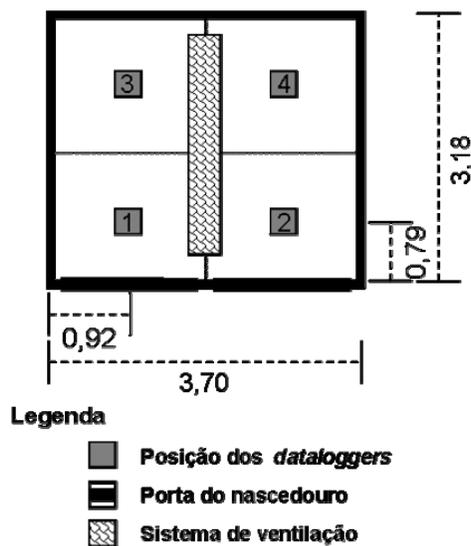


Figura 10. Esquema do interior do nascedouro e disposição de equipamentos para coleta de dados.

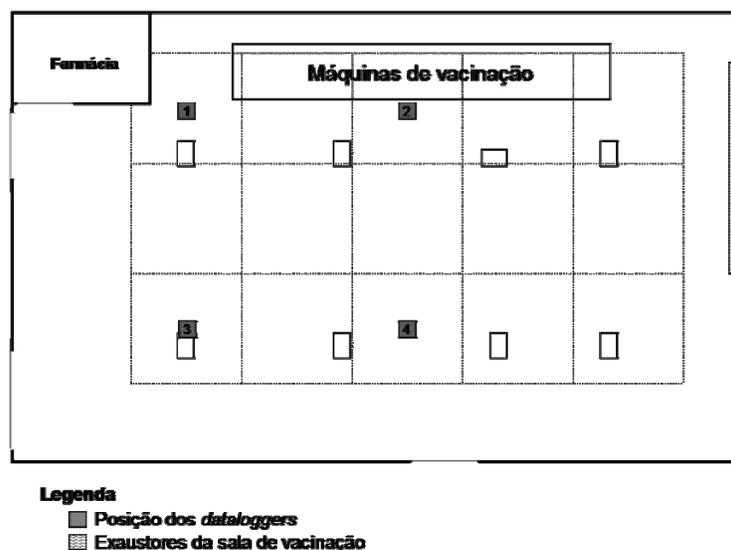


Figura 11. Esquema da divisão de quadrantes na sala de vacinação e quadrantes onde foram realizadas as coletas de dados.

Tabela 8. Organização das coletas realizadas no incubatório para acompanhamento dos lotes.

Dia de coleta	Local de amostragem	Variáveis coletadas
4º dia de incubação	Sala de incubação/incubadora	Temp./ Umidade relativa/ Vel. do ar/ concentração de CO ₂ / UFC de fungos
12º dia de incubação	Sala de incubação/incubadora	Temp./ Umidade relativa/ Vel. do ar/ concentração de CO ₂ / UFC de fungos
16º dia de incubação	Sala de incubação/incubadora	Temp./ Umidade relativa/ Vel. do ar/ concentração de CO ₂ / UFC de fungos
18º dia de incubação	TRANSFERÊNCIA DOS OVOS PARA NASCEDOURO	
20º dia incubação	Sala de nascedouros/nascedouro	Temp./ Umidade relativa/ Vel. do ar/ concentração de CO ₂ / UFC de fungos
21º dia de incubação	NASCIMENTO	
Vacinação	Sala de vacinação	Temp./ Umidade relativa/ Vel. do ar/ concentração de CO ₂ / UFC de fungos/ Ruído

4.2.1 Ambiência térmica

Para o monitoramento das variáveis climáticas foram utilizados equipamentos Termohigroanemômetros Modelo HTA 4200 PACER[®] (Figura 12), para coleta de dados referentes à temperatura de bulbo seco (TBS), umidade relativa (UR), bem como dados referentes à velocidade do ar (VA).

O equipamento tinha capacidade de armazenamento para 1000 medidas triplas (UR, %; TBS, °C/°F; VA, m.s⁻¹/f.m⁻¹) e os dados coletados podem ser transferidos a um computador ou então podem ser impressos. A Tabela 9 contém especificações do equipamento tal como acuracidade, faixa de detecção das variáveis, resolução e tempo de resposta.

Os equipamentos foram alocados no centro geométrico de cada quadrante no interior das máquinas de incubação, sala de incubadora, sala de nascedouro e sala de vacinação.

Tabela 9. Especificações do Termohigroanemômetro HTA 4200 PACER[®].

	TBS	UR	VA
Acuracidade	±0,2% da leitura de ±1 dígito	±2% UR da leitura de ±1 dígito	±1% da leitura de ±1 dígito
Faixa de detecção	-20 a +80 °C	5% a 95%	0,2 a 40 m/s
Resolução	0,4 °C	0,1%	-
Tempo de resposta	~ 60 segundos	10 segundos	-



Figura 12. Termohigroanemômetro HTA Modelo 4200 PACER[®].

4.2.2 Ambiência aérea

4.2.2.1 Concentração de CO₂

Para a avaliação da concentração de CO₂ foram coletadas amostras de ar instantâneas a 1,0 m de altura do piso em cada quadrante, utilizando uma bomba de sucção e tubos colorimétricos Dräger® para detecção de CO₂ 100/a (100-3.000 ppm¹).

A avaliação da concentração de CO₂ da amostra de ar segue o seguinte princípio: a amostra de ar de 100 cm³ é succionada para dentro da Bomba modelo Accuro Dräger® (Figura 13) passando pelo tubo colorimétrico acoplado à sua extremidade (Figura 14).



Figura 13. Bomba de sucção para detecção de gases Dräger®.



Figura 14. Tubo colorimétrico Dräger® para detecção de CO₂ no ar.

O tubo reagente contém hidrato de hidrazina em presença de cristal violeta. A avaliação da concentração de CO₂ na amostra se dá pela reação de oxidação-redução do componente químico que, em contato com o gás, passa a apresentar coloração violeta. A concentração é avaliada em ppm através da leitura em escala graduada situada na parede do tubo. O erro padrão do método oscila entre 10 a 15% e o valor lido na escala deve ser corrigido em função da altitude do local de amostragem através da equação:

¹ ppm: partes por milhão.

$$F = \frac{1013}{\text{Pressão atmosférica efetiva (hPa)}} = \frac{1013}{925,05} = 1,095 \quad \text{Eq.1}$$

4.2.2.2 *Fungos*

A análise da quantidade de fungos no ar foi feita por gravimetria, de acordo com a metodologia tradicional de exposição de placas de Petri (10 cm de diâmetro) contendo meio de cultura completo (PONTECORVO et al., 1953), para crescimento dos esporos de fungos dispersos pelo ar contidos na incubadora e no nascedouro, no exterior dos mesmos e na sala de vacinação.

Visando obter uma amostragem homogênea durante o acompanhamento dos lotes, a exposição de placas de Petri foi realizada nos locais indicados (centro geométrico dos quadrantes), após o manejo de limpeza das salas e das máquinas de incubação, no período da manhã. Cada amostragem teve duração de 15 min e foram utilizadas duas placas de Petri (amostragem em duplicatas) para cada local.

Após a exposição de placas de Petri nos locais determinados para coleta de fungos, as amostras foram levadas ao laboratório e incubadas por três dias em estufa, a uma temperatura de 27 °C, e o número de unidades formadoras de colônias (UFC) de fungos foram contadas após este período.

4.2.2.3 *Identificação dos fungos*

Após a contagem das UFC, as colônias foram isoladas e identificadas de acordo com a morfologia do gênero e espécie (SILVEIRA, 1968).

4.2.2.4 *Repicagem dos fungos*

Através da repicagem dos fungos, tentou-se obter uma melhor visualização da colônia, para que essa fosse identificada. O fungo a ser isolado foi repassado para tubos de ensaio com meio completo e seu crescimento esperado por aproximadamente três dias para sua identificação.

Quando esse método não foi suficiente para identificar as colônias, fez-se a observação das colônias através da lupa, ou então através de microscopia óptica, como descrito no item 4.2.2.5.

4.2.2.5 Coloração

A linhagem foi inoculada por estrias, nas proximidades das bordas de lamínulas previamente esterilizadas, as quais foram colocadas sobre o meio de cultura completo sólido, em placas de Petri. Após três dias de incubação, essas lamínulas foram retiradas e preparadas para observação microscópica sobre corante azul de algodão (Lactofenol) Newprov[®] e visualizadas em microscopia de luz, para observação das estruturas dos microorganismos, a fim de serem identificados.

4.3 *Ambiência acústica*

Na sala de vacinação, o ruído produzido pelas aves e pelos equipamentos foi monitorado por medidor de nível de pressão de som *Digital Sound Level Meter - SL 130* da *Pacer Industries, Inc.* (Figura 15) alocados no centro geométrico dos quadrantes.

O equipamento tem um microfone que detecta frequências de 35,1-8000 Hz, com resolução de 0,1 dB.



Figura 15. Medidor de nível de pressão de som SL 130 – *Pacer Industries, Inc.*

4.4 Índices zootécnicos

Os dados de índices zootécnicos foram fornecidos pela administração do incubatório, ao final de cada lote de produção analisado.

Os índices analisados estão relacionados à eclosão de pintinhos de um dia de primeira qualidade, de segunda qualidade, mortalidade e refugagem (eliminados).

Os lotes de ovos férteis selecionados neste estudo foram provenientes de lotes de matrizes pesadas com 36 semanas de idade para ambas linhagens acompanhadas nos experimentos (Cobb[®] e Avian[®]).

Durante o primeiro e o segundo lotes de produção foram somente acompanhados ovos da linhagem Cobb[®], entretanto, para efeito de confronto de dados de índices zootécnicos bem como da influência do ambiente de incubação sobre o desempenho de linhagem, foram acompanhados lotes da linhagem Avian[®] nos demais lotes monitorados.

O acompanhamento de duas diferentes linhagens foi feito desde o terceiro lote produtivo, quando também foram coletados dados de quebra dos ovos, onde se pôde obter:

1. Número de ovos inférteis;
2. Mortalidade embrionária até sete dias de incubação;
3. Mortalidade embrionária de oito a quatorze dias de incubação;
4. Mortalidade embrionária de quinze a dezoito dias de incubação;
5. Mortalidade embrionária de dezenove a vinte um dias de incubação;
6. Bicados vivos;
7. Bicados mortos;
8. Ovos trincados;
9. Ovos podres;
10. Ovos contaminados;
11. Caixa craniana aberta;
12. Anormal;
13. Má posição;
14. Pernas;
15. Olho/bico;
16. Vísceras;

4.5 Análise dos dados

Após a coleta de todos os lotes previstos para este projeto, a análise estatística foi realizada utilizando o *software* MiniTab 15[®].

Para verificação da homogeneidade da distribuição das variáveis entre os quadrantes do interior da incubadora, do nascedouro e da sala de vacinação foram realizados os testes não-paramétricos de Kruskal-Wallis.

O teste também foi aplicado para verificação da homogeneidade das variáveis amostradas nos corredores da sala de incubação e de nascedouros entre os lotes amostrados.

A análise de capacidade do processo ou de adequação foi utilizada para comparar a dispersão dos valores individuais das variáveis no interior dos equipamentos de incubação e na sala de vacinação, de acordo com os limites de especificação, para condições ideais de incubação de acordo com os dados revisados na literatura.

Neste caso, os limites de especificação são comparados com os valores individuais dos itens produzidos pelo processo, não com as médias amostrais (PETENATE, s/d).

A técnica de componentes principais foi empregada como o objetivo de correlacionar ou associar as variáveis, observando a magnitude dos vetores. Vetores com pequena magnitude não devem ser levados em consideração nas análises. Vetores com direção e sentido semelhantes estão fortemente associados positivamente, ou seja, o aumento de uma variável está relacionada como aumento da outra variável. Em situações em que vetores possuem direções semelhantes, mas sentidos diferentes, implicam em associações negativas fortes. Vetores que formam ângulos próximos à 90° não são correlatos.

Tais associações não significam absolutamente dependência entre os dados, uma vez que podem haver vínculos a outras variáveis, que não foram representadas pelas componentes principais.

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 *Ambiência térmica*

5.1.1 Sala de incubação

Os gráficos de superfície da Figura 16 apontam os valores de temperatura coletados, nos diferentes lotes avaliados no período, no interior da incubadora, para cada dia de coleta realizada. Foi realizado o teste não paramétrico de Kruskal-Wallis para verificação da homogeneidade da temperatura no interior da máquina de incubação durante os cinco lotes monitorados (Tabela 10).

O resultado do teste aponta que interior da incubadora obteve níveis de temperatura similares entre os quadrantes amostrados ($p\text{-valor} > 0,05$). O gráfico “box-plot” apresentado na Figura 17 confirma tal resultado.

Embora a temperatura seja considerada homogênea no interior da incubadora, os valores dos dados registrados foram muito baixos quando comparados com a literatura, que recomenda valores ótimos de incubação em torno de 37 a 38 °C (WILSON, 1991).

De acordo com MAULDIN (s/d), a temperatura de incubação na fase da incubadora deve estar entre 37,2 a 38,2 °C, valores superiores aos que foram encontrados no trabalho. Importante ressaltar que tal variação pode provocar impacto, devido ao aumento da janela de eclosão (GUSTIN, 2003a).

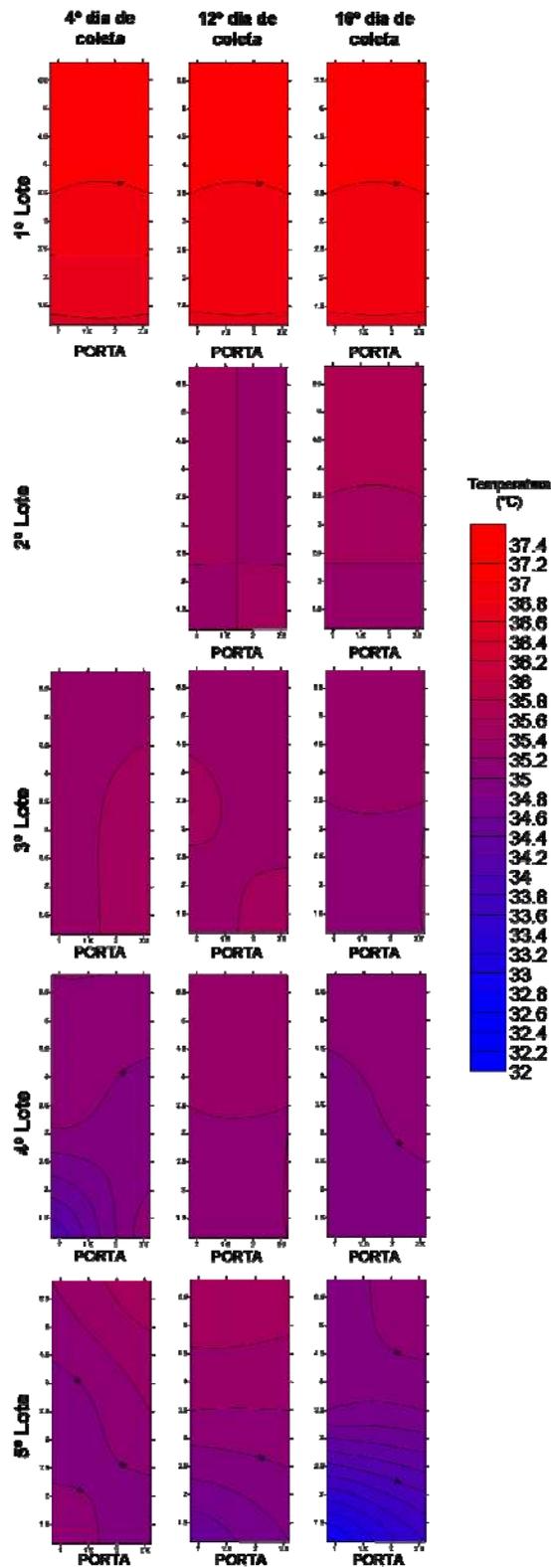


Figura 16. Dados de temperatura (°C) coletados na sala de incubação em cinco lotes de produção.

Tabela 10. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para verificação da homogeneidade da temperatura no interior de incubadora.

Local de Coleta	N	Mediana	Ranque médio	Z
Quadrante 1	19	35,20	43,4	-1,45
Quadrante 2	19	35,20	47,6	-0,79
Quadrante 3	19	35,20	52,8	0,05
Quadrante 4	19	35,20	52,2	-0,05
Quadrante 5	14	35,25	60,6	1,09
Quadrante 6	14	35,40	63,4	1,46
Total	104		52,5	

H = 5,09 DF = 5 P = 0,405
H = 5,34 DF = 5 P = 0,375 (ajustado para empates)

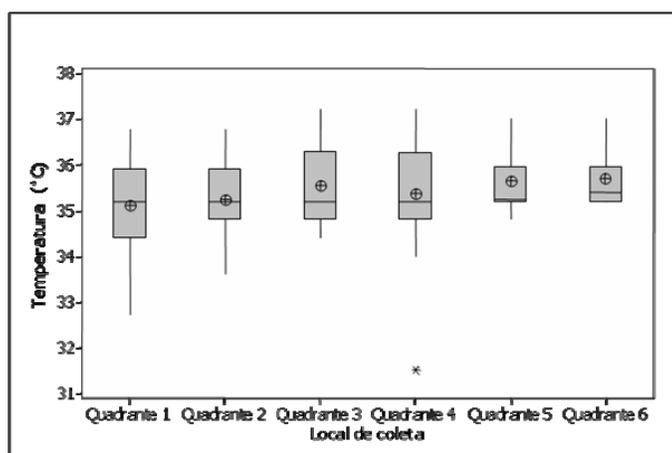


Figura 17. Gráfico “box-plot” para verificação da homogeneidade da temperatura (°C) na incubadora.

A Figura 18 mostra o resultado de análise da capacidade do processo, levando-se em consideração o limite inferior de especificação de temperatura como 37,2 °C e o limite superior de especificação como 38,2 °C. O gráfico da análise de adequação aponta que 98% dos valores de temperaturas coletados no interior da incubadora estão bem abaixo do que é recomendado pela literatura para a obtenção de bons índices produtivos.

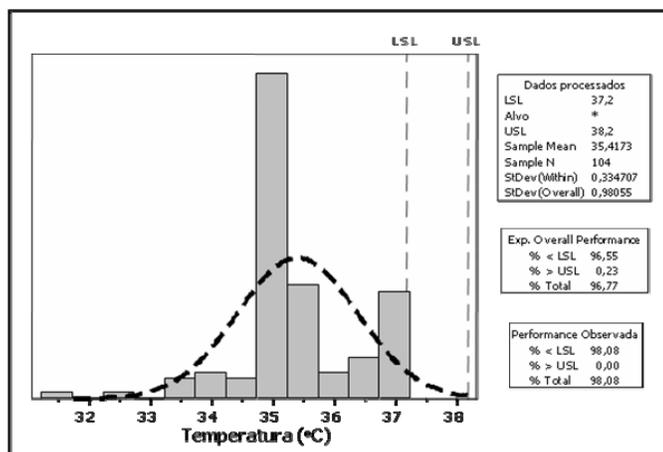


Figura 18. Análise de adequação para a temperatura ambiente (°C) no interior da incubadora, com intervalo de confiança de 95%.

De acordo com FRENCH (1997) os embriões são sensíveis a baixas temperaturas no início da incubação, no entanto, há eclodibilidade se a temperatura estiver em uma faixa de 35,0 a 40,5 °C. A Figura 19 mostra o gráfico de análise de capacidade de temperatura no interior da incubadora para estes valores. Aproximadamente 17% dos dados não satisfizeram os limites de especificação de temperatura, o que pode promover redução na qualidade do pintinho.

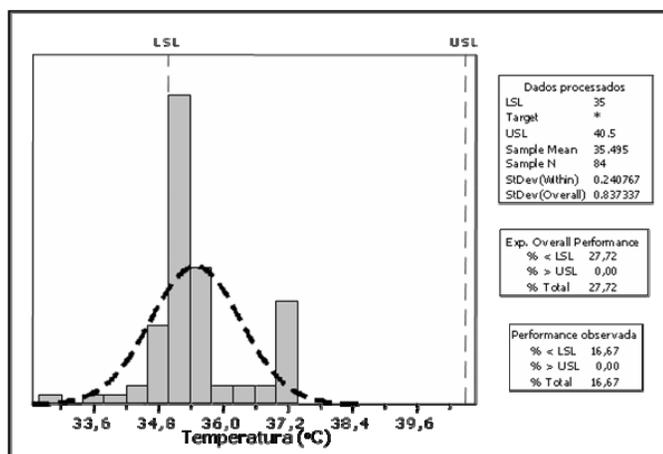


Figura 19. Análise de adequação para temperatura no interior da incubadora para faixa de 35,0 a 40,5 °C, com intervalo de confiança de 95%.

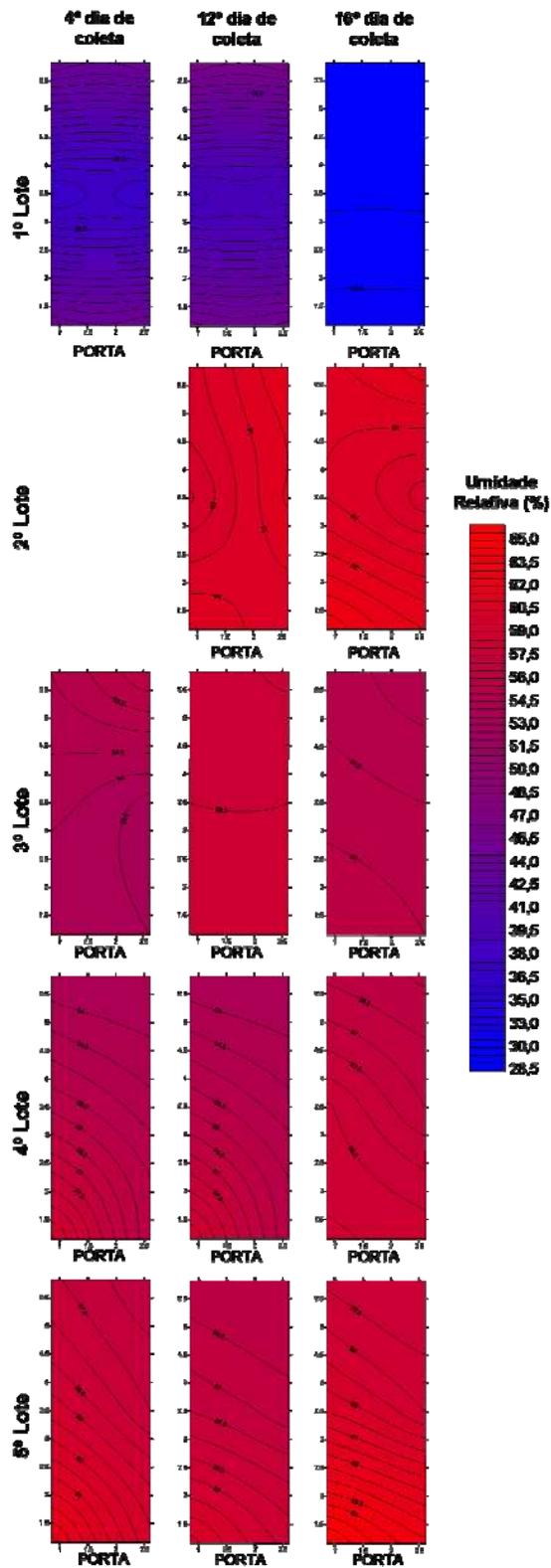


Figura 20. Dados de umidade relativa (%) coletados na sala de incubação em cinco lotes de produção.

A umidade relativa é outro parâmetro físico fundamental para o sucesso da incubação de frangos de corte. Os dados de umidade relativa relacionados aos lotes coletados no interior da incubadora, para cada dia de amostragem realizado, estão apontados nos mapas de contorno da Figura 20.

A Tabela 11 mostra os dados do teste de Kruskal-Wallis para verificação da distribuição da umidade relativa entre os quadrantes, no interior da incubadora, durante os cinco lotes produtivos amostrados. Verifica-se que houve distribuição homogênea da umidade relativa no interior da máquina ($p\text{-valor} > 0,05$), o que pode ser confirmado com o gráfico da Figura 21.

Tabela 11. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para verificação da distribuição da umidade relativa (%) no interior da incubadora.

Local de Coleta	N	Mediana	Ranque médio	Z
Quadrante 1	14	58,85	52,4	1,67
Quadrante 2	14	57,25	46,2	0,62
Quadrante 3	14	56,70	42,3	-0,04
Quadrante 4	14	56,10	38,5	-0,67
Quadrante 5	14	55,75	37,7	-0,81
Quadrante 6	14	56,00	37,9	-0,77
Total	84		42,5	

H = 4,06 DF = 5 P = 0,542
H = 4,06 DF = 5 P = 0,541 (ajustado para empates)

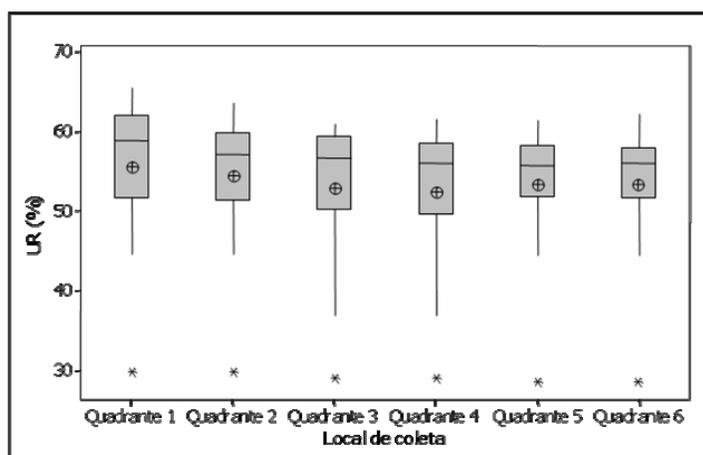


Figura 21. Gráfico “box-plot” de distribuição da umidade relativa (%) no interior da incubadora.

Foi realizada a análise de capacidade para umidade relativa (UR) no interior da incubadora, conforme aponta a Figura 22. Foi adotado o limite inferior para umidade relativa de 40%, sendo que o limite superior para a mesma variável foi 70%, conforme indica a literatura, para padrão ótimo de umidade relativa na incubação. Foi apontado o valor de 50% como umidade relativa ideal para alcance do máximo eclodibilidade (ROBERTSON, 1961; LUNDY, 1969). Cerca de 12% dos dados coletados de umidade relativa ficaram abaixo do limite inferior, apontando que os valores para umidade relativa estavam baixos na fase de incubação da incubadora.

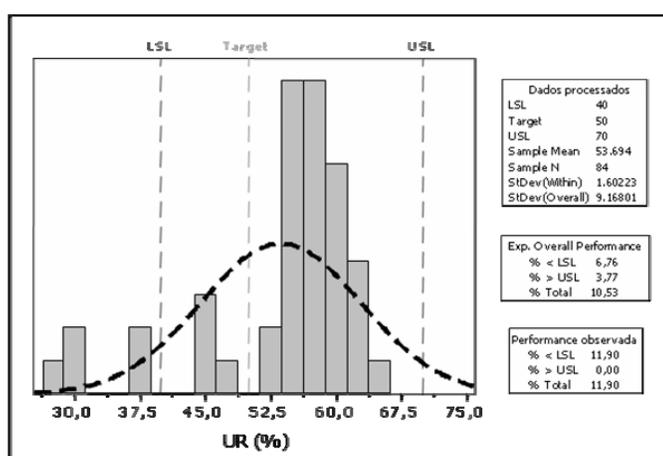


Figura 22. Análise de capacidade da umidade relativa (%) no interior de incubadora, durante cinco lotes produtivos.

Se a UR for muito baixa, o embrião sofrerá perda de água excessiva, atrasando o desenvolvimento embrionário e aumentando a janela de eclosão; embriões em pleno desenvolvimento, quando submetidos a baixas temperaturas não serão capazes de eclodir (DECUYPERE et al., 2003). Além disso, baixa umidade relativa na incubação pode ser promotora da diminuição da qualidade do pintinho, causando falta de sustentação das patas (BOLELI, 2003).

Os dados de velocidade do ar não foram coletados no primeiro lote, porque houve problema quanto à calibração das provas de amostragem desta variável, do *datalogger*. Sendo então solicitada a sua manutenção que, após realizada, tornou possível a amostragem de velocidade do ar na incubadora, para os demais lotes amostrados. Os dados são apontados na Figura 23.

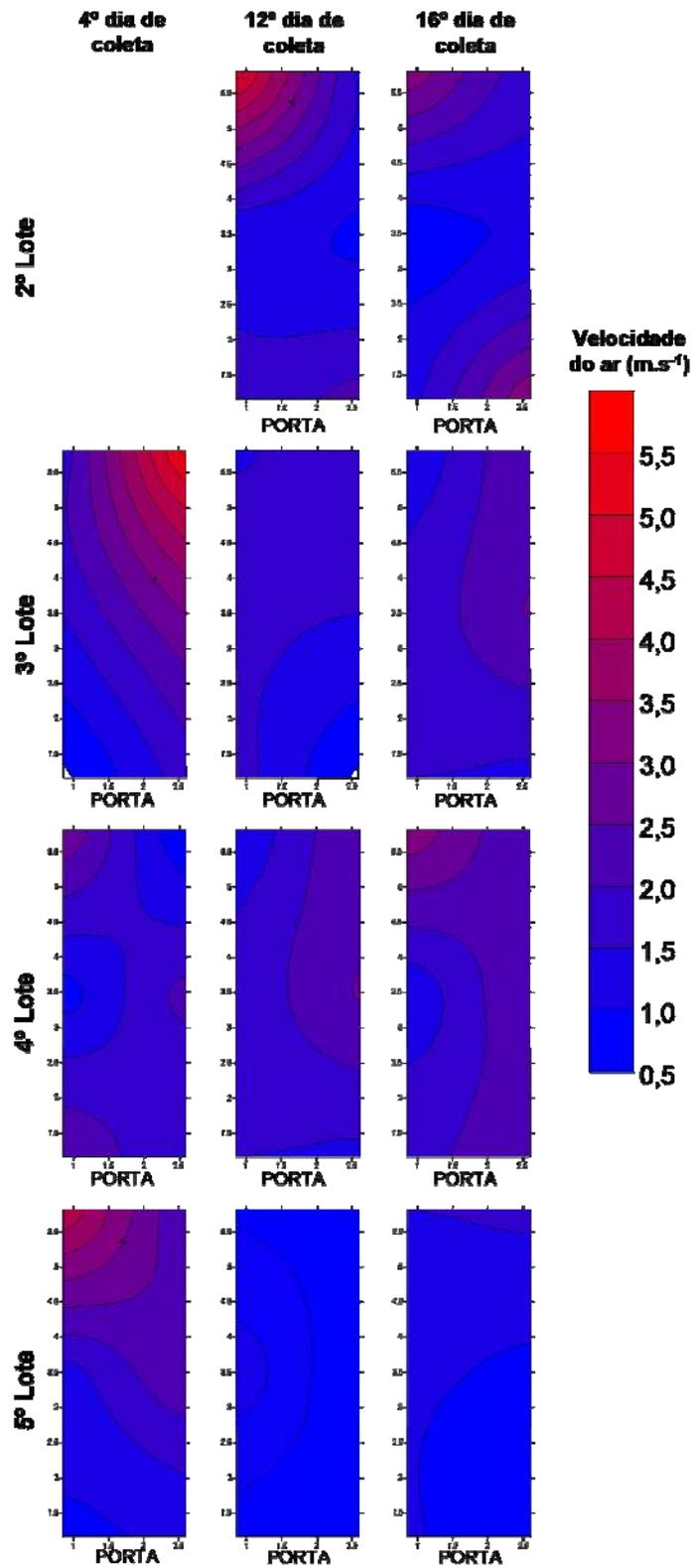


Figura 23. Dados de velocidade do ar (m.s^{-1}) coletados na sala de incubação no monitoramento dos lotes em incubatório.

Foi realizado o teste de Kruskal-Wallis para verificação da homogeneidade da distribuição da velocidade do ar no interior da incubadora, entre os quadrantes amostrados (Tabela 12).

A distribuição da velocidade do ar no interior da incubadora foi homogênea (p -valor $> 0,05$), este resultado é confirmado pelo box-plot da Figura 24. Embora a distribuição da velocidade do ar tenha sido homogênea, em alguns pontos da incubadora, a velocidade do ar atingiu valores acima de 4 m.s^{-1} , podendo, portanto, haver diminuição da temperatura nestes locais e, conseqüentemente, promover impacto negativo no desenvolvimento do embrião (GUSTIN, 2003a).

Tabela 12. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para distribuição da velocidade do ar (m.s^{-1}) no interior da incubadora.

Local de Coleta	N	Mediana	Ranque médio	Z
Quadrante 1	11	1,50	29,0	-0,86
Quadrante 2	11	1,38	29,9	-0,68
Quadrante 3	11	1,10	24,4	-1,72
Quadrante 4	11	2,20	35,5	0,77
Quadrante 5	11	1,74	41,6	1,54
Quadrante 6	11	1,70	38,5	0,95
Total	66		33,5	

H = 6,69 DF = 5 P = 0,244
H = 6,70 DF = 5 P = 0,244 (ajustado para empates)

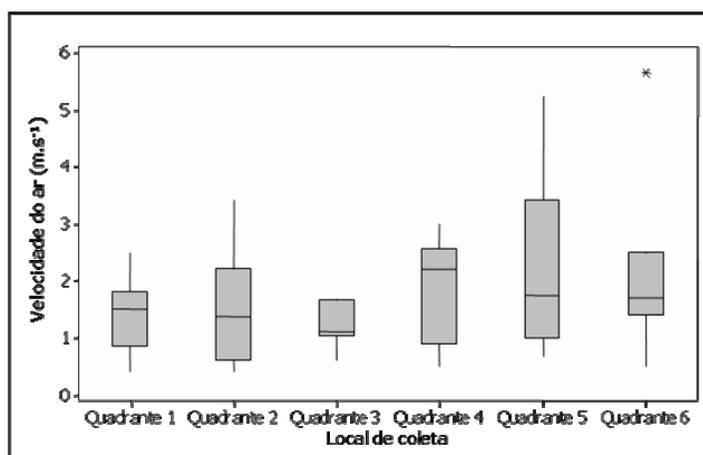


Figura 24. Gráfico “box-plot” da distribuição de velocidade do ar (m.s^{-1}) no interior da incubadora.

5.1.2 Sala de nascedouros

Na Figura 25 estão apresentados os valores coletados de temperatura, umidade relativa e velocidade do ar, no interior do nascedouro, onde as coletas foram realizadas. O nascedouro em questão corresponde àquele em que houve transferência dos ovos contidos no interior da incubadora, que foi monitorada anteriormente.

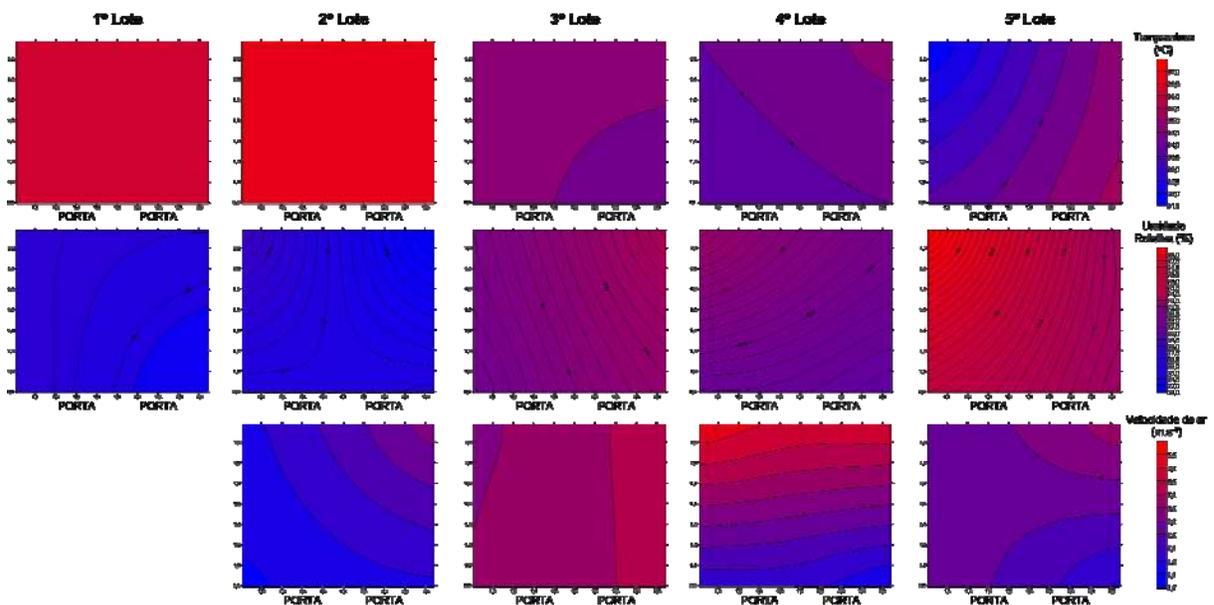


Figura 25. Dados de ambiência térmica no interior do nascedouro nos cinco lotes estudados.

Para verificação da homogeneidade da temperatura no interior do nascedouro, foi realizado o teste de Kruskal-Wallis (Tabela 13). De modo geral, o nascedouro não apresentou pontos heterogêneos quanto a distribuição de temperatura no seu interior, o que pode ser confirmado com gráfico da Figura 26.

A temperatura no interior do nascedouro, embora tenha apresentado homogeneidade em sua distribuição, precisa estar em uma faixa ideal para a maturação adequada do embrião, que já produz calor metabólico em grande quantidade. Nesta fase da incubação, diminui-se a

temperatura para 37,0 a 37,5 °C (MAULDIN, s/d). O gráfico da Figura 27 apresenta o resultado da análise de adequação da temperatura do nascedouro para esta faixa de temperatura recomendada, apontando que 90% dos dados estão abaixo desta recomendação, o que indica que a temperatura do nascedouro também deve ser aumentada.

Incidência de baixas temperatura no nascedouro é causa da incidência de anormalidades nas aves recém-eclodidas, podendo-se destacar resquício do cordão umbilical e aves com plumagem pegajosa; além de promover atraso no nascimento e, portanto, aumentando a janela de eclosão BOLELI (2003).

Tabela 13. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para distribuição da temperatura (°C) no interior do nascedouro.

Local de Coleta	N	Mediana	Ranque médio	Z
Quadrante 1	5	35,20	10,5	0,00
Quadrante 2	5	34,80	9,2	-0,57
Quadrante 3	5	34,80	12,3	0,79
Quadrante 4	5	34,80	10,0	-0,22
Overall	20		10,5	

H = 0,74 DF = 3 P = 0,864
H = 0,75 DF = 3 P = 0,861 (ajustado para empates)

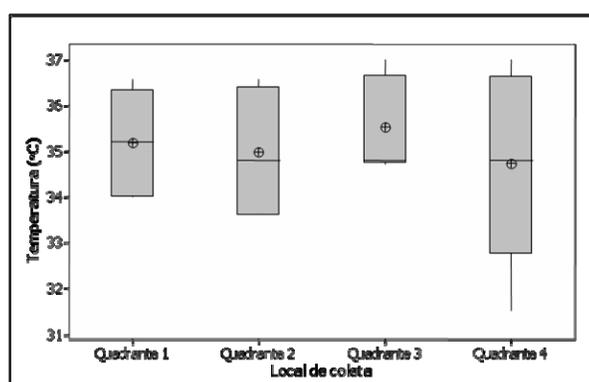


Figura 26. Gráfico “box-plot “ de distribuição da temperatura (°C) no interior do nascedouro.

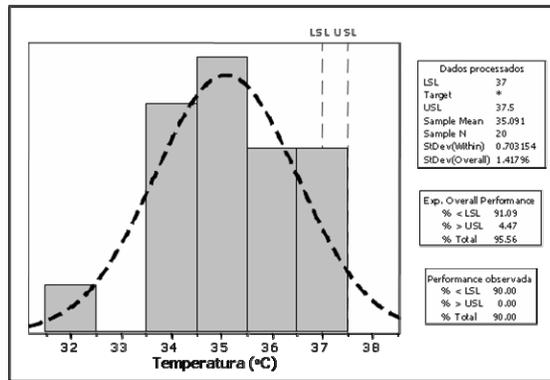


Figura 27. Gráfico de análise de adequação da temperatura (°C) no interior do nascedouro.

Para verificação da homogeneidade da umidade relativa no interior do nascedouro também foi realizado o teste de Kruskal-Wallis, obtendo $p\text{-valor} > 0,05$ (Tabela 14). Embora a umidade relativa tenha se apresentado homogênea no interior do nascedouro (Figura 28), é necessário que esta se mantenha em torno de 65% (MAULDIN, s/d).

De modo geral, esta variável encontrou-se em torno do que é preconizado, conforme aponta o gráfico de análise de capacidade do processo da Figura 29, não trazendo possíveis danos à eclodibilidade e qualidade das aves (BOLELI, 2003). Entretanto, observa-se que houve registro de valores altos de umidade relativa (90%) em alguns pontos, que pode ser causa de anormalidades relacionadas com este problema no incubatório, tal como incidência de pintinhos com a região umbilical aberta.

Tabela 14. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para distribuição da umidade relativa (%) no interior do nascedouro.

Local de Coleta	N	Mediana	Ranque médio	Z
Quadrante 1	5	64,50	9,0	-0,65
Quadrante 2	5	65,90	10,0	-0,22
Quadrante 3	5	67,80	10,6	0,04
Quadrante 4	5	68,50	12,4	0,83
Total	20		10,5	

H = 0,87 DF = 3 P = 0,832 (ajustado para empates)

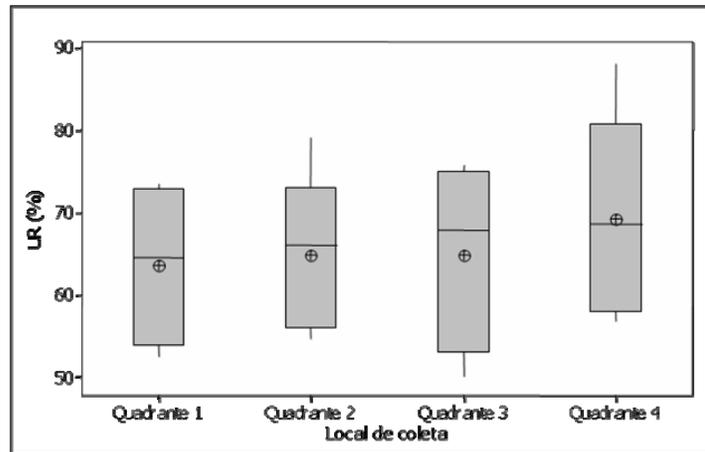


Figura 28. Gráfico “box-plot” para distribuição da umidade relativa (%) no interior do nascedouro.

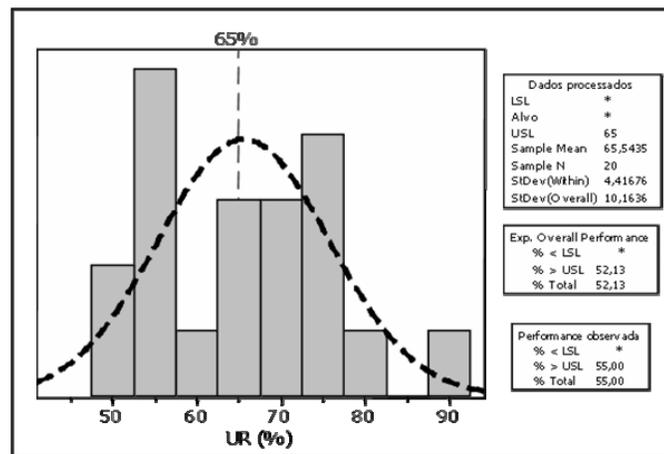


Figura 29. Gráfico de capacidade do processo para umidade relativa (%) no nascedouro, com intervalo de confiança de 95%.

Para verificação da homogeneidade da distribuição da velocidade do ar, no interior do nascedouro, durante os cinco lotes de produção, foi realizado o teste de Kruskal-Wallis, obtendo $p\text{-valor} > 0,05$ (Tabela 15). Tal resultado confirmado pelo gráfico box-plot da Figura 30, entretanto verifica-se tendência de valores individuais maiores da velocidade do ar no Quadrante 3, o que pode interferir na distribuição homogênea da temperatura e, eventualmente, da umidade relativa, afetando, desta maneira a qualidade do produto final para os lotes amostrados neste período.

Tabela 15. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para distribuição da velocidade do ar (m.s^{-1}) no interior do nascedouro.

Local de Coleta	N	Mediana	Ranque médio	Z
Quadrante 1	4	1,42	6,0	-1,21
Quadrante 2	4	2,30	6,5	-0,97
Quadrante 3	4	4,03	12,5	1,94
Quadrante 4	4	2,93	9,0	0,24
Total	16		8,5	

H = 4,68 DF = 3 P = 0,197
H = 4,68 DF = 3 P = 0,197 (ajustado para empates)

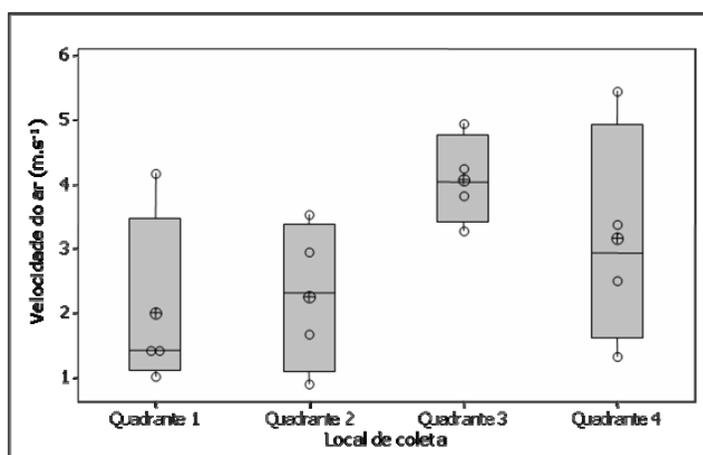


Figura 30. Gráfico “box-plot” de velocidade do ar (m.s^{-1}) no interior do nascedouro e valores individuais desta variável para cada local de amostragem.

Altos valores de velocidade do ar no interior do nascedouro promovem diminuição da temperatura de incubação (FRENCH, 1997). Temperaturas baixas no nascedouro foram detectadas no presente estudo, o que indica a necessidade de melhorias no sistema de controle da ventilação da máquina em questão, para que o ambiente seja apropriado a esta fase do desenvolvimento embrionário, conferindo maior qualidade ao pintinho.

5.1.3 Ambiência térmica no corredor da sala de incubação e na sala de nascedouros

Os dados de ambiência térmica referentes ao corredor da sala de incubação e na sala de nascedouros estão apontados na Tabela 16.

Foi realizado o teste de Kruskal-Wallis para a distribuição de temperatura, umidade relativa e velocidade do ar no corredor da sala de incubação e no corredor da sala de nascedouros entre os lotes coletados.

A Tabela 17 indica o resultado deste teste para a sala de incubação e mostra que não houve diferença na distribuição de valores de temperatura e velocidade do ar, entre os lotes amostrados ($p\text{-valor} > 0,05$), entretanto, foi verificada diferença de distribuição da umidade relativa entre os lotes ($p\text{-valor} < 0,05$), confirmado com o gráfico da Figura 31. Tal gráfico indica que os valores de umidade relativa amostrados no primeiro lote foram menores do que aqueles amostrados nos demais lotes, sendo, portanto evidência da heterogeneidade de distribuição de umidade relativa entre lotes.

Tabela 16. Dados de ambiência térmica do corredor da sala de incubação e sala de nascedouros.

Variável	Lote	Sala de incubação			Sala de Nascedouros
		4º dia de incubação	12º dia de incubação	16º dia de incubação	20º dia de incubação
Temperatura (°C)	1	25,56	25,17	25,96	20,95
	2	24,80	28,00	26,00	24,80
	3	28,90	24,80	27,40	25,90
	4	27,40	27,40	26,20	25,50
	5	24,80	28,50	28,10	26,60
Umidade relativa (%)	1	35,80	63,20	57,95	69,10
	2	77,90	74,50	80,70	83,00
	3	67,40	83,00	77,70	80,50
	4	74,60	77,70	81,50	81,80
	5	82,20	71,40	72,90	77,00
Velocidade do ar (m.s ⁻¹)	1	*	*	*	*
	2	0,20	0,01	0,32	0,01
	3	0,40	0,40	0,30	0,00
	4	0,30	0,30	0,20	0,00
	5	0,02	0,46	0,27	0,30

Tabela 17. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para ambiência térmica no corredor da sala de incubação, durante cinco lotes produtivos.

Variável	Lote	N	Mediana	Ranque médio	Z	
Temperatura (°C)	1	6	25,56	9,5	-1,87	
	2	6	26,00	13,5	-0,62	
	3	6	27,40	17,5	0,62	
	4	6	27,40	18,2	0,83	
	5	6	28,10	18,8	1,04	
	Total	30		15,5		
H = 4,82 DF = 4 P = 0,307						
H = 4,90 DF = 4 P = 0,297 (ajustado para empates)						
Umidade relativa (%)	1	6	57,95	3,5	-3,73	
	2	6	77,90	19,5	1,24	
	3	6	77,70	18,5	0,93	
	4	6	77,70	19,8	1,35	
	5	6	72,90	16,2	0,21	
	Total	30		15,5		
H = 14,57 DF = 4 P = 0,006						
H = 14,65 DF = 4 P = 0,005 (ajustado para empates)						
Velocidade do ar (m.s ⁻¹)	2	6	0,20	8,5	-1,60	
	3	6	0,40	18,2	2,27	
	4	6	0,30	11,2	-0,53	
	5	6	0,27	12,2	-0,13	
	Total	24		12,5		
	H = 3,65 DF = 3 P = 0,302					
H = 3,74 DF = 3 P = 0,291 (ajustado para empates)						

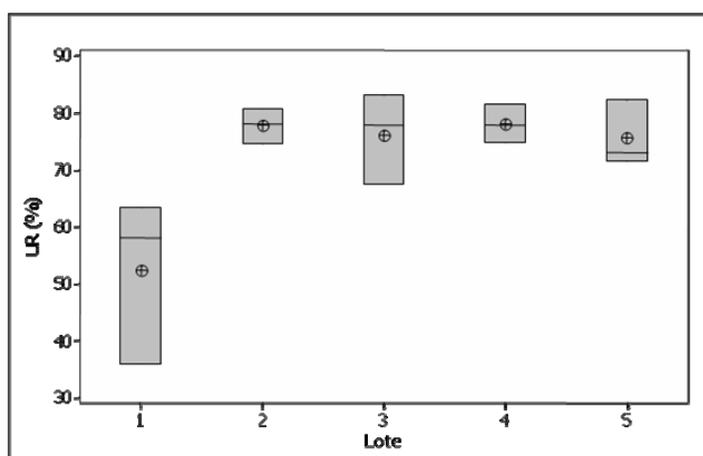


Figura 31. Gráfico “box-plot” para distribuição de umidade relativa (%) no corredor da sala de incubação.

Tabela 18. Teste de Kruskal-Wallis para ambiência térmica no corredor da sala de nascedouros durante cinco lotes produtivos.

Variável	Lote	N	Mediana	Rank médio	Z
Temperatura (°C)	1	2	20,95	1,5	-2,09
	2	2	24,80	3,5	-1,04
	3	2	25,90	7,5	1,04
	4	2	25,50	5,5	0,00
	5	2	26,60	9,5	2,09
	Total	10		5,5	
	H = 8,73 DF = 4 P = 0,068 H = 9,00 DF = 4 P = 0,061 (ajustado para empates)				
Umidade relativa (%)	1	2	69,10	1,5	-2,09
	2	2	83,00	9,5	2,09
	3	2	80,50	5,5	0,00
	4	2	81,80	7,5	1,04
	5	2	77,00	3,5	-1,04
	Total	10		5,5	
	H = 8,73 DF = 4 P = 0,068 H = 9,00 DF = 4 P = 0,061 (ajustado para empates)				
Velocidade do ar (m.s ⁻¹)	2	2	0,01	5,5	0,67
	3	2	0,00	2,5	-1,33
	4	2	0,00	2,5	-1,33
	5	2	0,30	7,5	2,00
	Total	8		4,5	
	H = 6,00 DF = 3 P = 0,112 H = 7,00 DF = 3 P = 0,072 (ajustado para empates)				

Para a verificação homogeneidade da distribuição de valores de variáveis de ambiência térmica no corredor da sala de nascedouros, também foi realizado o teste de Kruskal-Wallis (Tabela 18) e não foi verificado, para nenhum caso, diferença na distribuição de valores destas variáveis entre lotes.

Os valores recomendados para a temperatura e umidade relativa, na sala de incubação, estão entre 24,0 a 25,5 °C e entre 50 a 60%, respectivamente (MAULDIN, 2007). Estes parâmetros são fundamentais para que as máquinas de incubação e nascedouros operem em faixa que não exija aumento de consumo de energia bem, como redução de eficiência (MAULDIN, s/d). Para verificação da adequação da temperatura na sala de incubação e na sala de nascedouros foi feito o gráfico de análise de capacidade, que indica que 70% dos dados estão fora dos limites de recomendação (Figura 32). Isso indica que, máquinas de incubação e máquinas do nascedouro, podem estar operando sobre uma demanda maior de energia para a

manutenção de temperatura no seu interior. Isto sugere que seja realizado ajuste no sistema de controle de temperatura das salas, de modo que seja diminuída a variabilidade desta variável, bem como o valor nominal, para este parâmetro esteja centralizado no banco de dados.

A Figura 33 aponta o resultado da análise de adequação para os valores de umidade relativa, sendo que o limite inferior ficou estipulado em 50% e limite superior em 60% (MAULDIN, 2007). Observa-se que, neste caso, 90% dos dados estão acima do limite superior e 5% dos dados encontram-se abaixo do recomendado para o corredor destas salas. Para este caso, considera-se a mesma sugestão feita para controle de temperatura.

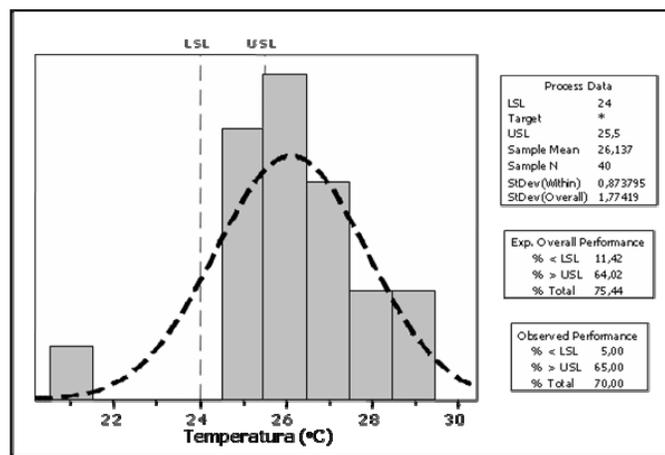


Figura 32. Análise de capacidade para temperatura (°C) no corredor da sala de incubação e da sala de nasciduros durante cinco lotes produtivos, para intervalo de 95% de confiança.

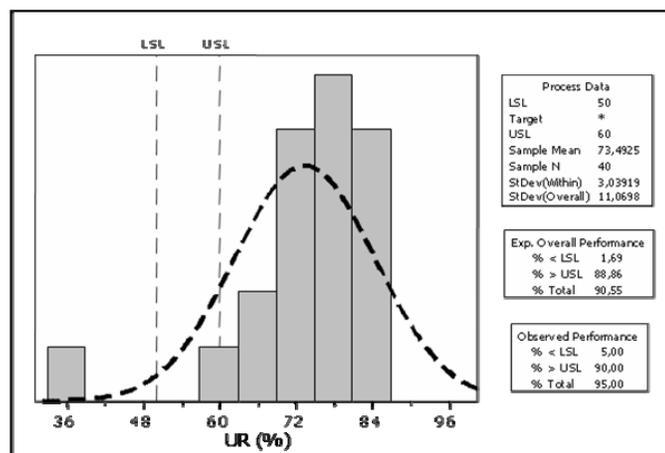


Figura 33. Análise de capacidade para umidade relativa (%) no corredor das salas de incubação e de nasciduros, para intervalo de 95% de confiança.

5.1.4 Sala de vacinação

A sala de vacinação foi dividida em quadrantes, onde foram alocados os *dataloggers* para a coleta de dados de ambiência térmica (Figura 34).

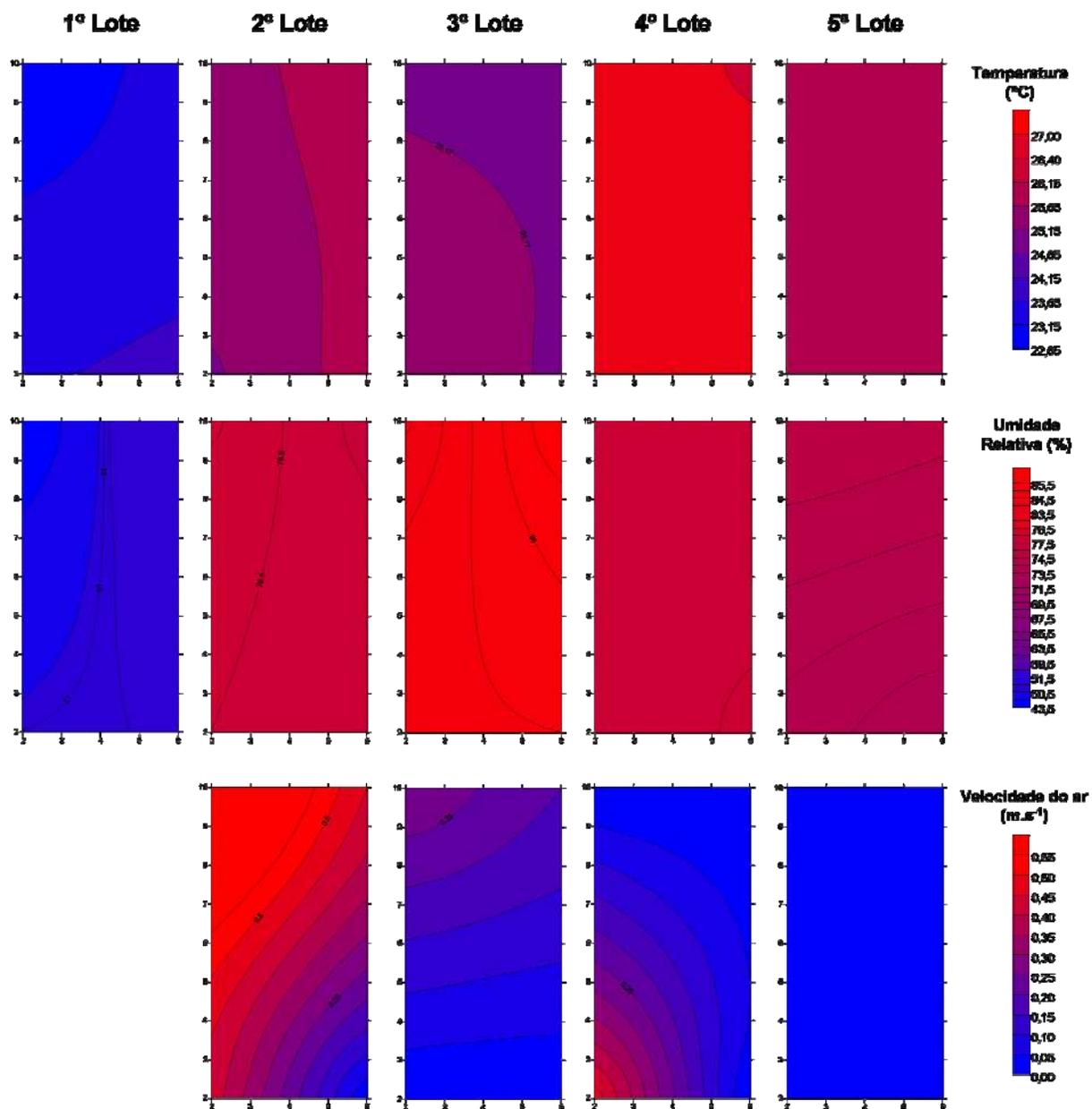


Figura 34. Dados de ambiência térmica da sala de vacinação coletados nos lotes monitorados.

Foi realizado o teste de Kruskal-Wallis, para verificação da homogeneidade da distribuição das variáveis de ambiência térmica (temperatura, umidade relativa e velocidade do ar), entre os quadrantes da sala de vacinação, onde foram realizadas as coletas (Tabela 19). Houve homogeneidade na distribuição destas variáveis na sala de vacinação.

A renovação e distribuição de ar na sala de vacinação devem proporcionar conforto térmico e impedir que a ave sofra desidratação. A zona de conforto térmico de um pintinho se encontra em uma faixa de 33 a 36 °C (SCHMIDT, 2007). De acordo com o autor, a temperatura da sala deve estar entre 22 a 28 °C, uma vez que a temperatura no interior da caixa onde as aves ficam alojadas, fica de 6 a 8 °C acima da temperatura ambiente.

O gráfico de análise de capacidade do processo, mostrado na Figura 35, indica que 100% dos dados coletados conferem à ave condição de conforto térmico, não exigindo necessidade de produção ou dissipação de calor para manutenção da temperatura corpórea.

Tabela 19. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para distribuição das variáveis de ambiência térmica na sala de vacinação.

Variável	Local de coleta	N	Mediana	Rank médio	Z
Temperatura (°C)	1	5	25,50	10,7	-0,12
	2	5	25,90	11,5	0,21
	3	5	25,50	10,9	-0,04
	4	6	25,50	10,9	-0,04
	Total	21		11,0	
	H = 0,05 DF = 3 P = 0,997 H = 0,05 DF = 3 P = 0,997 (ajustado para empates)				
Umidade relativa (%)	1	5	78,30	11,7	0,29
	2	5	77,80	11,5	0,21
	3	5	78,10	10,8	-0,08
	4	6	75,85	10,2	-0,39
	Total	21		11,0	
	H = 0,21 DF = 3 P = 0,976 H = 0,21 DF = 3 P = 0,976 (ajustado para empates)				
Velocidade do ar (m.s ⁻¹)	1	4	0,150	8,8	0,21
	2	4	0,105	9,3	0,36
	3	4	0,220	10,0	0,73
	4	4	0,005	6,0	-1,21
	Total	16		8,5	
	H = 1,61 DF = 3 P = 0,657 H = 1,72 DF = 3 P = 0,632 (ajustado para empates)				

Na sala de vacinação, a umidade relativa deve ficar em torno dos 60% (SCHMIDT, 2007). Entretanto, aproximadamente 76,2% os valores coletados de umidade relativa mantiveram-se acima do que é recomendado para o ambiente na sala de vacinação, como aponta o gráfico de capacidade do processo da Figura 36.

O gráfico “box-plot” para verificação da homogeneidade da velocidade do ar, está apontado na Figura 37. Este gráfico indica que no Quadrante 4 existe tendência de menor fluxo de ar, o que pode comprometer a homogeneidade da sala de vacinação e prejudicando, deste modo, o oferecimento de ambiente ideal para o acondicionamento dos pintinhos. A velocidade do ar neste quadrante da sala de vacinação foi nula, provavelmente devido à falta de sensibilidade do aparelho à fluxo de ar muito baixo.

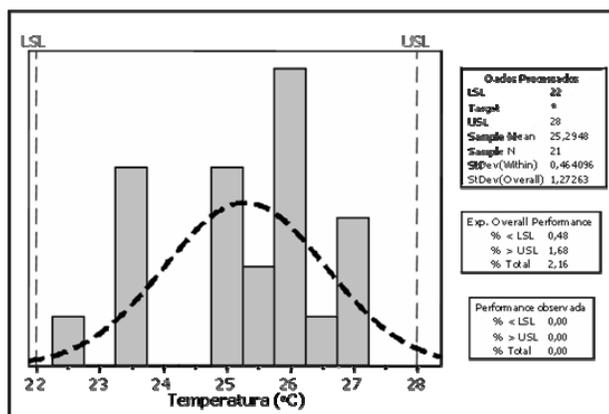


Figura 35. Análise de adequação da temperatura (°C) na sala de vacinação, para intervalo de 95% de confiança.

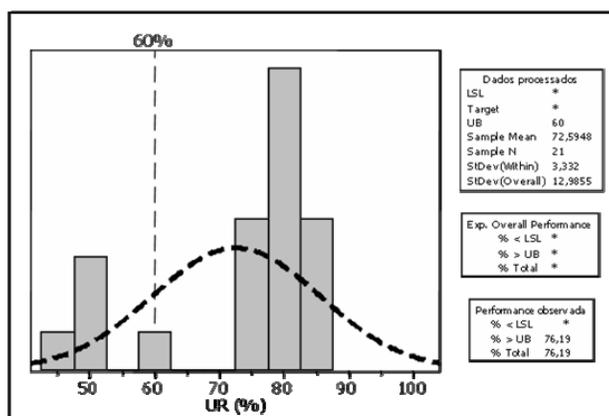


Figura 36. Análise de adequação da umidade relativa (%) na sala de vacinação, para intervalo de 95% de confiança.

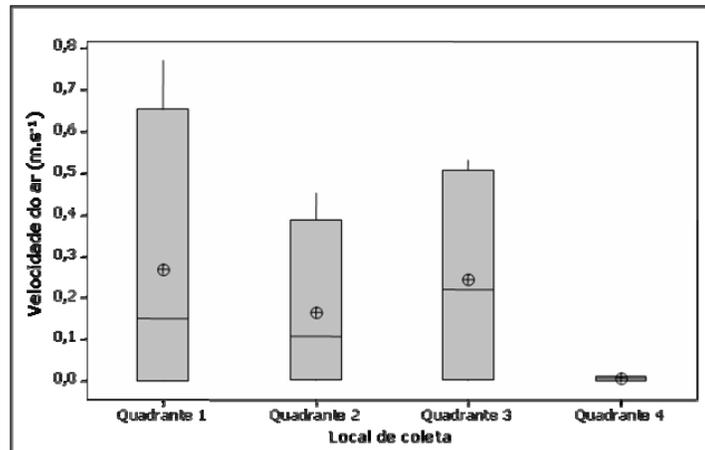


Figura 37. Gráfico “box-plot” de velocidade do ar ($m.s^{-1}$) para sala de vacinação.

5.2 *Ambiência aérea*

5.2.1 Sala de incubação

A Figura 38 aponta os valores corrigidos de concentração de dióxido de carbono (CO_2) em ppm, no interior da incubadora, em cinco lotes de produção amostrados em três etapas diferentes de incubação, de acordo com o desenvolvimento do embrião.

Foi realizado o teste de Kruskal-Wallis para verificação da homogeneidade de distribuição de CO_2 no interior da incubadora e nenhuma diferença na distribuição foi encontrada ($p\text{-valor} > 0,05$), como aponta a Tabela 20.

A Figura 39 mostra os dados médios das amostragens realizadas, para a quantificação de UFC (Unidades Formadoras de Colônias) de fungos e desvio-padrão, nos diferentes quadrantes do interior da incubadora, nos cinco lotes de produção monitorados. A análise de qualidade do ar quanto à incidência de fungos, na sala de incubação, está apontado no item 5.2.1.1. Os dados de ambiência aérea referentes ao corredor da sala de incubação são mostrados na Tabela 21.

A concentração de dióxido de carbono tanto no interior da incubadora quanto no corredor da sala de incubação manteve-se baixa, não ultrapassando valores maiores que 0,1%. De acordo com a literatura, a eclodibilidade reduz se a concentração de dióxido de carbono no ar na incubadora encontra-se acima de 0,5% (MAULDIN, s/d).

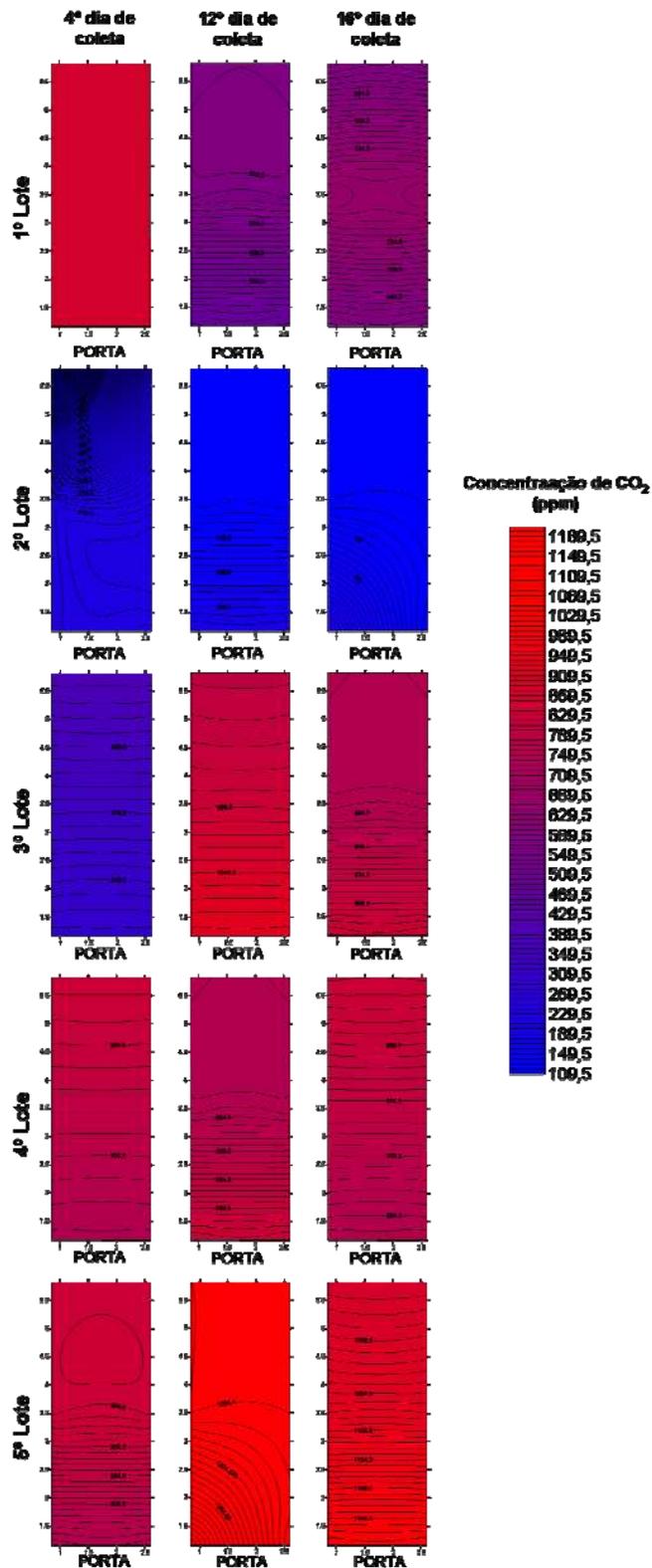


Figura 38. Concentração de dióxido de carbono (ppm) no interior da incubadora nos lotes estudados.

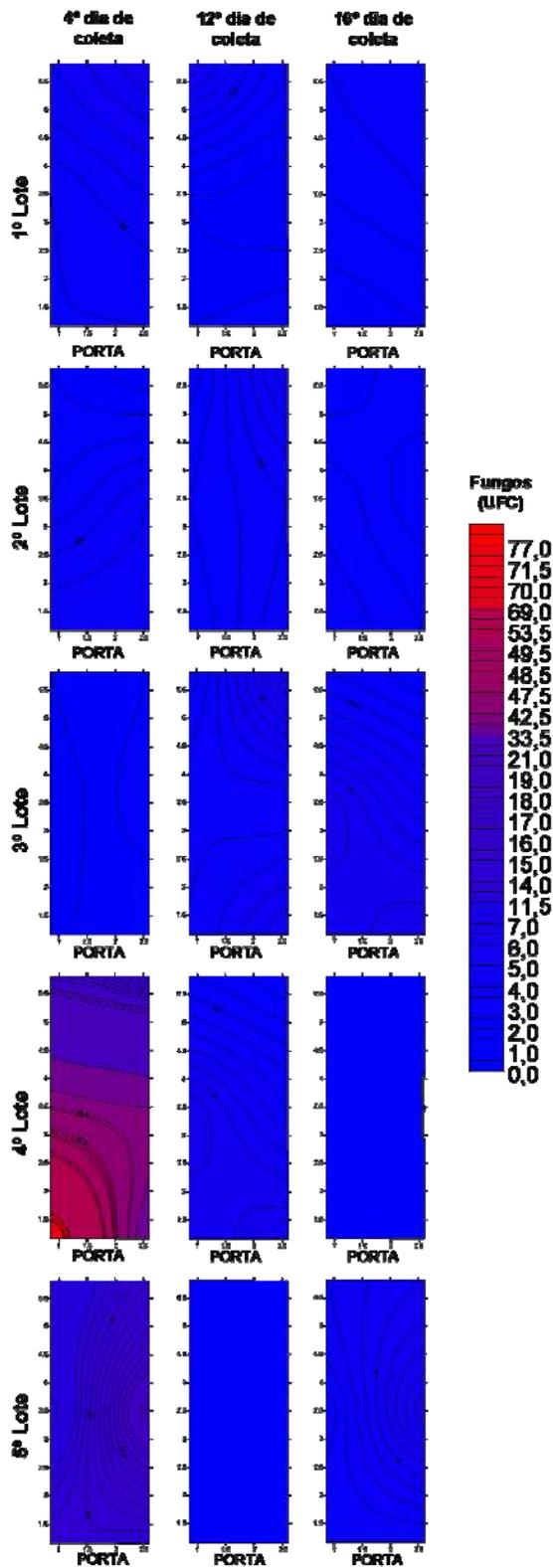


Figura 39. Concentração de fungos no interior da incubadora em cinco lotes de produção.

Tabela 20. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para distribuição de CO₂ por local de coleta, no interior da incubadora.

Local de Coleta	N	Mediana	Ranque médio	Z
Quadrante 1	15	876	49,5	0,16
Quadrante 2	15	876	45,9	0,06
Quadrante 3	15	876	45,2	-0,05
Quadrante 4	15	876	45,2	-0,05
Quadrante 5	15	876	44,8	-0,11
Quadrante 6	15	876	45,4	-0,01
Total	90		45,5	

H = 0,04 DF = 5 P = 1,000
H = 0,04 DF = 5 P = 1,000 (ajustado para empates)

Tabela 21. Dados de ambiência aérea do corredor da sala de incubação.

Variável	Lote	4º dia de incubação	12º dia de incubação	16º dia de incubação
Dióxido de carbono (CO ₂)	1	109,50	109,50	219
	2	219	219	109,50
	3	109,50	109,50	109,50
	4	109,50	109,50	109,50
	5	109,50	109,50	109,50
Unidades formadoras de colônias de fungos (UFC)	1	5,5 ± 0,71	10,0 ± 0,00	13,5 ± 2,12
	2	2,0 ± 2,83	0,5 ± 0,71	9,5 ± 2,12
	3	2,0 ± 0,00	6,5 ± 6,36	2,5 ± 0,71
	4	41,0 ± 4,24	2,5 ± 0,71	0,5 ± 0,71
	5	14,0 ± 0,00	0,0 ± 0,00	48,0 ± 7,07

5.2.1.1 Análise da qualidade do ar na sala de incubação

O gráfico de valores individuais de UFC incidentes na sala de incubação está apontado na Figura 40. Neste gráfico pode ser observada a distribuição de cada valor de UFC obtido para cada setor na sala de incubação. Estão também inseridos os intervalos de confiança (95% de confiança) para as médias, com o objetivo de facilitar a comparação dos níveis de UFC de fungos, em cada setor. Também se podem classificar os níveis de UFC de fungos baseados nos dados da Tabela de Sadler (Tabela 4), representados no gráfico por meio de linhas de referências.

As aplicações do Teste de Kruskal-Wallis têm a função de verificar a diferença da distribuição de UFC de fungos, nos diferentes setores de coleta, porém, neste caso, não há detalhamento da adequação, como apresentado no gráfico de valores individuais.

Em geral, os valores médios de UFC para este local mantiveram-se entre bom e médio, de acordo com os padrões determinados pela Tabela de Sadler (TESSARI et al., 2002), o que indica que este local não apresenta problemas graves à respeito de contaminação fúngica. No entanto, a ocorrência de valores elevados de UFC remete ao gerenciamento do incubatório a realização de processo de desinfecção mais minucioso (LIMA et al., 2001).

O teste não-paramétrico de Kruskal-Wallis (Tabela 22) não mostra diferença entre a distribuição de UFC de fungos na sala de incubação ($p\text{-valor} > 0.05$), entretanto, maior cuidado deve ser aplicado ao corredor, que apresentou valores que o classificam com qualidade abaixo da média. No interior da incubadora, os locais mais críticos foram os quadrantes que estão localizados nas proximidades das portas, principalmente o Quadrante 1.

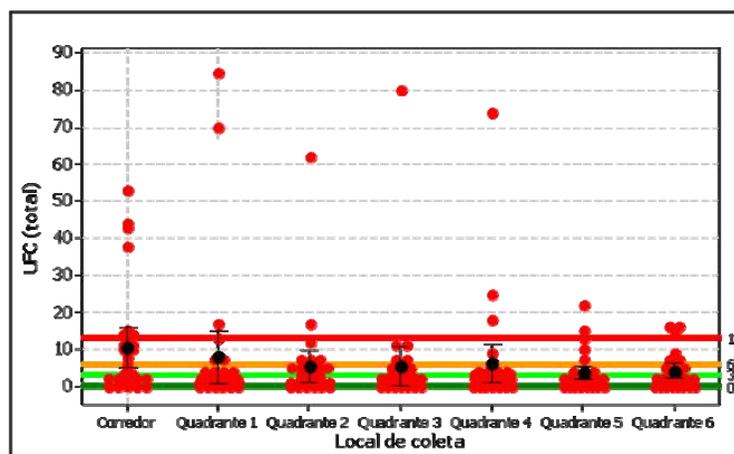


Figura 40. Gráfico de valores de individuais de UFC de fungos na sala de incubação e comparação com os valores preconizados pela Tabela de Sadler, com coeficiente de confiança de 95%.

Tabela 22. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para a distribuição de UFC de fungos amostradas na sala de incubação e interior de incubadora.

Local de Coleta	N	Mediana	Ranque médio	Z
Corredor	30	4,500	130,4	2,43
Quadrante 1	30	2,000	103,1	0,24
Quadrante 2	30	2,500	106,9	0,14
Quadrante 3	30	2,000	98,3	0,70
Quadrante 4	30	2,500	104,8	0,07
Quadrante 5	30	2,000	94,0	1,12
Quadrante 6	30	2,000	101,0	0,44
Total	210		105,5	

H = 6,77 DF = 6 P = 0,342
H = 6,92 DF = 6 P = 0,328 (ajustado para empates)

A identificação de gêneros de fungos se encontra na Tabela 23, por dia de amostragem no interior da incubadora. A espécie em destaque, *Aspergillus fumigatus* é apontada como principal agente micótico na atividade avícola (BACK, 2007). Outros gêneros de fungos relacionados com perdas produtivas no incubatório foram identificados, tal como *Penicillium*, *Paecilomyces* e *Trichoderma* (RICHARD, 1997).

Tabela 23. Identificação de gêneros de fungos em incubadora de estágio múltiplo durante cinco lotes produtivos.

Gêneros de fungos	Lote 1			Lote 2			Lote 3			Lote 4			Lote 5		
	4º DI	12º DI	16º DI	4º DI	12º DI	16º DI	4ºDI	12º DI	16º DI	4ºDI	12º DI	16º DI	4º DI	12º DI	16º DI
<i>Acremonium</i>	0	0	0	0	1	2	1	0	0	0	0	0	31	0	15
<i>Alternaria</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	1	7	1	0	0	0	0
<i>Aspergillus</i>	4	4	2	3	16	2	1	9	1	10	1	1	7	0	12
<i>Cladosporium</i>	16	1	11	1	0	2	2	4	26	357	27	0	39	0	1
<i>Colletotrichum</i>	0	0	0	0	0	0	0	2	0	1	0	1	0	0	0
<i>Fusarium</i>	2	0	1	2	1	5	0	7	1	17	1	0	51	0	3
<i>Geotrichum</i>	0	0	0	0	0	1	1	2	0	6	0	0	0	0	0
<i>Microsporium</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	1	1	1	0	8	0	13
<i>Neurospora</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	0	29	0	0	0	0	0
<i>Oidium</i>	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Paecilomyces</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	3	5	3	0	1	0	1
<i>Penicillium</i>	6	12	1	18	5	3	2	20	3	0	3	0	1	0	5
<i>Trichoderma</i>	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Trichotecium</i>	2	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Verticillium</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	40	0	0
Não identificados	3	1	2	1	1	1	0	0	11	20	11	0	2	0	0
UFC (total)	35	18	19	25	25	17	8	44	47	453	48	2	180	0	50

O gráfico da Figura 41 mostra a distribuição de gêneros de fungos de acordo com o lote coletado. A Figura 42 aponta o gráfico de identificação de fungos de interesse veterinário no interior da incubadora, destacando a presença de *Penicillium*. A concentração de *Aspergillus fumigatus* (UFC>5) foi classificada como perigosa no 12º dia de incubação, no Lote 2, de acordo com BACK, 2007.

A alta incidência de *Penicillium* no interior da incubadora também pode ser considerada um fator de risco porque este gênero é apontado como principal causador de baixa eclodibilidade, de acordo com LIMA et al., 2001.

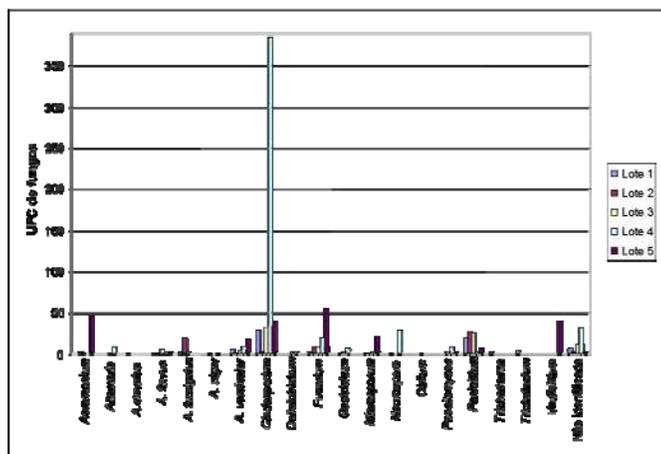


Figura 41. Espécies de *Aspergillus* e demais gêneros de fungos identificados no interior de incubadora de frangos de corte, durante cinco lotes de produção.

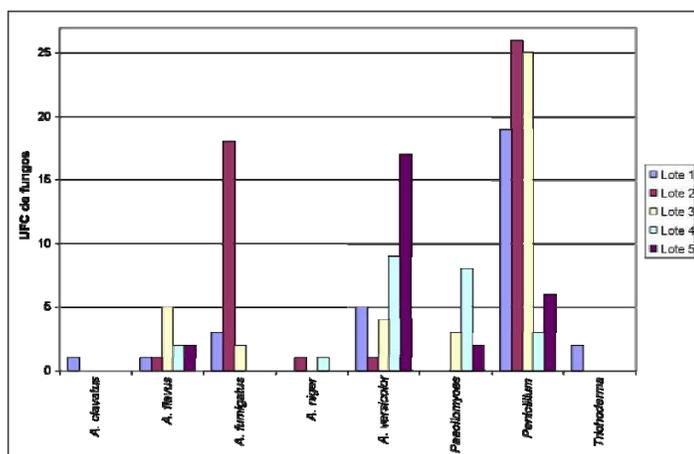


Figura 42. Identificação de fungos de interesse veterinário, no interior da incubadora.

Tabela 24. Identificação de gêneros de fungos na sala de incubação.

Gênero	1			2			3			4			5		
	4° DI	12° DI	16° DI	4° DI	12° DI	16° DI	4° DI	12° DI	16° DI	4° DI	12° DI	16° DI	4° DI	12° DI	16° DI
<i>Acremonium</i>	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	13
<i>Alternaria</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	9	0	0	0	0	0
<i>Aspergillus</i>	5	6	0	2	1	3	2	1	0	1	0	0	6	0	26
<i>Bipolaris</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Cladosporium</i>	4	0	0	0	0	1	0	0	2	43	2	0	0	0	0
<i>Colletotrichum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Crysosporium</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2
<i>Fusarium</i>	1	7	19	0	0	5	0	0	0	7	0	0	0	0	6
<i>Microsporum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	4	0	36
<i>Neurospora</i>	0	0	0	0	0	0	0	11	0	10	0	0	2	0	0
<i>Paecilomyces</i>	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Penicillium</i>	0	4	7	2	0	4	0	1	0	0	0	0	0	0	12
<i>Trichoderma</i>	0	0	1	0	0	4	0								
<i>Trichotecium</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Verticillium</i>	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	16	0	0
Não identificados	1	2	0	0	0	1	0	0	2	10	2	0	0	0	0
UFC (total)	11	20	27	4	1	19	4	13	5	82	5	1	30	0	96

Os dados de identificação de gêneros de fungos, no corredor da sala de incubação, estão na Tabela 24, de acordo com o lote de coleta e dia de coleta (DI – dia de incubação).

Houve, também neste local, incidência de gêneros de fungos apontados como preocupantes para a atividade, o que sugere que o ar que entra nesta sala deve receber melhor tratamento, bem como os aspectos relacionados à limpeza da sala devem ser reforçados. Além disso, sugere-se ainda que haja melhor controle da umidade relativa, que neste local apresentou-se acima do que é preconizado pela literatura, podendo atuar como agente colaborador à contaminação por fungos, no corredor da sala de incubação. A Figura 43 mostra o gráfico de distribuição de gêneros, de acordo com lote neste local.

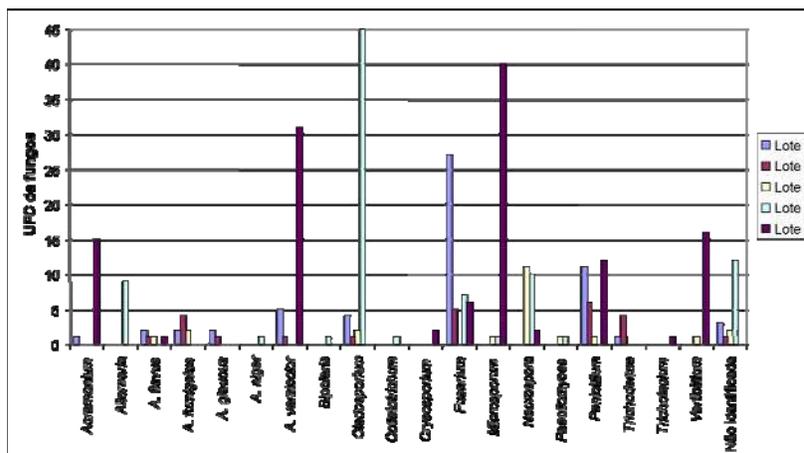


Figura 43. Distribuição espécies de *Aspergillus* e demais gêneros de fungos identificados no corredor da sala de incubação.

A Figura 44 aponta os gêneros de fungos que tem interesse médico veterinário, destacando a incidência de *Aspergillus versicolor*. De acordo com a classificação do ambiente sugerida por BACK (2007) para salas consideradas limpas no incubatório, este local pode apresentar de 0 a 2 UFC de *Aspergillus fumigatus*, para que o nível de contaminação seja considerado tolerável.

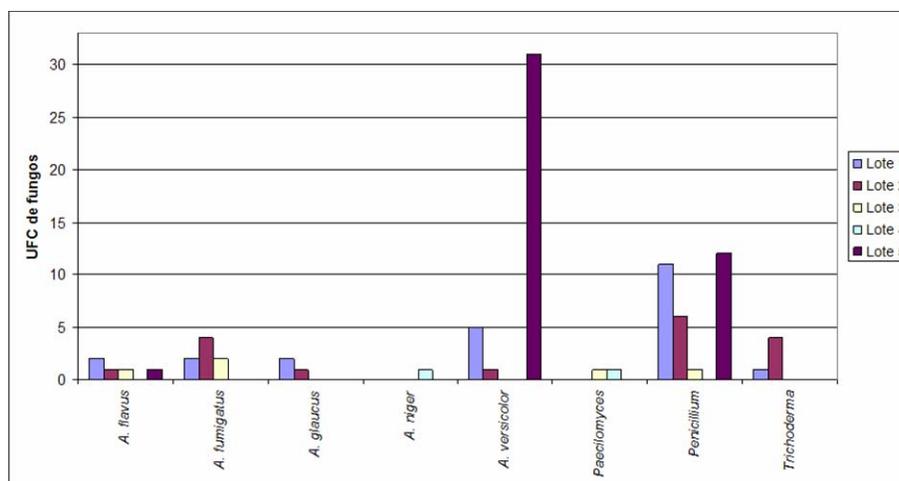


Figura 44. Identificação de gêneros de fungos e espécies de *Aspergillus* de interesse veterinário no corredor da sala de incubação.

5.2.2 Sala de nascedouro

Os dados de ambiência aérea, relacionados à concentração de dióxido de carbono (CO_2) e incidência de fungos (contagem de UFC), são mostrados na Figura 45.

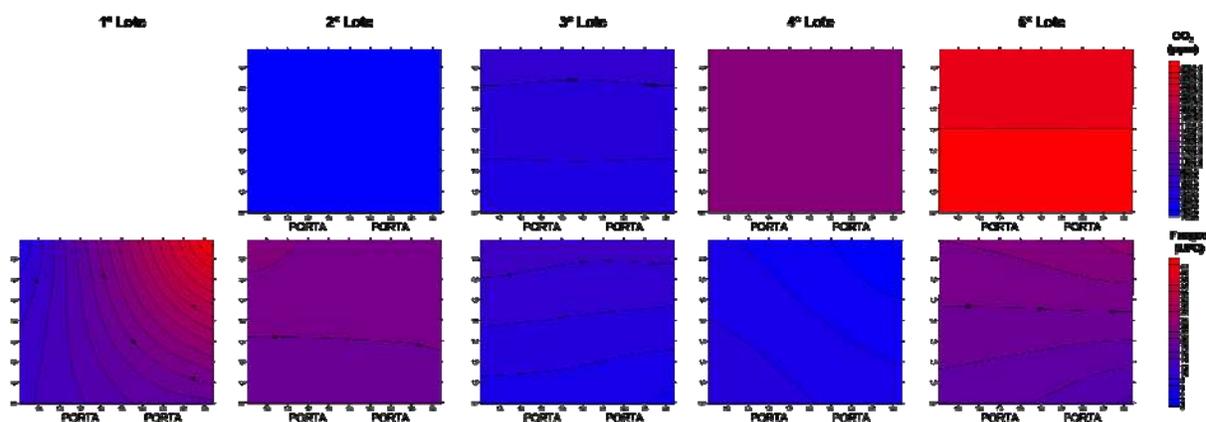


Figura 45. Dados de ambiência aérea no nascedouro.

A Tabela 25 aponta os dados de ambiência aérea para o corredor da sala de nascedouros. A Tabela 26 mostra os resultados do teste de Kruskal-Wallis, para a homogeneidade de CO_2 no interior do nascedouro. Não foi encontrada diferença entre a distribuição deste gás nos diferentes quadrantes, no entanto, há tendência no Quadrante 1, de ocorrência de menores valores para esta variável.

Os valores para concentração de dióxido de carbono na sala de nascedouros e interior do nascedouro, embora maiores do que na sala de incubação, não são considerados alarmantes para a produção. A concentração de CO₂ manteve-se abaixo de 0,2%, valor ideal para manutenção de uma boa eclodibilidade. O nível de tolerância das aves para este gás é 0,75% no momento da eclosão dos ovos (MAULDIN, s/d).

A Tabela 27 aponta os resultados do teste de Kruskal-Wallis para a homogeneidade de CO₂, entre os lotes amostrados no corredor da sala de nascedouros.

Tabela 25. Dados de ambiência aérea do corredor da sala de nascedouros.

Lote	CO ₂ (ppm)**	Unidades formadoras de colônias de fungos (UFC)
1	--	11,5±0,71
2	219	1,0±1,41
3	219	0,5±0,71
4	219	8,0±0,00
5	711,75	10,5±0,71

** Valores corrigidos de concentração de CO₂.

Tabela 26. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para a distribuição de CO₂ no nascedouro.

Local de Coleta	N	Mediana	Ranque médio	Z
Quadrante 1	4	574,9	7,1	-0,67
Quadrante 2	4	985,5	8,9	0,18
Quadrante 3	4	1095,0	9,1	0,30
Quadrante 4	4	1095,0	8,9	0,18
Total	16		8,5	

H = 0,45 DF = 3 P = 0,929
H = 0,47 DF = 3 P = 0,926 (ajustado para empates)

Tabela 27. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para a distribuição de CO₂ na sala de nascedouros.

Local de Coleta	N	Mediana	Ranque médio	Z
Quadrante 1	1	219,0	2	-0,45
Quadrante 2	1	219,0	2	-0,45
Quadrante 3	1	219,0	2	-0,45
Quadrante 4	1	711,8	4	1,34
Total	4		2,5	

H = 1,80 DF = 3 P = 0,615
H = 3,00 DF = 3 P = 0,392 (ajustado para empates)

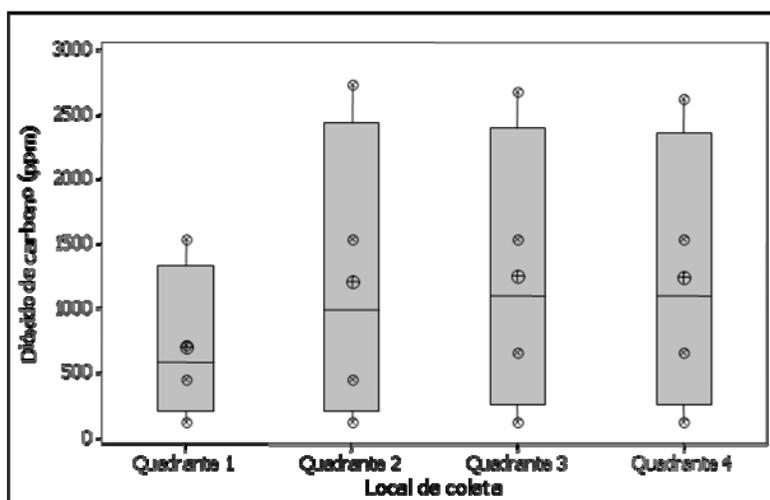


Figura 46. Gráfico “box-plot” da distribuição de dióxido de carbono (ppm) no interior do nascedouro.

5.2.2.1 Análise da qualidade do ar na sala de nascedouros

De acordo com o teste de Kruskal-Wallis (Tabela 28), não houve diferença entre a distribuição de fungos na sala de nascedouros ($p\text{-valor} > 0,05$); entretanto, os valores de médias de UFC encontradas no interior dos nascedouros são preocupantes à obtenção de boa produtividade, o que reforça o cuidado sanitário nesta área do incubatório.

Tabela 28. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para a distribuição de UFC de fungos na sala de nascedouros.

Local de Coleta	N	Mediana	Ranque médio	Z
Corredor	10	8,000	15,3	2,49
Quadrante 1	10	13,500	25,8	0,07
Quadrante 2	10	11,500	25,9	0,10
Quadrante 3	10	20,000	32,8	1,77
Quadrante 4	10	11,500	27,8	0,55
Total	50		25,5	

H = 7,70 DF = 4 P = 0,103
H = 7,72 DF = 4 P = 0,102 (ajustado para empates)

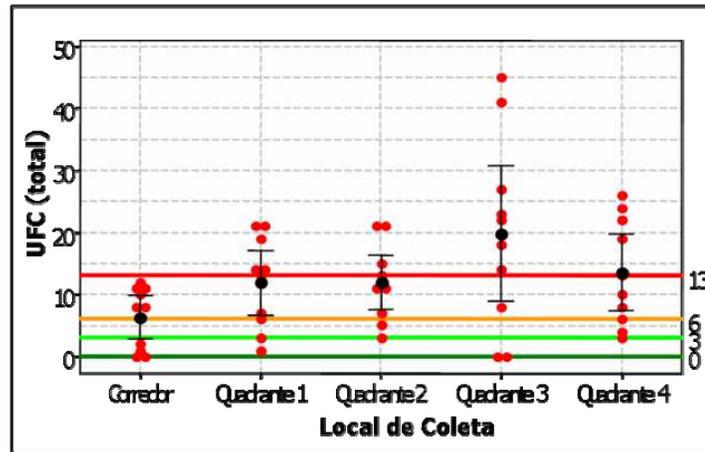


Figura 47. Gráfico de valores individuais de UFC de fungos na sala de nascedouros e comparação com os valores preconizados pela Tabela de Sadler, com intervalo de confiança de 95%.

A Figura 47 apresenta o gráfico de valores individuais de UFC de fungos. A sala de nascedouros mostrou valores altos de UFC e pode ser classificada como muito ruim ou péssima para a produção, quando se leva em consideração os parâmetros preconizados pela Tabela de Sadler (TESSARI et al., 2002). Esta alta incidência de fungos no nascedouro pode servir como indicador de contaminação dos pintinhos no nascedouro e, conseqüentemente, apresentem desempenho baixo no campo. Um momento crítico da eclosão é a bicagem dos ovos e, se a houver contaminação da câmara de ar, a saúde da ave fica comprometida porque esta exposição induz o desenvolvimento de doenças como a aspergilose.

Os dados relacionados à identificação de fungos no interior do nascedouro são apontados na Tabela 29, onde estão destacados as principais espécies de *Aspergillus* e demais gêneros considerados preocupantes na atividade de incubação (BACK, 2007).

Tabela 29. Identificação de gêneros de fungos no interior de nascedouro durante cinco lotes produtivos.

Lote	Local	<i>Acremonium</i>	<i>Aspergillus</i>	<i>Bipolaris</i>	<i>Cladosporium</i>	<i>Fusarium</i>	<i>Paecilomyces</i>	<i>Penicillium</i>	<i>Trichoderma</i>	Não identificados
1	Quadrante 1	9	0	0	0	12	0	13	0	1
	Quadrante 2	0	1	0	3	12	0	1	1	5
	Quadrante 3	0	0	0	0	81	0	5	0	0
	Quadrante 4	0	2	0	0	8	0	3	0	0
2	Quadrante 1	0	68	0	0	0	0	6	0	0
	Quadrante 2	0	29	0	0	0	0	7	0	0
	Quadrante 3	0	30	0	0	0	0	10	0	0
	Quadrante 4	0	42	0	0	0	0	4	0	0
3	Quadrante 1	0	12	0	0	0	0	0	0	0
	Quadrante 2	0	18	0	0	0	0	0	0	0
	Quadrante 3	0	40	0	0	0	0	0	0	0
	Quadrante 4	0	45	0	0	0	0	0	0	0
4	Quadrante 1	0	7	0	0	5	0	1	0	0
	Quadrante 2	0	22	0	0	3	0	0	0	1
	Quadrante 3	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Quadrante 4	0	3	1	1	5	0	0	0	1
5	Quadrante 1	6	36	0	0	0	0	0	0	0
	Quadrante 2	5	40	0	0	0	1	2	0	1
	Quadrante 3	4	80	0	0	0	0	1	0	0
	Quadrante 4	2	72	0	0	0	0	2	0	1
Total		26	348	1	4	126	1	55	1	10

A Figura 48 aponta a distribuição de gêneros de fungos de importância médico-veterinária, amostrados no interior do nascedouro durante os diferentes lotes monitorados. Os dados mostram que, na maioria das amostragens realizadas, houve predominante incidência de *A. fumigatus*, o que representa risco para boa eclodibilidade por apresentar valores de UFC maiores que 20 UFC. Estes gêneros conseguem se desenvolver muito bem, nas condições oferecidas neste local, devido à abundância de material orgânico (GUSTIN, 2003b).

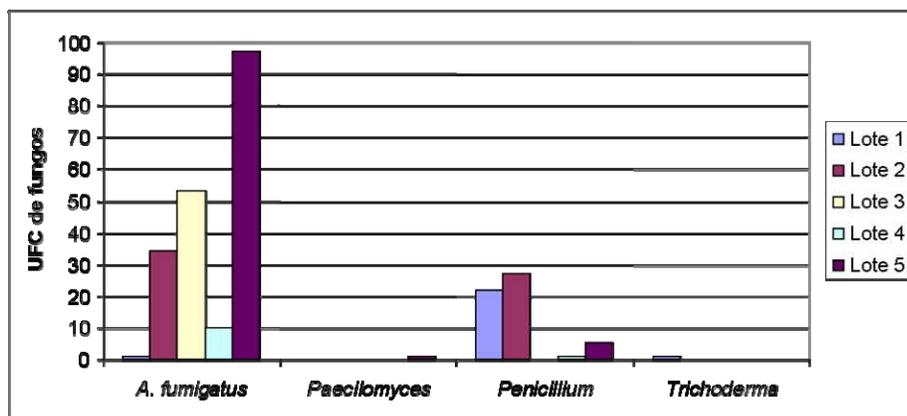


Figura 48. Distribuição de gêneros de fungos e espécies de *Aspergillus* de interesse médico-veterinário nos diferentes quadrantes do interior do nascedouro, durante todos os lotes monitorados.

A contaminação do nascedouro, por fungos do gênero *Aspergillus*, foi a causa de alto índice de mortalidade em pintinhos entre o primeiro e terceiro dias de idade (BARNES e GROSS, 1997). Fungos do gênero *Aspergillus*, durante o processo de incubação, podem infectar pintinhos recém-eclodidos no nascedouro e levar a quadro de problemas pulmonares e comprometimento do sistema respiratório, perdas de desempenho durante o crescimento e, eventualmente, perdas de lotes inteiros, acarretando perdas econômicas enormes para a atividade avícola (BRAEM, 1988; CERVANTES, 1995).

A Tabela 30 aponta os gêneros de fungos que foram amostrados na sala de nascedouros, destacando os fungos de importância médico-veterinária (RICHARD, 1997).

Verifica-se que a incidência de *Aspergillus fumigatus* foi maior no último lote amostrado, sendo considerado, entretanto, um nível de contaminação tolerável para a sala de

nascedouro. Os demais não apresentaram problemas quanto aos aspectos sanitários, considerando a severidade da espécie de fungo para a atividade.

Tabela 30. Gênero de fungos no corredor da sala de nascedouros em cinco lotes de produção.

Gênero	Lote 1	Lote 2	Lote 3	Lote 4	Lote 5	Total (gênero)
<i>Acremonium</i>	0	0	0	0	7	7
<i>Aspergillus</i>	3	1	1	2	11	18
<i>Cladosporium</i>	9	0	0	0	0	9
<i>Fusarium</i>	3	0	0	10	0	13
<i>Paecilomyces</i>	0	0	0	0	2	2
<i>Penicillium</i>	8	0	0	2	1	11
<i>Trichoderma</i>	0	0	0	2	0	2
Não identificados	0	1	0	0	0	1
UFC (total)	23	2	1	16	21	63

5.2.3 Sala de vacinação

Os dados de concentração de dióxido de carbono (CO₂) e de concentração de UFC de fungos na sala de vacinação, são mostrados na Figura 49.

A análise da qualidade do ar, quanto à incidência de unidades formadoras de fungos na sala de vacinação, está apontada no item 5.2.3.1. Não foi verificada diferença na distribuição de CO₂ entre os quadrantes da sala de vacinação, como aponta o teste de Kruskal-Wallis da Tabela 31 (p-valor>0,05).

Tabela 31. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para a distribuição de CO₂ (ppm), na sala de nascedouros.

Local de Coleta	N	Mediana	Ranque médio	Z
Quadrante 1	8	219,0	15,0	-0,52
Quadrante 2	8	219,0	15,0	-0,52
Quadrante 3	8	219,0	17,3	0,26
Quadrante 4	8	246,4	18,8	0,78
Total	32		16,5	

H = 0,92 DF = 3 P = 0,820
H = 1,07 DF = 3 P = 0,785 (ajustado para empates)

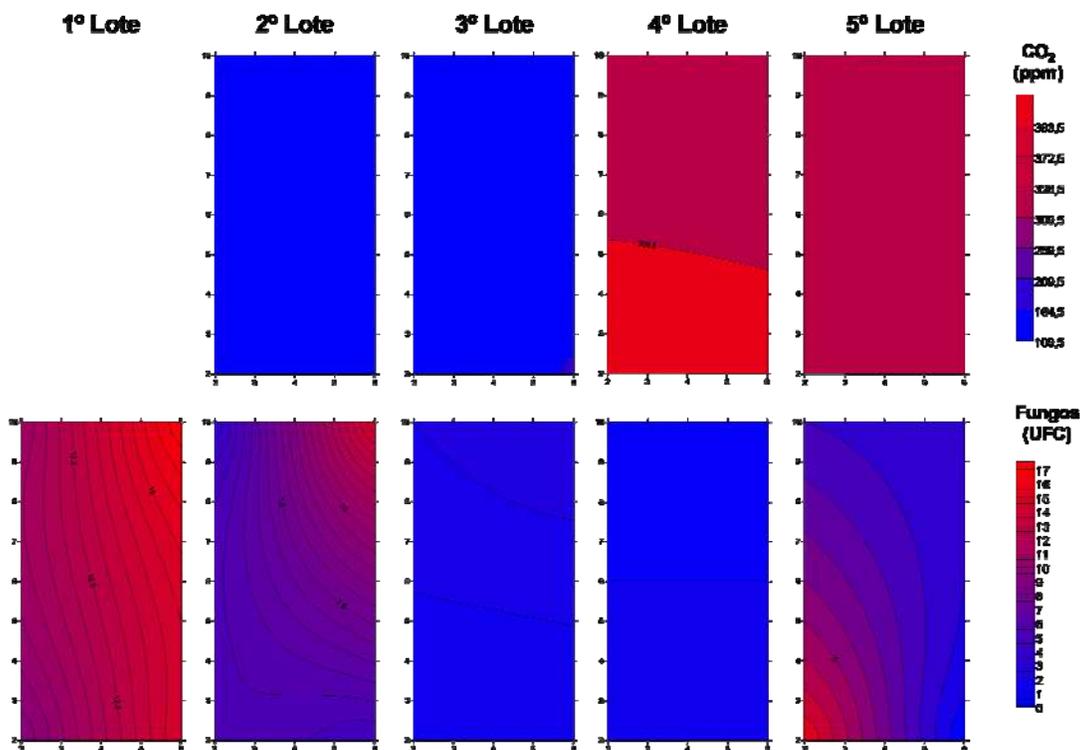


Figura 49. Dados de ambiência aérea da sala de vacinação nos lotes estudados.

5.2.3.1 Análise da qualidade do ar na sala de vacinação

Não foi verificada, pelo teste de Kruskal-Wallis, utilizando-se os dados da Figura 49, diferença entre a distribuição de fungos nos quadrantes avaliados na sala de vacinação (Tabela 32). Porém, quando se compara os valores médios de UFC de fungos com os dados preconizados pela Tabela de Sadler, este local deve ser classificado como “médio” com exceção do Quadrante 2, que deve ser classificado como “abaixo da média”, por apresentar valores de UFC maiores que 13 (Figura 50) (TESSARI et al., 2002).

Tabela 32. Resultado do teste de Kruskal-Wallis para a distribuição de UFC de fungos, na sala de nascedouros.

Local de Coleta	N	Mediana	Ranque médio	Z
Quadrante 1	10	3,000	19,1	0,42
Quadrante 2	10	3,000	23,3	0,86
Quadrante 3	10	5,000	21,9	0,44
Quadrante 4	10	1,500	17,7	0,87
Total	40		20,5	

H = 1,40 DF = 3 P = 0,705
H = 1,44 DF = 3 P = 0,697 (ajustado para empates)

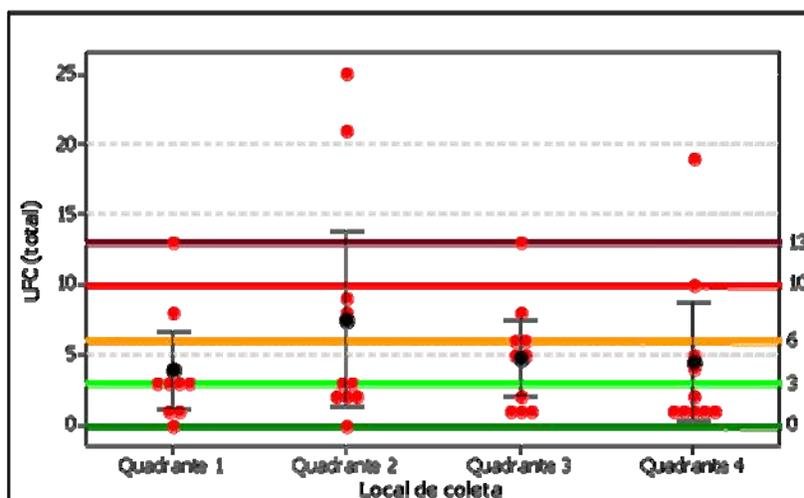


Figura 50. Gráfico de valores individuais de UFC de fungos na sala de vacinação e comparação com os valores preconizados pela Tabela de Sadler, com intervalo de confiança de 95%.

Os dados de identificação de fungos coletados na sala de vacinação estão quantificados na Tabela 33, com destaque para os fungos considerados alarmantes para a produção, de acordo com local de amostragem ou quadrante (Q).

Tabela 33. Quantificação de gêneros de fungos na sala de vacinação de incubatório comercial, em cinco lotes de produção.

Local de coleta	Lote 1				Lote 2				Lote 3				Lote 4				Lote 5				Total (Gênero)
	Q1	Q2	Q3	Q4	Q1	Q2	Q3	Q4	Q1	Q2	Q3	Q4	Q1	Q2	Q3	Q4	Q1	Q2	Q3	Q4	
<i>Acromonium</i>	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1	3	1	9
<i>Aspergillus</i>	5	5	4	4	3	27	11	7	3	5	1	2	0	0	0	0	2	0	1	1	81
<i>Arthrotrrys</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	2
<i>Bipolaris</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	2
<i>Cladosporium</i>	8	1	1	12	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	2	2	2	2	0	0	31
<i>Fusarium</i>	2	0	0	4	0	2	0	2	0	10											
<i>Microsporium</i>	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Neurospora</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1
<i>Oidium</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1
<i>Paecilomyces</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	1	5
<i>Penicillium</i>	2	24	2	9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	39
<i>Rhizopus</i>	0	0	6	0	3	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	10
<i>Trichoderma</i>	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Trichotecium</i>	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	2
Não identificados	4	0	4	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	2	0	12
UFC (total)	21	34	18	29	7	29	11	9	4	5	2	2	1	2	3	2	6	5	14	3	207

O gráfico da Figura 51 mostra a distribuição dos gêneros identificados na sala de vacinação. Este gráfico aponta a incidência de gêneros que trazem perdas à atividade avícola, com destaque ao *Aspergillus fumigatus*, que apresentou alta incidência no segundo lote produtivo, principalmente. *Penicillium* aparece com destaque no primeiro lote produtivo, onde o número de UFC de fungos foi alto em todos os quadrantes analisados.

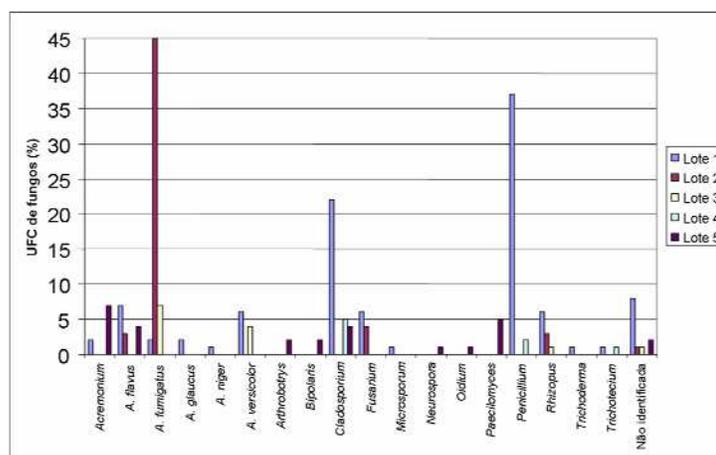


Figura 51. Identificação de espécies de *Aspergillus* e demais gêneros de fungos (%) na sala de vacinação.

A exposição das aves a estes gêneros de fungos pode comprometer seu desempenho no campo pois, ao estarem expostos aos esporos podem, desenvolver comprometimento do trato respiratório, quadros, estes, irreversíveis o que vem trazer conseqüências negativas ao desempenho no campo, tal como a aspergilose.

Além disso, esporos de fungos dispersos no ar da sala de vacinação podem ser indicadores de contaminação das máquinas de vacinação, que podem causar infecções, promovendo mortalidade e queda de desempenho das aves, devido à contaminação do líquido vacinal (TESSARI et al., 2002).

5.3 *Ambiência acústica*

5.3.1 Sala de vacinação

Os dados de ambiência acústica não foram coletados no primeiro lote porque o equipamento encontrava-se em calibração. Os dados de ruído para os demais lotes foram coletados e se encontram no gráfico da Figura 52, que mostra o nível de ruído (dB) encontrado na sala de vacinação, assim como a comparação destes dados com o que é preconizado pela Norma Regulamentadora – NR-15 (1978).

O gráfico da Figura 53 indica que, os locais amostrados mantiveram-se no limiar do que é recomendado pela Norma Regulamentadora, enquanto alguns locais (Quadrante 3 e Quadrante 4) ultrapassaram os valores recomendados de níveis de ruído para uma exposição de oito horas diárias, sugerindo-se o uso de protetor auricular para evitar ocorrência de problemas auditivos, decorrentes da atividade realizada em incubatório (GUSTAFSSON, 1997; NÄÄS, 2001)

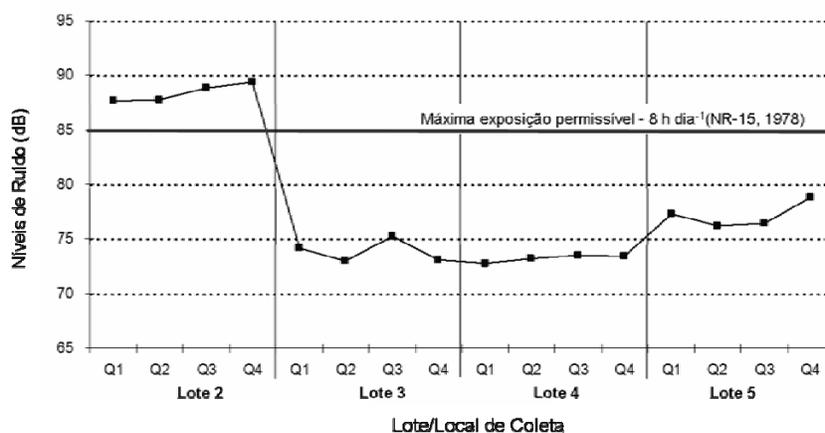


Figura 52. Nível de ruído (dB) amostrado na sala de vacinação, durante quatro lotes produtivos e comparação com a Norma Regulamentadora (NR-15, 1978).

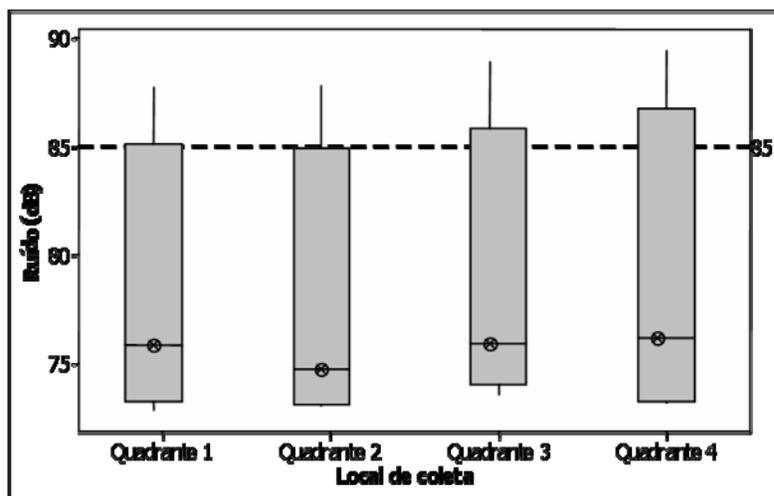


Figura 53. Gráfico “box-plot” da distribuição do nível de ruído (dB) nos locais amostrados na sala de vacinação.

5.4 Índices zootécnicos

Os dados sobre os índices zootécnicos das linhagens de matrizes pesadas monitoradas, com 36 semanas de idade, para correlação do ambiente de incubação com a produção, são mostrados na Tabela 34, onde estão apontados: a quantidade de ovos incubados, o número de ovos eclodidos e, destes, o número de pintinhos de primeira qualidade, de segunda qualidade e quantidade de pintinhos mortos (refugagem).

Para avaliação dos aspectos físicos do pintinho, devem-se coletar dados de peso (deve estar na faixa de 38 a 45 g), apresentar respostas aos estímulos externos, ser uniforme e compatível com a linhagem e idade do lote da matriz, ter abdômen firme e umbigo bem cicatrizado (GONZALES e CAFÉ, 2003). De acordo com estes autores, avaliam-se também defeitos físicos (pernas, tarsos, dedos e olhos), aparência da cloaca e estado de hidratação.

A Tabela 35 mostra os dados de quebra dos ovos do terceiro ao quinto lotes monitorados.

Tabela 34. Índices zootécnicos dos lotes estudados.

Lote	Parâmetro	Cobb®		Avian®	
		Quantidade	%	Quantidade	%
1	Ovos incubados	30.104	-	*	*
	Peso médio dos ovos incubados (g)	69.8		*	*
	Eclosão	27.405	91	*	*
	Mortos/Refugo	309	1,02	*	*
	Pintos Primeira Qualidade	27.000	86,7	*	*
	Pintos Segunda Qualidade	96	0,3	*	*
2	Ovos incubados	20.737	-	*	*
	Peso médio dos ovos incubados (g)	70.3		*	*
	Eclosão	17.498	84,4	*	*
	Mortos/Refugo	212	1.02	*	*
	Pintos Primeira Qualidade	17.100	82,5	*	*
	Pintos Segunda Qualidade	186	0.90	*	*
3	Ovos incubados	7.680	-	13.056	-
	Peso médio dos ovos incubados (g)	69.5	-	70.0	
	Eclosão	6.579	85,7	10.589	81,1
	Mortos/Refugo	131	1,71	160	1,23
	Pintos Primeira Qualidade	6.400	83,3	10.400	79,66
	Pintos Segunda Qualidade	48	0,63	29	0,22
4	Ovos incubados	6.228	-	13.140	-
	Peso médio dos ovos incubados (g)	70.1		69.3	
	Eclosão	4.694	75,4	9.239	70,31
	Mortos/Refugo	233	3,74	171	1,3
	Pintos Primeira Qualidade	4.300	69	8.900	67,73
	Pintos Segunda Qualidade	161	2,59	168	1,28
5	Ovos incubados	13.824	-	6.912	-
	Peso médio dos ovos incubados (g)	69.0		69.7	
	Eclosão	11.833	85,6	5.457	78,95
	Mortos/Refugo	259	1,87	181	2,62
	Pintos Primeira Qualidade	11.500	83,2	5.200	75,23
	Pintos Segunda Qualidade	74	0,54	76	1,1

Tabela 35. Dados da quebra de ovos realizada em três lotes monitorados.

Linhagem	Lote 3		Lote 4		Lote 5	
	Cobb	Avian	Cobb	Avian	Cobb	Avian
Ovos inférteis	18	30	65	71	25	23
Mortalidade de 0 / 7 dias	22	25	41	32	19	15
Mortalidade de 8 /14 dias	1	3	0	8	5	3
Mortalidade de 15 /18 dias	6	8	12	6	7	7
Mortalidade de 19/21 dias	3	5	9	5	6	9
Bicados vivos	5	12	4	4	1	2
Bicados mortos	3	2	3	6		2
Ovos trincados	2	0	7	6	1	3
Ovos podres	1	0	1	2	1	2
Ovos contaminados	0	0	2	3	2	2
Caixa craniana aberta	0	0	0	2	0	0
Anormal	1	0	0	3	0	0
Má posição	1	3	2	4	2	3
Pernas	0	0	1	0	0	0
Olho/Bico	0	1	0	0	0	0
Vísceras	0	0	2	0	0	2
Nanismo	0	0	0	1	0	0

5.4.1.1 *Correlação das variáveis ambientais com os índices zootécnicos - COBB®*

De acordo com o gráfico de análise de componentes principais (Figura 54), puderam-se classificar as variáveis que estão associadas positivamente e negativamente ao número de ovos eclodidos (“Eclodidos”) e à qualidade do produto final (“Pintos de primeira”), principais variáveis de produção no incubatório.

As variáveis que refletem os índices produtivos estão praticamente em posição horizontal, paralelo ao eixo da primeira componente, isto é, esta componente resume a produtividade. Desse modo, a primeira componente poderia ser nomeada de índice de perdas produtivas pois, quando existem grandes magnitudes das projeções de vetores, no sentido positivo desta componente, obtêm-se índices ruins de produtividade (pintos de segunda, mortalidade e refugos) e, quando os índices são bons (pintos de primeira), as magnitudes dos vetores se projetam no sentido negativo.

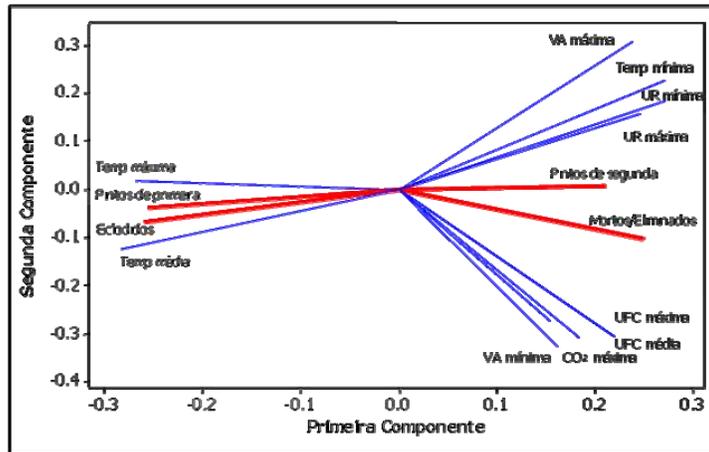


Figura 54. Gráfico de componentes principais para correlação dos parâmetros ambientais na incubação e dados produtivos correspondentes à linhagem COBB®.

As variáveis ambientais podem ser divididas em três grupos distintos:

1. O primeiro grupo, que se relaciona positivamente com a produtividade (eclosão e pintos de primeira), representada basicamente pela temperatura no interior das máquinas de incubação e nascedouro. Com esta classificação, constatou-se que as variáveis “temperatura máxima” e “temperatura média” possuem forte relação direta com as variáveis que refletem o desempenho favorável na produção. Ou seja, quanto mais alta a temperatura, maior e melhor a produtividade.

O fato da produtividade estar crescendo e melhorando com o aumento da temperatura máxima, sugere que a temperatura ideal, que maximiza a produtividade (tanto em qualidade como em quantidade) seria mais elevada do que aquela que se utiliza como referência atualmente. Isto é, as evidências sugerem um aumento na temperatura de referência do termostato, desde que haja um controle na variabilidade da temperatura.

2. O segundo grupo, que de maneira geral associa-se negativamente aos pintos de primeira e pintos eclodidos e, portanto, a uma boa eclodibilidade. Este grupo corresponde às variáveis de umidade relativa e velocidade do ar, associando-se positivamente ao aumento dos pintos de segunda.

3. O terceiro grupo, que é compreendido pela concentração do dióxido de carbono (CO₂) e pela incidência de fungos, principalmente, está associado positivamente à mortalidade e refugos.

5.4.1.2 *Correlação das análises de quebra de ovo com o ambiente de incubação - COBB®*

O gráfico de componentes principais é apresentado na Figura 55. Neste caso, verifica-se que a “velocidade do ar máxima” e “velocidade do ar média” possuem forte correlação positiva com a incidência de pintos bicados/vivos e bicados/mortos. Ou seja, como o aumento da velocidade do ar na incubação, maior vai ser a incidência de embriões bicados/mortos e bicados/vivos.

Entretanto, verifica-se que o aumento da velocidade mínima do ar e da média da umidade relativa estão relacionadas à diminuição da ocorrência de embriões bicados/mortos. O aumento da concentração de dióxido de carbono está fortemente associado à diminuição da incidência de bicados/vivos, o que indica que a concentração de CO₂ manteve-se baixa, provavelmente devido à alta taxa de renovação do ar no equipamento, indicado pelos valores de temperatura do ar (Figura 18).

A incidência de embriões com vísceras expostas e mal-formação das pernas teve forte relação positiva com o aumento da temperatura mínima e forte relação negativa com o aumento da temperatura máxima de incubação.

Com a diminuição da temperatura máxima e o aumento da temperatura mínima, ocorre maior incidência de embriões com vísceras expostas e mal-formação nas pernas, isto implica que a diminuição da amplitude térmica tende a provocar aumento da ocorrência dessas anormalidades, provavelmente por esta amplitude reduzida de dados de temperatura ter uma alocação em níveis inferiores da temperatura desejada para ótima incubação, como constatado no gráfico de capacidade do processo desta variável, tanto no interior da incubadora, quanto no interior do nascedouro.

Isto deixa claro que, no interior das máquinas de incubação, as temperaturas encontradas foram consideradas baixas, de acordo com os dados recomendados pela literatura, neste caso, devido à alta taxa de renovação de ar, afetando, deste modo, o desenvolvimento embrionário desta linhagem, acarretando o aparecimento de anormalidades (BOLELI, 2003).

Quanto à incidência de fungos, verificou-se a existência de associação positiva entre esta variável e a má posição do embrião, sugerindo que o número de UFC de fungos é a causa direta ou indireta desse tipo de anormalidade e queda na eficiência produtiva.

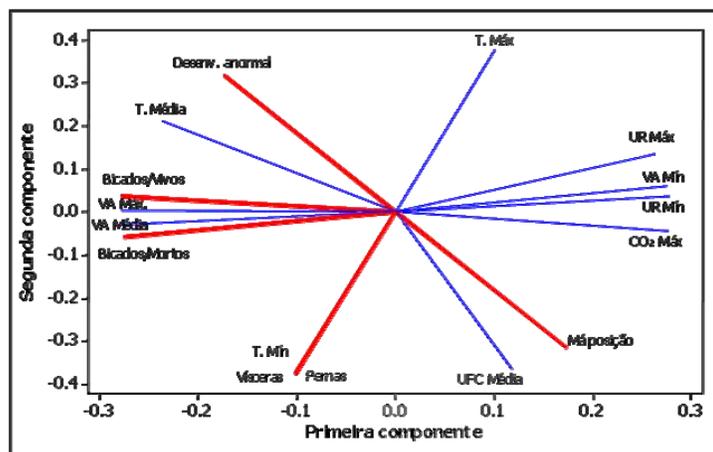


Figura 55. Correlação dos resultados da quebra de ovos com o ambiente de incubação correspondentes à linhagem COBB®.

O gráfico de componentes principais da Figura 56 aponta a correlação do ambiente de incubação, durante a primeira etapa deste processo, com a mortalidade embrionária.

Foi verificada forte associação da mortalidade embrionária de 0 a 7 dias de incubação com a contaminação por fungos. O aumento de UFC de fungos representa aumento da mortalidade embrionária neste período. Dentre os gêneros identificados na incubadora destaca-se *Penicillium* (Figura 42), gênero responsável por mortalidade embrionária e baixa eclodibilidade (LIMA et al., 2001). Além disso, verificou-se para este período, associação negativa com a temperatura máxima, indicando novamente que a temperatura de incubação deve ser elevada.

A mortalidade embrionária, de 8 e 14 dias de incubação, apresentou associação positiva com a umidade relativa e com a concentração de dióxido de carbono, indicando que, com o aumento dessas variáveis, nesta fase de incubação, pode ocorrer mortalidade. Também foi verificada correlação negativa dos valores médios da velocidade do ar com a mortalidade, nesta etapa de incubação, ou seja, a diminuição da velocidade do ar sugere que haverá maior ocorrência de mortalidade embrionária, entre 8-14 dias de incubação.

A ocorrência da mortalidade embrionária entre 15 e 18 dias de incubação está positivamente associada à incidência de fungos e negativamente associada à temperatura. Estes resultados sugerem que a temperatura deve ser aumentada, bem como os padrões sanitários da máquina de incubação precisam ser melhorados, uma vez que os dados, quando

comparados com os padrões de Sadler, apontam que este local apresenta classificação mediana quanto à qualidade sanitária e abaixo da média, quando se leva em consideração o corredor da sala de incubação.

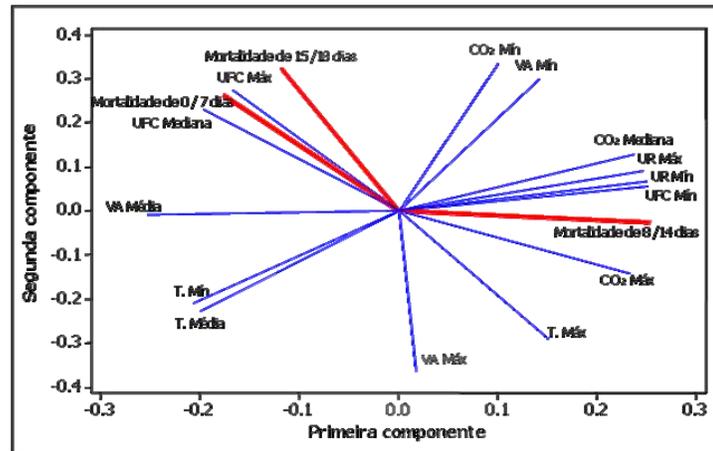


Figura 56. Correlação do ambiente de incubação na fase de incubadora e mortalidade embrionária correspondentes à linhagem COBB®.

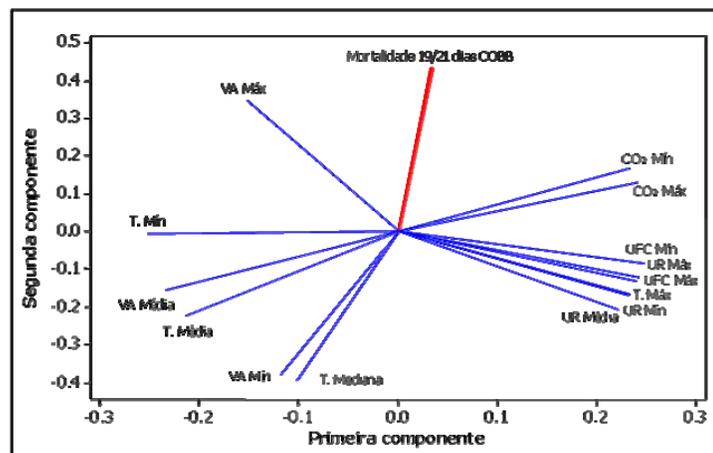


Figura 57. Correlação do ambiente na fase de nascedouro com mortalidade embrionária correspondentes à linhagem COBB®.

A correlação dos dados ambientais com a mortalidade desta linhagem no nascedouro está apontada no gráfico de componentes principais da Figura 57. Neste caso, a mortalidade embrionária apresentou relação negativa com a mediana da temperatura e com a mínima

velocidade do ar, sugerindo que a temperatura deve ser aumentada, visando melhoria nos índices de produção.

5.4.1.3 Correlação das variáveis ambientais com os índices zootécnicos - AVIAN[®]

O gráfico de componentes principais é apresentado na Figura 58. Neste caso, a segunda componente é a que possui mais informações sobre as variáveis de produção. Entretanto, pôde-se verificar que, assim como para a linhagem COBB[®], a temperatura foi apontada como variável fundamental para a obtenção de bons índices produtivos e poderia ser ligeiramente aumentada e estabilizada, para oferecimento de melhores condições de incubação ao embrião.

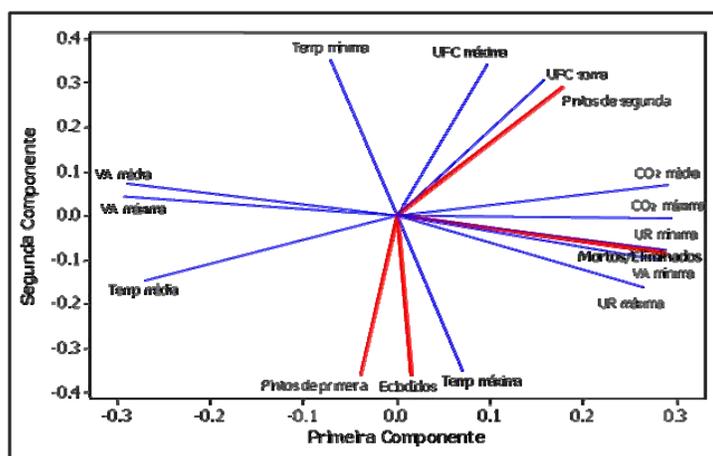


Figura 58. Gráfico de componentes principais para correlação dos parâmetros ambientais na incubação e dados produtivos correspondentes à linhagem AVIAN[®].

Com respeito à incidência de pintinhos de segunda qualidade, esta tende a aumentar com o aumento de UFC de fungos. Sendo, portanto, o número de UFC de fungos forte indicador ambiental relacionado à diminuição da qualidade do pintinho, podendo-se estabelecer relação negativa desta variável com a qualidade do pintinho e eclodibilidade.

Quanto à mortalidade embrionária e refugagem, encontrou-se forte associação positiva com o aumento da umidade relativa, bem como aumento da concentração de dióxido

de carbono. O aumento da velocidade do ar e da temperatura associou-se à redução de mortalidade.

5.4.1.4 *Correlação das análises de quebra de ovo com o ambiente de incubação - AVIAN[®]*

De acordo com gráfico de componentes principais apresentado na Figura 59, verifica-se que há também, para esta linhagem, associação muito forte do aumento da temperatura mínima com o aumento da incidência de anormalidades apresentadas por aves recém eclodidas, tais como incidência de caixa craniana aberta e má posição do embrião. Sugere-se, neste caso, aumento da temperatura máxima de incubação, visto que esta variável relaciona-se negativamente a estes índices que significam perdas produtivas.

Esta recomendação está fundamentada no fato de que as temperaturas amostradas neste estudo encontraram-se abaixo do que é preconizado pela literatura (FRENCH, 1997), como foi apontado na análise de adequação para temperaturas do ar na incubadora (Figura 19) e, também, na análise de adequação para temperaturas no nascedouro (Figura 21), onde 90% dos dados mantiveram-se abaixo da faixa de temperatura recomendada para obtenção de bons resultados na incubação (MAULDIN, s/d).

O gráfico também mostra que, a incidência de pintinhos com vísceras expostas, está associada positivamente ao aumento da velocidade mínima e diminuição da velocidade máxima do ar e à umidade relativa mínima. Isso sugere que os valores de velocidade do ar sejam deslocados para níveis superiores. O aumento da umidade relativa, por sua vez, pode estar vinculado ao aumento de incidência fúngica.

O gráfico de componentes principais da Figura 60 aponta a correlação do ambiente de incubação na fase de incubadora, com os resultados de mortalidade obtidos na quebra de ovos.

A velocidade do ar associa-se positivamente à mortalidade de zero a sete dias de incubação, indicando que o aumento da velocidade do ar provoca aumento da mortalidade, o que pode estar vinculado às baixas temperaturas encontradas no interior da incubadora neste período.

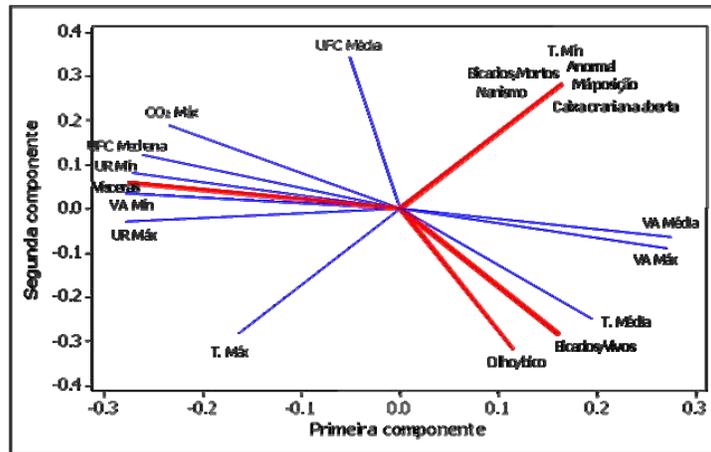


Figura 59. Correlação da análise de quebra de ovos com o ambiente de incubação para a linhagem AVIAN®.

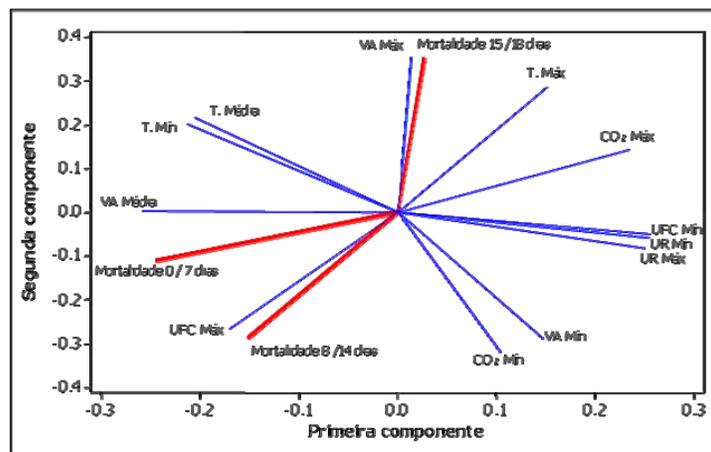


Figura 60. Correlação do ambiente de incubação na fase de incubadora com mortalidade embrionária para a linhagem AVIAN®.

A mortalidade de 8 a 14 dias de incubação está associada positivamente à incidência de fungos na incubadora. Houve alta concentração de fungos do gênero *Penicillium* e *Aspergillus*, apontados como principais gêneros relacionados à perdas produtivas em incubatório, o que reforça a idéia de melhorias no aspecto sanitário e no projeto de biossegurança (RICHARD, 1997; TESSARI et al., 2002). Sugere-se também, neste caso, aumento da temperatura da incubadora, porque o gráfico aponta que o aumento do vetor que representa a temperatura, está relacionado com a diminuição da mortalidade neste período.

A mortalidade de 15 a 18 dias de incubação apresentou relação positiva com a máxima velocidade do ar.

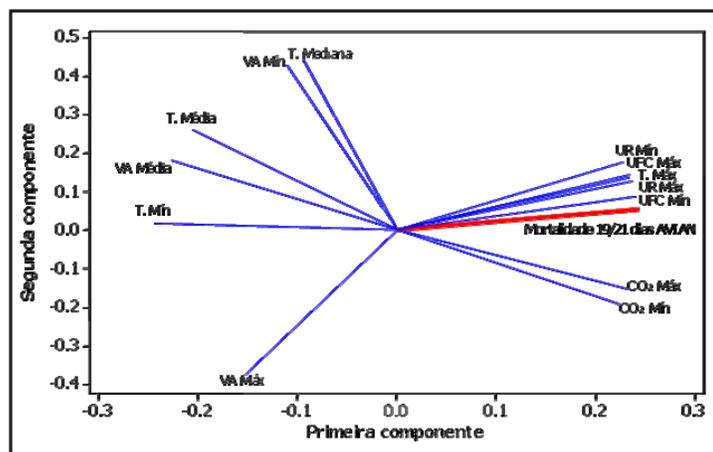


Figura 61. Correlação do ambiente de incubação na fase de nascedouro com a mortalidade embrionária para a linhagem AVIAN[®].

No nascedouro, a mortalidade de embriões entre 19 e 21 dias de incubação relacionou-se positivamente à incidência de fungos (Figura 61). Neste local, observou-se incidência crítica de UFC de fungos quando comparados com os padrões recomendados (Figura 47), o que promove mortalidade embrionária. Ainda, neste local, houve alta incidência de *Aspergillus fumigatus*, agente micótico importante na atividade avícola devido ao impacto negativo na produção (CERVANTES, 1995; BRAEM, 1998).

Observou-se também a associação negativa da temperatura com a mortalidade no nascedouro, sugerindo, também para esta linhagem, aumento de temperatura no nascedouro. O gráfico permite afirmar que o aumento da umidade relativa associa-se ao aumento da mortalidade (BOLELI, 2003), indicando que esta linhagem foi sensível aos valores de umidade relativa amostrados, quando valores próximos de 90% de umidade relativa foram encontrados no Quadrante 4 do nascedouro.

5.4.1.5 Comparação das respostas das linhagens avaliadas ao ambiente de incubação

A Tabela 36 resume os resultados encontrados quanto à influência do ambiente de incubação, sobre o desempenho das duas linhagens de frango de corte, levando em consideração a análise de componentes principais realizadas.

Tabela 36. Resumo da influência do ambiente de incubação sobre desempenho de duas linhagens de frango de corte.

Índices produtivos	COBB®	AVIAN®
Queda na eclodibilidade e qualidade de pintinho	Alta velocidade do ar	Baixa velocidade do ar
	Alta umidade relativa	Alta umidade relativa
	Alta contaminação por fungos	Alta contaminação por fungos
	Alta concentração de CO ₂	Alta concentração de CO ₂
	Baixa temperatura	Baixa temperatura
Incidência de pintinhos Bicados/Mortos e Bicados/Vivos	Alta velocidade do ar	Baixa temperatura
	Baixa concentração de CO ₂	
Incidência de anormalidades e má posição embrionária	Baixa temperatura	Baixa temperatura
	Alta contaminação por fungos	Baixa velocidade do ar
		Baixa umidade relativa
Mortalidade entre 0/7 dias	Baixa temperatura	Alta velocidade do ar
	Alta contaminação por fungos	
Mortalidade entre 8/14 dias	Alta umidade relativa	Alta contaminação por fungos
	Alta concentração de CO ₂	
	Baixa velocidade do ar	
Mortalidade entre 15/18 dias	Baixa temperatura	Alta velocidade do ar
	Alta contaminação por fungos	
Mortalidade entre 19/21 dias		Baixa temperatura
	Baixa temperatura	Alta contaminação por fungos
		Alta umidade relativa

Ambas as linhagens estudadas tiveram perdas produtivas relacionadas à baixa temperatura de incubação na incubadora e no nascedouro, como discutido anteriormente, reforçando a idéia de que a temperatura de incubação é o fator mais importante, para que sejam alcançados índices produtivos ótimos.

A alta umidade relativa, alta concentração de dióxido de carbono e alta concentração de fungos foram apontadas como variáveis relacionadas à queda nos padrões de eclodibilidade

e na qualidade do pintinho, além de provocar aumento da mortalidade, principalmente em embriões da linhagem COBB®.

A literatura indica que embriões sob estresse devido à alta umidade relativa tendem a eclodir precocemente, sem alcançar, no entanto, o máximo de desenvolvimento (DECUYPERE et al., 2003). Concentrações altas de dióxido de carbono reduzem significativamente a taxa de eclosão (MAULDIN, s/d). Neste trabalho, foi possível verificar que a concentração de CO₂ teve relação com a mortalidade embrionária entre oito e quatorze dias de incubação, somente para a linhagem COBB®.

A incidência de anormalidades manteve-se vinculada à baixa temperatura de incubação. No entanto, para embriões da linhagem COBB®, a incidência de anormalidades manteve-se altamente correlacionada à contaminação por fungos que, embora não tenha sido considerada alta, quando comparado com os padrões preconizados (TESSARI et al., 2002), foi suficiente para impactar negativamente o volume e a qualidade de produção.

Embriões da linhagem AVIAN® tiveram associados ao aparecimento de anormalidades a baixa velocidade do ar, que pode ter levado a aumento na concentração de dióxido de carbono, relacionado com a queda da eclodibilidade da linhagem em questão. A incidência de anormalidades para esta linhagem, manteve-se relacionada à baixa umidade relativa, causa conhecida de falta de sustentação nas patas do pintinho (BOLELI, 2003).

6 CONCLUSÕES

A metodologia empregada mostrou-se eficiente para as coleta de dados realizadas, sendo considerada suficiente para monitoramento de variáveis ambientais em incubatório. O método utilizado para análise de qualidade do ar foi satisfatório e deve ser aplicado como rotina na avaliação de *status* sanitário do incubatório.

Foi possível identificar que os valores de ruído produzido na sala de vacinação ultrapassam os valores de recomendação em algumas situações, reforçando o uso de protetores auriculares para uma exposição de oito horas diárias.

Os dados de ambiência térmica no interior das máquinas de incubação mostraram homogeneidade de temperatura, velocidade do ar e umidade relativa, no entanto, os valores observados foram considerados baixos, quando comparados com o que é sugerido pela literatura. Para as condições expressas neste experimento, tanto na incubadora quanto no nascedouro, a incidência de baixas temperaturas foi considerada a maior causa de diminuição da eclodibilidade, incidência de anormalidades e mortalidade embrionária para ambas as linhagens de frango de corte.

O ambiente no corredor das máquinas de incubação foi considerado inadequado, apresentando valores superiores de temperatura indicadas para estes locais, o que pode favorecer o desenvolvimento de microorganismos, considerados críticos principalmente na sala de nascedouros, onde a disponibilidade de matéria orgânica é maior.

Dentre os gêneros de fungos identificados na incubadora e na sala de incubação, foram encontrados gêneros relacionados com perdas na atividade avícola destacando, primeiramente, a incidência de *Penicillium* e *Aspergillus fumigatus*, responsáveis por diminuição de eclodibilidade e perda de qualidade de pintinho. Na sala de nascedouros, a contaminação por fungos apresentou valores preocupantes à produtividade e o ambiente foi

classificado como muito ruim ou péssimo. A concentração de fungos do gênero *Aspergillus* foi considerada muito alta.

A sala de vacinação apresentou temperaturas adequadas para o bem-estar das aves, entretanto apresentou valores altos de umidade relativa, o que pode incidir na perda da qualidade de padrões sanitários. Os dados de análise de qualidade do ar para a sala de vacinação foi classificado como médio ou abaixo da média. Neste local foram identificados fungos considerados alarmantes à atividade, dando maior ênfase na incidência de *Aspergillus fumigatus*, o que reforça a revisão do plano de biossegurança considerando o manejo de limpeza e processo de desinfecção, visando bem-estar das aves e assegurando, desta maneira, a qualidade do pintinho, característica vinculada ao desempenho no campo.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABEF – Associação Brasileira dos Produtores e Exportadores de Frango. **Relatório Anual 2006**. São Paulo, 38p., 2006.

ALDA, T.R.B.L. Embrio-diagnóstico. In: **Manejo da Incubação**. Fundação APINCO de Ciência e Tecnologia Avícolas, Campinas, p.499-514, 2003.

BACK, A. Incubatório: **Monitoria microbiológica pela exposição de placas**. <http://www.aveworld.com.br/index.php?documento=1432>, acessado em 14/09/2007.

BARNES, H.J.; GROSS, W.B. Colibacilosis. In: CALNEK, B.W. **Disease of poultry**. 10ª Edição. Ames: Iowa State University Press, p. 131-141. 1997.

BAROTT, H.G. Effects of temperature, humidity, and other factors on hatch of hen's eggs and on energy metabolism of chick embryos. **U.S. Department of Agriculture Technical Bulletin**; n.553, p.13-45, 1937.

BERCHIERI, A.; BOLIS, D.A. Vacinações e aplicações de produtos intra-ovo. In: **Manejo da Incubação**. Fundação APINCO de Ciência e Tecnologia Avícolas, Campinas, p.267-283, 2003.

BIEZUS, A. J. 2001. **Incubatório**. http://www.aviculturaindustrial.com.br/site/dinamica.asp?id=1688&tipo_tabela=produtos&categoria=avicultura_postura, acessado em 30/11/2005.

BOERJAN, M.L. Incubação em estágio único para melhorar a uniformidade. In.: Conferência APINCO 2006 de Ciência e Tecnologia Avícolas, 2006, Santos. **Anais...** Campinas: FACTA. v.1, p.325-333, 2006.

BOLELI, I.C. Estresse, mortalidade e malformações embrionárias. In: **Manejo da Incubação**. Fundação APINCO de Ciência e Tecnologia Avícolas, Campinas, p.472-498, 2003.

BRAEM, G. Limiting *Aspergillus* in the hatchery. **International hatchery practice**, v.2, n.8, p.11-13, 1988.

BRAMWELL, R.K. **Egg shell mottling and hatchability.** 2002. <http://www.thepoultrysite.com/FeaturedArticle/FATopic.asp?AREA=Incubation&Display=28>, acessado em 11/07/2006.

BRUZUAL, J.J.; PEAK, S.D.; BRAKE, J. PEEBLEST, E.D. Effects of relative humidity during incubation on hatchability and body weight of broiler chicken from young breeder flocks. **Poultry Science**, v.79, p.827-830, 2000.

CALIL, T.A.C. Princípios básicos de incubação. In: Conferência APINCO 2007 – Simpósio sobre incubação. Santos, S.P. **Anais...** 2007.

CERVANTES, H. Evaluación y manejo de los problemas respiratórios em pollos de engorde. **Avicultura Profesional**, Santiago de Chile – Chile, v.13, n.2, p.74-84, 1995.

COSTA, E. Desenvolvimento de teste de reconhecimento de fala, com ruído, em português do Brasil, para a aplicação em audiologia ocupacional. Tese (Doutorado em Saúde Coletiva). Faculdade de Ciências Médicas, Unicamp, Campinas, 1998.

D'AVILA, Z.S. Panorama da avicultura Brasileira. **Avicultura Industrial**, n.01, ano 97, p.54, 2006.

DECUYPERE, E.; MICHELS, H. Incubation temperature as a management tool: a review. **World's Poultry Science Journal**, n.48, p.28-38, 1992.

DECUYPERE, E.; TONA, K.; BRUGGEMAN, V.; BRAMELIS. **World's Poultry Science Journal**, n.57, p.127-138, 2001.

DECUYPERE, E.; MALHEIROS, R.D.; MORAES, V.M.B.; BRUGGEMAN, V. Fisiologia do Embrião. In: **Manejo da Incubação**. Fundação APINCO de Ciência e Tecnologia Avícolas, Campinas, p.65-94, 2003.

FERNANDES, J.C. **Acústica e Ruídos**. Laboratório de Acústica e Vibrações. Faculdade de Engenharia Mecânica/UNESP, São Paulo, p.61-70, 2005.

FRENCH, N.A. Modeling incubation temperature: the effects of incubator design, embryonic development, and egg size. **Poultry Science**, n.76, p.124-133, 1997.

GIGLI, A.C.S., ALVARENGA, D.P., BARACHO, M.S., NÄÄS, I.A. Identificação de fungos toxinogênicos em incubadora de pintinhos de um dia. **Congresso de Iniciação Científica em Ciências Agrárias, Biológicas e Ambientais**, 4, São Paulo: Instituto Biológico, set. 2006, CD-Rom.

GONZALES, E. Embriologia e desenvolvimento embrionário. In: **Manejo da Incubação**. Fundação APINCO de Ciência e Tecnologia Avícolas, Campinas. 1994.

GONZALES, E.; CAFÉ, M.B. Produção de pintinhos com qualidade total. In: **Manejo da Incubação**. Fundação APINCO de Ciência e Tecnologia Avícolas, Campinas, p.515-526, 2003.

GOTS, D.E.; LAYTON, N.J.; PIRAGES, S.W. Indoor Health: Background levels of fungi. *AIHA Journal*, n.64, p.427-438, 2003.

GUSTAFSSON, B. The health and safety of workers in a confined animal system. **Livestock Production Science**, Amsterdam, v.49, 1997.

GUSTIN, P.C. Biossegurança no incubatório. In: **Manejo da Incubação**. Fundação APINCO de Ciência e Tecnologia Avícolas, Campinas, p.297-352, 2003a.

GUSTIN, P.C. Gerenciamento administrativo e controle de qualidade do incubatório. In: **Manejo da Incubação**. Fundação APINCO de Ciência e Tecnologia Avícolas, Campinas, p.472-498, 2003b.

HAGER, J.E.; BAENE, W.L. Posthatch incubation time and early growth of broiler chickens. **Poultry Science**, v. 62, p.247-254, 1983.

HETU, R.; QUOC, H.T.; DUGUAY, P. The likelihood of detecting a significant hearing threshold shift among noise-exposed workers subject to annual audiometric testing. **Ann. Occup. Hyg**, n.34, p.361-370, 1990.

HINZ, T.; LINKE, S. A comprehensive experimental study of aerial pollutants in and emissions from livestock buildings. Part 2: Results. **Journal of Agricultural Engineering Research**, v.70, n.1, p. 119-129, 1998.

ISO. Acoustic guide to the measurements of airborne acoustical noise and evaluation of its effects on man. Genève, 1973.

KALTOFEN, K.S. The effect of air movements on hatchability and weight loss of chicken eggs during artificial incubation. In: CARTER, T.C.; FREEMAN, B.M. **The fertility and hatchability of the hen's egg**. Edinburg, UK: Oliver and Boyd, 1969.

KLANOVA, K. The concentrations of mixed populations of fungi in indoor air: Rooms with and without mould problems; rooms with and without health complaints. **Cent Eur J Public Health**, n.8, p.59-61, 2000.

KOZAK, P.P.; GALLUP, J.; CUMMINS, L.H.; GILLMAN, S.A. Factors of importance in determining the prevalence of indoor molds. **Annals of Allergy**, n.43, p.88-94, 1979.

LI, D.W.; YANG, C. Notes on indoor fungi I: new records of and noteworthy fungi growing in indoor environments, **Mycotaxon**, n.89, p.373-488, 2004.

LIMA, J.S.Jr.; PINTO, D.M.; CARRASCO, L.O.; SALGUERO, F.J.B.; MEIRELES, M.C.A. Incidência de fungos na produção de pintos de corte de um dia de idade. **Rev. Bras. De Agrobiologia**, v.7, n.1, p.73-77, 2001.

LOURENS, S.; MOLENAAR, R.; VAN DER BRAND, H.; HEETKAMP, M.J.W.; MEIJEROF, R.; KEMP, B. Effect of egg size on heat production and the transition of energy from egg to hatchling. **Poultry Science**, v.85, p.770-776, 2006.

LUNDY, H. A review of the effects of temperature, humidity, turning and gaseous environment in the incubator on hatchability of hen's eggs. In: CARTER, T.C.; FREEMAN, B.M. **The fertility and hatchability of the hen's egg**. Edinburg, UK: Oliver and Boyd, 1969.

MARCOLIN, S.D. Processos de tratamento para reutilização da cama de aviários: Aspectos econômicos. In: Conferência APINCO 2006 de Ciência e Tecnologia Avícolas, Santos. **Anais...** Campinas: FACTA, 2006. p. 25–31, 2006.

MARQUES, D. **Manual do incubador**. Ed. CASP, Amparo, 214p., 1986.

MARTINS, F.M.; TALAMINI, D.J.D.; NOVAES, M. Avicultura: situação e perspectivas brasileira e mundial. **Ave World**, n. 20, ano 4, p.21-30, 2006.

MAULDIN, J.M. Hatching egg sanitation and factors affecting hatchability. s/d.

MAULDIN, J.M. Factors affecting hatchability. In: BELL, D.D.; W.D. Weaver. **Commercial Chicken Meat and Egg Production**, 5th ed., p.727-773, 2001.

MAULDIN, J.M.; KUZNIAK, S.F.; GARDINO, T.L. Comparisons of hatchability measures in Jamesway Platinum Single Stage Incubators with Jamesway multistage incubators in a Commercial Broiler hatchery in Georgia. **Poultry Science**, 2007. Article in press.

MAZZUCO, H. Bem-estar na avicultura de postura comercial: Sob a óptica científica. **Avicultura Industrial**, n.01, ano 97, p.18-20, 2006.

MEIJERHOF, R.VAN BEEK, G. Mathematical modeling of temperature and moisture loss of hatching eggs. **Journal Theoretical Biology**, n.165, p.27-41, 1993.

MIRAGLIOTTA, M.Y. **Avaliação das condições do ambiente interno em dois galpões de produção comercial de frangos de corte, com ventilação e densidade populacional diferenciados**. 244p. Tese (Doutorado em Construções Rurais e Ambiente) – Faculdade de Engenharia Agrícola, Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 2005.

MURAROLI, A.; MENDES, A.A. Manejo da incubação, transferência e nascimento do pinto. In: **Manejo da Incubação**. Fundação APINCO de Ciência e Tecnologia Avícolas, Campinas, p.180-198, 2003.

NÄÄS, I.A.; MIRAGLIOTTA, M.Y.; BARACHO, M.S. Sound Levels in Broilers Breeder Production System: A Case Study. **Rev. Bras. Cienc. Avic.**, Campinas, v. 3, n. 2, 2001. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1516-635X2001000200003&lng=en&nrm=iso>. Acesso em: 17 Sep 2007.

NICHOLSON, A.D. Condições de incubação e desempenho do frango. **Aveworld**. Agosto/setembro, 2006.

NORMA REGULAMENTADORA – NR 15. Ministério do Trabalho e do Emprego. Portaria nº3214 de 8 de junho de 1978.

PINHEIRO, D. C.; COLAFEMINA, J. F.; NETTO, A. A. T. C.; ALVES, M. L. R. Perda auditiva induzida por ruído em pacientes com doenças sistêmicas. In: Congresso Brasileiro de Otorrinolaringologia, Porto Alegre, RS. **Anais...**1998.

PEREIRA, S.C.F.; CSILLAG, J.M. Gestão de cadeias de suprimentos: A experiência de uma cadeia de suprimentos de carne e produtos industrializados de frango no Brasil. http://www.fgvsp.br/iberoamerican/Papers/0386_Ibero%20American%20-%20SCM_Pereira%20&%20Csillag.pdf, acessado em 13/07/2007.

PETENATE, A. J. Capacidade do processo. In.: PETENATE, A. J. **Controle estatístico do processo**. v.1, s/d.

PONTECORVO, G.; ROPER, J.A.; HEMMONS, D.W.; MACDONALD, K.D.; BUFTON, A.W. The genetics of *Aspergillus nidulans*. **Advances in Genetics**, v.5, p.141-238, 1953.

QUEVEDO, A. **UBA Informa - Regionalização da avicultura brasileira**. http://www.aviculturaindustrial.com.br/site/dinamica.asp?id=12130&tipo_tabela=negocios&categoria=mercado_interno, acessado em 30/11/2005.

RAO, C.Y.; BURGE, H.A.; CHANG, J.C.S. Review of quantitative standards and guidelines for fungi indoor air. **Journal of the Air & Waste Management Association**, n.46, p.899-908, 1996.

RICHARD, J.L. Aspergillosis. In: CALNEK, B.W. **Disease of poultry**. 10ª Edição. Ames: Iowa State University Press, p. 351-360, 1997.

ROBERTSON, I.S. Studies in the effect of humidity on the hatchability of hen's eggs. I. The determination of optimum humidity for incubation. **J. Agric. Sci.** v.57, p.185-194, 1961.

ROMIJN, C.; LOKHORST, W. The caloric equilibrium of the chicken embryo. **Journal Physiology**, n.150, p.239-249, 1956.

ROSA, P.S.; ÁVILA, V.S. Variáveis relacionadas ao rendimento da incubação de ovos em matrizes de frangos de corte. **Comunicado Técnico EMBRAPA - Suínos e Aves**, maio, 2000.

SILVEIRA, V.D. **Lições de Micologia**. 3ª Edição, Ed. José Olympio. Rio de Janeiro – RJ. 1968.

SCHMIDT, G.S. **Incubação: condições prevalecentes entre o nascimento e o alojamento dos pintos**. <http://www.aveworld.com.br/index.php?documento=121>, acessado em 09/10/2007.

SOTHERLAND, P.R.; RAHN, H. On the composition of bird eggs. **Condor**, n.89, p.48-65, 1987.

TESSARI, E.N.C.; CARDOSO, A.L.S.P; CASTRO, A.G.M.; KANASHIRO, A.M.I.; ZANATTA, G.F. Avaliação das condições sanitárias de incubatório de pintos de corte. **Arq. Inst. Biol.** v. 69, n. 3, p.1-4, 2002.

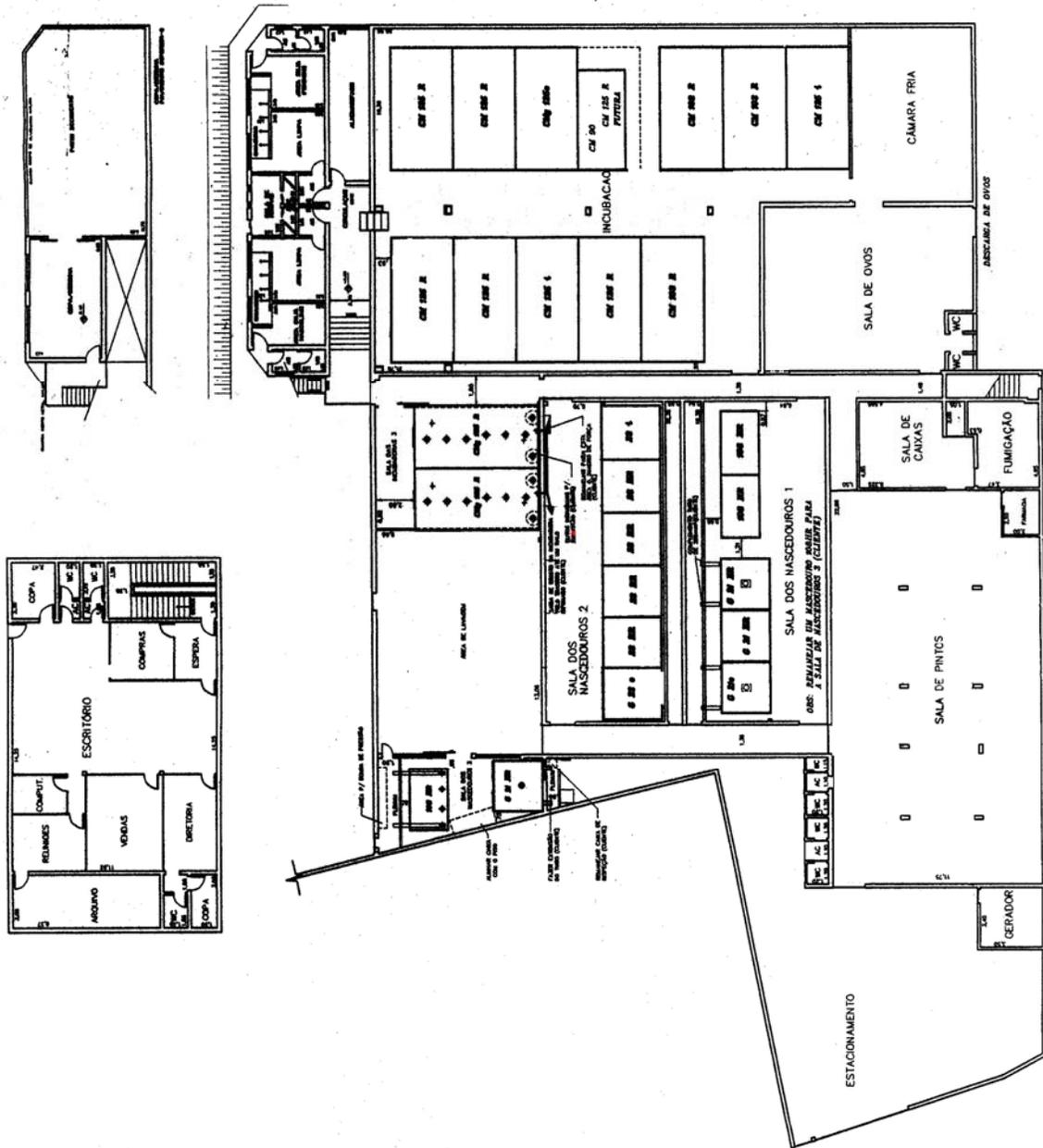
TONA, K.; BAMELIS, F.; DE KETELAERE, B.; BRUGGEMAN, V.; MORAES, V.M.B.; BUYSE, J.; ONAGBESAN, O.; DECUYPERE, E. Effects of Egg Storage Time on Spread of Hatch, Chick Quality, and Chick Juvenile Growth. **Poultry Science**, n.82, p.736-741, 2003.

WILSON, H.R. Physiological requirements of the developing embryo: Temperature and turning. Chapter 9. In: Tullet, S.G. **Avian Incubation**. Ed. Butterworth-Heinemann. London, p. 145-156, 1991.

WYATT, C.L.; WEAVER, W.D.; BEANE, W.L. Influence of egg size, eggshell quality and posthatch holding time on broiler performance. **Poultry Science**, v.64, p.2049-2055, 1985.

8 ANEXOS

8.1 Planta baixa do incubatório onde os experimentos foram realizados



8.2 *Materiais utilizados no procedimento laboratorial*

8.2.1 Meio de cultura

Meio mínimo (MM) (PONTECORVO et al., 1953) (1 L):

- Nitrato de sódio 6,0 g
- Cloreto de potássio 0,5 g
- Sulfato de magnésio 0,5 g
- Fosfato dihidrogenado de potássio 1,5 g
- Sulfato de ferro traços
- Sulfato de zinco traços
- Glicose 10,5 g

Água destilada para completar 1 L, e pH ajustado para 6,5 com hidróxido de sódio ou ácido clorídrico, antes da esterilização em autoclave durante 30 minutos a 120 °C. Para o meio sólido, foi acrescentado 15 g de agar.L⁻¹.

Meio completo (MC) (PONTECORVO et al., 1953) (1 L):

Foi acrescentado ao Meio Mínimo:

- Peptona 2,0 g
- Extrato de levedura 0,5 g
- Caseína hidrolizada 1,5 g
- Solução de vitaminas 1,0 mL
- Ácido nucléico hidrolizada 2,5 mL

Água destilada para completar 1 L e pH ajustado para 6,5 com hidróxido de sódio ou ácido clorídrico, antes da esterilização. Para o meio sólido foi acrescentado 15 g de agar.L⁻¹.

8.2.2 Solução de vitaminas

- Ácido p-aminobenzóico 10,0 mg
- Ácido nicotínico 100,0 mg
- Aneurina (Tiamina) 10,0 mg
- Biotina 0,2 mg
- Piridoxina 50,0 mg
- Riboflavina 100,0 mg
- Água destilada 100 mL

A solução foi esterilizada em banho Maria, por 15 min a 60 °C por três dias consecutivos e, guardada em frasco escuro, sobre clorofórmio e conservada na geladeira.

8.3 Especificações técnicas das máquinas de incubação

8.3.1 Incubadora CMg 125 R/e

Tabela 37. Dimensões da incubadora CASP CMg 125 R/e.

Dimensão		
	Frente	3,45 m
	Lateral	6,97 m
	Altura	2,67 m
	Área	24,05 m ²
	Volume	64,21 m ³
	nº de Gavetas	1296
	Ovos por Gaveta	96
	Capacidade nominal	124416 ovos
Umidade	Água (l.h ⁻¹)	30
	Pressão de entrada no regulador (psi)	70
	Vazão de ar para refrigeração (m ³ .h ⁻¹)	2300

Tabela 38. Potência elétrica requerida pela máquina.

Potência Elétrica	Potência Máxima Absorvida	Potência Instalada
Resistência Trifásica do Aquecedor	6000 W	2 x 3.000 W
Motores da Ventilação Trifásicos IV Pólos	3120 W	6 x 0,5 CV
Motores da Viragem Trifásico IV Pólos	520 W	0,5 CV
Bobina de Instrumentos e Sinalizadores	700 W	700 W
Potência Total	10340 W	

8.3.2 Nascedouro G 21 HR/e

Tabela 39. Dimensões do nascedouro CASP G 21 HR/e.

Dimensão		
	Frente	2,93 m
	Lateral	2,76 m
	Altura	2,31 m
	Área	8,09 m ²
	Volume	18,68 m ³
	nº de Gavetas	216
	Ovos por Gaveta	96
	Capacidade nominal	20736 ovos
	nº de Suportes	4
	Ovos para Suporte	5184
	Água (l.h ⁻¹)	30
Umidade	Ar (l.h ⁻¹)	2100
	Pressão de entrada no regulador (psi)	70
	Vazão de água para serpentina (m ³ .h ⁻¹)	300
	Vazão de água para refrigeração (m ³ .h ⁻¹)	1200

Tabela 40. Potência elétrica requerida pela máquina.

Potência Elétrica	Potência Máxima Absorvida	Potência Instalada
Resistência Trifásica do Aquecedor	4000 W	2 x 2.000 W
Motores da Ventilação Trifásicos IV Pólos	1350 W	1,5 CV
Motores da Viragem Trifásico IV Pólos	370 W	0,33 CV
Bobina de Instrumentos e Sinalizadores	400 W	400 W
Potência Total	6120 W	



Figura 62. Incubadora onde o experimento foi conduzido.



Figura 64. Ilustração de fungos do gênero *Penicillium* corados com solução de Lactofenol.



Figura 63. Interior do nascedouro onde o experimento foi carreado.