Paola Penteado de Oliveira

Fatores relacionados com a produtividade de ovos de avestruzes (*Struthio camelus*)

Botucatu - SP

2006

Paola Penteado de Oliveira

Fatores relacionados com a produtividade de ovos de avestruzes (*Struthio camelus*)

Dissertação apresentada à Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", Campus de Botucatu, para obtenção do título de Mestre em Medicina Veterinária

Orientador: Prof. Dr. João Carlos Pinheiro Ferreira

Botucatu - SP

2006

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA SEÇÃO TÉCNICA DE AQUISIÇÃO E TRATAMENTO DA INFORMAÇÃO
DIVISÃO TÉCNICA DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO - CAMPUS DE BOTUCATU - UNESP
BIBLIOTECÁRIA RESPONSÁVEL: SELMA MARIA DE JESUS

Oliveira, Paola Penteado de.
Fatores relacionados com a produtividade de ovos de avestruzes (*Struthio camelus*) / Paola Penteado de Oliveira. – 2006.

Dissertação (mestrado) – Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Botucatu, 2006.
Orientador: João Carlos Pinheiro Ferreira
Co-orientador: Elisabeth Gonzales
Assunto CAPES: ‘50504002

1. Avestruz - Criação 2. Ovos - Incubação 3. Produção animal

CDD 636.694

Palavras-chave: Avestruz; Fertilidade; Perfuração espermática, Produtividade; Reprodução

À Minha Família e Amigos

Agradecimentos

Ao orientador Prof° Dr. João Carlos Pinheiro Ferreira pela orientação e por acreditar na idéia deste projeto

À co-orientadora Profª Drª Elisabeth Gonzales pela co-orientação num momento difícil e pelo auxílio com os dados e análise estatística

À FUNDUNESP – Fundação para o Desenvolvimento da UNESP, pelo auxílio à pesquisa fornecido

Aos funcionários do Departamento Reprodução Animal e Radiologia Veterinária pelo auxílio com os materiais utilizados nesta pesquisa

À Profª Noeme Sousa Rocha pela permissão para que o trabalho fosse realizado nas dependências do Departamento de Patologia Animal e também aos Residentes, Pós-graduandos e Funcionários deste Departamento pela ajuda com o processamento do material e contagem das lâminas

À minha família, Tadeu, Magda, Viviane, Junior e André, pela força, compreensão e carinho

A todos os amigos, principalmente ao “Pessoal”, que caminharam junto comigo nesta jornada

"No fim, tudo dá certo.

Se não deu é porque ainda não chegou ao fim".

Fernando Sabino

Resumo

A estrutiocultura brasileira é uma atividade nova com apenas 10 anos de implantação. O Brasil já possui o segundo maior plantel mundial, de aproximadamente 335 mil aves, perdendo apenas para a África do Sul, centenária na criação e comercialização de avestruzes. Assim como em outros países, no Brasil existem poucas pesquisas sobre a produção comercial destas aves. Os objetivos deste trabalho foram o de identificar as principais características dos ovos de avestruzes e sua relação com a produtividade em condições de incubação artificial; verificar o comportamento dos componentes do ovo: casca, gema e albúmem, nas três fases da estação reprodutiva; obter pela visualização do disco germinativo (DG) a fertilidade (FER_{DG}) e infertilidade (INF_{DG}) reais; analisar e quantificar o número de perfurações espermáticas na membrana perivitelínica (PEMPV) e relacioná-las às taxas de fertilidade (FER) dos ovos incubados. Em 2004, durante os seis meses de postura, foram acompanhadas 8 fêmeas que botaram em média 44 ovos cada uma, equivalente à performance produtiva de 45%. Encontrou-se diferença no peso inicial (PI) dos ovos (1428 g), no peso dos filhotes ao nascimento (864 g), na porcentagem do peso do filhote (PPFI) (60,4%) e no índice de perda de peso (IPP) (14,8%) tanto entre os piquetes quanto fases da estação reprodutiva. A PPFI e o IPP também diferiram entre os dias de duração da incubação. Os pesos médios da gema (305 g), albúmem (808 g) e casca (256 g) variaram entre os piquetes mas não no decorrer da estação reprodutiva. Suas proporções foram semelhantes entre os piquetes e fases, com 21,8% de gema, 58,1% de albúmem e 18,3% de casca. As características dos ovos se mantiveram constantes durante a estação. A largura (12,2 cm) e a área total da casca (582 cm^2) se diferenciaram nos quatro trios. As outras características analisadas foram o comprimento do eixo maior do ovo (15 cm), o índice da forma do ovo (81,31), o volume da casca (102,5 cm^3), a espessura da casca (1,8 mm) e a porosidade em um cm^2 (11 poros) e da área total do ovo (6177 poros). A correlação entre as características da casca e a taxa de eclosão (65,49%) dos ovos incubados não foi significativa. As taxas de FER_{DG} (73,6%) e INF_{DG} (26,4%) foram semelhantes a FER (77,4%) e INF (22,3%) dos ovos incubados. Não houve diferença entre o número PEMPV (199 em 1,35 mm^2) nas fases ou piquetes. As taxas de mortalidade embrionária (12,62%), de contaminação dos ovos (17,31%) e óbito dos filhotes até 90 dias de vida (27,9%) foram influenciadas pelo maior índice pluviométrico e

umidade relativa do ar na terceira fase da estação. A produtividade dos ovos, influenciada por algumas de suas características e pelas condições climáticas, foi considerada satisfatória, havendo ainda a necessidade de ajuste do manejo e da época de realização da estação reprodutiva para minimizar as perdas tanto de ovos durante o processo de incubação quanto de filhotes até 90 dias de vida.

Palavras-chave: avestruz, eclodibilidade, fertilidade, mortalidade embrionária, ovos, perfuração espermática, produtividade, reprodução

Abstract

The ostrich farm in Brazil is a new activity with just nearly 10 years of establishment. Brazil has become the second world in breeding ostriches, with about 335 thousand birds, following South Africa, the first one in breeding and commercial farming for over a century. As in other countries, in Brazil there are few researches on the commercial production of these birds. The objectives of this work were to identify the main measurable morphologic characteristics of the ostrich eggs and its relation with the hatchability rate in artificial incubation conditions; to verify how the egg components – shell, yolk and albumen– vary during the laying season; to determine by the germinal disc (GD) the vitalization of the real fertility (FER_{GD}) and infertility (INF_{GD}), and to analyze and quantify the number of sperm penetration (SP) in the inner perivitelline layer (PL) and to correlate with fertility (FER) of the incubated eggs. During the six months of 2004´ reproductive period the 8 females laid an average of 44 eggs each, corresponding to productive percentage of 45%. Differences were found in the initial egg weight (EW) (1428 g), in the chick weight at hatch (864 g), in the percentage of chick weight (PCW) (60.4%) relate to the EW and in the egg weight loss (EWL) (14.8%) at by pen phases. The PCW and the EWL were also different when the incubation length was considered. The weight of the yolk (305 g), albumen (808 g) and shell (256 g) varied among the pens but not during the reproduction period. The proportions of the egg components were similar among pens and in the phases, with 21.8% of yolk, 58.1% of albumen and 18.3% of shell. The egg characteristics had no change during the laying period. On the other hand the trio had a variation in its width (12.2 cm) and the total shell area (582 cm^2). Other characteristics were analyzed, such as the length of the egg (15 cm), the index of egg shape (81.31), egg shell volume (102.5 cm^3), the eggshell thickness (1.8 mm) and the porosity in one cm^2 (11 pores) and also in the total area of the egg (6177 pores). There was no significant correlation among the characteristics and hatchability (65.5%) of all incubated eggs. It was possible to obtain the FER_{GD} (73.6%) and INF_{GD} (26.4%) by identifying the GD; these rates were similar to the FER (77.4%) and INF (22.3%) of the incubated eggs. There was no difference in the number of SP (199 in 1.35 mm^2) of the PL in the phases or trios. The rates of embryo mortality (12.6%), the egg contamination (17.3%) and chick death until the 90^{th} day of life (27.9%) were affected by the rainfall and higher relative air humidity in the third

phase of the season. Egg production has been considered adequate to commercial conditions of raising and strongly subjected to climate environment. Some management adjustments are necessary to minimize the losses of reproductive productivity both during the incubation process and breeding of ostrich chicks up to 90 days of age.

Key Word: eggs, embryo mortality, fertility, hatchability, ostrich, productivity, reproduction, sperm penetration

Lista de Tabelas

1. Diâmetros dos discos germinativos de ovos de avestruzes submetidos a diferentes temperaturas de estocagem, 7 dias..... 34

2. Dados climáticos do Ano de 2004, na cidade de Botucatu..... 65

3. Valores médios de peso inicial dos ovos de avestruzes (PI), peso dos ovos com 39 dias de incubação (P39), peso dos filhotes ao nascimento (PFI), porcentagem de peso dos filhotes em relação ao peso inicial dos ovos (PPFI), porcentagem de perda de peso aos 39 dias de incubação (IPP) na estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo..... 66

4. Valores médios de peso inicial dos ovos de avestruzes (PI), peso dos ovos eclodidos (PECL), peso dos ovos com mortalidade embrionária (PME), peso dos ovos com 39 dias de incubação (P39), peso dos filhotes ao nascimento (PFI), porcentagem de peso do filhotes em relação ao peso inicial dos ovos (PPFI), porcentagem de perda de peso aos 39 dias de incubação (IPP) de cada piquete no decorrer da estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo..... 67

5. Distribuição em porcentagem da performance na produção de ovos (PPO), fertilidade (FER), eclosão dos ovos incubados (ECLT), eclosão dos ovos férteis (ECLF), mortalidade embrionária dos ovos incubados (MET), mortalidade embrionária dos ovos férteis (MEF), infertilidade (INF), contaminação (CONT) e óbito dos filhotes (OBT) até 90 dias de vida para cada piquete na estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo..... 68

6. Distribuição em porcentagem da performance na produção de ovos (PPO), fertilidade (FER), eclosão dos ovos incubados (ECLT), eclosão dos ovos férteis (ECLF), mortalidade embrionária dos ovos incubados (MET), mortalidade embrionária dos ovos férteis (MEF), infertilidade (INF), contaminação (CONT) e óbito dos filhotes (OBT) até 90 dias de vida nas três diferentes fases pré-determinadas da estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo..... 69

7. Distribuição em porcentagem da performance na produção de ovos (PPO), fertilidade (FER), eclosão dos ovos incubados (ECLT), eclosão dos ovos férteis (ECLF), mortalidade embrionária dos ovos incubados (MET), mortalidade embrionária dos ovos férteis (MEF), infertilidade (INF) e contaminação (CONT) nos meses da estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo..... 70

8. Valores médios do peso de ovos eclodidos (PECL), do índice de perda de peso (IPP) e da porcentagem de peso dos filhotes (PPFI) em função da duração da incubação, em dias, na estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo..... 70

9. Distribuição em porcentagem dos óbitos dos filhotes (OBT) entre 1 a 90 dias de vida no decorrer dos meses da estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo..... 75

10. Taxa de óbito e sobrevida dos filhotes nascidos com 41, 42 e 43 dias de incubação na estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo..... 77

11. Valores médios do peso inicial (PI), do peso inicial esperado (PIE), peso da casca (CAS), da porcentagem de peso da casca (PCAS), peso do albúmem (ALB), porcentagem de peso do albúmem (PALB), peso da gema (GEM), porcentagem de peso da gema (PGEM) dos ovos não incubados dos piquetes na estação reprodução de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo..... 79

12. Valores médios do peso inicial (PI), do peso inicial esperado (PIE), peso da casca (CAS), da porcentagem de peso da casca (PCAS), peso do albúmem (ALB), porcentagem de peso do albúmem (PALB), peso da gema (GEM), porcentagem de peso da gema (PGEM) dos ovos não incubados nas três fases pré-determinadas na estação reprodução de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo..... 79

13. Valores médios do comprimento do eixo maior (COMP), da largura (LARG), do índice da forma do ovo (IFO), do volume da casca (VC), da área total da casca (ATC), da espessura (ESP), da porosidade (POR) e da porosidade total da casca (PORT) dos ovos dos trios avaliados durante a estação reprodução de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo..... 81

14. Valores médios do comprimento do eixo maior (COMP), da largura (LARG), do índice da forma do ovo (IFO), do volume da casca (VC), da área total da casca (ATC), da espessura (ESP), da porosidade (POR) e da porosidade total da casca (PORT) dos ovos nas fases da estação reprodução de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo..... 82

15. Correlação entre peso inicial (PI) e o peso inicial esperado (PIE) e entre a eclosão dos ovos incubados (ECLT) e as características da casca, como porosidade da casca (POR), espessura (ESP), comprimento do eixo maior do ovo (COMP), largura (LARG), índice da forma do ovo (IFO), área total da casca (ATC) e volume da casca (VC) dos ovos não incubados na estação reprodutiva de 2004 de uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo..... 83

16. Distribuição da taxas de fertilidade (FER_{DG}) e infertilidade (INF_{DG}) obtidas pela visualização do DG dos ovos não incubados na estação reprodutiva de 2004 de uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo..... 85

17. Número de perfurações espermáticas da membrana perivitelínica (PEMPV) dos ovos não incubados dos piquetes nas fases da estação reprodutiva de 2004 de uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo..... 85

Lista de Figuras

1. Fêmea com as asas abertas para frente, sinal de interesse sexual..... 21
2. Macho com região de metatarso (canela) avermelhada..... 21
3. Macho realizando a dança de exibição..... 21
4. Morfologia do ovário de avestruzes: a) estroma, b) folículo pequeno (Ø 1 cm), c) folículo pré-ovulatório grande (Ø 9 cm), d) pedículo folicular, e) estigma, f) folículo pós-ovulatório, g) folículo em início de atresia, h) folículo em atresia avançada..... 23
5. Imagem de ultra-som de ovário da avestruz com folículos de diferentes tamanhos: a) Ø 1 cm, b) Ø 6,6 cm, c) estroma, h) estrutura central hiperecogênica, j)anéis hiperecogênicos..... 24
6. Morfologia do trato reprodutivo feminino: a) estroma, b) folículo pequeno (Ø 1 cm), c) folículo pré-ovulatório grande (Ø 9 cm), d) pedículo folicular, e) estigma, f) folículo pós-ovulatório, g) folículo em início de atresia, h) folículo em atresia avançada, i) infundíbulo, j) magno, k) istmo, l) útero ou glândula da casca, m) vagina, n) óvulo no centro da gema, o) albúmem, p) anéis claros amarelos da gema, q) anéis amarelos escuros da gema..... 27
7. Posicionamento dos ovos e esquema da viragem (KREIBICH & SOMMER, 1995)..... 36
8. Fotos das ovoscopias durante a incubação: A) inicial, B) 1 semana, C) 2 semanas, D) 3 semanas, E) 4 semanas, F) 5 semanas e G) 6 semanas..... 41
9. Esquema da seqüência de nascimento (DEEMING, 1995a)..... 44
10. A) Foto do poro do ovo de avestruz com suas ramificações (CHRISTENSEN et al., 1996), B) Esquema dos poros do ovo de avestruz, ema e galinha (LA SCALA JUNIOR, 2003, modificada)..... 53
11. Performance na produção de ovos de avestruzes (PPO - %) durante a estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial do Estado de São Paulo (teste de Duncan, P<0,05)..... 66
12. Duração da incubação, em dias, no decorrer dos meses da estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial do Estado de São Paulo (teste de Duncan, P<0,05)..... 69
13. Valores médios da porcentagem do índice de perda de peso (IPP) de acordo com a duração da incubação, em dias, na estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial do Estado de São Paulo (teste de Duncan, P<0,05)..... 71
14. Ovo com casca deformada: a) vista lateral do ovo, b) detalhe da casca na região da CA e c) vista superior da na região da CA..... 72
15. Detalhe de ovos com casca normal (A) e de textura áspera e sem brilho (B) 73

16. Embriões colhidos de ovos retirados da incubação com ME em diferentes estágios de desenvolvimento: A) 7 a 14 dias, B) 14 a 21 dias, C e D) 21 a 28 dias, E) 28 a 35 dias e F) 40 a 42 dias..... 74

17. Distribuição da mortalidade embrionária inicial, média e tardia nos piquetes na estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial do Estado de São Paulo (teste de Duncan, P<0,05)..... 74

18. Ovos contaminados: A) material depositado sobre a membrana interna da casca e conteúdo misturado e B) albúmem e gema misturados com depósito de cáseos na face interna da membrana interna da casca..... 75

19. Variação em porcentagem da umidade relativa do ar (UR), taxas de contaminação (CONT), mortalidade embrionária dos ovos incubados (MET), mortalidade embrionária dos ovos férteis (MEF) durante os meses da estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo..... 76

20. Variação da taxa de óbitos dos filhotes com idades até 90 dias no decorrer da estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo..... 77

21. Áreas alteradas sobre a superfície da gema de ovos que saíram da incubação..... 78

22. Ovos com formato alongado (à esquerda com IFO 77,53) e arredondado (à direita com IFO 86,43): A) vista superior, B) vista frontal e C) vista lateral..... 80

23. Meia casca de ovo de avestruz com as marcações dos locais de mensuração da espessura (*****) e contagem da porosidade (******)..... 80

24. Tipos de casca com diferentes porosidades, onde cada ponto roxo mais escuro (seta) representa um poro..... 81

25. Perfurações espermáticas (seta) observada na MPV fixada e corada, presença de bolhas de ar (*) (aumento de 100x, sob imersão)..... 84

Lista de Abreviaturas

- ATC = Área Total da Casca
- CA = Câmara de Ar
- CONT = Contaminação
- DG = Disco Germinativo
- ECL = Eclodibilidade
- ECLF = Eclodibilidade dos Ovos Férteis
- ECLT = Eclodibilidade dos Ovos Incubados
- FERT = Fertilidade
- IFO = Índice da Forma do Ovo
- INF = Infertilidade
- IPP = Índice de Perda de Peso dos Ovos
- MAPA = Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento
- MPV = Membrana Perivitelínica
- ME = Mortalidade Embrionária
- MEF = Mortalidade Embrionária dos Ovos Férteis
- MEI = Mortalidade Embrionária Inicial
- MEM = Mortalidade Embrionária Média
- MET = Mortalidade Embrionária dos Ovos Incubados
- METd = Mortalidade Embrionária Tardia
- P39 = Peso dos Ovos aos 39 dias de Incubação
- PECL = Peso dos Ovos Eclodidos
- PEMPV = Perfuração Espermática da Membrana Perivitelínica
- PFI = Peso do Filhote
- PI = Peso Inicial dos Ovos
- PME = Peso dos Ovos com Mortalidade Embrionária
- PNSA = Plano Nacional de Sanidade Avícola
- PPFI = Porcentagem de Peso do Filhote
- PPO = Performance na Produção de Ovos
- UR = Umidade Relativa
- VC = Volume da Casca

Sumário

Resumo

Abstract

Lista de Figuras

Lista de Tabelas

Lista de Abreviaturas

1. Introdução..... 17

2. Revisão de literatura..... 19

2.1. Maturidade sexual e sazonalidade..... 19

2.1.1. Comportamento sexual..... 19

2.2. Manejo reprodutivo..... 20

2.3. Anátomo-fisiologia da fêmea..... 22

2.3.1. Ovário..... 22

2.3.2. Endocrinologia e dinâmica folicular..... 23

2.3.3. Oviduto..... 26

2.3.4. Ovo..... 28

2.3.4.1. Membrana perivitelínica..... 30

2.4. Incubação artificial..... 31

2.4.1. Coleta dos ovos..... 32

2.4.2. Higienização..... 33

2.4.3. Estocagem..... 34

2.4.4. Incubação..... 36

2.4.4.1. Duração e temperatura..... 36

2.4.4.2. Umidade Relativa..... 37

2.4.4.3. Viragem..... 38

2.4.4.4. Pesagens..... 39

2.4.4.5. Ovoscopias..... 40

2.4.5. Eclosão..... 42
2.4.6. Diagnóstico embrionário e mortalidade..... 44
2.4.6.1. Mortalidade inicial..... 44
2.4.6.2. Mortalidade média..... 45
2.4.6.3. Mortalidade tardia..... 45
2.4.6.4. Causas de mortalidade embrionária..... 45
2.4.6.4.1. Mau posicionamento..... 45
2.4.6.4.2. Edema e miopatia..... 46
2.4.6.4.3. Contaminação..... 47
2.4.6.4.4. Má formação congênita..... 49
2.5. Características dos ovos e casca..... 49
2.5.1. Índice de perda de peso..... 49
2.5.2. Forma do ovo..... 50
2.5.3. Espessura da casca..... 51
2.5.4. Porosidade..... 52
2.5.5. Condutância do vapor de água..... 52
2.6. Índices reprodutivos..... 52
2.6.1. Taxa de Fertilidade..... 53
2.6.2. Taxa de Eclosão e Eclodibilidade..... 54
2.6.3. Taxa de mortalidade embrionária..... 54
2.6.4. Taxa de contaminação..... 55
3. Objetivos..... 56
4. Materiais e Métodos..... 57
4.1. Avestruzes analisados, local e época de realização do estudo..... 57
4.2. Manejo..... 57
4.3. Dados climáticos..... 58
4.4. Performance na produção de ovos..... 58
4.5. Ovos analisados..... 58

4.5.1. Avaliação das características produtivas dos ovos incubados.. 59

4.5.1.1. Taxas reprodutivas da estação..... 59

4.5.1.2. Índice de perda de peso..... 61

4.5.1.3. Peso do filhote e porcentagem do peso do filhote..... 61

4.5.1.4. Óbito dos filhotes..... 61

4.5.2. Avaliação das características físicas dos ovos não incubados. 62

4.5.2.1. Peso do ovo..... 62

4.5.2.2. Espessura da casca..... 62

4.5.2.3. Porosidade da casca..... 62

4.5.2.4. Área total da casca..... 62

4.5.2.5. Volume da casca..... 63

4.5.2.6. Índice da forma, comprimento e largura..... 63

4.5.2.7. Proporção entre componentes do ovo..... 63

4.5.2.8. Taxas de fertilidade e infertilidade..... 63

4.5.2.8.1. Perfurações espermáticas da membrana perivitelínica..... 63

4.6. Análise estatística..... 64

5. Resultados..... 65

5.1. Dados climáticos..... 65

5.2. Performance na produção de ovos..... 65

5.3. Avaliação das características produtivas dos ovos incubados..... 66

5.4. Avaliação das características físicas dos ovos não incubados..... 77

6. Discussão..... 86

7. Conclusão..... 93

8. Referências..... 94

1. INTRODUÇÃO

O avestruz, maior ave viva existente, é membro da família das ratitas e nativa do semi-árido e áreas desérticas da África do Sul. Os sul-africanos criam essas aves com finalidade produtiva desde o início do século XX e são responsáveis por aproximadamente 65% do mercado mundial de produtos: carne, couro, plumas e subprodutos. A criação comercial de avestruzes, Estrutiocultura, está em importante ascensão em inúmeros países do mundo. Atualmente, os maiores plantéis estão situados na África do Sul, Brasil, Estados Unidos, China, Austrália, Espanha e Canadá.

No Brasil, a estrutiocultura é uma atividade recente que teve início em 1994, ano das primeiras importações de reprodutores da África do Sul, Namíbia e Estados Unidos. Em 2000, o Brasil possuía cerca de 130 mil aves, sendo que em 2005, segundo dados publicados pela ACAB - Associação de Criadores de Avestruzes do Brasil, o plantel nacional estava com um número aproximado de 335 mil avestruzes, distribuídos em todo território nacional. Tornando-se o segundo país com maior número de aves, perdendo apenas para a África do Sul. A região Sudeste possui o maior número de aves, porém as regiões Nordeste e Centro-oeste apresentam um maior desenvolvimento porcentual. O mercado brasileiro ainda está baseado na demanda de matrizes e reprodutores para a multiplicação e crescimento do rebanho, justificando o grande aumento do número de aves. Contudo, recentemente a procura por aves em idade de abate, 12 a 14 meses aumentou significativamente. A partir de 2006, iniciar-se-ão as primeiras exportações de carne para países europeus.

O aumento do interesse por essas aves para a produção comercial fez com que o IBAMA - Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis, em março de 2002, reclassificasse o avestruz, que passou de exótica a ave de produção zootécnica, transferindo, assim, o controle produtivo dessa atividade para o MAPA - Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento.

Na tentativa de otimizar a postura e produtividade das fêmeas reprodutoras, realiza-se a incubação artificial dos ovos. Contudo, não se têm conseguido boas taxas de eclosão quando comparadas às taxas de incubatórios da avicultura industrial. Em virtude da realização de poucas pesquisas referentes à incubação artificial de ovos de avestruzes nestes últimos anos, são escassos os

relatos sobre quais seriam as melhores condições para se incubar tais ovos.

Não diferente do que ocorre em outros países, no Brasil muito pouco se relata sobre fatores físicos e funcionais dos ovos de avestruzes e suas relações com as condições de incubação artificial praticadas.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. Maturidade sexual e sazonalidade

Os avestruzes tornam-se sexualmente maduros entre dois e quatro anos de idade; fêmeas com dois a três anos e machos com três a quatro anos (LEY et al., 1986, KREIBICH & SOMMER, 1995). Nos primeiros anos após atingir a maturidade, a produção anual de ovos aumenta até, aproximadamente, 8 a 12 anos e se mantém estável por 16 anos antes de iniciar um declínio lento, quando a ave está com idade aproximada de 28 anos. Contudo, algumas fêmeas podem produzir por mais de 40 anos (KREIBICH & SOMMER, 1995; HUCHZERMEYER, 2000). Quando as fêmeas iniciam sua postura com dois anos, esta ocorre apenas no fim da estação reprodutiva e é possível predizer se isso vai ocorrer pelo exame de ultra-som dos ovários, no qual se observa a presença de folículos (LAMBRECHTS et al, 2002).

Na natureza, os avestruzes podem se reproduzir dependendo da disponibilidade de alimento após a ocorrência de chuvas. Essa característica pode ser utilizada para induzir a postura e produção de filhotes durante as estações mais adequadas para a criação, evitando que os picos de postura e de cria dos filhotes coincidam com épocas de chuvas. Mesmo algumas aves sendo capaz de reproduzir o ano todo, um período de descanso de pelo menos 3 meses é importante para que o aparelho reprodutivo, de ambos os sexos, prepare-se para a próxima estação de postura (DEGEN et al., 1994; KREIBICH & SOMMER, 1995; HUCHZERMEYER, 2000).

Avestruzes de produção comercial mantêm a sazonalidade observada em aves selvagens (DEGEN et al., 1994).

2.1.1. Comportamento sexual

As aves selvagens, com o início da estação reprodutiva, dividem-se em grupos menores ou famílias, que se constituem de um macho dominante, uma fêmea dominante e duas outras submissas. Durante a muda da plumagem, as fêmeas, mais precoces que os machos, iniciam antes o comportamento de corte (DEGEN et al., 1994).

Os machos protegem suas fêmeas prevenindo a formação de outras unidades de acasalamento e copulam freqüentemente com as fêmeas para garantir a paternidade (MALECKI & MARTIN, 2003a).

Durante a corte, as fêmeas se mostram para os machos abrindo e balançando as asas para frente (Figura 1) e, ao deitarem-se, esticam o pescoço e beliscam o chão. Quando a atividade reprodutiva se aproxima, os machos começam a ficar com os bicos, pálpebras e canelas avermelhadas (Figura 2). Essa vermelhidão relaciona-se com o aumento dos níveis séricos de testosterona e, conseqüentemente, à virilidade do animal (DEGEN et al., 1994; KREIBICH & SOMMER, 1995). Nesses períodos, os machos adultos ficam mais agressivos e brigam pela posse das fêmeas e/ou por defesa territorial (HUCHZERMEYER, 2000).

O macho também se mostra para a fêmea realizando uma dança de acasalamento (Figura 3). Ele se apóia sobre os tornozelos, abre as asas e as move ritmicamente de um lado para outro e golpeia o próprio dorso com a cabeça. Normalmente, o acasalamento ocorre ao amanhecer, eventualmente ao entardecer. O macho mantém seu pé esquerdo no chão próximo à fêmea, põe o pé direito em seu dorso e então insere o falo em sua cloaca pelo lado esquerdo. A duração da cópula é de 1 a 3 minutos (KREIBICH & SOMMER, 1995).

Os machos afugentam possíveis rivais de seu território adotando uma postura ameaçadora e vocalizando um som de advertência. Esse comportamento também é observado entre avestruzes de piquetes vizinhos que mantém contato visual. A preocupação excessiva com machos e fêmeas dos piquetes vizinhos pode desviar a atenção dos reprodutores, diminuindo assim o tempo que ele despende para cobrir a fêmea de seu próprio piquete (KREIBICH & SOMMER, 1995). Nos adultos, acredita-se que ocorre o *imprint*, que é o reconhecimento de pessoas como seu semelhante, devido ao convívio com humanos desde o nascimento. A presença de uma pessoa próxima aos piquetes pode interferir com a libido, estimulando ou inibindo a cópula (HUCHZERMEYER, 2000).

2.2. Manejo reprodutivo

O armazenamento de dados de forma acessível é a base para um bom manejo reprodutivo. Informações como número de ovos postos durante a estação, tamanho do ovo, qualidade da casca, fertilidade e eclodibilidade representam a eficiência do incubatório. Os resultados da análise da taxa de sobrevida dos filhotes nascidos podem constituir-se em um parâmetro para o controle reprodutivo da propriedade como para a seleção de futuros reprodutores (HICKS-ALLDREDGE, 1998).

Figura 1. Fêmea com as asas abertas para frente, sinal de interesse sexual

Figura 2. Macho com região de metatarso (canela) avermelhada

Figura 3. Macho realizando a dança de exibição

Existem três maneiras de arranjar as aves do setor reprodutivo: casal, trio e colônia. A área ideal para cada animal adulto é em torno de 500 m². O sistema de casal com um macho e uma fêmea é a maneira de se obter o maior número de informações mais precisas sobre resultados produtivos das aves. No trio, que consiste de duas fêmeas e um macho, não se deve utilizar machos imaturos de primeira postura, machos que não tenham se reproduzido anteriormente na forma de casal para o conhecimento de sua fertilidade ou que possuam índices de fertilidade menores que 70% (CARRER & KORNFELD, 1999).

A colônia se compõe pela presença de vários machos e fêmeas em um mesmo piquete (CARRER & KORNFELD, 1999). Lambrechts et al. (2002) relata que 70 a 80% dos ovos produzidos na África do Sul eram de sistema tipo colônia, no qual cada piquete possuía de 50 a 100 aves, na proporção de 6 machos para 10 fêmeas, com os ovos postos em um ninho comunitário. O sistema em colônia dificulta a identificação da fêmea responsável pela postura e, portanto, contribui para que fêmeas com baixos índices produtivos e machos com baixa fertilidade ou com problemas de libido permaneçam no plantel, o que é anti-econômico, pois aumenta os gastos da produção por filhote vivo (LAMBRECHTS et al., 2002).

2.3. Anátomo-fisiologia da fêmea

2.3.1. Ovário

As fêmeas possuem apenas o ovário esquerdo, alojado dorsalmente ao saco aéreo abdominal esquerdo e ventralmente ao pólo cranial do rim esquerdo (BEZUIDENHOUT, 1986). Ao nascimento, o ovário possui cerca de 200.000 folículos imaturos. O tamanho e forma do ovário variam bastante dependendo do estágio fisiológico em que as aves se encontram. O pequeno ovário inativo é róseo e com o córtex composto por numerosos folículos brancos de 1 a 3 mm de diâmetro. A porção medular é constituída por tecido conjuntivo altamente vascularizado (HICKS-ALLDREDGE, 1998). O ovário ativo, durante a estação reprodutiva, possui vários folículos desenvolvidos com diferentes tamanhos que podem variar de 1 mm a 12 cm de diâmetro (Figura 4) (HUCHZERMEYER, 2000; LAMBRECHTS et al., 2002; BRONNEBERG & TAVERNE, 2003).

É possível observar o desenvolvimento do ovário no decorrer da estação reprodutiva pela visualização de folículos com diferentes estágios de maturidade por

meio da utilização do ultra-som (US) (Figura 5). As fêmeas com quatro anos ou mais apresentaram maior desenvolvimento folicular quando comparadas às fêmeas com dois e três anos, principalmente no início da estação reprodutiva. Fêmeas com dois ou mais folículos ovarianos observados ao US nos dois primeiros meses de postura tiveram a produção de ovos maior que fêmeas com menos que dois folículos (LAMBRECHTS et al., 2002; BRONNEBERG & TAVERNE, 2003).

Figura 4. Morfologia do ovário de avestruzes: a) estroma, b) folículo pequeno (Ø 1 cm), c) folículo pré-ovulatório grande (Ø 9 cm), d) pedículo folicular, e) estigma, f) folículo pós-ovulatório, g) folículo em início de atresia, h) folículo em atresia avançada

2.3.2. Endocrinologia e dinâmica folicular

O eixo hipotálamo-hipófise-gonadal é responsável por todo controle da reprodução. O hormônio liberador de gonadotrofinas (GnRH), sintetizado e secretado pelo hipotálamo, age sobre a hipófise anterior estimulando a produção e secreção dos hormônios luteinizante (LH) e folículo estimulante (FSH), que têm como órgão alvo o ovário. Pela ação de tais gonadotrofinas estabelece-se uma hierarquia folicular que precede a ovulação. O VIP (peptídeo intestinal vasoativo) também secretado pelo hipotálamo, faz com que a hipófise anterior sintetize e secrete a prolactina, hormônio que agirá no hipotálamo inibindo a secreção de GnRH e estimulando o choco das aves (ETCHES, 1996).

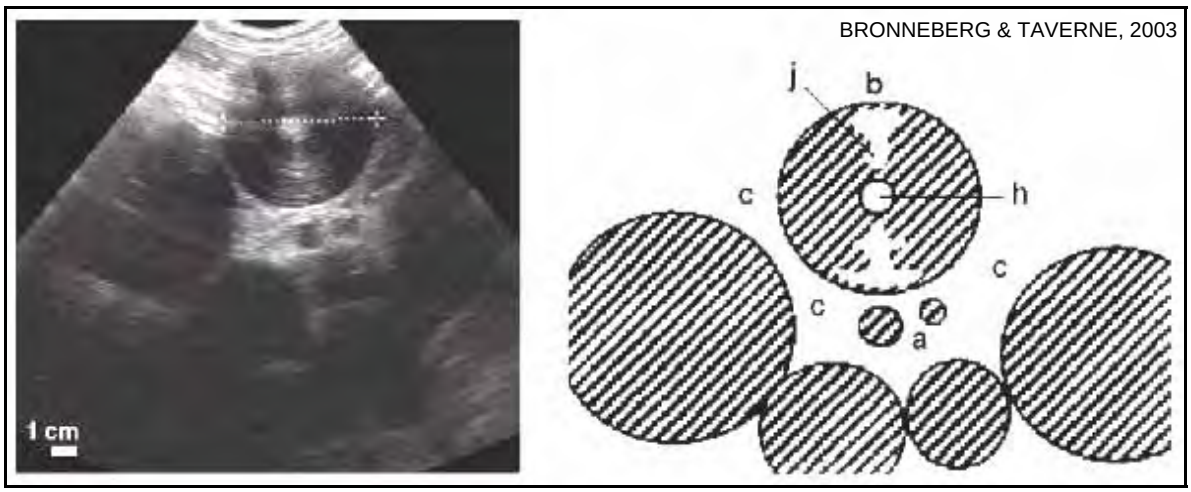

Figura 5. Imagem de ultra-som de ovário de avestruz com folículos de diferentes tamanhos: a) Ø 1 cm, b) Ø 6,6 cm, c) estroma, h) estrutura central hiperecogênica, j) anéis hiperecogênicos

O FSH estimula o crescimento inicial e maturação folicular devido ao maior número de receptores para esse hormônio em folículos pequenos brancos e amarelos. Conforme o folículo avança na seqüência hierárquica, aumenta de tamanho e se aproxima da ovulação, o número de receptores de FSH diminui e conseqüentemente sua ação (ETCHES, 1996).

O padrão de variação do nível sérico de LH, durante a estação reprodutiva, é o mesmo para avestruzes machos e fêmeas. A concentração de LH começa a se elevar um mês antes do início da postura e declina quando o número de ovos começa a diminuir, no final da estação reprodutiva. O controle se dá por meio de retroalimentação positiva exercida pela progesterona (P_4), sintetizada pelas células da granulosa de folículos maturos pré-ovulatórios (F1) (DEGEN et al., 1994). Em muitas espécies aviárias, como no *Gallus gallus*, há 3 picos de LH em um período de 24 horas (HICKS-ALLDREDGE, 1998). No ovário, o LH estimula a esteroidogênese e está envolvido na maturação folicular e ovulação (ETCHES, 1996).

O estradiol é responsável pelo comportamento sexualmente ativo, desenvolvimento do trato reprodutivo e formação do ovo. Tal hormônio é sintetizado nas células da teca, que compõe o estroma dos folículos hierárquicos menores que F1 (F2 a F5) e pós-ovulatório (SESTI, 2003). Há um aumento dos níveis séricos de estradiol no início da postura, seu pico coincide com o pico de postura e permanece

elevado quase até o fim da estação. Os estrógenos e andrógenos agem em vários sistemas do organismo da ave. Seus órgãos alvos são fígado, oviduto, ossos, crista, penas e sínfise púbica. Durante o desenvolvimento folicular rápido, os constituintes da gema são sintetizados no fígado e transportados via corrente sangüínea ao ovário, onde são depositados em anéis concêntricos de gema branca e amarela que têm composição bioquímica diferente (ETCHES, 1996).

No período de postura, os níveis séricos de cálcio total, colesterol e proteína são mais elevados nas fêmeas que estão botando (HAFEZ, 1988; DEGEN et al., 1994). A hierarquia dos folículos, F1, F2, F3 e pós-ovulatório, deve ser mantida para que a ovulação ocorra sob o controle do hormônio luteinizante (LH). As fêmeas de avestruzes possuem postura indeterminada uma vez que seus ovos sejam retirados do ninho (HICKS-ALLDREDGE, 1998). O folículo consiste de células da granulosa, das tecas interna e externa, do ovócito secundário e quantidades variáveis de gema dependendo do seu estágio de desenvolvimento, sendo a gema envolta pela membrana perivitelínica (MPV). Nos *Gallus gallus*, os folículos brancos pequenos passam por um período de desenvolvimento lento que se estende por anos. Os folículos amarelos menores se desenvolvem por dois a três meses. A fase seguinte se caracteriza pelo rápido desenvolvimento folicular devido ao aumento da quantidade de gema. Nos *Gallus gallus* esta fase varia de 7 a 11 dias e nos emus (*Dromaius novaehollandiae*) de 25 a 26 dias. Acredita-se que nos avestruzes, essa deposição ocorra entre 16 e 19 dias. Em emus, o período entre a rápida deposição de gema e o início da postura varia de 31 a 39 dias, ao passo que o período correspondente nos avestruzes seria de 26 a 30 dias (HICKS-ALLDREDGE, 1998). Com a chegada do término da estação reprodutiva, há a diminuição do número de folículos em maturação que ocasiona a queda da concentração sérica de P4 e acarreta a diminuição dos níveis de LH circulantes. Conseqüentemente, ocorre a diminuição dos níveis de estrógenos, do comportamento reprodutivo e as alterações orgânicas envolvidas no processo de formação do ovo e postura (DEGEN et al., 1994).

Em machos, o LH estimula as células de Leydig e a esteroidogênese nos testículos. Portanto, espera-se o aumento do nível sérico da testosterona que ocorre um mês após o início da postura e se mantém por, aproximadamente, 3 a 4 meses. A concentração sérica de LH nos machos é 3 vezes maior que nas fêmeas (DEGEN et al., 1994).

2.3.3. Oviduto

O oviduto é suspenso na parede abdominal pelos ligamentos vasculares cranial e caudal. É composto pelo infundíbulo, magno, istmo, útero ou glândula da casca e vagina (Figura 6), que se abre no urodeo, porção intermediária da cloaca, na posição dorso lateral esquerda (HICKS-ALLDREDGE, 1998).

O infundíbulo, local da fecundação, é transparente, possui forma de funil e envolve o ovário, captando o óvulo e impulsionando-o para o próximo segmento. No magno, maior porção do oviduto, há numerosas glândulas responsáveis pela secreção do albúmem espesso ao redor da gema. Esse segmento em toda sua extensão apresenta pregas longitudinais de coloração que varia do marrom claro ao branco (HICKS-ALLDREDGE, 1998).

O istmo possui mais pregas longitudinais que o magno e é responsável pela síntese das membranas interna e externa ao redor do albúmem espesso. Esse ovo, parcialmente formado, é transportado ao útero, onde água, vitaminas e sais minerais passam através das membranas da casca para seu interior em resposta a um gradiente osmótico. Como resultado, tem-se a formação da camada de albúmem mais fluida (HICKS-ALLDREDGE, 1998).

A casca é depositada ao redor do ovo no útero, que é a porção mais dilatada do oviduto e possui mucosa glandular, de coloração rósea a vermelha, dependendo do estágio de produção (HICKS-ALLDREDGE, 1998). Embora exista quem questione a existência da camada de mucina sobre a casca do ovo, também a uma linha defensora da idéia de que após a formação da casca, de coloração que varia do branco ao creme, ocorra a deposição da camada de mucina, que tem função de proteger os poros contra a invasão de agentes contaminantes. Essa camada de mucina seria hidrossolúvel (HICKS-ALLDREDGE, 1998; HUCHZERMEYER, 2000).

A vagina, responsiva ao cálcio e estimulada pela ocitocina, é uma porção muscular terminal do oviduto responsável pela expulsão forçada do ovo para a cloaca, a oviposição (HICKS-ALLDREDGE, 1998; HUCHZERMEYER, 2000).

Na junção útero-vaginal, localizam-se os túbulos de estocagem seminal, os quais formam uma reserva de espermatozóides no oviduto, permitindo a fertilização por 5 a 9 dias após a cópula (BEZUIDENHOUT et al., 1995; SWAN & SICOURI, 1999).

Na maioria das espécies de aves estudadas, o ovo permanece 15 minutos no infundíbulo, 3 horas no magno, 1,5 hora no istmo e 20 a 21 horas no útero, somando um total de 24 a 26 horas para sua formação. Para avestruzes não há relato na literatura sobre o tempo de permanência do ovo em cada segmento do oviduto, sabe-se que é possível um intervalo entre a postura dos ovos 48 horas (HICKS-ALLDREDGE, 1998).

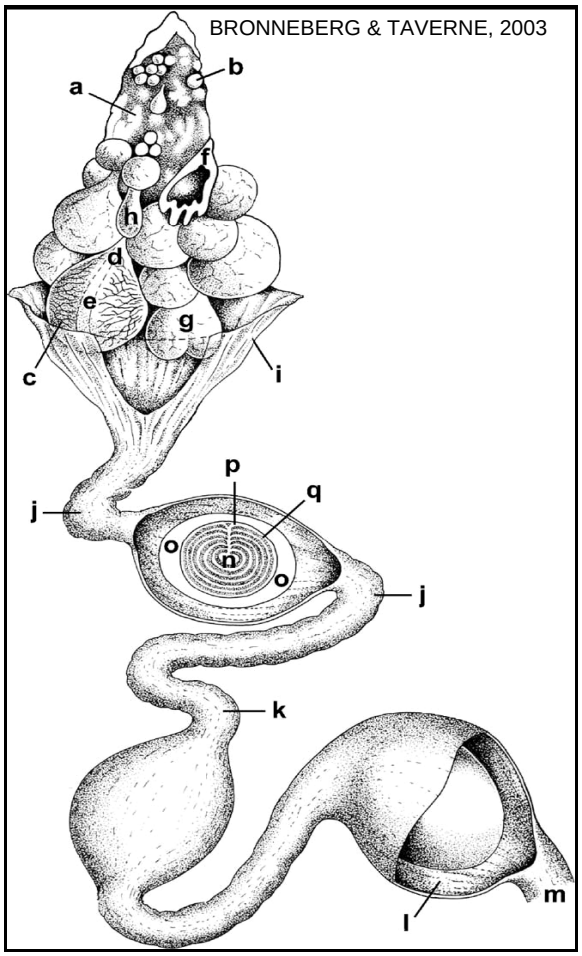

Figura 6. Morfologia do trato reprodutivo feminino: a) estroma, b) folículo pequeno (Ø 1cm), c) folículo pré-ovulatório grande (Ø 9cm), d) pedículo folicular, e) estigma, f) folículo pós-ovulatório, g) folículo em início de atresia, h) folículo em atresia avançada, i) infundíbulo, j) magno, k) istmo, l) útero ou glândula da casca, m) vagina, n) óvulo no centro da gema, o) albúmem, p) anéis claros amarelos da gema, q) anéis amarelos escuros da gema

2.3.4. Ovo

O ovo é a unidade reprodutora mais complexa e diferenciada da natureza. Contém o óvulo, que é pequena porção de matéria viva, envolta por grande quantidade de material nutritivo. O óvulo consiste do disco germinativo (DG), gema e MPV. Ao redor ainda se encontram as estruturas protetoras, as membranas interna e externa e a casca. Com a ativação da porção viva, a massa de nutrientes garante o desenvolvimento do embrião (HICKS-ALLDREDGE, 1998). As variáveis físicas e químicas do ovo o tornam uma estrutura altamente complexa e interferem no processo de incubação, desenvolvimento embrionário e eclosão (SUPERCHI et al., 2002).

A câmara de ar (CA) do ovo se forma entre as duas membranas, interna e externa, devido à evaporação de água através dos poros, localiza-se no pólo mais poroso da casca. A porosidade dessa casca e sua capacidade de condutância de vapor são fatores importantes para a eclodibilidade, por estarem envolvidas em processos fundamentais como as trocas gasosas do ovo. A porosidade é uma característica que poderia ser considerada em programas de seleção genética (SALES et al., 1996; HICKS-ALLDREDGE, 1998).

Os componentes dos ovos, albúmem, gema e casca, possuem diferentes funções biológicas. A proporção de cada um deles pode variar com a fase da estação reprodutiva (SUPERCHI et al., 2002).

Em ovos de avestruzes, o albúmem, principal fração protéica do ovo, representa aproximadamente 53% do ovo. A ovoalbumina, ovotransferrina, ovomucóide, avidina e lisozimas compões esse albúmem e são responsáveis pela proteção embrionária contra a ação bacteriana. Os mecanismos envolvidos na proteção são: alta viscosidade impedindo a movimentação do agente contaminante para o centro do ovo, ação da avidina que se liga à biotina utilizada na reprodução bacteriana e ação direta de lisozimas hidrolisando polissacarídeos da parede bacteriana. A porcentagem de proteína total do albúmem varia durante a estação, aumentando e atingindo seu máximo valor no fim (SUPERCHI et al., 2002; CARNEIRO, 2005).

O ovo de avestruz apresenta a maior proporção de casca quando comparado à proporção de outras espécies de aves (SALES et al., 1996). Em casos de aumento da porcentagem da casca, há a diminuição das proporções de gema e albúmem (DI MEO et al., 2003). A casca é basicamente formada por carbonato de cálcio e corresponde a, aproximadamente, 20% do peso do ovo (CHRISTENSEN et

al., 1996). Esse material, durante a incubação, é utilizado pelo embrião através da absorção pela membrana cório-alantóide (SOLOMON, 1997).

A gema corresponde a 27% do peso total de ovos de avestruzes (CHRISTENSEN et al., 1996). Nutricionalmente, a gema fornece 75% das calorias e quase toda gordura, ferro, vitamina A, tiamina e cálcio do ovo (SALES et al., 1996). A gema possui 30% de gordura, conteúdo lipídico, que tende a aumentar com o avanço da estação de postura. É utilizado como primeira fonte de energia pelo embrião e também possui vários componentes essenciais para desenvolvimento deste. Os carboidratos pouco contribuem energeticamente com o desenvolvimento embrionário nos primeiros dias (SUPERCHI et al., 2002).

Segundo Nobel et al. (1996 apud HUCHZERMEYER, 2000), existem diferenças na composição de ácidos graxos insaturados entre ovos de avestruzes selvagens e criações comerciais, o que poderia explicar as baixas taxas de eclodibilidade na incubação artificial, uma vez que os embriões e filhotes dependem destes nutrientes para seu desenvolvimento e sobrevida após o nascimento.

Avestruzes adultas selvagens são capazes de incubar mais de 22 ovos por ninho, durante estação reprodutiva. Três ou mais fêmeas abastecem o ninho e após 2 ou 3 semanas, inicia-se a incubação, as fêmeas chocam os ovos durante o dia e os machos no período da noite (GONZALEZ et al., 1999). A fêmea, em condições naturais, põe em média de 20 a 22 ovos por estação reprodutiva. Com a melhoria da nutrição, a aplicação de programas de seleção e a retirada dos ovos do ninho para incubá-los artificialmente, as fêmeas comerciais aumentaram a produção de ovos (DEGEN et al., 1994), mas a postura por fêmea ainda é extremamente variada (LAMBRECHTS et al., 2002).

O período de postura pode ser dividido em 1 a 3 ciclos reprodutivos com aproximadamente 12 ovos por ciclo (HUCHZERMEYER, 2000). Nos EUA, essa média é de 30 a 40 ovos por ano (HICKS-ALLDREDGE, 1998). Di Meo et al. (2003) observou uma postura equivalente a 38,8 ovos por fêmea, com performance produtiva de 31,5%. Em um sistema de criação em colônia em Israel, Degen et al. (1994) obtiveram uma produção de 28,7 ovos por fêmea. A produção é muito variável em cativeiro, sendo que em uma estação de postura a fêmea pode produzir de 0 a 167 consecutivamente. A média de produção por fêmea na África do Sul em 1996 foi de 55,5 ovos na estação (VAN SCHALKWYK et al., 1996). No Brasil, Carrer

et al. (2001), durante a estação reprodutiva de junho a dezembro de 1998 no interior do estado de São Paulo, observaram a postura de 38 ovos por fêmea.

2.3.4.1. Membrana perivitelínica

A MPV de galinhas possui proteínas de adesão que interagem com os receptores de membrana dos espermatozóides, que parecem ser mais atraídos para a região do DG da MPV, possivelmente devido à microvilosidades aí existentes em maior número e comprimento. A região mais periférica do DG parece ter maior quantidade dessas microvilosidades, o que justificaria o número mais elevado de perfurações espermáticas e espermatozóides aderidos. As regiões fora do DG também possuem perfurações ou células aderidas, só que em menor número (BRAMELL & HOWARTH, 1992).

A MPV de avestruzes segue o mesmo padrão de outras espécies aviárias. No centro do DG há uma baixa concentração espermática comparada às regiões adjacentes, sugerindo que existe nessa região um mecanismo de inibição da interação óvulo-espermatozóide, que pode ser auxiliado pela alta atratividade dos espermatozóides às áreas adjacentes (MALECKI & MARTIN, 2003b).

Durante a fertilização do óvulo, os espermatozóides hidrolisam a MPV promovendo aberturas para o interior citoplasmático, acessando o pró-nucleo feminino. Os espermatozóides que não conseguem entrar no citoplasma ficam aderidos a MPV e a quantificação desses permite estimar o número de espermatozóides que interagiram com a MPV próximo ao DG e a população espermática no sítio de fertilização (BRAMWELL et al., 1995; MALECKI & MARTIN, 2003a).

Existem duas técnicas que permitem o acesso a MPV principalmente na região do DG: a contagem de perfurações espermáticas da MPV (PEMPV) e contagem de espermatozóides aderidos a MPV. Ambas podem ser utilizadas para diagnosticar problemas reprodutivos masculinos e femininos e adotar medidas corretivas. Também permitiriam detectar avestruzes com alta capacidade de fertilização dentro de um plantel, comparar suas performances em várias estações reprodutivas e, ainda, otimizar a proporção entre os machos e fêmeas (BRAMELL & HOWARTH, 1992; MALECKI & MARTIN, 2003a).

Existe correlação positiva entre as perfurações espermáticas e a taxa de fertilidade (r 0,89, $P<0,0001$), o que permite uma ação mais rápida e com menos

custo de produção em casos de queda na contagem das perfurações (BRAMWELL et al., 1996). Juntamente a essa técnica, realiza-se a observação do DG para classificá-lo como fértil ou infértil (BRAMELL & HOWARTH, 1992; MALECKI & MARTIN, 2003a).

Se não há fertilização, a região do DG adquire uma aparência diferente quando comparado à dos ovos fertilizados. Os ovos inférteis possuem o blastodisco, uma área branca vacuolizada dentro de um anel amarelo. Os discos germinativos fertilizados ou blastodermas são compostos por duas áreas distintas, uma área central mais clara denominada de pelúcida, que é circundada por um anel opaco (MALECKI & MARTIN, 2003a). A técnica de fixação e coloração da MPV para a contagem de perfurações que utiliza formol a 20% e reagente de Schiff, segundo Bramwell & Howarth (1992), diminui a membrana em aproximadamente 21%, mas parece não afetar o tamanho do DG.

Vários fatores influenciam a quantidade de espermatozóides que interagem com a MPV, entre eles pode-se citar a relação entre macho e fêmea, idade das aves, período da estação e compatibilidade dos reprodutores. A infertilidade pode ser associada ao baixo número de espermatozóides estocados, quer seja pela não cobertura da fêmea, produção espermática insuficiente ou incapacidade da fêmea em armazenar os espermatozóides. No início da estação reprodutiva, esta condição pode estar associada à não sincronização da oviposição com a produção espermática (MALECKI & MARTIN, 2003a; WISHART et al., 2004).

2.4. Incubação artificial

O sucesso da incubação artificial de ovos de avestruzes é baixo quando comparado ao da avicultura industrial. Alguns dos fatores que interferem no resultado da incubação artificial são manejo pré-incubação, desde coleta até a armazenagem, e as condições de incubação (VAN SCHALKWYK et al., 1996). Essa é uma importante área de estudo na estrutiocultura.

A padronização do processo de incubação pode ser, em parte, responsável pela baixa qualidade dos filhotes nascidos e pela alta taxa de mortalidade embrionária (ME), pois os ovos de avestruzes têm características bastante variadas entre si, principalmente pela não seleção de matrizes. É importante determinar qual a média de peso dos ovos e quais as características da

casca que melhor se adaptam as práticas de incubação que vêm sendo realizadas para obter-se maiores taxas de eclosão e filhotes melhores (SAHAN et al., 2003).

Os objetivos da realização da incubação artificial são (CARNEIRO, 2005):

- Controlar as variáveis do processo como temperatura, UR e viragem;
- Aumentar a eclodibilidade do processo;
- Acompanhar o desenvolvimento embrionário;
- Identificar ovos inviáveis precocemente;
- Concentrar a incubação e conseqüentemente o nascimento;
- Formar lotes semanais de filhotes nascido, facilitando o manejo do incubatório e setor de cria.

2.4.1. Coleta dos ovos

Van Schalkwyk et al. (1999) observaram que a maioria das fêmeas realiza a postura de seus ovos entre o meio dia e cinco horas da tarde. Como os ovos precisam ser coletados o quanto antes para diminuir o contato com o ambiente do ninho, realiza-se a verificação dos ninhos duas ou três vezes ao dia, coincidindo com o fornecimento de concentrado ou volumoso. O responsável pela coleta deve usar sacos plásticos descartáveis para impedir o contato direto das mãos com o ovo, sendo que tais sacos devem permanecer abertos para não impedir a troca de gases pela superfície porosa da casca. Neste momento, identifica-se o ovo com a data da postura, número do piquete ou da fêmea.

Os ovos colhidos são transportados para uma área de limpeza e desinfecção em caixas com espumas, que evita o choque e conseqüente quebra ou rachadura, que levam ao descarte. A permanência do ovo no piquete, durante a noite, provoca seu resfriamento, condensação do orvalho na superfície da casca e possível carreamento de agentes contaminantes para seu interior. Ovos coletados pela manhã, que tenham passado a noite no piquete, tiveram 22,9% de ME, enquanto que nos ovos recolhidos durante à tarde a ME foi de 16,6% (VAN SCHALKWYK et al., 1999).

Caso o ovo permaneça no piquete exposto ao sol por um período prolongado, ocorrerá uma situação de pré-incubação pelo aumento da temperatura que potencializa a interrupção do desenvolvimento embrionário pelo frio da

estocagem subseqüente, podendo aumentar a taxa de ME inicial (VAN SCHALKWYK et al., 1999).

Antes da higienização, os ovos com maior probabilidade de contaminação ou com alguma característica indesejável deveriam ser descartados para minimizar as chances de contaminação ou qualquer outro tipo de problema na incubadora (HUCHZERMEYER, 2000; LÁBAQUE et al., 2003; CARNEIRO, 2005).

Na África do Sul, os criatórios comerciais que possuem o plantel de reprodutores em piquetes de 20 a 100 hectares, coletam ovos 2 a 3 vezes na semana. Esse intervalo aumenta a exposição dos ovos a condições adversas, como matéria orgânica e temperaturas elevadas durante o dia que podem provocar a contaminação dos ovos e ME, diminuindo a taxa de eclosão (VAN SCHALKWYK et al., 1999).

2.4.2. Higienização

A higienização é realizada pela lavagem e fumigação dos ovos. A lavagem é uma prática que vem sendo discutida por muitos pesquisadores, pois se efetuada de maneira incorreta pode levar agentes contaminantes presentes na superfície da casca para o interior deste ovo, por meio de forte ação capilar. Desinfetantes ácidos devem ser evitados, pois haverá neutralização devido à ação tamponante do carbonato de cálcio da casca. Os desinfetantes mais comumente usados são à base de amônia quaternária, iodo ou glutaraldeído (HUCHZERMEYER, 2000). A lavagem deve ser realizada com muito critério. A solução desinfetante aquecida à temperatura de 40 a 45ºC pode impedir o efeito de capilaridade dos poros da casca (DEEMING, 1996a).

A fumigação ou vaporização dos ovos deve ocorrer sob condições especiais de temperatura e umidade relativa (UR) em caixas ou câmaras construídas para tal propósito, sendo que as quantidades de formalina e permanganato de potássio a serem utilizadas dependem do volume da caixa. Deve-se ter cuidado com o manuseio desses produtos, pois o vapor liberado é irritante e tóxico (HUCHZERMEYER, 2000), sendo obrigatória a ventilação desses ambientes (CARNEIRO, 2005). Muitos incubatórios não realizam a lavagem e apenas efetuam a fumigação em máquinas comerciais construídas especificamente para este fim, as fumigadoras.

2.4.3. Estocagem

Com a estocagem forma-se lotes para a incubação, que é iniciada uma vez por semana. Depois de colhidos e limpos, os ovos são estocados em condições controladas de temperatura e UR. A temperatura deve estar abaixo do zero fisiológico do desenvolvimento embrionário, que nos *Gallus gallus* é ao redor de 25º (CARNEIRO, 2005). Van Schalkwyk et al. (1999), comparando quatro diferentes temperaturas durante a estocagem de 7 dias e mensurando o diâmetro dos discos germinativos, puderam identificar que o zero fisiológico dos embriões de avestruzes está abaixo de 20°C, pois a essa temperatura também houve desenvolvimento embrionário (Tabela 1). A melhor temperatura para estocar os ovos seria a que impede por completo o desenvolvimento dos embriões. Os melhores resultados foram em ovos aquecidos a 36°C por 4 horas e depois levados a câmara de estocagem a 17°C durante 6 dias. Esse procedimento diminuiu em 10% a ME entre 22 e 42 dias de incubação. Estocagens a 25°C tiveram 20% a mais de ME tardia quando comparado à armazenagem a 17° (VAN SCHALKWYK et al., 1999).

Tabela 1. Diâmetro do disco germinativo de ovos de avestruzes submetidos a diferentes temperaturas de estocagem, 7 dias

	Temperatura de Estocagem (°C)			
	20	**25**	**26**	**27**
Diâmetro do DG (mm)	6,0 ± 0,9	12,1 ± 0,06*	20 ± 0,6*	42,1 ± 0,6*

*P<0,01

FONTE: VAN SCHALKWYK et al., 1999.

A estocagem pré-incubação, por 2 a 9 dias, permite a maturação dos ovos, que consiste na eliminação de CO_2, fluidificação e aumento do pH do albúmem, importantes ocorrências para um desenvolvimento embrionário adequado. O albúmem mais fluido facilita o movimento dos nutrientes para o blastoderma e auxilia na difusão de gases (NAHM, 2001; BOLETI, 2003).

A ausência de estocagem também pode comprometer a qualidade da ave recém-nascida, a taxa de eclosão ou a duração da incubação, pois não possibilita o estabelecimento do gradiente do pH necessário a embriogênese e pode diminuir a

aquisição de nutrientes e oxigênio pelo embrião antes do desenvolvimento dos anexos embrionários (BOLETI, 2003).

A estocagem demasiadamente prolongada eleva muito o pH que se torna impróprio para o embrião. Nessas condições o albúmem se degrada ficando mais fluido, possibilitando maior perda de peso dos ovos e desidratação do embrião, em virtude de sua proximidade com a casca (BOLETI, 2003). Nahm (2001) não encontrou diferença significativa entre as taxas de eclodibilidade de ovos que foram estocados por até 19 dias a uma temperatura de 15ºC e sem a remoção da camada de mucina presente na superfície do ovo. Enquanto Deeming (1997 apud NAHM, 2001) mostrou que houve um declínio progressivo na eclodibilidade a partir do 10º dia de estocagem, sem nascimento quando a estocagem se estendeu até 17 dias. Deeming (1996b) comparando três lotes de ovos incubados, com mais de 200 ovos cada, encontrou menor taxa de eclosão no lote em que a estocagem foi de 9 a 17 dias. Nos outros dois lotes, a estocagem não excedeu 11 dias.

O resfriamento dos ovos deve ser lento e a temperatura final de estocagem deve ser atingida em aproximadamente 12 horas. A UR do ar do ambiente de estocagem considerada ideal fica entre 75 a 80%, para impedir a perda de massa dos ovos durante o processo. Perdas de peso nessa fase poderiam baixar a viabilidade embrionária (DEEMING et al., 1993; HUCHZERMEYER, 2000).

Antes da incubação, é importante reaquecer lentamente os ovos até que atinjam 25ºC, impedindo que haja um choque térmico no início da incubação, quando há a retomada do desenvolvimento embrionário. O pré-aquecimento dos ovos também evita que ocorra condensação de vapores sobre a casca, não interfere tanto com a temperatura programada na incubadora e parece diminuir o tempo de incubação (DEEMING et al., 1993; VAN SCHALKWYK et al., 1996; HUCHZERMEYER, 2000).

Já Van Schalkwyk et al. (1999) relataram que ovos transportados diretamente da estocagem a 17°C para a incubadora a 36°C não apresentaram diminuição da taxa de eclosão, nem influenciaram na temperatura da máquina ou no aumento da taxa de contaminação que seria facilitada pela condensação de vapores sobre a casca.

Durante a estocagem, o posicionamento dos ovos pode ser na vertical, no qual a CA fica voltada para cima e a viragem é feita movendo-se o ovo em uma angulação de 45º para ambos os lados. Ainda há a possibilidade de posicionar o ovo

na horizontal com a viragem de 180º sob o eixo longitudinal (Figura 7). Os ovos estocados são virados, pelo menos, duas vezes ao dia. A viragem impede que ocorra a aderência das estruturas internas do ovo e promove a homogeneização dos constituintes (KREIBICH & SOMMER, 1995; HUCHZERMEYER, 2000). O posicionamento dos ovos não parece ser determinante para a ocorrência de ME, que foi semelhante para as posições horizontal e vertical com a CA para cima ou para baixo (VAN SCHALKWYK et al., 1999).

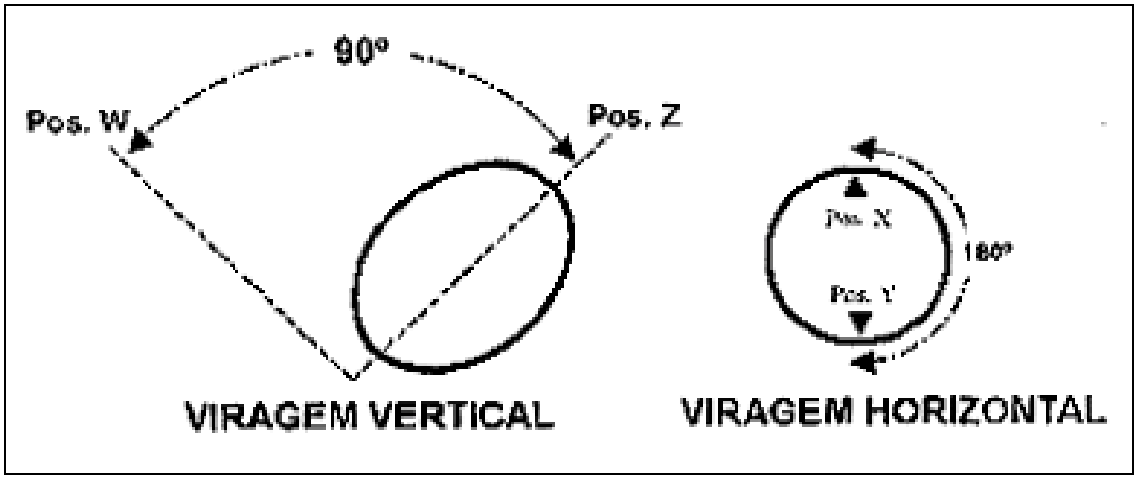

Figura 7. Posicionamento dos ovos e esquema da viragem (KREIBICH & SOMMER, 1995)

2.4.4. Incubação

2.4.4.1. Duração e temperatura

A duração da incubação dos ovos de avestruzes é, em média, de 42 dias, variando de acordo com sua temperatura e estágio inicial de desenvolvimento do embrião (CARNEIRO, 2005). Os ovos, depois de reaquecidos a 25ºC, são levados à incubadora com temperatura variando entre 36º a 36,9ºC. Temperaturas mais baixas, como 35 a 35,5ºC, aumentam o tempo da incubação para 44 a 47 dias, enquanto temperatura de 36ºC relaciona-se com nascimentos com 41 a 42 dias (DEEMING et al., 1993).

A temperatura necessária para incubar ovos de avestruzes é menor que em outras espécies, que varia de 37,5 a 37,8ºC. Durante a segunda metade da incubação, o embrião aumenta seu metabolismo, produzindo calor adicional, que pode superaquecer a incubadora (DEEMING et al., 1993; HUCHZERMEYER, 2000).

Nahm (2001) incubou ovos em temperaturas que variaram de 36,4 a 37ºC com obtenção de bons resultados de eclosão. Em casos de incubadoras com ovos em vários estágios de incubação, as bandejas poderiam ser manejadas, intercalando – se ovos de diferentes estágios de desenvolvimento, diminuindo as chances do aquecimento excessivo em locais onde haja ovos em estágios mais avançados de desenvolvimento.

No início da estação quando as máquinas não estão cheias, há um grande volume de ar circulante que resfria os ovos e conseqüentemente retarda o desenvolvimento embrionário, prolongando o tempo de incubação. Em incubadoras de carga única, a regulagem da temperatura durante o processo de incubação se faz necessária, diminuindo nos dias finais da incubação (DEEMING et al., 1993; BOLETI, 2003). Cálculos matemáticos, realizados por Christensen et al. (1996), baseados no período de incubação e peso dos ovos, sugerem que o tempo de incubação adequado seria de 45 dias. Isso poderia ser conseguido diminuindo-se a temperatura do processo, de 36,7° a 36°C.

2.4.4.2. Umidade relativa

Para poder eclodir nas condições de seu ambiente natural, durante o processo evolutivo da espécie, os ovos de avestruzes adquiriram características que requerem baixa UR na incubação para que haja perda de peso adequada (KREIBICH & SOMMER, 1995).

Segundo Swart (1988 apud PHILBEY et al., 1991), na natureza a UR média mensurada de seis ninhos de aves selvagens foi de 42% e aumentou gradativamente até o 6º dia da incubação e diminui até o 41º. O peso do ovo e sua qualidade de casca são fatores determinantes na escolha da melhor UR na incubadora. Ovos alongados, leves ou de maior porosidade necessitam de maior UR, enquanto ovos redondos, mais pesados ou menos porosos carecem de UR mais baixa (CARNEIRO, 2005). Para atingir a massa ideal no fim da incubação, cerca de 13 a 15% menos que no início, a UR deve ser de 18 a 20%. Para trabalhar nessa UR tão baixa, em muitas regiões ou em determinadas épocas do ano, faz-se necessário o uso de desumidificadores nas incubadoras ou de aparelhos de ar condicionado nas salas de incubação (DEEMING et al., 1993; HUCHZERMEYER; 2000; NAHM, 2001).

A UR também pode ser ajustada no decorrer da incubação, em máquinas de único estágio, dependendo da perda de peso. Incubadoras, com ovos que perderam pouca massa, precisam ser reajustadas para diminuir mais a UR (DEEMING et al., 1993; TERZICH & VANHOOSER, 1993). Incubatórios que possuem mais de uma incubadora poderiam manejar os ovos de acordo com a perda de peso, ajustando diferentes UR para cada máquina. Ovos que perderam peso acima do desejado devem ser colocados em máquinas com maior UR, sendo que ovos com perda de peso abaixo do padrão deverão ser transferidos para incubadoras com UR menor (PHILBEY et al., 1991).

Em situações em que a UR se mantém elevada, os problemas mais observados são diminuição da eclosão, aumento do número de filhotes edemaciados e que morrem na primeira semana de vida. A UR também interfere na condutância da casca, que é a medida da taxa de difusão dos gases. Sob condições de UR excessiva, estabelece-se uma menor taxa de difusão que pode ser insuficiente para atender a demanda de oxigênio do embrião e provocar hipóxia (CHRISTENSEN et al., 1996; PHILBEY et al., 1991). A UR demasiadamente baixa pode provocar aumento da mortalidade na casca com o filhote já formado ou resultar em filhotes fracos, pequenos e desidratados (CARNEIRO, 2005).

2.4.4.3. Viragem

A maioria das espécies aviárias realiza a viragem dos seus ovos, durante a incubação. Em incubatórios artificiais de *Gallus gallus*, a viragem é efetuada a cada hora. Estudos realizados para avaliar os efeitos da freqüência e a ocorrência ou não de viragens dos ovos mostram haver relação com a taxa de eclosão. A viragem facilita a utilização do albúmem pelo embrião e interfere diretamente com seu crescimento. Falhas nesse processo diminui o crescimento embrionário, sua massa corpórea, conseqüentemente seu tamanho final e leva ao retardo na eclosão (DEEMING, 1989; DECUYPERE et al., 2003).

A formação de fluídos sub embrionários, assim como o posicionamento de seus diferentes compartimentos, também é influenciado pela viragem. O fluido amniótico e alantóide estão reduzidos quando há falhas nesse processo. Pouca quantidade de fluido alantóide afeta o embrião, principalmente, no estágio final de incubação, quando a água se torna escassa. A redução do alantóide ainda leva a diminuição de até 30% da área da membrana cório-alantóide, que interfere nas

trocas gasosas do embrião. Portanto, a viragem dos ovos está intimamente ligada ao sucesso da incubação, pois permite o desenvolvimento adequado do sistema vascular embrionário sem que haja aderência à membrana interna da casca ou adesão incorreta do cório-alantóide às membranas da casca (DEEMING, 1989; DECUYPERE et al., 2003), melhora a disponibilidade dos nutrientes do ovo e permite ao embrião eliminar as suas excreções (HUCHZERMEYER, 2000) e também mantém a temperatura interna do ovo uniforme (SAMSOM, 1997).

Nos *Gallus gallus*, a primeira semana de incubação, de 3 a 7 dias, parece ser um período crítico relacionado a viragem, sendo que não há relato na literatura para essa informação para ovos de avestruzes (DEEMING, 1989).

Durante a incubação o posicionamento dos ovos e o método de viragem são semelhantes aos realizados no período de estocagem. O intervalo de viragem pode ser a cada: 1 hora (VAN SCHALKWYK et al., 1996), 2 horas (CARNEIRO, 2005), 4 horas (SAMSON, 1997) ou 6 horas (BROWN et al., 1996). Na natureza, a fêmea pode virar os ovos a cada 15 a 90 minutos (KREIBICH & SOMMER, 1995), 10 horas ou 24 horas (BROWN et al., 1996).

2.4.4.4. Pesagens

O peso dos ovos, em gramas, é em média 1.400 (ROMANOFF & ROMANOFF, 1949 apud SALES et al., 1996), 1.444 (SUPERCHI et al., 2002), 1.526 (DI MEO et al., 2003) e 1.618 (SAHAN et al., 2003). A variação de peso pode ser influenciada pela genética das fêmeas e pelo período da estação (DI MEO et al., 2003). A nutrição também pode interferir no peso dos ovos e qualidade dos filhotes nascidos. O peso representa aproximadamente 1,2% do peso corporal da fêmea reprodutora, semelhante à proporção de outras espécies, como o peru, em média 1,0% (SALES et al., 1996).

Antes e durante o processo de incubação, a pesagem é importante, pois permite a classificação dos ovos de acordo com o tamanho e permite o acompanhamento da perda de peso, que sinaliza a taxa de desidratação. Normalmente, a pesagem é realizada juntamente com a ovoscopia para facilitar o manejo. O acompanhamento do peso pode ser semanal ou na ovoscopia de 14 dias e de transferência. Deve-se evitar o manejo excessivo dos ovos na incubação com a finalidade de minimizar a manipulação, estresse embrionário e variações de temperatura na máquina (CARNEIRO, 2005).

2.4.4.5. Ovoscopias

As ovoscopias consistem da visualização da presença ou ausência de sombras existentes dentro do ovo, pelo do uso de uma fonte de luz acoplada à superfície da casca, de preferência em ambiente escuro para facilitar a visualização. A ovoscopia é uma ferramenta bastante útil durante a incubação, pois permite o diagnóstico precoce de contaminações dos ovos pela visualização de pontos ou áreas escuras. Também possibilita a observação do padrão de desenvolvimento embrionário e o processo de nascimento do filhote, sem tantos detalhes como é possível ver em ovos de outras espécies devido à espessura da casca (Figura 8) (DEEMING et al., 1993, 1995a; LÁBAQUE et al., 2003).

Antes da incubação, faz-se a ovoscopia inicial para verificar a posição da CA para posicionar corretamente o ovo na máquina. A identificação de manchas escuras, que possam indicar uma possível contaminação, ou ainda, a existência de rachaduras não observadas a olho nu são critérios para realizar o descarte dos ovos. Nessa ovoscopia, o ovo não apresenta detalhes marcantes, exceto pela sombra discreta formada pela gema, que se movimenta pelo ovo, conforme o mesmo é movido (DEEMING, 1995a).

Com 7 dias de incubação, poucos ovos apresentam sombra ocupando 5% da superfície da casca e alguns outros com 10 a 15%, sendo que essa sombra tem pouca definição. Ovos presumidamente férteis apresentam sombra de 20 a 25% da sua superfície (DEEMING, 1995a).

Aos 14 dias de incubação, já é possível identificar mais facilmente o desenvolvimento embrionário, pela visualização de uma sombra bastante definida com extensão de 45 a 50% da superfície da casca observada. Alguns ovos possuem sombra fraca e pouco definida com 20 a 35% do ovo. Nos inférteis não há formação de sombra ou essa se mostra pequena com 5 a 15% da superfície (DEEMING et al., 1993, 1995a).

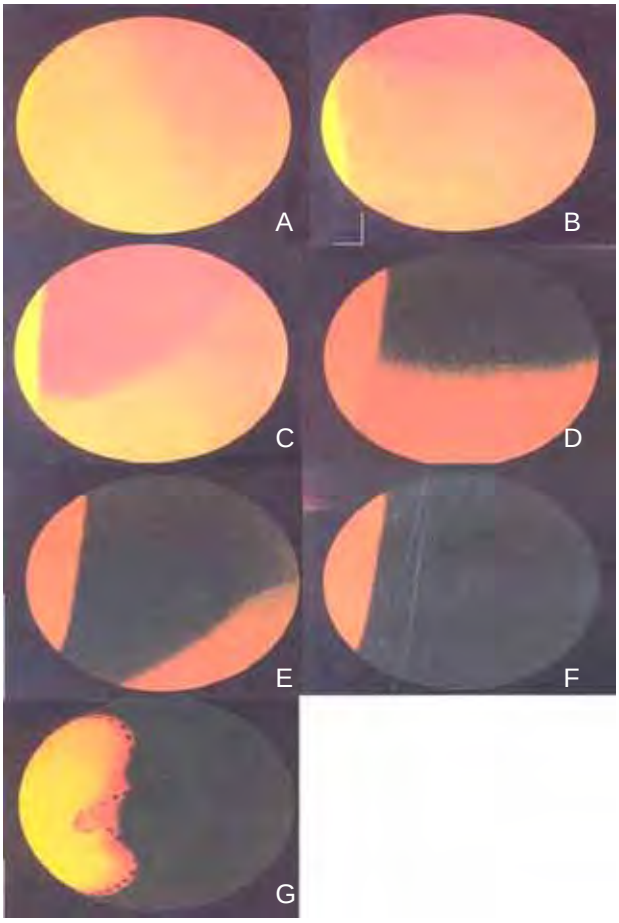

Figura 8. Fotos das ovoscopias durante a incubação: A) inicial, B) 1 semana, C) 2 semanas, D) 3 semanas, E) 4 semanas, F) 5 semanas e G) 6 semanas

Com 21 dias de incubação, os ovos férteis possuem sombra de 55 a 60%, sem muitos detalhes, porém uniforme. A ME é diagnosticada pela identificação de sombra menor ou semelhante às encontradas na ovoscopia de 14 dias (DEEMING, 1995a).

A realização de ovoscopia na quarta semana dependerá, geralmente, da lotação da incubadora com a finalidade de otimizar o espaço e colocar novos ovos. Nesta fase, a sombra já ocupa quase toda a área da superfície dos ovos. Em alguns ovos é possível observar uma pequena porção clara na extremidade contrária da CA. Às vezes, consegue-se observar vasos sangüíneos na forma de cordões (DEEMING, 1995a).

Com 36 dias de incubação, pode-se visualizar a CA e o restante do ovo todo tomado por sombra, correspondente ao local da presença do embrião. Nesse estágio, devido à espessura da casca, é difícil visualizar movimentos fetais na

ovoscopia, mas pode-se observar o bico do feto contra a membrana interna na CA para realizar a bicagem interna. Contudo, os movimentos do ovo indicam que o feto está se movendo (DEEMING, 1995a).

A ovoscopia de transferência para o nascedouro é realizada a partir da quinta semana ou preferencialmente quando o feto realiza a bicagem interna, que é a perfuração das membranas internas para o acesso a CA. Nessa fase, observa-se a sombra do filhote que ocupa todo ovo exceto a CA, onde é possível visualizar o filhote movendo o bico contra as membranas ou a membrana já perfurada. Nos dias 43 e 44, quando os fetos estão mortos, observa-se a mesma imagem da ovoscopia anterior, sem alteração no tamanho e forma da CA (DEEMING, 1995a).

Os ovos inférteis ou com embriões diagnosticados como mortos são removidos da incubadora e devem ser abertos e examinados rotineiramente para detectar os problemas com a finalidade de solucioná-los (HUCHZERMEYER, 2000).

2.4.5. Eclosão

A eclosão deve ocorrer no nascedouro, uma sala separada da incubação e com sistema de ventilação próprio, pois o ambiente se tornará contaminado quando se iniciar os nascimentos, o que colocaria em risco os ovos existentes na incubadora (DEEMING, 1995a). A eclosão é influenciada por condições ambiental no momento da postura, de pré-incubação, de incubação, nutrição e sanidade dos reprodutores e ovos (NAHM, 2001; CARNEIRO, 2005). Na máquina do nascedouro a temperatura varia de 35,5 a 36,5ºC. A UR deve estar em torno de 65% e não é feita a viragem. A taxa de eclosão permite avaliar a eficiência do manejo dos ovos, levando-se em conta o número de filhotes nascidos do total de ovos incubados ou férteis (CARNEIRO, 2005).

Nos últimos dias de incubação ocorrem várias mudanças fisiológicas que levam a absorção do saco da gema, transição do cório-alantóide para respiração pulmonar, maturação funcional dos pulmões, a bicagem da casca e finalmente a eclosão e desenvolvimento da capacidade homeotérmica (DECUYPERE et al., 2003). Para filhotes de avestruzes, aproximadamente aos 40 dias de incubação, o filhote realiza a bicagem interna, que corresponde ao rompimento da membrana interna para o acesso do bico a CA e ao início da respiração pulmonar (PHILBEY et al., 1991). Nessa fase o filhote deve estar com a base do pescoço adjacente a CA e com a região posterior do corpo voltada para o pólo oposto a esta. O pescoço se

posiciona do lado esquerdo do corpo, mas gira para o lado direito. A cabeça repousa sobre o tórax direito. O pé direito se localiza próximo à superfície posterior do bico, sendo que o esquerdo está próximo à nuca (Figura 9) (DEEMING, 1995a; SAMSON, 1997).

Em ovos, com maior perda de peso, a bicagem externa é mais rápida, bem como a eclosão, sendo que a bicagem se dá geralmente na região equatorial. O tempo médio para a bicagem externa e nascimento do filhote são de 999 e 1022 h, respectivamente, equivalentes a 41,6 e 42,5 dias de incubação. Se após 24 horas da bicagem externa o filhote não sair da casca, pode-se auxiliar seu nascimento quebrando manualmente a casca no local da CA para inspecionar o filhote ou na região do equador do ovo para auxiliá-lo (DEEMING, 1995a). Segundo Deeming & Ayres (1994 apud HUCHZERMEYER, 2000), esses filhotes auxiliados ao nascimento têm baixa taxa de sobrevivência, apenas 25%, enquanto que a taxa dos filhotes que nasceram sozinhos foi de 90,2%.

Os filhotes podem permanecer no nascedouro de 24 a 48 horas para secar e firmar as pernas (DEEMING, 1995a).

Os filhotes de avestruzes, logo após o nascimento, são identificados com microchips injetados no músculo cervical, que é bastante desenvolvido no momento do nascimento. Deve-se, também, identificá-los visualmente com brinco, colares ou até mesmo anilhas. O probiótico, fornecido imediatamente após o nascimento, coloniza a mucosa intestinal desnuda e impede a ação de bactérias patogênicas (HUCHZERMEYER, 2000).

O filhote de avestruz é considerado precocial, pois eclode num estágio de desenvolvimento relativamente maduro. Após o nascimento, ele necessita de menor cuidado parental, comparando-se aos filhotes de aves altriciais, que alimentam seus filhotes por um período longo no ninho. Os filhotes de avestruzes nascem com plumas definidas, olhos abertos e muito espertos, aprendendo rapidamente a comer e beber água, assim como os pintainhos das galinhas domésticas (CHRISTENSEN et al., 1996).

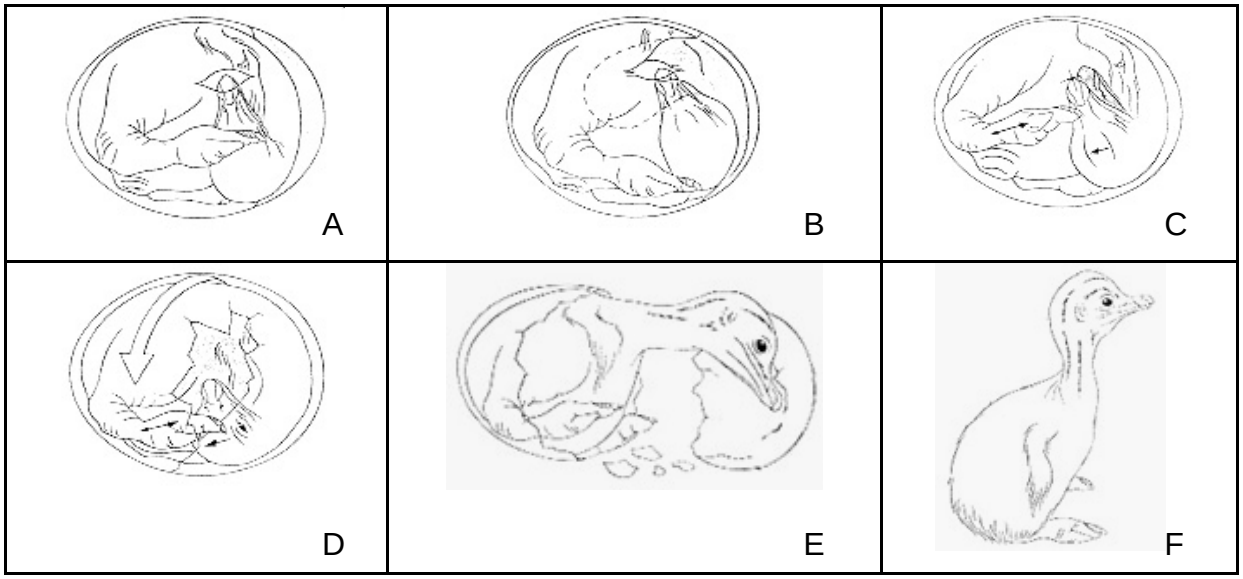

Figura 9. Esquema da seqüência de nascimento (DEEMING, 1995a)

2.4.6. Diagnóstico embrionário e mortalidade

O diagnóstico embrionário consiste da abertura dos ovos retirados da incubadora com a finalidade de investigar se há o embrião, quais as causas da falha do seu desenvolvimento e quando esse desenvolvimento foi interrompido (DEEMING, 1996b; LÁBAQUE et al., 2003). Segundo Samson (1997), o período de incubação poderia ser dividido em 3 fases: terço inicial, médio e final, que correspondem, respectivamente, aos dias 1 a 14, 15 a 28 e 29 a 42. De acordo com esta divisão, as mortalidades embrionárias podem ser classificadas, respectivamente, como inicial, média e tardia.

2.4.6.1. Mortalidade inicial

A endogamia, baixa qualidade espermática, manipulação inadequada do ovo, superaquecimento da incubadora ou exposição ao sol, lavagem com solução muito aquecida ou condições de estocagem inadequadas podem ser causas desse tipo de mortalidade. A manipulação brusca do ovo pode causar o destacamento do embrião e vasos sanguíneos adjacentes (SAMSON, 1997). A nutrição inadequada de fêmeas e machos ou toxinas presentes na alimentação também podem contribuir para o aumento deste problema (HICKS-ALLDREDGE, 1998). A contaminação também é considerada causa de MEI na incubação de ovos de *Rhea americana* (LÁBAQUE et al., 2003). O resfriamento inadequado e período longo de estocagem também podem ser causas de parada do desenvolvimento do embrião no início da

incubação. Alterações na expressão de genes que regulam a proliferação, diferenciação e morte celular, que são controlados por fatores ambientais, levam a morte embrionária (BOLETI, 2003).

2.4.6.2. Mortalidade média

Nesta fase, os problemas estão relacionados a deficiências nutricionais, contaminações, manipulação inadequada, falhas de equipamento ou temperatura e UR impróprias de incubação (SAMSON, 1997; BOLETI, 2003).

2.4.6.3. Mortalidade tardia

A maior taxa de ME ocorre nessa fase e é influenciada pelas características da casca dos ovos (GONZALEZ et al., 1999). Deeming (1995a) observou 56,25% de mortalidade em ovos incubados pelo menos 36 dias. Segundo Brown et al. (1996), entre 10 a 14 dias antes do término da incubação, o mau posicionamento e edema severo são os principais achados, 55% e 41%, respectivamente. Problemas na viragem, temperaturas inadequadas e UR alta estão relacionadas com o as causas de mortalidade nessa fase (CARNEIRO, 2005). Outros problemas como miopatia, lesões generalizadas dos órgãos internos, hemorragia, infecções bacteriana e má formação congênita também podem ser encontradas (PHILBEY et al., 1991).

2.4.6.4. Causas de mortalidade embrionária

2.4.6.4.1. Mau Posicionamento

Na indústria avícola 50% de ME é atribuída ao posicionamento errado do feto. O mau posicionamento impedirá o movimento fetal dentro das casca e limitará a habilidade do embrião para eclodir (DEEMING, 1995a). Geralmente, esta condição está associada à posição do ovo na incubação, por exemplo, CA para baixo, freqüência inadequada de viragens (DEEMING, 1995a), insuficiente perda de peso e possíveis fatores genéticos (BROWN et al., 1996).

Dos seis tipos de mau posicionamento, a saber: I, II, III, IV, V e VI, apenas os primeiros quatro são considerados mais comuns em ovos de outras espécies aviárias, que são passíveis de ocorrer em embriões de avestruzes (DEEMING, 1995a; SAMSON, 1997):

I. Cabeça entre as asas;
II. Cabeça no pólo menor (oposta a CA);
III. Cabeça para o lado esquerdo do tórax;
IV. Cabeça sobre a asa esquerda.

Em ovos de avestruzes, é mais comum encontrar o posicionamento II, impedindo o acesso do feto ao espaço da CA, levando à asfixia e aspiração de líquidos fetais (DEEMING, 1995a). Ley et al. (1986) encontraram, por meio de xeroradiografia, 55% dos filhotes mortos dentro da casca nesse posicionamento II.

2.4.6.4.2. Edema e Miopatia

Perdas de peso menores que 12% levam a retenção de líquidos pelo feto. O edema interfere com o posicionamento no momento da bicagem interna, pois a cabeça do filhote se afasta da CA. O edema leva a diminuição do espaço que o filhote tem para mover a cabeça e as pernas, com isso a quebra da casca também fica prejudicada (DEEMING, 1995a). Além da dificuldade de nascer, os filhotes edematosos têm problemas para interiorizar o saco vitelínico e fechar adequadamente a abertura umbilical (BROWN et al., 1996; SAMSON, 1997). Na histopatologia, de materiais coletados de filhotes edematosos com mortalidade tardia, encontrou-se o quadro de edema com acúmulo de líquidos em tecidos conjuntivos, coração, pulmão e rins; congestão na lâmina própria intestinal e estase biliar no fígado (PHILBEY et al., 1991).

A miopatia da musculatura hipertrofiada do pescoço e dos membros pélvicos se relaciona fortemente com a ocorrência de edema e pode ser classificada de severa a moderada, local ou generalizada. Observa-se estriação das fibras musculares e degeneração hialina, levando a fadiga muscular e dificuldade para nascer. As causas da miopatia são desconhecidas, mas acredita-se que seja secundária ao edema, a hipóxia, acidose metabólica e alterações fisiológicas durante o nascimento (PHILBEY et al., 1991).

Terzich & Vanhooser (1993), em estudos realizados em um laboratório de diagnóstico em Oklahoma (USA), encontram edema em 87,5% dos filhotes mortos na casca de ovos, que foram incubados quando a UR estava acima de 25%. Ley et al. (1986), após incubação com 55 a 60% de UR, conseguiram a eclosão de 41,6% dos ovos férteis, que representavam 12,9% dos ovos incubados. Os oito filhotes

nascidos eram fracos e edematosos, sua sobrevida média foi 6,3 dias, não mais que 11, demonstrando a baixa viabilidade de filhotes provenientes de ovos com baixo IPP.

Brown et al. (1996) classificaram o edema dos filhotes não eclodidos em 5 graus, de acordo com espessura encontrada nas pernas, variando do 1 (ausência de edema) ao 5 (edema severo generalizado). A ocorrência de edema apresenta correlação negativa com o índice de perda de peso (IPP) e correlação positiva com o peso final do ovo na incubação.

2.4.6.4.3. Contaminação

A ausência de cutícula facilitaria a entrada de agentes contaminantes pelos poros. Contudo, a ramificação dos poros funcionaria como uma barreira física, interferindo na entrada de agentes externos. Tanto a cutícula ausente como as ramificações dos poros são mecanismos de adaptação dos ovos às condições naturais da África (DEEMING, 1996b). As barreiras naturais dos ovos para prevenir a contaminação parecem ser menos eficazes em ovos de avestruzes quando comparados a ovos de galinhas quando incubados artificialmente (LÁBAQUE et al., 2003). Os ovos podem se contaminar a partir do seu desenvolvimento no ovário, durante o trânsito pelo oviduto ou até mesmo na cloaca (SAMSON, 1997), embora a contaminação ovariana seja pouco relatada.

Os ovos classificados antes da incubação como muito sujos apresentaram piores resultados quando comparados aos ovos considerados limpos e sujos, com ME de 24 e 16%, respectivamente (LÁBAQUE et al., 2003). Os agentes contaminantes, que penetram pela casca através dos poros, podem se localizar sob a membrana cório-alantóide, devido à ação antibacteriana do albúmem, que inibe sua migração para o interior do ovo (HUCHZERMEYER, 2000; LÁBAQUE et al., 2003). Se a contaminação atingir o centro do ovo, fatalmente haverá infecção generalizada e ocorrerá ME nos ovos férteis, pois o embrião e a gema são excelente meio de crescimento para microorganismos. Mais comumente são isoladas *Escherichia coli* e *Salmonella* spp (CARNEIRO, 2005). No momento da interiorização do saco vitelínico antes da eclosão, as bactérias aí presentes infectam o umbigo, o ducto umbilical e, conseqüentemente, o interior do saco vitelínico. No início da incubação, o albúmem é espesso e possui proteínas de ação antibacterianas. Com o desenvolvimento do embrião há diluição do albúmem pela urina, permitindo a

difusão bacteriana, colonização intestinal através do ducto vitelo-intestinal e infecção do saco vitelínico (HUCHZERMEYER, 2000).

Manchas escuras na casca sob a membrana cório-alantóide podem ser sinais de contaminação. Dependendo das bactérias envolvidas e suas patogenicidade, o filhote pode chegar a nascer, porém vem a óbito subitamente na primeira semana ou sobrevivem por 4 a 6 semanas, mas não se desenvolvem (HUCHZERMEYER, 2000). Os ovos, identificados como contaminados por ovoscopias ou pelo odor, devem ser retirados rapidamente para impedir que o problema acometa toda ou parte da estrutura do incubatório (DEEMING, 1995a; LÁBAQUE et al., 2003). A manipulação desses ovos deve ser bastante cuidadosa, seguida de assepsia para impedir que ovos sadios se contaminem (CARNEIRO, 2005). A determinação mais precisa possível do momento em que ocorreu a ME pode auxiliar na investigação da fonte desta contaminação (SAMSON, 1997).

A contaminação dos ovos interfere diretamente com as taxas produtivas, pois diminui a eclosão em virtude do aumento da ME, durante o processo de incubação, também interfere com a qualidade do filhote nascido (LÁBAQUE et al., 2003). Deeming (1995b), realizando cultivos de amostras de saco vitelínicos de filhotes que morrem, identificou a existência de *Staphilococcus, Escherichia coli, Bacillus licheniformes, Achromobacter* e mais outras espécies bacterianas. Os fungos encontrados foram o *Aspergillus, Mucor* e *Scediosporium*, em maior incidência em ovos com embriões em estágios mais avançados de desenvolvimento, refletindo colonização tardia, crescimento lento ou baixa toxicidade dos fungos ao embrião que permite seu desenvolvimento mais prolongado.

A maioria de filhotes, provenientes de ovos contaminados, vem a óbito nas duas primeiras semanas de vida. Os filhotes apresentam um quadro de enfraquecimento, conhecido por síndrome de enfraquecimento do filhote, no qual o saco vitelínico está alterado com maior volume e aspecto de contaminado. A onfalite está associada ao quadro em 40% dos casos (TERZICH & VANHOOSER, 1993, DEEMING, 1995b). A contaminação pode ser confirmada por cultivos microbiológicos do material, como umbigo, saco vitelínico, fígado e sacos aéreos (TERZICH & VANHOOSER, 1993; DEEMING, 1995b). O tempo considerado normal para a absorção do saco vitelínico é de 14 dias, devendo não ser mais observado acima de 16 dias de vida. O saco vitelínico pesa em média 200 a 300g e representa 15 a 17% do peso inicial do ovo e 30 a 40% do peso do filhote, sendo que estes

valores podem ser utilizados para avaliar se a absorção está ocorrendo da maneira esperada (DEEMING, 1995b).

2.4.6.4.4. Má formação congênita

Geralmente, estão relacionados a fatores genéticos, problemas na incubadora durante a incubação, deficiência nutricional dos adultos, principalmente de vitaminas e minerais (BROWN et al., 1996; BOLETI, 2003).

2.5. Características dos ovos e casca

Características físicas e funcionais dos ovos de avestruzes e de sua casca, assim como em outras espécies aviárias, variam na dependência do genótipo, idade da fêmea, condições e tempo de estocagem, temperatura, UR, gases ambientais, posicionamento do ovo, freqüência de viragens, nutrientes dos ovos, período da estação reprodutiva, condição nutricional e sanitária dos reprodutores. Essas características se correlacionam, interferindo no IPP, ME e, portanto, na eclodibilidade (SALES et al., 1996; NAHM, 2001; SAHAN et al., 2003). Qualquer anormalidade na interação dessas variáveis pode alterar a função biológica do ovo, por exemplo, as trocas gasosas são influenciadas pelo peso do ovo, índice da forma, espessura e porosidade da casca (SUPERCHI et al., 2002). Infestações por endoparasitos lesam o trato digestório, diminuindo a absorção de nutrientes, que podem refletir na menor produção de ovos, taxa de fertilidade e eclosão (CARNEIRO, 2005).

A casca do ovo de avestruzes possui cutícula fissurada, poros, camadas denominadas palisada, cone e mamilar, e ainda as membranas interna e externa, sendo que esta última possui filamentos mais grossos que a interna (CHRISTENSEN et al., 1996).

2.5.1. Índice de perda de peso

A perda de peso dos ovos de avestruzes aumenta progressivamente de 4,2 a 5,0 gramas por dia na metade final da incubação, devido à elevação do metabolismo do feto e a temperatura mais alta dos ovos (PHILBEY et al., 1991). Nos EUA e Israel houve relatos de IPP variando entre 12 e 15 % e no Canadá de 15 a 18% (SAMSON, 1997). Nahm (2001), na Coréia, encontrou uma variação de 12,3 a 16,2% para ovos eclodidos e de 11,1 a 18% em ovos não eclodidos, de aves

provenientes de duas propriedades dos EUA. No Brasil, Carrer & Kornfeld (2001) relataram variação de IPP entre 14 e 16%. Na natureza o valor médio do IPP dos ovos pode variar de 13,5 a 15,6% (CHRISTENSEN et al., 1996; GONZALEZ et al., 1999).

A porcentagem de perda de peso através dos poros durante a incubação depende de:

- Número e da área total de poros na casca;
- Comprimento do poro e espessura da casca;
- Condutância do vapor de água.

Perdas de peso acima de 20% são consideradas anormais nas práticas de incubação e pode diminuir a eclodibilidade dos ovos (NAHM, 2001). Em muitos casos os filhotes desidratados e fracos provenientes desses ovos não conseguem eclodir (SAMSON, 1997). O alto IPP em muitos casos relaciona-se a maior taxa de contaminação, devido a maior porosidade da casca, maior densidade de poros, maior diâmetro dos poros ou menor espessura da casca (DEEMING, 1996b; BOLETI, 2003). Como ocorre em outras espécies aviárias, ovos maiores tendem a ter menor eclodibilidade, em função da dificuldade de perder de peso, geralmente relacionada à baixa permeabilidade da casca (DEEMING et al., 1993; SAHAN et al., 2003), que também está relacionada com baixo valor da condutância (GONZALEZ et al., 1999; BOLETI, 2003). Brown et al. (1996) encontraram correlação negativa entre IPP e peso do ovo no final da incubação. O IPP possui correlação positiva com número de poros e com eclosão (SAHAN et al., 2003). Ovos de tamanhos intermediários (>1.450 g, ≤1.650 g) têm maior número de poros, melhor IPP e melhor taxa de eclodibilidade, quando comparados com ovos menores (≤1.450 g) e maiores (>1.650 g) (GONZALEZ et al., 1999).

O tamanho do filhote ao nascimento está relacionado com o tamanho dos ovos no início da incubação, que pode variar de 53 a 70% do peso inicial do ovo (GONZALEZ et al., 1999).

2.5.2. Forma do ovo

O comprimento (eixo maior) e largura (eixo menor) dos ovos podem ser mensurados para determinar, por meio de cálculos matemáticos, o índice da forma

do ovo (IFO). As medidas são influenciadas pela variação do peso dos ovos (DI MEO et al., 2003).

$$IFO = \left(\frac{\text{Diâmetro na região do equador}}{\text{Comprimento do eixo polar}} \right) X\ 100$$

O comprimento e largura dos ovos, ainda, podem ser utilizados pra se estimar, por meio de cálculos matemáticos, o peso inicial do ovo, conforme a fórmula abaixo.

$$\text{Peso Inicial} = C \times L \times Kw$$

C: comprimento L: largura Kw (constante) = 0,6

Durante a estação, Di Meo et al. (2003) encontraram variação significativa no comprimento e largura dos ovos, porém não houve variação no IFO, que foi de 83,5 em média. Este valor do índice, considerado alto, deveria indicar uma forma esférica, porém, o ovo de avestruz é uma exceção à regra, já que possui forma mais elíptica (GONZALEZ et al., 1982 apud DI MEO, 2003). Superchi et al. (2002) observou um aumento linear do IFO durante a estação, do 1º ao 40º ovo com declínio até o 60º.

2.5.3. Espessura da casca

A média da espessura da casca dos ovos de avestruzes é 2,20mm (DI MEO et al., 2003), 2,00mm (ROMANOFF & ROMANOFF, 1949 apud SALES et al., 1996), 1,94mm (SAHAN et al., 2003) e 1,92mm (BROWN et al., 1996). O valor médio da espessura pode ser obtido da região equatorial do ovo ou ainda da média das regiões equatorial, e extremidades, sendo que oposta à CA é mais espessa (SALES et al., 1996; DI MEO et al., 2003). A uniformidade da espessura nas diferentes regiões do ovo pode auxiliar no aumento de resistência da casca do ovo de avestruzes (SALES, et al., 1996). Gonzalez et al. (1999) definiram 3 classes de ovos de acordo com sua espessura: baixa (<1,7 mm), intermediária (>1,7 e ≤1,9 mm) e alta (>1,9 mm).

Segundo o estudo de Sahan et al. (2003), a espessura não afetou significativamente a eclodibilidade, entretanto os ovos com casca mais espessa tiveram, numericamente, menor taxa de eclosão. Diferentemente do encontrado pelo autor do estudo anterior, Gonzalez et al. (1999) encontraram correlação negativa da espessura com a perda de peso e eclodibilidade. O aumento da espessura da casca pode estar relacionado com maior peso desta (DI MEO et al., 2003) e também com o comprimento do poro, que pode diminuir o valor da condutância (GONZALEZ et al., 1999). Contudo, a espessura não parece ser afetada pelo tamanho do ovo (GONZALEZ et al., 1999). Superchi et al. (2002), mensurando a espessura no pólo da CA, encontraram redução progressiva durante o período da postura, diminuindo de 2,02 mm no início para 1,82 mm o fim.

2.5.4. Porosidade

Os poros dos ovos de avestruzes e outras ratitas são ramificados (CHRISTENSEN et al., 1996). Na superfície interna da casca, o poro nasce e começa a se ramificar até a superfície externa do ovo, onde se abrem em uma depressão (Figura 10) (SALES et al., 1996; CHRISTENSEN et al., 1996). A distribuição dos poros varia de acordo com a região do ovo, sendo mais numerosos na extremidade da CA e equador (CHRISTENSEN et al., 1996). A porosidade da casca é medida em cm^2 e sua média para ovos de avestruzes é 10,02 poros/cm^2. Gonzalez et al. (1999) definiram 3 classes de ovos de acordo com sua porosidade: baixa (<7), intermediária (>7 e ≤10) e alta (>10).

2.5.5. Condutância do vapor de água

A condutância é definida como a quantidade de difusão de gases em uma unidade de tempo através dos poros da casca. Tem a finalidade de estimar a habilidade funcional da casca em resistir à passagem de vapor e permitir a respiração embrionária, ou seja, permitir a troca dos gases vitais, O_2 e CO_2. É influenciada positivamente pela área total de poros para difusão e negativamente pelo comprimento do poro (GONZALEZ et al., 1999). O valor da condutância varia de 62,87 a 107,57 mg H_2O/d/Torr, sendo sua média 87,77 mg H_2O/d/Torr (SAHAN et al., 2003).

2.6. Índices reprodutivos

O acompanhamento da produtividade por meio dos índices reprodutivos permite analisar de maneira mais precisa o rendimento das aves do plantel. As taxas mais comumente utilizadas no setor de reprodução são a fertilização dos ovos, sua eclodibilidade e sobrevida dos filhotes. Na dependência de tais resultados é possível tomar decisões quanto à manutenção ou descarte dos reprodutores.

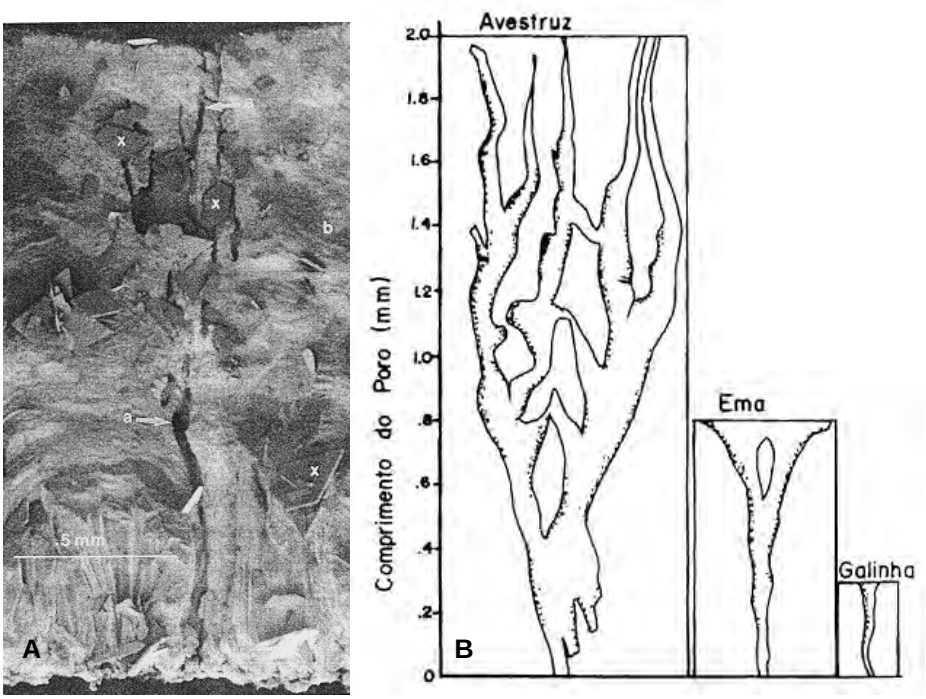

Figura 10. A) Foto do poro do ovo de avestruz com suas ramificações (CHRISTENSEN et al., 1996), B) Esquema dos poros do ovo de avestruz, ema e galinha (LA SCALA JUNIOR, 2003, modificada)

2.6.1. Taxa de fertilidade

Muitos fatores podem interferir na fertilização dos ovos. A incompatibilidade entre os reprodutores é umas das possibilidades, assim como sêmen de baixa qualidade, problemas nutricionais, sanidade dos reprodutores e estresse. Em média, 75% dos ovos postos na África do Sul são férteis, havendo portanto um desperdício de 25% de um milhão de ovos produzidos anualmente (SALES et al., 1996).

A taxa de fertilidade relatada é bastante variada nas criações de todo mundo. A maior fertilidade descrita foi de 87% (DEEMING et al., 1993) e a mais

baixa foi de 70% (RIZZI et al., 2002). Esses valores são obtidos pelo cálculo utilizando a seguinte fórmula, baseando-se no total de ovos incubados:

$$\text{Taxa de Fertilidade} = \left(\frac{\text{Número de ovos férteis}}{\text{Número de ovos incubados}} \right) \text{X } 100$$

2.6.2. Taxa de eclosão e eclodibilidade

A taxa de eclosão e a eclodibilidade dependem de inúmeros fatores, como ambientais, intrínsecos do ovo e das condições da incubação, entre outros, uma vez que esses podem causar a morte do embrião durante o processo de desenvolvimento (DEEMING, 1995b; LÁBAQUE et al., 2003). A menor eclosão relatada foi de 51% (RIZZI et al., 2002) e a maior de 79% (NAHM, 2001). Os valores da taxa de eclosão são calculados sobre o total de ovos e a eclodibilidade sobre o número de os ovos férteis, como nas fórmulas abaixo:

$$\text{Taxa de Eclosão} = \left(\frac{\text{Número de ovos eclodidos}}{\text{Número de ovos incubados}} \right) \text{X } 100$$

$$\text{Taxa de Eclodibilidade} = \left(\frac{\text{Número de ovos eclodidos}}{\text{Número de ovos férteis}} \right) \text{X } 100$$

2.6.3. Taxa de mortalidade embrionária

Na avicultura industrial, ocorre mortalidade do embrião durante a incubação em porcentagens consideradas aceitáveis. Na estrutiocultura ainda não há uma tabela base para saber quais são as taxas aceitáveis de mortalidade na incubação, bem como dados para ovos inférteis, férteis, contaminados e nascidos. Nahm (2001) descreveu uma taxa de mortalidade de 16,7% do total de ovos incubados e 20,8% dos ovos férteis. Deeming et al. (1993) observaram dois picos de mortalidade, no início e fim da incubação. As taxas de ME podem ser calculadas sobre o total de ovos incubados ou sobre os ovos férteis, como nas fórmulas abaixo:

$$\text{Taxa de ME Total} = \left(\frac{\text{Número de ovos com ME}}{\text{Número de ovos incubados}} \right) \text{X } 100$$

$$\text{Taxa de ME dos Férteis} = \left(\frac{\text{Número de ovos com ME}}{\text{Número de ovos férteis}} \right) \text{X } 100$$

2.6.4. Taxa de contaminação

A contaminação dos ovos também representa um problema na avicultura industrial, responsável por 13% das perdas dos ovos. Em avestruzes já se relatou taxa de contaminação de 22%, causando maiores prejuízos econômicos aos produtores (DEEMING et al., 1993). O cálculo baseia-se no total de ovos incubados, como na fórmula a seguir:

$$\text{Taxa de Contaminação} = \left(\frac{\text{Número de ovos contaminados}}{\text{Número de ovos incubados}} \right) \text{X } 100$$

3. OBJETIVOS

O objetivo geral deste estudo foi:

- Identificar os fatores relacionados à produtividade de ovos de avestruzes em criações comerciais nas condições de incubação artificial.

Para tanto, os objetivos específicos foram:

- Mensurar as principais características dos ovos de avestruzes e relacioná-las com taxas de eclosão, mortalidade embrionária, contaminação e índices obtidos no decorrer da incubação;
- Determinar as taxas de fertilidade e infertilidade reais pela visualização da presença do blastoderma ou blastodisco;
- Verificar as alterações de proporção entre os componentes do ovo: casca, gema e albúmem, durante diferentes fases da estação reprodutiva;
- Analisar e quantificar o número de perfurações espermática na membrana perivitelínica e sua relação com taxas de fertilidade.

4. MATERIAIS E MÉTODOS

4.1. Avestruzes analisados, local e época de realização do estudo

Doze avestruzes adultos, 8 fêmeas e 4 machos, de um criatório comercial de avestruzes na região centro-oeste do estado de São Paulo (Latitude S: 22°52'20", Longitude O: 48°26'37"), foram mantidas em quatro piquetes divididos em trios, compostos por 2 fêmeas e 1 macho. Não se tinha identificação segura das sub-espécies das aves. As aves possuíam entre 9 e 10 anos de idade, exceto as 4 fêmeas dos piquetes 1 e 3, que foram adquiridas antes do início da estação para completar os trios, tinham menos de 6 anos de idade. Os tamanhos dos piquetes foram de 1.176, 1.165, 1.425 e 1.555 m².

A estação reprodutiva se iniciou na segunda quinzena de junho de 2004 e foi finalizada intencionalmente, por meio de estresse nutricional, em dezembro de 2004. Dividiu-se a estação reprodutiva em 3 fases, I, II e III. A fase I foi do dia 22 de Junho a 04 de Agosto. A fase II foi de 05 de Agosto a 09 de Outubro e a fase III de 10 de Outubro a 14 de Dezembro, quando a estação foi intencionalmente finalizada. Todas as variáveis do estudo foram calculadas por fase e piquete. Para os ovos incubados as variáveis foram também estudadas por mês.

4.2. Manejo

Durante parte da fase de descanso, de fevereiro a abril de 2004, as aves permaneceram nos mesmos piquetes da estação anterior, nos quais ficaram na formação de casal ou trio. Neste período, forneceu-se ração comercial[1] de manutenção específica para avestruzes 1 kg/ave/dia, 2 vezes ao dia. Na segunda quinzena do mês de abril, os avestruzes foram reorganizados em trios, baseando-se nos resultados da postura e fertilidade da estação passada. A partir deste momento, iniciou-se o fornecimento de suplemento vitamínico comercial com minerais e aminoácidos[2] por um período de 1 mês. No fim do mês de abril, a ração foi trocada gradualmente para a ração comercial[3] de reprodução, 1 kg/ave/dia.

---

[1] Manutenção RTB Rações: 13,00% PB (mín.), 12,00% MF (max.), 2,00% EE (mín.), 10,00% MM (max.), 2,00% Ca (max.) e 0,60% P (mín.)
[2] Aminomix Forte® Laboratório Vetnil
[3] Reprodução RTB Rações: 16,00% PB (mín.), 12,00% MF (max.), 2,00% EE (mín.), 10,00% MM (max.), 3,50% Ca (max.) e 0,60% P (mín.)

Duas semanas antes do início programado da estação reprodutiva, início de junho, a quantidade de ração foi elevada para 2 kg/ave/dia. Durante o ano todo as aves tiveram acesso *ad libitum* à pastagem e água.

Exames de monitoria do plantel exigidos pelo PNSA do MAPA, bem como a detecção de ecto e endoparasitos, foram realizados na segunda quinzena do mês de abril, antes da troca de ração e início da suplementação vitamínica.

4.3. Dados Climáticos

A temperatura, o índice pluviométrico e a umidade relativa do ar médio, dos meses da estação reprodutiva, foram obtidos da estação meteorológica da FCA – Faculdade de Ciências Agronômicas, UNESP, campus do Lageado.

4.4. Performance na Produção de Ovos

A fórmula utilizada para o cálculo da produtividade foi (VAN SCHALKWYK et al. 1996; DI MEO et al., 2003):

$$PPO = \left(\frac{\text{Número de ovos produzidos}}{\text{Número de dias da estação reprodutiva x 0,5}} \right) X\ 100$$

4.5. Ovos analisados

Os ovos foram colhidos 2 a 3 vezes ao dia para minimizar o tempo de exposição destes no ninho e prevenir possível contaminação, sendo identificados quanto à data da postura e número do piquete, e depois de higienizados e fumigados com formol a 37% e permanganato de potássio. Posteriormente, foram estocados em caixa de isopor a uma temperatura aproximada de 18ºC sobre aros plásticos perfurados na posição horizontal. As amostras de ovos não incubados também foram estocadas por pelo menos uma semana para formar a CA e facilitar abertura. Durante a estocagem na posição horizontal os ovos eram rotacionados 180º sobre seu eixo maior, 2 vezes ao dia. Uma vez por semana os ovos eram levados ao incubatório após passarem por um período de 12 horas de pré-aquecimento. A incubação era realizada semanalmente para formar lotes e facilitar o manejo de nascimento e cria dos filhotes.

4.5.1. Avaliação das características produtivas dos ovos incubados

A incubação destes ovos foi realizada em incubatório comercial terceirizado[4], sendo todos os valores de temperatura e UR determinados pelo mesmo. Os ovos, assim que entregues ao incubatório, foram vistoriados por ovoscopias, pesados em balança de peso máximo de 8 Kg de 0,1 g de precisão (BG 8000, GEHAKA®), identificados e fumigados em máquina comercial (AVICOMAVE®), que possui controle de temperatura e UR. A temperatura média programada na incubadora (AVICOMAVE®) foi de 36,2ºC, a UR de 20% e viragens a cada 2 horas. Durante o processo de incubação foram realizadas ovoscopias aos 14 e 39 dias, juntamente com as pesagens para o acompanhamento do IPP. A transferência dos ovos para o nascedouro foi fixada para ser feita aos 39 dias de incubação. O nascedouro comercial (AVICOMAVE®) foi programado para manter a temperatura em 36,3°C e UR de 25%. Realizou-se o auxílio ao nascimento em ovos que ao final do 42º dia os filhotes haviam rompido a CA, mas não a casca. No início do 43º dia, auxiliaram-se filhotes que não romperam a CA, mas que estavam se movendo. Após o nascimento, os filhotes eram pesados, identificados e recebiam probiótico, complexo vitamínico (MICROBOND®) e própolis. Na desinfecção do umbigo se utilizou uma pasta de vaselina com iodo a 2%.

Os ovos que saíram do processo por qualquer motivo foram abertos e avaliados, exame denominado diagnóstico embrionário. Para os ovos incubados também se considerou a divisão de fases mencionadas para os ovos não incubados.

4.5.1.1. Taxas reprodutivas da estação

Essas taxas foram obtidas avaliando-se os resultados de cada ovo. O número de ovos férteis é o total da soma entre ovos eclodidos e com ME. A ocorrência de ME foi confirmada após a abertura do ovo e identificação de vasos sangüíneos ou do embrião. A mortalidade foi dividida em três fases: inicial, média e tardia. O número de filhotes nascidos determinou a taxa de eclosão, que juntamente com a ME foram calculadas em relação ao total de ovos e ovos férteis. Foi considerado infértil o ovo, que na realização do diagnóstico embrionário, não possuía embrião ou vasos sangüíneos. A contaminação foi identificada no

[4] Criatório de Avestruz Turuda, Botucatu-SP

incubatório pela detecção de manchas durante a ovoscopia ou presença de odor fétido. Também foram contados como contaminados, os que na abertura, apresentaram colônias de microorganismos, gema coagulada, componentes degradados e odor fétido. As taxas de contaminação e de infertilidade foram obtidas em relação ao número total de ovos.

Os resultados obtidos durante o processo de incubação foram utilizados para calcular as taxas de fertilidade, eclosão, ME, infertilidade e contaminação levando-se em conta o número total de ovos incubados. As taxas de eclosão e ME também foram calculadas baseando-se também nos ovos férteis. As fórmulas abaixo mostram como foram calculadas as taxas.

$$\text{Taxa de Fertilidade} = \left(\frac{\text{(Número de ovos eclodidos + ovos com ME)}}{\text{Número de ovos incubados}} \right) \text{X } 100$$

$$\text{Taxa de Eclosão} = \left(\frac{\text{Número de ovos eclodidos}}{\text{Número de ovos incubados}} \right) \text{X } 100$$

$$\text{Taxa de Eclodibilidade} = \left(\frac{\text{Número de ovos eclodidos}}{\text{Número de ovos férteis}} \right) \text{X } 100$$

$$\text{Taxa de ME Total} = \left(\frac{\text{Número de ovos com ME}}{\text{Número de ovos incubados}} \right) \text{X } 100$$

$$\text{Taxa de ME dos Férteis} = \left(\frac{\text{Número de ovos com ME}}{\text{Número de ovos férteis}} \right) \text{X } 100$$

$$\text{Taxa de Contaminação} = \left(\frac{\text{Número de ovos contaminados}}{\text{Número de ovos incubados}} \right) \text{X } 100$$

4.5.1.2. Índice de Perda de Peso

Os ovos foram pesados, no máximo, uma semana depois da postura e aos 39 dias de incubação, em balança para 8 Kg (BG 8000, GEHAKA®), precisão de 0,1g. O IPP é calculado pela seguinte fórmula (GONZALEZ et al., 1999):

$$IPP_{39\ dias} = \left(\frac{P_{D1} - P_{D39}}{P_{D1}} \right) X\ 100$$

4.5.1.3. Peso do Filhote e Porcentagem de Peso do Filhote

O peso dos filhotes (PFI) ao nascimento foi utilizado para o cálculo de porcentagem de peso do filhote (PPFI) em relação ao peso inicial do ovo (PI) (GONZALEZ et al., 1999), em balança para 15 Kg (BP 15, FILIZOLA®) de precisão 5 g.

4.5.1.4. Óbito dos Filhotes

Os filhotes eclodidos foram acompanhados após a saída do incubatório para que fosse avaliada a mortalidade destes no setor de cria, com idade de 1 a 90 dais. A taxa de óbito foi calcula considerando-se o número de filhotes mortos sobre o total de eclodidos, como na fórmula abaixo.

$$\text{Taxa de Óbito} = \left(\frac{\text{Número de filhotes mortos}}{\text{Número de filhotes nascidos}} \right) X\ 100$$

Os filhotes mortos foram necropsiados e as alterações macroscópicas foram identificadas e anotadas na tentativa de diagnosticar as prováveis causas.

4.5.2. Avaliação das características físicas dos ovos não incubados

Foram separados 18 ovos aleatoriamente para realizar a análise das características dos ovos de avestruzes descriminadas a seguir:

4.5.2.1. Peso do ovo

O peso inicial (PI) dos foi obtido duas semanas depois da postura, após período de armazenagem, em balança para 10 Kg (MARTE®), precisão de 0,1 g.

Para avaliar se ocorreu perda de peso no período da estocagem, calculou-se o peso inicial estimado (PIE) utilizando a fórmula mencionada por DEEMING et al. (1993), considerando o valor mais preciso de Kw 0,600.

$$PIE = C \times L^2 \times Kw$$

C: Comprimento L: Largura Kw: constante

4.5.2.2. Espessura da casca

A média da espessura da casca expressa em milímetros foi obtida pela mensuração de quatro pontos na região do equador. As membranas interna e externa da casca foram removidas antes da mensuração (CHRISTENSEN et al., 1996; SALES et al., 1996; SAHAN et al., 2003), que foi realizada com paquímetro (STARRETT®, 125MEB, Brasil).

4.5.2.3. Porosidade da casca

A média da porosidade foi obtida por quatro mensurações dos poros maiores na região do equador em uma área de 1 cm² cada, na superfície externa da casca (SAHAN et al., 2003). O corante azul de metileno, em contato com a casca, permitiu a visualização de tais poros.

4.5.2.4. Área total da casca (ATC)

Estimou-se a área pela fórmula (CHRISTENSEN et al., 1996; SAHAN et al., 2003):

$$ATC = 4{,}835 \times PI^{0{,}662}$$

4.5.2.5. Volume da casca (VC)

O volume foi determinado segundo a fórmula (CHRISTENSEN et al., 1996; SAHAN et al., 2003):

$$VC = ATC \times ESP$$

4.5.2.6. Índice da forma do ovo (IFO), Comprimento e Largura

O comprimento e largura dos ovos foram mensurados com a utilização de 2 esquadros. O índice foi calculado utilizando a fórmula abaixo (SALES et al., 1996; DI MEO et al., 2003):

$$IFO = \left(\frac{\text{Diâmetro na região do equador}}{\text{Comprimento do eixo polar}} \right) X\ 100$$

4.5.2.7. Proporção entre componentes do ovo

Após separação em frascos graduados, os três diferentes componentes, albúmem, gema e casca, foram pesados para o cálculo das porcentagens (SALES et al., 1996; SUPERCHI et al., 2002; DI MEO et al., 2003).

4.5.2.8. Taxas de Fertilidade e Infertilidade

Essas taxas foram obtidas pela visualização do DG ou blastodisco encontrados na superfície da gema. Caracterizou-se como fértil os ovos que apresentavam o blastoderma. Os inférteis apresentavam o blastodisco na região do DG (BRAMWELL & HOWARTH,1992).

4.5.2.8.1. Perfurações espermáticas da membrana perivitelínica

A técnica utilizada foi a de Bramwell & Howarth (1992). Após a abertura dos ovos na região da CA e as membranas internas e externas serem removidas, realizou-se a visualização da gema e do DG. Com um papel filtro foi retirado o restante de albúmem que ainda estava sobre o DG. Então, realizou-se o corte de 2 x 2 cm com uma tesoura oftálmica. Com o auxilio de uma pinça esta porção da MPV foi transferida para uma placa de Petri com solução de NaCl a 1%, para a remoção total de qualquer resquício de gema ou albúmem. Depois, seguiu-se a colocação em

lâmina e instilação de algumas gotas de formol a 20% sobre a MPV para fixação. Passados alguns segundos, removeu-se o excesso de formol com uma pipeta Pasteur e foram instiladas algumas gotas do reagente de Schiff por 1 minuto, com posterior colocação da lamínula. A contagem das PEMPV, expressa em número de perfurações espermáticas por 1,35 mm^2, foi obtida a partir da análise de 10 membranas fixadas e coradas de uma amostragem de 24 lâminas (Figura 24). Nas fases I e II, foram contadas 4 lâminas, uma de cada piquete e na fase III apenas foram contadas 2 lâminas, dos piquetes 1 e 4.

4.6. Análise Estatística

Os resultados obtidos foram submetidos à análise de variância (ANOVA) usando os procedimentos estatísticos para modelos gerais lineares do programa computacional SAEG (UNIVERSIDADE FEDERAL DE VIÇOSA, 2004). Analisou-se o efeito da fase de produção, considerando-se os piquetes como repetições, e o efeito do piquete tendo como repetições as fases. Para algumas características da casca estudadas (porosidade, espessura, comprimento do eixo maior, largura, IFO, ATC E VC) analisou-se a possível correlação com a taxa de eclosão de todos os ovos incubados pelo teste de correlação de Pearson (BANZATTO & KRONKA, 1989).

O efeito do mês do ano sobre as taxas reprodutivas (PPO, FER, ECLT, ECLF, MET, MEF, INF, CONT e OBT) também foi submetido ao teste de ANOVA, considerados os piquetes como repetições. Antes da análise de variância, todas as taxas porcentuais foram transformadas em arcoseno $(\%/100 \pm 0,05)^{0,5}$, segundo Bartlett (1947).

Quando necessário, as médias foram comparadas pelo teste de Duncan ($P<0,05$).

5. RESULTADOS

5.1. Dados climáticos

Os valores obtidos para as variáveis climáticas estão demonstrados na Tabela 2.

Tabela 2. Dados climáticos do Ano de 2004, na cidade de Botucatu

Ano 2004	Temperatura Média (°C)	Índice Pluviométrico (mm)	UR do Ar (%)
JUN	15,78	28,80	60,57
JUL	15,09	104,30	58,19
AGO	17,60	0,20	45,39
SET	21,84	7,70	46,53
OUT	18,65	109,00	60,23
NOV	20,40	20,40	89,10
DEZ	20,94	157,90	51,32
JAN	21,58	428,40	59,71
FEV	22,06	66,60	53,75

Fonte: FCA – UNESP, Campus de Botucatu

5.2. Performance na Produção de Ovos

Durante as 26 semanas de postura, as 8 fêmeas botaram 350 ovos, equivalente a 43,75 ovos por fêmea, dos quais 326 foram incubados. Todos os quatro piquetes iniciaram a postura no primeiro mês da estação reprodutiva. A média da PPO foi de 44,94% (Tabela 7), sendo que não houve diferença significativa, exceto no mês de Outubro em que a PPO foi significativamente menor que os meses de Setembro, Novembro e Dezembro (Figura 11). Não foi encontrada diferença entre as PPOs dos 4 piquetes e das 3 fases. Os valores mínimo e máximo da PPO dos piquetes foram 16,13% (5 ovos) do piquete 4 em Agosto e 70,00% (21 ovos) do piquete 1 em Setembro.

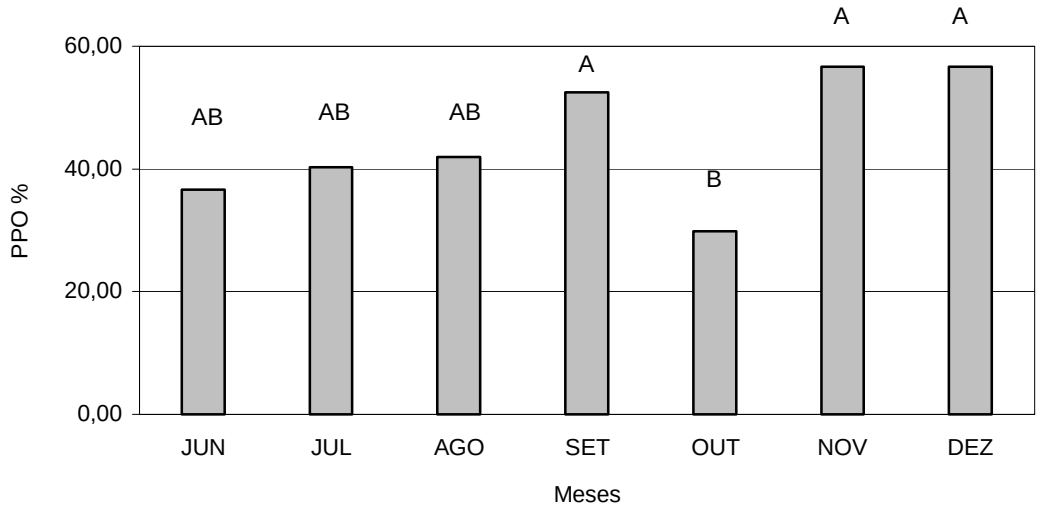

Figura 11. Performance na produção de ovos de avestruzes (PPO - %) durante a estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial do Estado de São Paulo (teste de Duncan, P<0,05)

5.3. Avaliação das características produtivas dos ovos incubados

Não foi observada variação nos pesos inicial (PI) dos ovos incubados quando foram comparadas as fases da estação reprodutiva (Tabela 3). O PI médio de todos os ovos incubados foi 1428 g e não houve diferença entre os pesos de ovos eclodidos e não eclodidos com ME, que foram 1428 e 1431 g (Tabela 4), respectivamente.

Tabela 3. Valores médios de peso inicial dos ovos de avestruzes (PI), peso dos ovos com 39 dias de incubação (P39), peso dos filhotes ao nascimento (PFI), porcentagem de peso dos filhotes em relação ao peso inicial dos ovos (PPFI), porcentagem de perda de peso aos 39 dias de incubação (IPP) na estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo

Variáveis		Fases			Média	EPM	CV	P
		I	II	III				
PI	g	1444	1448	1456	1449	8,56	8,66	NS[1]
P39	g	1223	1237	1243	1234	8,37	9,93	NS
PFI	g	869	884	878	877	6,67	11,13	NS
PPFI	g	60,19	61,01	60,26	60,48	0,25	6,15	NS
IPP	%	15,35	14,55	14,69	14,86	0,26	25,19	NS

[1] N.S = não significativo por ANOVA (p>0,05)

Entretanto, observou-se diferença significativa entre os pesos dos ovos de cada piquete (Tabela 4), que foi maior no piquete 1 seguido pelos piquetes 4, 2 e 3. Na pesagem dos ovos aos 39 dias (P39), no momento da transferência ao nascedouro, os ovos apresentaram o mesmo padrão dos pesos iniciais dos ovos eclodidos (PECL). Os pesos dos ovos que tiveram mortalidade embrionária (PME) também apresentaram diferença estatística quando avaliados segundo os piquetes (Tabela 4).

Os pesos dos filhotes (PFI) também foram diferentes quando se comparam os piquetes (Tabela 4), porém se mostraram semelhantes nas 3 fases (Tabela 3). Em média, os filhotes mais leves foram do piquete 3 com 783 g e os mais pesados do piquete 1 com 943 g. A média de peso dos filhotes (PFI) foi de 864 g, sendo os valores extremos de 645 g para um filhote do piquete 4 e 1135 g para um filhote do piquete 1. A porcentagem média de peso dos filhotes (PPFI), baseando-se no peso inicial do ovo, foi de 60,43%.

Tabela 4. Valores médios de peso inicial dos ovos de avestruzes (PI), peso dos ovos eclodidos (PECL), peso dos ovos com mortalidade embrionária (PME), peso dos ovos com 39 dias de incubação (P39), peso dos filhotes ao nascimento (PFI), porcentagem de peso dos filhotes em relação ao peso inicial dos ovos (PPFI), porcentagem de perda de peso aos 39 dias de incubação (IPP) de cada piquete no decorrer da estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo

Variáveis		Piquetes				Média	EPM	CV	P
		1	2	3	4				
PI	g	1566 A	1382 C	1324 D	1440 B	1428	14,98	2,66	0,000
PECL	g	1553 A	1395 C	1320 D	1445 B	1428	14,73	3,05	0,000
PME	g	1635 A	1355 BC	1313 C	1419 B	1431	24,55	7,55	0,000
P39	g	1317 A	1198 C	1102 D	1250 B	1217	8,37	7,35	0,000
PFI	g	943 A	859 BC	783 C	870 B	864	6,67	8,72	0,000
PPFI	%	60,67 AB	61,52 A	59,36 B	60,19 AB	60,43	0,25	6,08	0,045
IPP	%	15,15 AB	14,20 BC	16,41 A	13,60 C	14,84	0,26	24,49	0,002

A,B,C Na mesma linha, diferentes pelo teste de Duncan (P<0,05)

O índice de perda de peso (IPP) médio, aos 39 dias, foi de 14,84%, sendo diferente entre os piquetes, observando-se o maior IPP no piquete 3, 16,41%

(Tabela 4). Não ocorreu diferença no IPP entre as fases (Tabela 3). Os valores extremos do IPP foram 8,08% do piquete 4 e 29,86% do piquete 3.

A taxa média de fertilidade das aves foi 77,44%. Não se observou diferença estatística entre a fertilidade dos piquetes (Tabela 5), nem no decorrer da estação, considerando-se tanto as fases (Tabela 6) como os meses (Tabela 7). As taxas de fertilidade dos piquetes 1, 2, 3 e 4 foram, respectivamente, 91, 70, 80 e 69% (Tabela 5).

A taxa de eclosão e eclodibilidade médias dos ovos foram 65,5 e 84,37% (Tabela 5), respectivamente. Observou-se apenas diferença significativa na taxa de eclosão dos ovos férteis, quando se comparam as fases da estação (Tabela 6), sendo que as fases I e II tiveram valores maiores, respectivamente, 91,5 e 92,6% e a fase III teve o menor valor, 68,9%.

Tabela 5. Distribuição em porcentagem da performance na produção de ovos (PPO), fertilidade (FER), eclosão dos ovos incubados (ECLT), eclosão dos ovos férteis (ECLF), mortalidade embrionária dos ovos incubados (MET), mortalidade embrionária dos ovos férteis (MEF), contaminação (CONT) e óbito dos filhotes (OBT) até 90 dias de vida para cada piquete na estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo

Variáveis	Piquetes				Média	EPM	CV	P
	1	2	3	4				
PPO[1]	52,75	42,37	43,23	40,51	44,72	2,60	12,75	NS[3]
FER[1]	91,33	70,15	79,55	68,74	77,44	3,45	11,44	NS
ECLT[1]	80,65	55,48	64,44	61,40	65,49	3,68	17,46	NS
ECLF[1]	88,95	79,00	79,51	90,04	84,37	3,78	17,66	NS
MET[2]	10,68	14,67	16,12	9,01	12,62	2,29	39,95	NS
MEF[2]	11,05	21,00	21,94	12,74	16,68	2,61	42,31	NS
CONT[2]	9,24	19,81	18,07	22,13	17,31	2,91	40,73	NS
OBT[2]	22,22	31,09	31,11	27,13	27,89	3,62	32,04	NS

[1] Transformado em arcoseno$(\%/100-0,05)^{0,5}$, antes da análise de variância; [2] Transformado em arcoseno $(\%/100+0,05)^{0,5}$, antes da análise de variância; [3] N.S = não significativo por ANOVA (p>0,05)

No decorrer dos meses, o padrão dos nascimentos foi o mesmo quando se considerou o total de ovos incubados e ovos férteis (Tabela 7). Considerando-se a duração da incubação, em dias, pode-se observar diferença entre os meses da estação, sendo que em Junho e Julho os ovos eclodiram, em média, antes de 42

dias. Nos meses que se seguiram, a eclosão foi em média acima de 42 dias, tendo incubação mais prolongada em Setembro e Dezembro (Figura 13).

Tabela 6. Distribuição em porcentagem da performance na produção de ovos (PPO), fertilidade (FER), eclosão dos ovos incubados (ECLT), eclosão dos ovos férteis (ECLF), mortalidade embrionária dos ovos incubados (MET), mortalidade embrionária dos ovos férteis (MEF), contaminação (CONT) e óbito dos filhotes (OBT) até 90 dias de vida nas três diferentes fases pré-determinadas da estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo

Variáveis	Fases			Média	EPM	CV	P
	I	II	III				
PPO[1]	44,39	44,05	45,71	44,72	2,60	14,51	NS[3]
FER[1]	72,64	80,91	78,78	77,44	3,45	15,78	NS
ECLT[1]	67,00	74,65	54,82	65,49	3,68	17,72	NS
ECLF[1]	91,56A	92,64A	68,92B	84,37	3,78	11,28	0,015
MET[2]	5,64B	7,51B	24,71A	12,62	2,29	22,70	0,010
MEF[2]	8,44B	9,44B	32,16A	16,68	2,61	27,00	0,017
CONT[2]	7,97B	10,35B	33,62A	17,31	2,91	24,17	0,008
OBT[2]	11,91C	26,64B	45,11A	27,89	3,62	12,46	0,000

A,B,C Na mesma linha, diferentes pelo teste de Duncan (P<0,05); [1] Transformado em arcoseno(%/100-0,05)^{0,5}, antes da análise de variância; [2] Transformado em arcoseno (%/100+0,05)^{0,5}, antes da análise de variância; [3] N.S = não significativo por ANOVA (p>0,05)

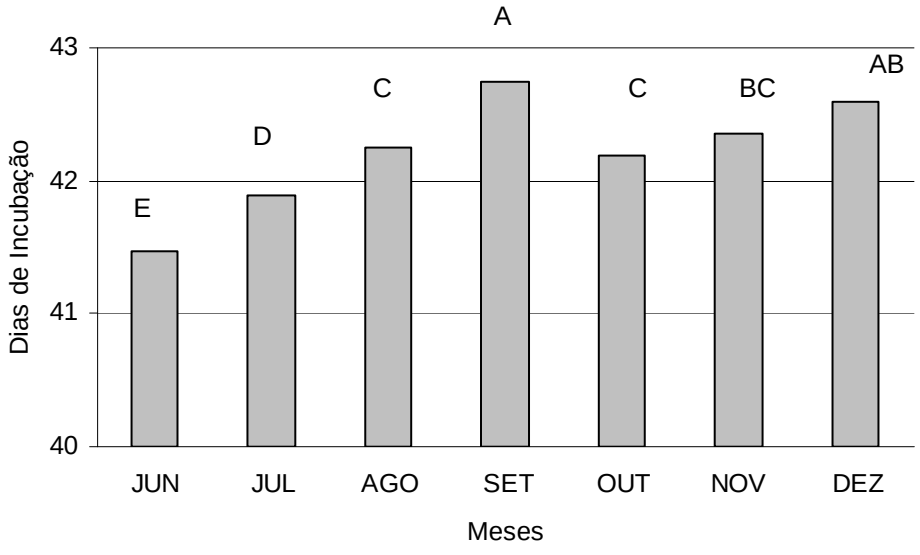

Figura 12. Duração da incubação, em dias, no decorrer dos meses da estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial do Estado de São Paulo (teste de Duncan, P<0,05)

Tabela 7. Distribuição em porcentagem da performance na produção de ovos (PPO), fertilidade (FER), eclosão dos ovos incubados (ECLT), eclosão dos ovos férteis (ECLF), mortalidade embrionária dos ovos incubados (MET), mortalidade embrionária dos ovos férteis (MEF) e contaminação (CONT) nos meses da estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo

Variáveis	Meses							Média	EPM	CV	P
	JUN	JUL	AGO	SET	OUT	NOV	DEZ				
PPO[1]	36,67AB	40,32AB	41,94AB	52,50A	29,84B	56,67A	56,67A	44,94	2,77	19,78	0,032
FER[1]	57,71	64,17	79,83	68,99	74,38	85,50	62,50	70,44	4,79	32,27	NS
ECLT[1]	53,54	59,38	78,17	63,36	55,63	55,33	52,92	59,76	5,08	39,11	NS
ECLF[1]	68,75	75,63	83,33	80,21	64,06	60,92	75,00	72,56	4,52	30,06	NS
MET[2]	4,17BC	4,79BC	1,67C	6,88BC	18,75AB	30,17A	12,08BC	11,21	2,50	33,78	0,008
MEF[2]	6,25BC	5,63BC	1,67C	8,54BC	23,44AB	34,08A	16,67ABC	13,75	2,94	37,09	0,012
CONT[2]	11,46BC	4,58C	10,00C	9,64BC	19,69ABC	37,92A	38,33AB	18,80	3,68	42,04	0,042

A,B,C Na mesma linha, diferentes pelo teste de Duncan (P<0,05); [1] Transformado em arcoseno(%/100-0,05)^{0,5}, antes da análise de variância; [2] Transformado em arcoseno (%/100+0,05)^{0,5}, antes da análise de variância; [3] N.S = não significativo por ANOVA (p>0,05)

Os ovos eclodidos com 41 dias perderam significativamente mais peso (18,7%) e tiveram filhotes proporcionalmente mais leves com PPFI de 58,2%, quando comparado aos ovos nascidos com 42 e 43 dias de incubação (Tabela 8 e Figura 14).

Tabela 8. Valores médios do peso de ovos eclodidos (PECL), do índice de perda de peso (IPP) e da porcentagem de peso dos filhotes (PPFI) em função da duração da incubação, em dias, na estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo

Variáveis		Duração da incubação (dias)			Média	CV	P
		41	42	43			
PECL	g	1391	1457	1455	1451	8,52	NS[1]
IPP	%	18,77A	14,81B	13,98B	14,81	23,61	0,000
PPFI	%	58,25B	61,04A	60,18AB	60,55	5,969	0,012

A,B,C Na mesma linha, diferentes pelo teste de Duncan (P<0,05); [1] N.S = não significativo por ANOVA (p>0,05)

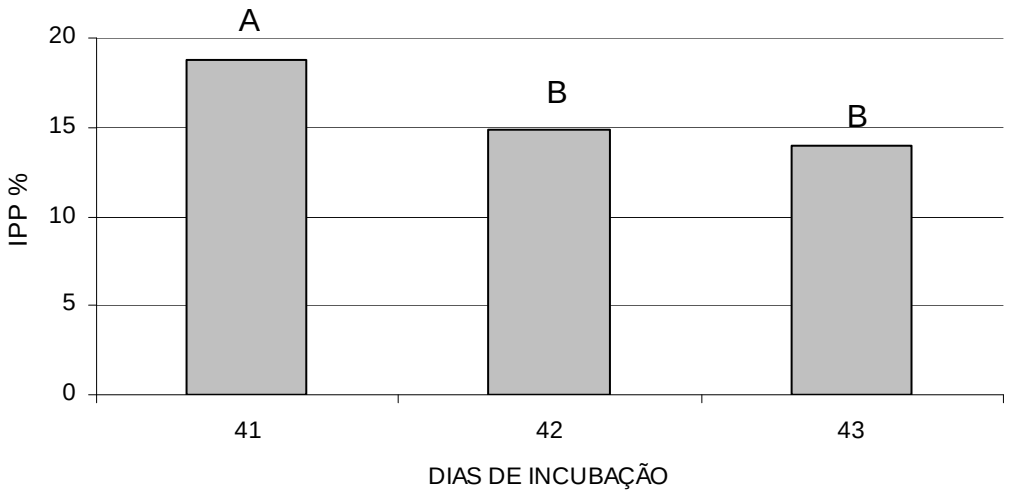

Figura 13. Valores médios da porcentagem do índice de perda de peso (IPP) de acordo com a duração da incubação, em dias, na estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial do Estado de São Paulo (teste de Duncan, P<0,05)

A qualidade da casca também foi observada durante o diagnóstico embrionário dos ovos saídos da incubação. Os problemas mais comumente encontrados foram deformação na superfície do ovo (Figura 14), terra aderida aos poros, porosidade elevada e casca sem brilho (Figura 15). A deformidade da casca, como pregas e impressões em algumas regiões, teve maior incidência nos ovos do piquete 4 com 75% das ocorrências. Aproximadamente um terço dos ovos com casca deformada eclodiu. O piquete 3 teve 56% dos ovos classificados com porosidade elevada. Os ovos sem brilho do piquete 3 eclodiram. Nos meses de Novembro e Dezembro, a incidência de terra aderida nos poros foi maior, respectivamente, 58 e 33%. As taxas de contaminação e ME dos ovos com terra foram, consecutivamente, 75 e 58%.

A média de MET e a MEF foi 12,6 e 16,6%, respectivamente, havendo diferença entre os valores das mortalidades quando analisadas quanto às fases (Tabela 6) e meses da estação (Tabela 7 e Figura 19), ambas obedecendo ao mesmo padrão. Os piquetes apresentaram porcentagens semelhantes entre si. Para a MET e MEF, os maiores valores foram observados na fase III, 24,71 e 32,16%, respectivamente. No mês de Novembro a mortalidade total e dos ovos férteis atingiu valores mais elevados, 30,17 e 34,08%, respectivamente.

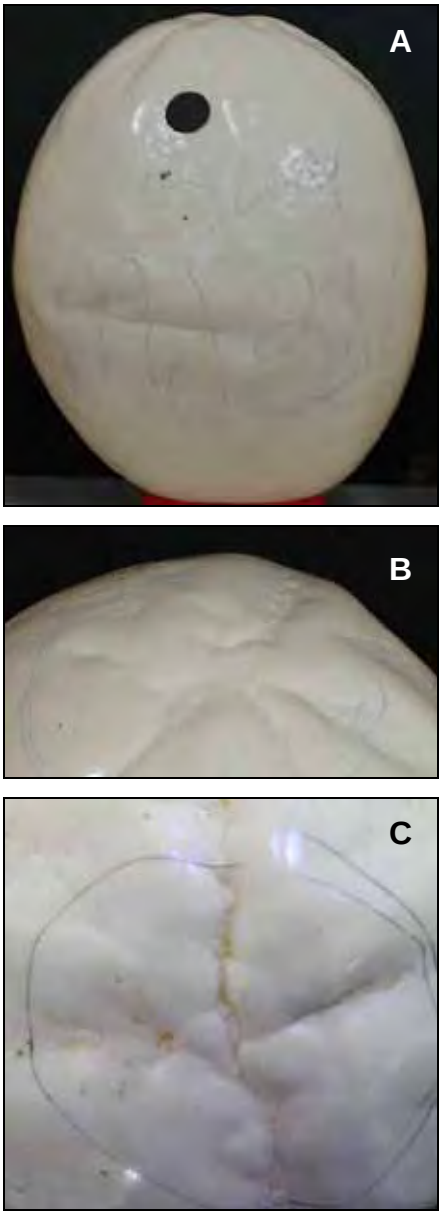

Figura 14. Ovo com casca deformada: A) vista lateral do ovo, B) detalhe da casca na região da CA e C) vista superior da região da CA

As ME iniciais, médias e tardias (Figura 16) tiveram valores médios de 44, 23 e 33% do total das ocorrências de ME, respectivamente, e não variaram entre si. Os piquetes apresentaram padrões diferentes para as diferentes classes de mortalidade (Figura 17). O piquete 1 mostrou maior mortalidade na última etapa da incubação, 56%. No trio do piquete 2, os embriões morreram mais no início da

incubação, 75% das ocorrências. No piquete 3, a ME nas 3 etapas foram iguais, diferentemente do piquete 4, no qual a maior mortalidade também foi maior na etapa inicial da incubação, 43%.

Figura 15. Detalhe de ovos com casca normal (A) e de textura áspera e sem brilho (B)

O número de ovos contaminados (Figura 18) variou estatisticamente no decorrer das fases da estação (Tabela 6), sendo a taxa média de contaminação de 17,31%.

Os picos de contaminação ocorreram em Novembro e Dezembro, respectivamente, 37,9 e 38,33% (Tabela 7). O padrão da contaminação durante a estação se assemelha ao da mortalidade dos embriões (Figura 19).

Figura 16. Embriões colhidos de ovos retirados da incubação com ME em diferentes estágios de desenvolvimento: A) 7 a 14 dias, B) 14 a 21 dias, C e D) 21 a 28 dias, E) 28 a 35 dias e F) 40 a 42 dias

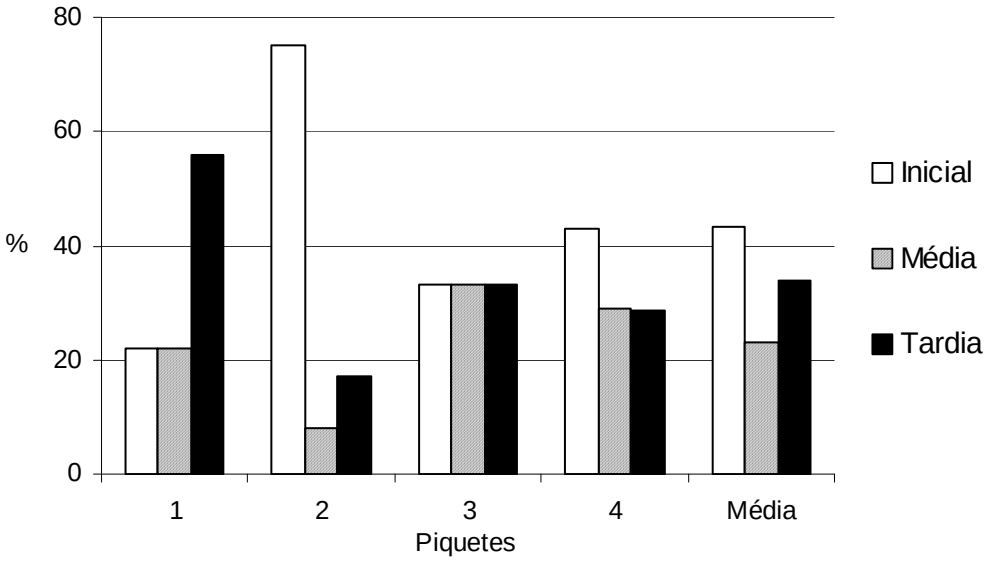

Figura 17. Distribuição da mortalidade embrionária inicial, média e tardia nos piquetes na estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial do Estado de São Paulo (teste de Duncan, P<0,05)

A média de óbito dos filhotes foi de 27,89%, sem diferença entre os piquetes (Tabela 5). Contudo houve variação significativa no decorrer dos meses da estação reprodutiva (Tabela 9 e Figura 20). Os primeiros óbitos ocorreram em Agosto e atingiram os valores mais elevados nos meses de Novembro a Janeiro, sendo que neste último mês ocorreu o pico de óbitos, 53,33%. Considerando-se as fases, o número de óbitos dos filhotes eclodidos de ovos postos nas fases I, II e III, aumentaram gradativa e significativamente, com valores próximos de 12, 27 e 45% (Tabela 6), respectivamente, acompanhando a contaminação dos ovos.

Figura 18. Ovos contaminados: A) material depositado sobre a membrana interna da casca e conteúdo misturado e B) albúmem e gema misturados com depósito de cáseos na face interna da membrana interna da casca

Tabela 9. Distribuição em porcentagem dos óbitos dos filhotes (OBT) entre 1 a 90 dias de vida no decorrer dos meses da estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo

Variável	Meses							Média	EPM	CV	P
	AGO	SET	OUT	NOV	DEZ	JAN	FEV				
OBT[1]	25,00BC	9,38BC	11,00BC	31,46AB	37,71AB	53,33A	3,13C	24,43	4,37	38,73	0,007

A,B,C Na mesma linha, diferentes pelo teste de Duncan (P<0,05); [1] Transformado em arcoseno $(\%/100+0,05)^{0,5}$, antes da análise de variância

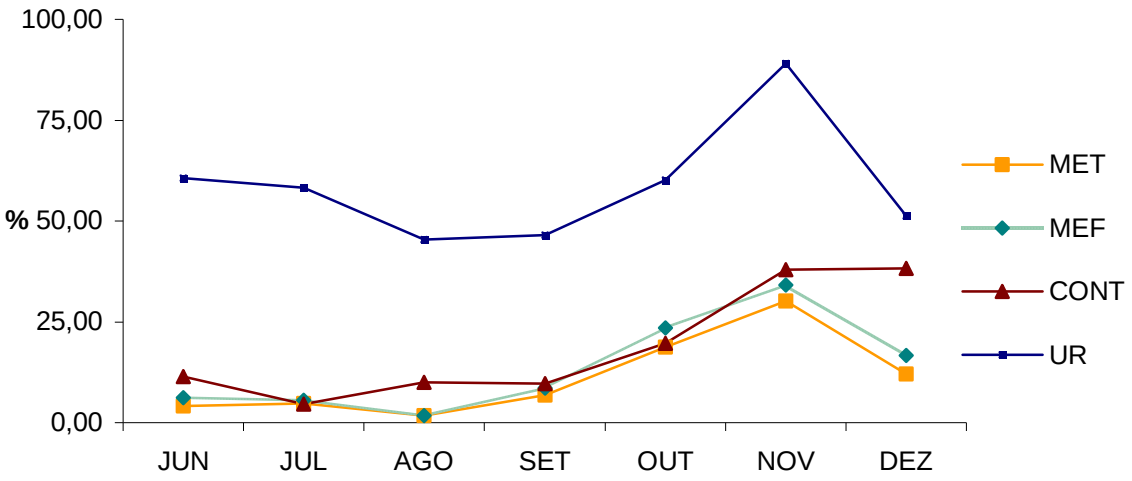

Figura 19. Variação em porcentagem da umidade relativa do ar (UR), taxas de contaminação (CONT), mortalidade embrionária dos ovos incubados (MET), mortalidade embrionária dos ovos férteis (MEF) durante os meses da estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo

As principais causas de óbitos dos filhotes do setor de cria com até 15 dias de vida foram contaminação ou retenção do saco vitelínico, geralmente associados a onfalite. Os filhotes eclodidos nos meses de Dezembro e Janeiro (Figura 20), provenientes de ovos incubados em Outubro e Novembro que tiveram maiores taxas de contaminação, apresentaram maior número de óbitos em função de problemas com saco vitelínico. Também foi detectada à necropsia a retenção do saco vitelínico em duas aves com 25 e 29 dias de vida, sendo um deles torção de saco vitelínico. Efetuou-se o sacrifício de 6 aves, entre 10 de 26 dias de vida, que apresentaram desvio lateral da perna. Vinte e duas aves com idade acima de 18 dias vieram a óbito principalmente no mês de Janeiro de 2005, quando houve grande precipitação de chuvas durante 3 semanas, com índice pluviométrico de 428,40 mm, associado com problemas de aceitação da ração por parte dos filhotes em função de troca de granulometria. Nesta ocasião morreram 22 aves com sinais de caquexia e enterite. Os principais achados de necropsia foram redução da musculatura corpórea em alguns casos com presença de material gelatinoso no subcutâneo, presença de líquido na cavidade celomática e hidropericárdio, ausência de gordura cardíaca, petéquias em musculatura cardíaca, sacos aéreos opacos podendo haver nodulações, alterações hepáticas, pouco conteúdo gástrico associado a pequenas úlceras na mucosa de pró-ventrículo e ventrículo, congestão

das alças intestinais, petéquias ou sufusões em mucosa intestinal e congestão renal em alguns casos. Em Fevereiro, o número de óbitos reduziu para 5 aves entre 21 e 80 dias com basicamente os mesmos achados de necropsia.

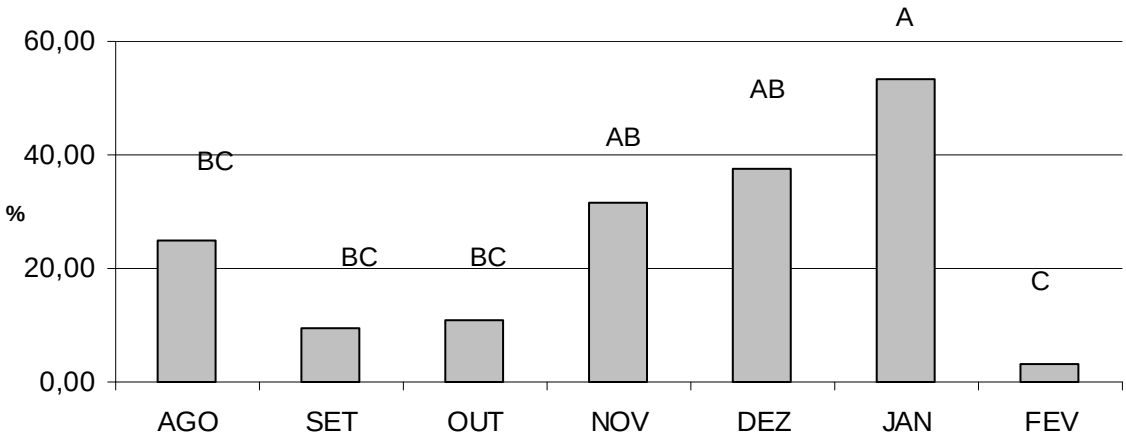

Figura 20. Variação da taxa de óbitos dos filhotes com idades até 90 dias no decorrer da estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo

Filhotes nascidos com 41 dias apresentaram 15,4% de mortalidade no setor de cria, com sobrevivência média de 7 dias. Os eclodidos com 42 e 43 dias tiveram maior taxa de óbito, 27 e 37%, respectivamente, com vida média de 30 e 29 dias (Tabela 10).

Tabela 10. Taxa de óbito e sobrevida dos filhotes nascidos com 41, 42 e 43 dias de incubação na estação reprodutiva de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo

Duração da incubação (dias)	Eclodidos	Óbitos		Sobrevivência (dias)
	n	*n*	%	Média
41	13	2	15,4	7
42	122	33	27,0	30
43	59	23	37,0	29

5.4. Avaliação das características físicas dos ovos não incubados

O PI médio dos ovos utilizados para esta parte do experimento foi de 1392 g (Tabela 11). Manteve-se constante durante as fases da estação (Tabela 12), mas diferenciou entre os piquetes. O piquete 1 apresentou os ovos mais pesados, 1539 g. Os piquetes 2 e 3 tiveram os ovos mais leves, respectivamente, 1278 e 1314

g. O peso inicial esperado (PIE), calculado segundo Deeming et al. (1993), teve o padrão semelhante ao dos ovos pesados. O piquete 1 se manteve com os ovos mais pesados, 1468 g. Assim como os piquetes 2 e 3 continuaram com os menores pesos, 1237 e 1291 g (Tabela 11). Houve alta correlação positiva e significativa entre o PI e PIE (Tabela 15).

O peso médio dos componentes do ovo, albúmem, gema e casca, considerando-se os piquetes, foi de 808, 305 e 256 g, correspondentes a 58, 22 e 18% do PI dos ovos, respectivamente (Tabela 11). Houve diferença significativa entre os pesos dos componentes dos piquetes, tendo os piquetes 1 e 4 as maiores médias de peso da casca e albúmem, 1 e 4, e a GEM mais pesada foi do piquete 1. As porcentagens não se diferenciaram como os pesos. Durante as três fases do experimento, tanto os pesos quanto as porcentagens dos componentes não foram diferentes (Tabela 12). Assim como ocorreu em alguns ovos incubados, houve gemas que possuíam áreas esbranquiçadas e alteradas em suas superfícies (Figura 21).

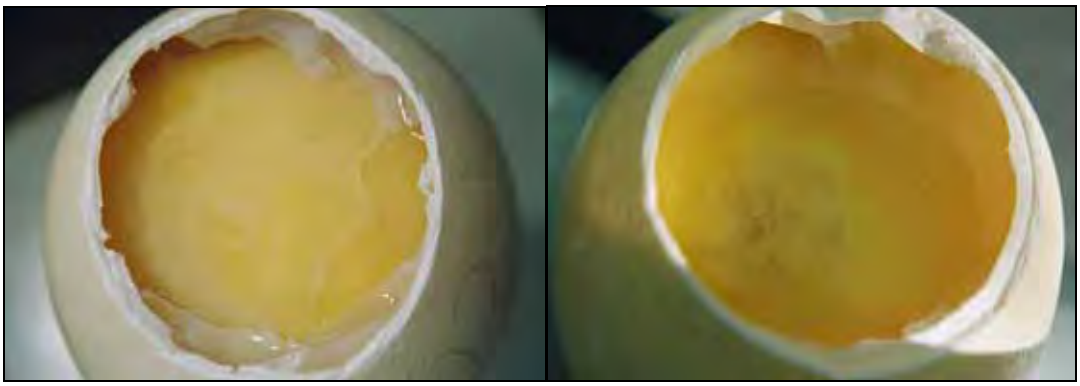

Figura 21. Áreas alteradas sobre a superfície da gema de ovos que saíram da incubação

Características do ovo como comprimento, largura, índice da forma do ovo (IFO) (Figura 22), área total da casca (ATC), volume da casca (VC), com o efeito do piquete, estão demonstradas na Tabela 13. A LARG e a ATC foram as variáveis que se mostraram estatisticamente diferentes entre os 4 trios (Tabela 13). Os padrões de variação das duas características foram similares. Não houve diferença quando as características, citadas anteriormente, foram analisadas em função da fase da estação (Tabela 14).

Tabela 11. Valores médios do peso inicial (PI), do peso inicial esperado (PIE), peso da casca (CAS), da porcentagem de peso da casca (PCAS), peso do albúmem (ALB), porcentagem de peso do albúmem (PALB), peso da gema (GEM), porcentagem de peso da gema (PGEM) dos ovos não incubados dos piquetes na estação reprodução de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo

Variáveis		Piquetes				Média	EPM	CV	P
		1	2	3	4				
PI	g	1539A	1278C	1314C	1438 B	1392	33,76	3,81	0,001
PIE	g	1468 A	1237 B	1291 B	1355AB	1338	31,09	5,19	0,018
CAS	g	273 A	230 B	229 B	291A	256	9,09	6,47	0,004
PCAS	%	17,74	18,01	17,44	20,25	18,36	0,45	6,65	NS[1]
ALB	g	864 A	758 B	769 B	843 A	808	16,81	4,81	0,023
PALB	%	56,08	59,31	58,53	58,66	58,15	0,50	2,38	NS
GEM	g	360 A	294 B	269 B	297 B	305	12,87	10,68	0,046
PGEM	%	23,46	22,96	20,47	20,66	21,89	0,72	11,14	NS

A,B,C Na mesma linha, diferentes pelo teste de Duncan (P<0,05); [1] N.S = não significativo por ANOVA (p>0,05)

Tabela 12. Valores médios do peso inicial (PI), do peso inicial esperado (PIE), peso da casca (CAS), da porcentagem de peso da casca (PCAS), peso do albúmem (ALB), porcentagem de peso do albúmem (PALB), peso da gema (GEM), porcentagem de peso da gema (PGEM) dos ovos não incubados nas três fases pré-determinadas na estação reprodução de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo

Variáveis		Fases			Média	EPM	CV	P
		I	II	III				
PI	g	1405	1385	1386	1392	33,76	9,26	NS[1]
PIE	g	1281	1361	1370	1338	31,09	8,20	NS
CAS	g	255	257	255	256	9,09	13,61	NS
PCAS	%	18,13	18,52	18,43	18,36	0,45	9,31	NS
ALB	g	832	801	793	808	16,81	7,60	NS
PALB	%	59,31	57,85	57,28	58,15	0,50	2,85	NS
GEM	g	292	311	311	305	12,87	15,82	NS
PGEM	%	20,86	22,39	22,41	21,89	0,72	12,04	NS

[1] N.S = não significativo por ANOVA (p>0,05)

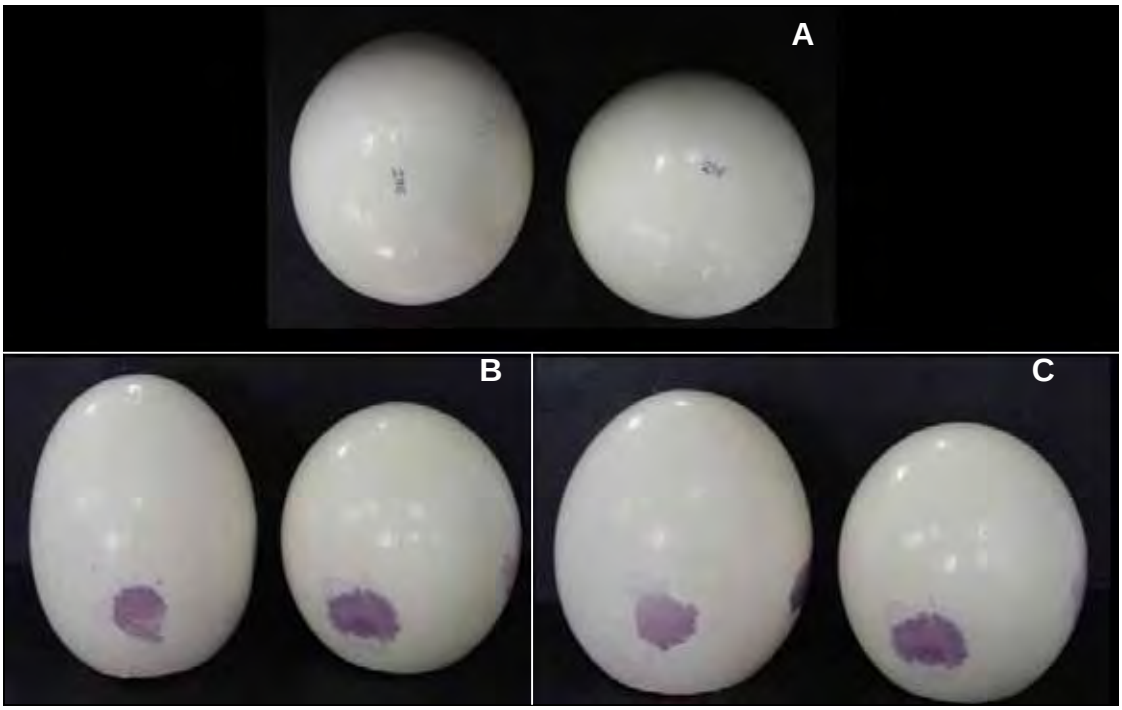

Figura 22. Ovos com formato alongado (à esquerda com IFO 77,53) e arredondado (à direita com IFO 86,43): A) vista superior, B) vista frontal e C) vista lateral

A espessura média da casca na região do equador foi de 1,8 mm (Figura 23). A casca mais fina (1,35 mm) foi mensurada na fase I de um ovo do piquete 2 (Tabela 13). Já a mais espessa (2,01 mm) foi do piquete 4 na fase II. As medidas do piquete 1 e 3 foram de 1,7 mm. A ESP dos piquetes 2 e 4 foram de 1,8 mm. Não houve diferença entre a espessura dos piquetes e fases da reprodução (Tabela 14).

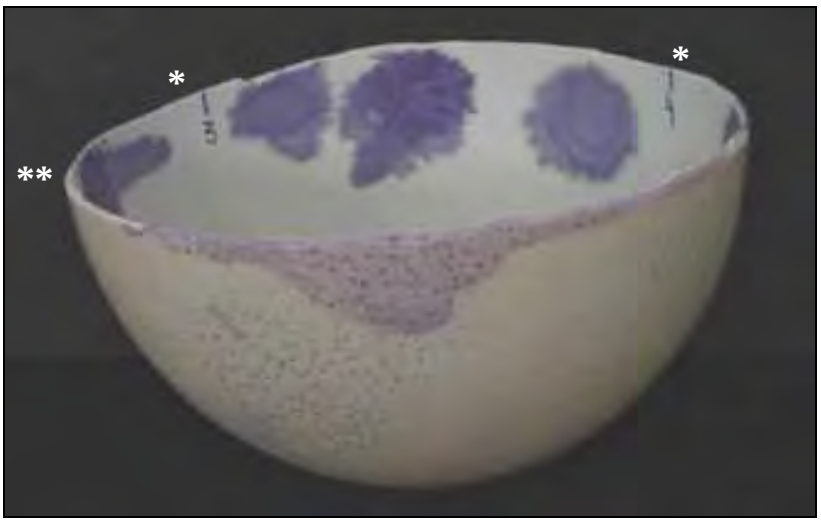

Figura 23. Meia casca de ovo de avestruz com as marcações dos locais de mensuração da espessura (*****) e contagem da porosidade (******)

A porosidade da casca (Figura 23) não se diferenciou quando analisadas em função dos piquetes (Tabela 13) ou fases da estação reprodutiva (Tabela 14), apresentando valor médio de 11 poros/cm², com variação 6 a 25 poros/cm², dos piquetes 1 e 3, respectivamente. Três diferentes tipos de porosidade estão na Figura 24. O número médio estimado de poros em toda a superfície da casca, denominado aqui de porosidade total (PORT), foi 6177 poros.

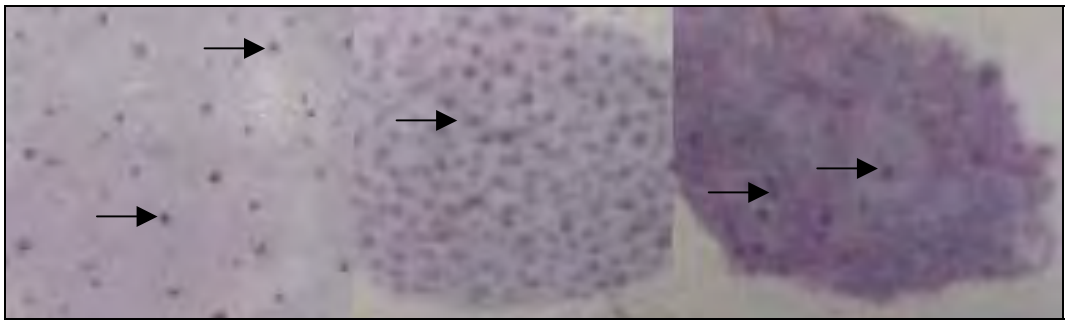

Figura 24. Tipos de casca com diferentes porosidades, onde cada ponto roxo mais escuro (seta) representa um poro

Tabela 13. Valores médios do comprimento do eixo maior (COMP), da largura (LARG), do índice da forma do ovo (IFO), do volume da casca (VC), da área total da casca (ATC), da espessura (ESP), da porosidade (POR) e da porosidade total da casca (PORT) dos ovos dos trios avaliados durante a estação reprodução de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo

Variáveis		Piquetes				Média	EPM	CV	P
		1	2	3	4				
COMP	cm	15,2	14,5	14,8	15,5	15,0	0,15	2,83	NS[1]
LARG	cm	12,7A	11,92B	12,07B	12,08B	12,2	0,11	1,93	0,015
IFO		83,79	82,15	81,83	77,46	81,31	0,97	3,34	NS
VC	cm³	107,4	98,2	97,5	107,0	102,5	29,24	10,14	NS
ATC	cm²	623A	551B	561B	595AB	582	9,30	2,48	0,001
ESP	mm	1,7	1,8	1,7	1,8	1,8	0,04	8,42	NS
POR	poros/cm²	11	9	13	10	11	0,65	18,83	NS
PORT	poros	6686	5089	7230	5703	6177	378,43	18,61	NS

A,B,C Na mesma linha, diferentes pelo teste de Duncan (P<0,05); [1] N.S = não significativo por ANOVA (p>0,05)

Na primeira fase da estação, de Junho a Agosto, 2 ovos apresentaram casca áspera, sem brilho e um deles tinha menos poros que outros ovos (7

poros/cm²) e casca fina (1,35 mm). Na fase II, houve casos de ovos deformados nos piquetes 2, 3 e 4. Estes ovos apresentaram porosidades e espessuras variáveis. Uma maior porosidade foi observada em ovo do piquete 3, com valor de 25 poros/cm². Um ovo do piquete 1 apresentou porosidade média de 6 poros/cm². As medidas de espessura desta fase variaram de 1,35 a 2,01 mm. Na terceira fase o que mais chamou a atenção foi à ocorrência de terra impregnada nos poros, 5 de 8 ovos analisados.

Não houve correlação significativa entre a taxa de ECLT dos ovos incubados (Tabela 15).

Pela visualização da área do DG, que só foi possível em 18 ovos, determinou-se se o ovo era fértil ou infértil. O blastoderma e blastodisco apresentavam as mesmas características descritas na literatura. As porcentagens médias de FER_{DG} e INF_{DG} das fases foram de 73,61 e 26,39%, respectivamente (Tabela 16).

Tabela 14. Valores médios do comprimento do eixo maior (COMP), da largura (LARG), do índice da forma do ovo (IFO), do volume da casca (VC), da área total da casca (ATC), da espessura (ESP), da porosidade (POR) e da porosidade total da casca (PORT) dos ovos nas fases da estação reprodução de 2004 em uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo

Variáveis		Fases			Média	EPM	CV	P
		I	II	III				
COMP	cm	14,9	15,0	15,1	15,0	0,15	3,85	NS
LARG	cm	12,0	12,3	12,3	12,2	0,11	3,07	NS
IFO		80,70	81,87	81,35	81,31	0,97	4,53	NS
VC	cm³	1072	996	1007	1025	29,24	10,26	NS
ATC	cm²	586	581	581	582	9,30	6,10	NS
ESP	mm	1,8	1,7	1,7	1,8	0,04	7,57	NS
POR	poros/cm²	10	11	10	11	0,65	22,66	NS
PORT	poros	5983	6598	5950	6177	378,43	22,79	NS

[1] N.S = não significativo por ANOVA (p>0,05)

Tabela 15. Correlação entre peso inicial (PI) e o peso inicial esperado (PIE) e entre a eclosão dos ovos incubados (ECLT) e as características da casca, como porosidade da casca (POR), espessura (ESP), comprimento do eixo maior do ovo (COMP), largura (LARG), índice da forma do ovo (IFO), área total da casca (ATC) e volume da casca (VC) dos ovos não incubados na estação reprodutiva de 2004 de uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo

VARIÁVEIS		***r***	**P**
PI	PIE	0,8711	0,0001
ECLT	POR	0,2787	NS
	ESP	-0,3859	NS
	COMPR	0,1419	NS
	LARG	0,3729	NS
	IFO	0,1549	NS
	ATC	0,3878	NS
	VC	-0,0729	NS

[1] N.S = não significativo por ANOVA (p>0,05)

Na fase I, contou-se 310 perfurações (Figura 25). Na fase II, as PEMPV diminuíram para 92 e voltaram a aumentar para 196 na terceira fase. A média de PEMPV obtidas durante as três fases da estação de postura foi de 199. (Tabela 16). O maior número de perfurações contadas foi do piquete 2 na fase I, 383 PEMPV (Tabela 17). O piquete 1 na segunda fase possuía 65 perfurações. As maiores médias foram dos piquetes 2 e 4, com 246 e 228 PEMPV. Os piquetes 1 e 3 apresentaram o menor número de perfurações, 160 e 174 PEMPV, respectivamente.

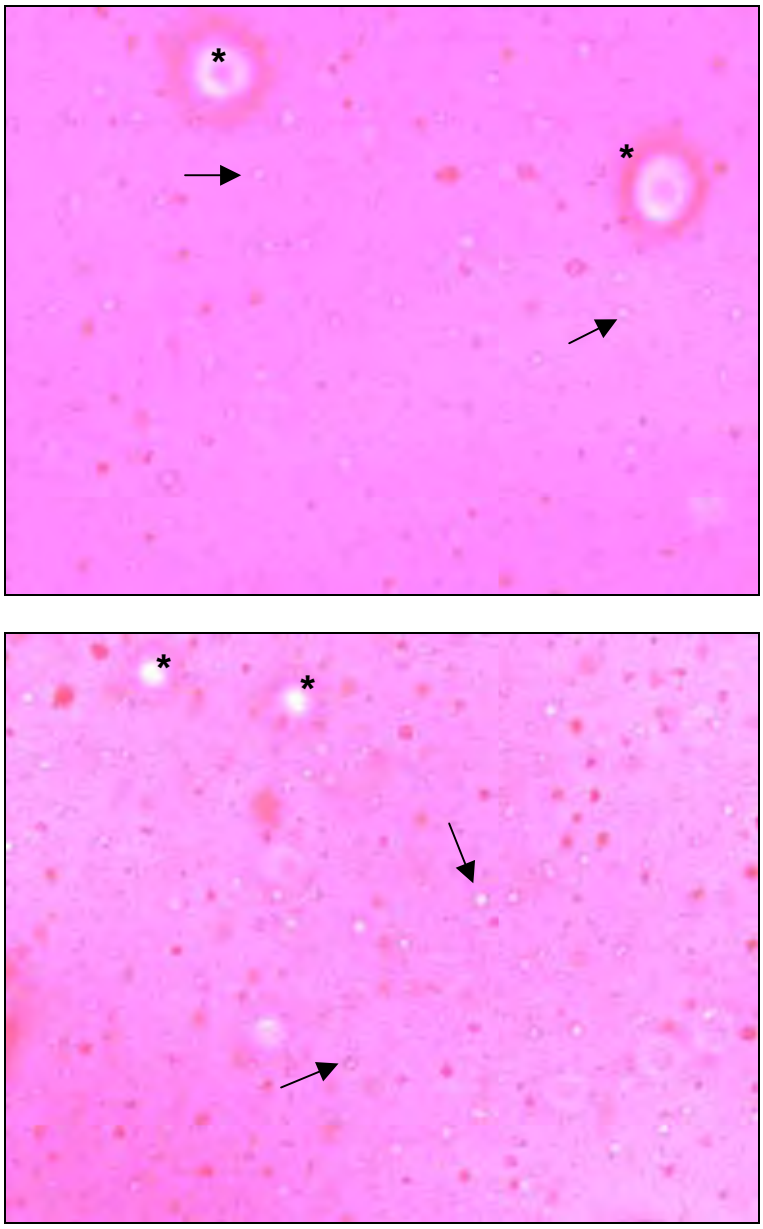

Figura 25. Perfurações espermáticas (seta) observada na MPV fixada e corada, presença de bolhas de ar (*****) (aumento de 100x, sob imersão)

Tabela 16. Distribuição da taxas de fertilidade (FER_{DG}) e infertilidade (INF_{DG}) obtidas pela visualização do DG dos ovos não incubados na estação reprodutiva de 2004 de uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo

	Parâmetros				
	PEMPV Média	INF_{DG}		FER_{DG}	
Fase	*n*	*n*	%	*n*	%
I	310	1	16,67	5	83,33
II	92	1	25,00	3	75,00
III	196	3	37,50	5	62,50
Média	199		26,39		73,61

Tabela 17. Contagem das perfurações espermáticas da membrana perivitelínica (PEMPV) dos ovos não incubados dos piquetes nas fases da estação reprodutiva de 2004 de uma propriedade comercial localizada no Estado de São Paulo

	PEMPV			
	Piquetes			
Fase	1	2	3	4
I	290	383	264	305
II	65	110	84	109
III	123	-	-	269
Médias	159	246	174	228

6. DISCUSSÃO

A PPO média de 44,94% (Tabela 7) foi semelhante à de fêmeas de criatórios na África do Sul (VAN SCHALKWYK et al., 1996) e superior aos 31,5% obtido na Itália (DI MEO et al., 2003), mesmo nos meses com menor produtividade. O menor valor da PPO ocorreu no mês de Outubro quando foi registrado o maior índice pluviométrico durante os meses de postura (109 mm), semelhante ao observado anteriormente por CARRER et al. (2001), que em casos de grandes volumes de chuvas as aves diminuem ou cessam a postura.

As maiores PPOs foram conseguidas nos meses em que houve poucas chuvas, com exceção do mês de Dezembro, que manteve alta postura em um período de muita chuva, em torno de 160 mm^3, porém com UR média de 50%.

O PI médio de todos os ovos incubados, 1428 g, foi semelhante ao descrito por vários autores em diferentes países, 1437 g por Deeming et al. (1993), 1444 g por Superchi et al. (2002) e 1477 g por Ley et al. (1986). Entretanto, foi mais leve que ovos pesados na Turquia (SAHAN et al., 2003) e Itália (DI MEO et al., 2003). Diferentemente do observado por Superchi et al. (2003), não houve variação do PI dos ovos em função das fases da estação (Tabela 3). Os pesos semelhantes de ovos eclodidos (1428 g) e não eclodidos (1431 g) estão de acordo com o encontrado por Deeming et al. (1993) e Rizzi et al. (2002), mas discordam do relatado por Deeming (1995 apud RIZZI et al., 2002). Os ovos não incubados, peso médio de 1392g, pesaram em média menos que os incubados.

O PIE dos ovos não incubados foi menor que o peso obtido da maneira convencional em aproximadamente 3,9% (Tabela 11) e, portanto a fórmula proposta por Deeming et al. (1993) foi eficaz, pois resultou em pesos semelhantes aos verdadeiros, confirmado pela correlação altamente significativa e positiva entre o PI e PIE (r 0,87, $P<0,0001$). Portanto a utilização dessa fórmula para outros tipos de cálculos, como o IPP ou até mesmo o PPFI, nas incubações em que não se realizou a pesagem inicial, tornando-se uma ferramenta interessante.

Os pesos dos componentes, casca, gema e albúmem, variaram proporcionalmente ao PI dos ovos (Tabela 11), exceto para a casca e gema do piquete 4 que foram maiores, apesar do ovo ter peso médio intermediário. A

porcentagem média dos componentes foi muito próximo aos valores obtidos por Di Meo et al. (2003) em cinco amostragens durante a estação reprodutiva. Os valores da casca e gema foram inferiores e o albúmem superior a outros relatos (CHRISTENSEN et al., 1996; SUPERCHI et al., 2002).

Comparativamente, os valores porcentuais de casca e gema foram respectivamente maiores e menores que os descritos para galinha doméstica (CHRISTENSEN et al., 1996). O valor porcentual mais baixo da gema, 20% no piquete 3 (Tabela 11), pode ter influenciado, juntamente com o elevado IPP (Tabela 5), para que os filhotes deste piquete fossem os mais leves, tanto em peso quanto em porcentagem. Os ovos dos piquetes 4 e 2 com cascas percentualmente mais pesadas foram os que perderam menos peso durante a incubação. Apesar disto, não eram de menor porosidade e nem apresentavam cascas consideradas mais espessas na região equatorial. Contudo, esses ovos, principalmente do piquete 4, apresentaram alta incidência de irregularidades na casca. Solomon (1997) atribui essa alteração ao maior tempo de permanência no útero, o que resulta em deposições adicionais de cálcio, criando áreas de maior espessura com irregularidades no trajeto dos poros. Os ovos que apresentaram maior IPP (piquetes 1 e 3) foram também os que tiveram cascas mais leves e espessuras consideradas baixas e porosidades altas, confirmando os relatos de Sahan et al. (2003) e Gonzalez et al. (1999). Apesar de não significativa a diferença entre o número total de poros dos ovos dos piquetes, pode-se observar que os ovos do piquete 2 possuíam quase 30% a menos de poros que os ovos do piquete 3. Esta diferença, possivelmente, foi o reflexo do menor IPP do piquete 2.

Em todos os piquetes é possível observar que ovos mais pesados tiveram VC maiores. Como era de se esperar a ATC e o VC variaram de modo proporcional ao peso dos ovos. Os valores encontrados para ambas as variáveis foram próximas aos descritos na literatura (CHRISTENSEN et al., 1996; SAHAN et al., 2003).

As medidas médias de comprimento e largura, 15 e 12 cm (Tabela 13), foram semelhantes ao reportado na literatura, 16,0 e 12,7 cm (CHRISTENSEN et al., 1996) e 15,4 e 12,8 cm (DI MEO et al., 2003), respectivamente. Entretanto, inferiores aos valores citados por Sales et al. (1996), 17 e 13,5 cm, respectivamente. O IFO médio de 81,31 (Tabela 14) estava entre os índices relatados por Sales et al. (1996), mais abaixo dos encontrados por Superchi et al. (2002) e Di Meo et al. (2003), que obteve valores constantes durante a estação reprodutiva, assim como nesse estudo.

Apesar de não ter sido detectada diferença significativa entre os piquetes quanto ao IFO, curiosamente, os ovos do piquete 4, com menor valor do IFO, perderam significativamente menos peso.

Os cálculos das correlações da ECL com as características da casca não foram significativos (Tabela 15), diferentes do observado por Gonzalez et al. (1999), que encontrou correlações significativas.

A média do IPP de 14,84% (Tabela 4) foi muito próxima das relatadas na literatura (SAMSON, 1997; GONZALEZ et al., 1999; CARRER & KORNFELD, 2001; RIZZI et al., 2002, SAHAN et al., 2003). Não foi observada diferença estatística entre o IPP de ovos eclodidos e não eclodidos como descrito por Rizzi et al. (2002) e Sahan et al. (2003).

O piquete 3 apresentou um IPP médio de 16,41%, significativamente maior que dos outros piquetes e foi o que teve menor P39, PFI e PPFI, mesmo comportamento descrito por Brown et al. (1996). Os altos IPP observados nos ovos de alta porosidade e sem brilho provenientes do piquete 3 foram semelhantes ao encontrado por Sahan et al. (2003). Nesse piquete também se observou o maior valor numérico do índice de contaminação, assim como Deeming (1996b).

Analisando o IPP e a PPFI em relação à duração da eclosão, pode-se observar que os ovos com IPP mais elevados (18,77%) tiveram a eclosão mais rápida (41 dias) e a menor PPFI (58,25%), fenômeno também observado por Deeming (1995a).

A média de PFI e da PPFI, que apresentaram valores compatíveis aos da literatura, provavelmente variaram significativamente entre os piquetes devido às diferenças também observada no PI, ocorrência bem documentada por Gonzalez et al. (1999) e Rizzi et al. (2002). Contudo, o PFI e a PPFI não variaram ao longo da estação reprodutiva, diferente do encontrado por Rizzi et a.l. (2002).

A não variação da taxa de fertilidade durante a estação reprodutiva ou entre os trios provavelmente se relaciona a fatores genéticos, uma vez que todas as aves receberam o mesmo manejo e estavam expostas às mesmas condições ambientais e nutricionais. A fertilidade média obtida neste estudo está de acordo com o encontrado em plantéis de avestruzes na Coréia (NAHM, 2001) e Itália (SUPERCHI et al., 2002), cerca de 80%. Foi maior que os 70% de ovos férteis na Itália (RIZZI et al., 2002). Na África do Sul houve relatos tanto com valores menores e maiores, 75% por Sales et al. (1996) e 83% por Van Schalkwyk et al. (1996).

O taxa média da fertilidade de 77,44%, um pouco inferior ao relatado em alguns países, como 82,90% na África do Sul (VAN SCHALKWYK et al. 1996) e 80% na Coréia (NAHM, 2001), permaneceu entre valores de 67 e 86% e semelhante encontrada por Deeming et al. (1993) na Inglaterra em ovos provenientes da Namíbia. Entretanto, foi superior a taxa de fertilidade de 41,61% e 69,7% observadas, respectivamente, por Ley et al. (1986), com um casal de avestruzes de um zoológico na Carolina do Norte, e por Rizzi et al. (2002) com 5 trios na Itália. Não foram observadas diferenças entre as taxas de fertilidade tanto para ovos incubados e como dos não incubados no decorrer da estação reprodutiva.

As variáveis reprodutivas que apresentaram diferença significativa durante a estação foram contaminação, mortalidade embrionária dos ovos incubados e férteis, as quais aumentaram gradativamente. Tal aumento provavelmente foi reflexo das alterações climáticas, representadas por um crescente índice pluviométrico e umidade relativa do ar.

A taxa de ECLF diminuiu significativamente na terceira fase da estação reprodutiva, devido ao aumento da contaminação e conseqüentemente da MET e MEF. A contaminação dos ovos é um problema difundido nas criações de avestruzes e contribui para a diminuição da eclodibilidade (BROWN et al., 1996), possivelmente pela casca do ovo de avestruz estar pouco adaptada a condições de solos úmidos (DEEMING, 1995b). Lábaque et al. (2003) em ovos de emas (*Rhea americana*) também observaram que a ocorrência de contaminação dos ovos pode influir no decréscimo da taxa de eclosão, principalmente em ovos classificados com muito sujos que apresentam maior ME.

A distribuição da ocorrência da MEI, MEM e METd foram semelhantes ao descrito na literatura, com porcentagens mais altas no início e fim da incubação, demonstrando que estes períodos são críticos para o desenvolvimento do embrião, assim como em outras espécies aviárias (DEEMING, 1996b, RIZZI et al, 2002). As taxas de ME inicial, média e tardia foram menores que os relatados por Deeming (1993, 1996b) e maiores que os encontrados por Rizzi et al. (2002). Cerca de 72% dos ovos com ME apresentavam sinais de contaminação, principalmente nas fases iniciais e tardias da incubação, que tiveram 28 e 26% dos ovos contaminados.

Os piquetes 2 e 4, que apresentaram os menores porcentuais de fertilidade, foram os que também tiveram MEI mais elevadas, 75 e 43% dos ovos com ME, respectivamente. A falha na fertilização dos ovos pode indicar a existência

de algum problema espermático nos machos ou ovocitários nas fêmeas. Uma possível causa para os problemas citados anteriormente seria de fundo genético, sendo nestes casos a consangüinidade um fator importante. As aves dos piquetes 2 e 4, com mais de 9 anos, são provenientes da mesma propriedade e não possuem registro genealógico.

O piquete 3, que teve numericamente a maior MEM, apresentou vários ovos com conteúdo desidratado (60%), nos quais os embriões estavam aderidos à membrana interna ou mesmo à casca. Estes achados no piquete 3 podem ser explicados pelo alto IPP e porosidade considerada alta pela literatura (GONZALEZ et al.,1999).

As principais causas de METd neste estudo foram contaminação, mau posicionamento do tipo II e edema. O piquete que apresentou a maior taxa de METd foi o 1, que possuía os maiores ovos e provavelmente tinha uma menor condutância da casca, que promoveria a insuficiência de difusão de gases utilizados pelo embrião no início da respiração pulmonar, ocasionando a ME nesta fase da incubação (PHILBEY et al., 1991; DEEMING et al., 1993; GONZALEZ et al., 1999; SAHAN et al., 2003).

Em virtude do número reduzido de ovos na identificação e classificação da fertilidade, assim como de lâminas para contagem das perfurações, foi possível apenas realizar uma análise descritiva de tais parâmetros. A identificação do DG em alguns ovos foi prejudicada pela presença de áreas esbranquiçadas na superfície da gema. A contagem de PE não ocorreu como o esperado, pois algumas membranas enrugaram durante o processo. Ao microscópio, pode-se visualizar dois focos no campo e presença de bolhas de ar que interferiam com a identificação da PEMPV. Então, apenas foram consideradas as lâminas que permitiam uma contagem mais segura. Apesar das primeiras lâminas terem sido as mais difíceis de se trabalhar, foram as de contagem mais fácil, com menos pregas na MPV.

O número de PEMPV encontrados neste estudo, média de 199 perfurações (Tabela 16), está de acordo com os relatos em matrizes de frangos de corte em estudos com monta natural, 163 perfurações em média (BRAMWELL et al., 1995). A grande variação na contagem das perfurações também foi encontrada pelo referido autor, que obteve de 14 a 632 PEMPV em um grupo de galinhas.

Apesar de todos os problemas observados, as taxas de eclosão neste estudo foram consideradas boas. A média de ECLF e ECLT dos ovos, 84,37% e

65,49%, respectivamente, foram maior que os descritos por vários autores, como Deeming et al. (1993) que relatou 69 e 60% de ovos importados, Nahm (2001) que obteve 79 e 63% na Coréia e Rizzi et al. (2002) com 74 e 51% de aves em criações na Itália.

A menor taxa de contaminação dos ovos (17,31%) talvez tenha ocorrido em virtude da coleta mais freqüente que a realizada, por exemplo, na África do Sul. Deeming (1995b) obteve 34% de CONT de ovos importados da África do Sul, 30% de CONT de ovos importados da Holanda e 24% de ovos provenientes de criatórios da Inglaterra. Em duas estações reprodutivas distintas, Lábaque et al. (2003) obtiveram contaminação de 17 e 26% de ovos de ema.

As taxas de MET (12,62%) e MEF (16,68%) foram menores que as descritas por Nahm (2001), ou seja 16,7 e 20,8% para MET e MEF, respectivamente. Já as taxas mais elevadas de ME descritas por Deeming (1996b) foram obtidas de um lote de ovos que passaram por um processo de estocagem prolongada, de 9 a 17 dias, com MET de 49% e MEF de 58%, sendo que a maior ME de tais ovos se deu na fase inicial de incubação, que representou aproximadamente 50% do total de ME. Estas taxas refletem a viabilidade da estrutiocultura na região Sudeste do Brasil. Sendo fundamental determinar o melhor manejo a ser empregado em função das condições climáticas e a melhor época para realizar a estação reprodutiva, na tentativa de fugir das condições climática desfavoráveis.

Assim como ocorre em outras espécies aviárias, a contaminação e retenção do saco vitelínico também é observada em filhotes de avestruzes. Tal estrutura não deveria ser observada após o 16º dia de vida. Sua presença, a partir da segunda semana de vida, é resultado de falha na absorção em função de sua contaminação ou septicemia do filhote. Esses filhotes não costumam sobreviver mais que 14 dias e geralmente são provenientes de ovos contaminados (DEEMING, 1995b). A onfalite está associada em muitos casos de óbito nessas duas primeiras semanas de vida (TERZICH & VANHOOSER, 1993).

A deformidade das pernas ocorreu de forma semelhante à descrita por Terzich & Vanhooser (1993) e é considerada uma patologia decorrente de vários fatores, como deficiência ou desequilíbrio nutricional, crescimento excessivamente rápido dos filhotes, alimentação com elevados níveis protéicos, exercício inadequado ou, ainda, de origem genética.

No período de chuvas, os filhotes ficaram confinados em um galpão cimentado, sem acesso aos piquetes e principalmente ao sol. Este confinamento com diminuição do espaço das aves, o aumento da umidade e da concentração de uréia associados ao hábito de coprofagia e a não ingestão adequada da ração desencadeou uma seqüência de óbitos. Em um outro estudo com filhotes de avestruzes, observou-se uma variedade de causas para os óbitos incluindo impactação, enterite necrótica, enterite, peritonite, pneumonia e redução do consumo de alimentos devido a distúrbios ambientais (DEEMING et al., 1995b).

Os filhotes eclodidos com 43 dias, que apresentaram menor IPP, tiveram uma porcentagem de óbitos maior que os grupos nascidos com 41 e 42 dias de incubação e, aproximadamente, 50% destes óbitos ocorreram com menos de 15 dias de vida. Estas aves nascem mais edemaciadas e demoram mais para se exercitar, iniciar a comer e beber água, diminuindo assim o metabolismo do filhote e conseqüentemente a absorção do SV, que persistiu por mais tempo (DEEMING et al., 1995b).

São necessários mais estudos com ovos de avestruzes para determinar, dentre os diferentes genótipos existentes, quais seriam as melhores características destes ovos para as condições de incubação praticadas com a finalidade de incrementar a eclosão e a qualidade dos filhotes nascidos, tornando, assim, a estrutiocultura uma atividade mais produtiva e viável.

7. CONCLUSÕES

Sob as condições de realização do experimento, pode-se concluir que:

- As características morfológicas dos ovos são de fácil mensuração, possibilitando a adoção da técnica em produções comerciais para determinação de melhores reprodutoras;

- A correlação entre as características da casca e a taxa de eclosão dos ovos incubados não foi significativa;

- Os três componentes dos ovos: casca, gema e albúmem, não apresentaram variação no decorrer da estação reprodutiva analisada, mas variaram nos diferentes trios;

- O peso dos ovos interfere no peso dos filhotes ao nascimento, com ovos mais pesados gerando filhotes mais pesados;

- Foi possível determinar as taxas de fertilidade e infertilidade reais a partir da análise de ovos não incubados pela visualização do disco germinativo sobre a superfície da gema;

- A técnica de contagem das perfurações espermáticas necessita de aprimoramento para que possa ser utilizada em estudos de fertilidade dos plantéis;

- As condições climáticas influenciaram nas taxas reprodutivas, principalmente o aumento do índice pluviométrico e a umidade relativa do ar levaram a diminuição da postura, aumento das taxas de contaminação, mortalidade embrionária e óbito dos filhotes;

- A contaminação dos ovos interfere na taxa de eclosão dos ovos e diminui a sobrevida dos filhotes;

- As boas taxas reprodutivas obtidas neste estudo demonstram que a região em questão é adequada para a criação comercial de avestruzes, havendo ainda a necessidade de melhoria do manejo e adequação da época de realização da estação reprodutiva para garantir melhor produtividade.

8. REFERÊNCIAS

BANZATTO, D.A.; KRONKA, S.N. **Experimentação agrícola.** Jaboticabal: FUNEP, 1989. 247p.

BARTLETT, M.S. The use of transformation. **Biometrics**, v.3,n.1, p.39-52, 1947.

BEZUIDENHOUT, A.J. The topography of the thoraco-abdominal viscera in the ostrich (*Struthio camelus*). **Onderstepoort Journal of Veterinary Research**, v.53, n.2, p.111-117, 1986.

BEZUIDENHOUT, A.J.; SOLEY, J.T.; GROENEWALD, H.B.; BURGER, W.P. Sperm-storage tubules in the vagina of the ostrich (*Struthio camelus*). **Onderstepoort Journal of Veterinary Research**, v.62, n.3, p.193-199, 1995.

BOLETI, I.C. Estresse, mortalidade e malformações embrionárias. In: MACARI, M., GONZALES, E. (ed.) **Manejo da incubação**. Campinas: FACTA, 2003. p.394-434.

BRAMWELL, R.K.; HOWARTH JR, B. Preferential attachment of cock spermatozoa to the perivitelline layer directly over the germinal disc of the hen's ovum. **Biology of Reproduction**, v.47, p.1113-1117, 1992.

BRAMWELL, R.K.; MARKS, H.L.; HOWARTH, B. Quantitative Determination os spermatozoa penetration of the perivitelline layer of the hen's ovum assessed on oviposited eggs. **Poultry Science**, v.74, p.1875-1883, 1995.

BRAMWELL, R.K.; MCDANIEL, C.D.; WILSON, J.L.; HOWARTH, B. Age effect of male and female broiler breeders on sperm penetration of the perivitelline layer overlying the germinal disc. **Poultry Science**, v.75, p.755-762, 1996.

BRAND, Z.; BRAND, T.S.; BROWN, C.R. The effect of diatery energy and protein levels on production in breeding female ostriches. **British Poultry Science**, v.44, n.4, p.598-606, Set., 2003.

BRONNEBERG, R.G.G.; TAVERNE, M.A.M. Ultrasonography of the female reproductive organs in farmed ostriches (*Struthio camelus* spp.). **Theriogenology**, v.60, p.617-633, 2003.

BROWN, C.R.; PEINKE, D.; LOVERIDGE, A. Mortality in near-term ostrich embryos during artificial incubation. **British Poultry Science**, v.37, p.73-85, 1996.

CARNEIRO, B. Fatores críticos na incubação de ovos de avestruzes e criação de filhotes. In: SIMPÓSIO NACIONAL DE ESTRUTIOCULTURA, 2, 2005, Santos. **Anais...**Santos: Conferência Apinco de Ciência e Tecnologia Avícolas, 2005, p.143-165.

CARRER, C.C; KORNFELD, M.E. **A criação de avestruzes no Brasil**. 1 ed. Pirassununga: C.C. Carrer, 1999. 304p.

CARRER, C.C; CARRER, C.R.O.; KORNFELD, M.E.; ELMÔR, R.A.; SILVA, E.M.P. Produção de ovos de avestruzes (*Struthio camelus*) versus regime pluviométrico na região central do estado de São Paulo. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ESTRUTIOCULTURA, 2, 2001, Campinas. **Anais...**Campinas: Associação de Criadores de Avestruzes do Brasil, 2001. 1CD-ROM.

CARRER, C.C; KORNFELD, M.E. Taxa de fertilidade e índice de perda de peso de ovos de avestruzes (*Struthio camelus*), sob incubação artificial. In: Congresso Brasileiro de Estrutiocultura, 2, 2001, Campinas. **Anais...**Campinas: Associação de Criadores de Avestruzes do Brasil, 2001. 1CD-ROM.

CHRISTENSEN, V.L.; DAVIS, G.S.C.; LUDORE, L.A. Eggshell conductance and other functional qualities of ostrich eggs. **Poultry Science**, v.75, p.1404-1410, 1996.

DECUYPERE, E.; MALHEIROS,R.D.; MORAES, V.M.B.; BRUGGEMAN, V. Fisiologia do embrião. In: MACARI, M., GONZALES, E. (ed.) **Manejo da incubação**. Campinas: FACTA, 2003. p.65-94.

DEEMING, D.C. Characteristics of unturned eggs: critical period, retarded embryonic growth and poor albumen utilisation. **British Poultry Science**, v.30, p.239-249, 1989.

DEEMING, D.C.; AYRES, L.; AYRES, F.J. Observations on the commercial production of ostrich (*Struthio camelus*) in the United Kingdom: incubation. **Veterinary Record**, v.12, p.602-607, 1993.

DEEMING, D.C. The hatching sequence of ostrich (*Struthio camelus*) embryos with notes on development as observed by candling. **British Poultry Science**, v.36, n.1, p.67-78, 1995a.

DEEMING, D.C. Possible effect of microbial infection on yolk utilization in ostrich chicks. **Veterinary Record**, v.136, p.270-271, 1995b.

DEEMING, D.C. Production, fertility and hatchability of ostrich (*Struthio camelus*) eggs on a farm in the United Kingdom. **Animal Science**, v.63, p.329-336, 1996a.

DEEMING, D.C. Microbial spoilage of ostrich (*Struthio camelus*) eggs. **British Poultry Science**, v.37, p.689-693, 1996b.

DEGEN, A.A.; WEIL, S.; ROSENSTRAUCH, A.; KAM, M.; DAWSON, A. Seasonal plasma level of luteinizing and steroid hormones in male and female domestic

ostriches (*Struthio camelus*). **General and Comparative Endocrinology**, v.93, p.21-27, 1994.

DI MEO, C.; STANCO, G.; CUTRIGNELLI, M.I.; CASTALDO, S.; NIZZA A. Physical and chemical quality of ostrich eggs during the laying season. **British Poultry Science**, v.44, n.3, p.386-390, 2003.

ETCHES, R.J. **Reproducción aviar**. Zaragoza: CAB Internacional, 1996. 338p.

GONZALEZ, A.; SATTERLEE, D.G.; MOHARER, F.; CADD, G.G. Factors affecting ostrich egg hatchability. **Poultry Science**, v.78, p.1257-1262, 1999.

HAFEZ, E.S.E. **Reprodução Animal**. 4 ed. São Paulo: Editora Manole, 1988. 719p.

HICKS-ALLDREDGE, K. Ratite Reproduction. **Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice**, v.14, n.3, p.437-453, 1998.

HUCHZERMEYER, F. W. **Doenças de avestruzes e outras ratitas** – Trad. Miriam Luz Giannoni, Adriana A. Novais. Jaboticabal: FUNEP, 2000. 392p.

KREIBICH, A.; SOMMER, M. **Ostrich Farm Management**. Germany: TOE-Consult, 1995. 223p.

LÁBAQUE, M.C., NAVARRO, J.L., MARTELLA, M.B. Microbial contamination of artificially incubated Greater Rhea (*Rhea americana*) eggs. **British Poultry Science**, v.44, n.3, p.355-358, 2003.

LAMBRECHTS, H.; CLOETE, S.W.P.; SWART, D.; GREYLING J.P.C. Preliminary results on the use of diagnostic ultrasonography as a management tool to quantify egg production potential in breeding ostrich (*Struthio camelus australis*) females. **Tydskrif van die Suid-Afrikaanse Veterinere Vereniging**, v.73, n.2, p.48-52, 2002.

LA SCALA JUNIOR, N. Aspectos físicos da incubação. In: MACARI, M., GONZALES, E. (ed.) **Manejo da incubação**. Campinas: FACTA, 2003. p.97-124.

LEY, D.H.; MORRIS, R.E.; SMALLWOOD, J.E.; LOOMIS, M. Mortality of chicks and decreased fertility and hatchability of eggs from a captive breeding pair of ostriches. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v.189, n.9, nov.1, p.1124-1126, 1986.

LOPES, M.A.; CIBOTO, R.; MARTINS, M.F. Melhoramento genético em avestruzes. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ESTRUTIOCULTURA, 3, 2002, Brasília. Disponível em: <http://www.avtruz.com.br/trabalhos.htm> Acesso: 20 abr. 2005.

MALECKI, I.A.; MARTIN, G.B. Sperm supply and egg fertilization in the ostrich (*Struthio camelus*). **Reproduction of Domestic Animal**, v.38, p.429–435, 2003a.

MALECKI, I.A.; MARTIN, G.B. Distribution of spermatozoa in the outer perivitelline layer from above the germinal disc of emu and ostrich eggs. **Reproduction, Fertility and Development**, v.15, p.263–268, 2003b.

NAHM, K.H. Effects of storage length and weight loss during incubation on hatchability of ostrich eggs (*Struthio camelus*). **Poultry Science**, v.88, p.1667-1670, 2001.

PHILBEY, A.W.; BUTTON,C.; GESTIER, A.W.; MUNRO, B.E.; GLASTONBURY, J.R.W.; HINDMAREESH, M.; LOVE, S.C.J. Anasarca and myopathy in ostrich chicks. **Australian Veterinary Journal**, v.58, n.7, p.237-240, 1991.

RIZZI, R.; ERBA, M.; GIULIANI, M.G.; CEROLINI, S.; CERUTTI, F. Variability of Ostrich egg production on a farm in northern Italy. **Journal of Applied Poultry Research**, v.11, p.332-337, 2002.

SAHAN, Ü.; ALTAN, Ö.; IPEK, A.; YILMAZ, B. Effects of some egg characteristics on the mass loss and hatchability of ostrich (*Struthio camelus*) eggs. **British Poultry Science***,* v.44, n.3, p.380-385, 2003.

SALES, J.; POGGENPOEL, D.G.; CILLERS, S.C. Comparative physical and nutritive characteristics of ostrich eggs. **World's Poultry Science Journal**, v.52, p.45-52, 1996.

SAMSON, J. Investigating hatching problems in farmed ostriches. **Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian**, v.19, n.9, p.211-217, 1997.

SESTI, L.A.C. Órgãos reprodutivos e reprodução de aves domésticas. In: MACARI, M., GONZALES, E. (ed.) **Manejo da incubação**. Campinas: FACTA, 2003. p.3-33.

SUPERCHI, P.; SUSSI, C.; SABBIONI, A.; BERETTI, V. Italian ostrich eggs: physical characteristics and chemical composition. **Annali della Facolta de Medicina Veterinaria di Parma**, v.12, p.155-162, 2002. Disponível em: <http://www.fmvz.unesp.br/seab/detalhes.htm> Acesso: 19 set. 2003.

SOLOMON, S.E. **Egg & eggshell quality.** Ames: Iowa State University Press, 1997. 149p.

SWAN, R.A.; SICOURI, O. Evidence of sperm storage in the female ostrich. **Australian Veterinary Journal**, v.77, n.10. p.649-650, 1999.

TERZICH, M.; VANHOOSER, S. Postmortem findings of ostriches submitted to the Oklahoma Animal Diseases Diagnostic Laboratory. **Avian Diseases**, v.37, p.1136-1141, 1993.

UNIVERSIDADE FEDERAL DE VIÇOSA. **SAEG**: Sistema de análises estatísticas e genéticas. Viçosa, 1997. 150p. (Manual do usuário - Versão 7.1).

VAN SCHALKWYK, S.J.; CLOETE, S.W.P.; DE KOCK, J.A. Repeatability and phenotypic correlations for body weight and reproduction in commercial ostrich breeding pairs. **British Poultry Science***,* v.37, n.5, p.953-962, 1996.

VAN SCHALKWYK, S.J.; BRAND, Z.; CLOETE, S.W.P.; BROWN, C.R. Effects of time collection and pre-incubation treatment on blastoderm development and embryonic mortality in ostrich embryos. **South African Journal of Animal Science**, v.29, n.3, p.154-163, 1999.

WISHART, G.J.; YOUNG, M.; STAINES, H.J. Weekly monitoring of broiler breeder flocks mating efficiency by sperm transfer into eggs. **British Poultry Science***,* v.45, n.3, p.400-403, 2004.