

**ANA FERNANDES MORENO FERREIRA DE LEMOS**

**Contaminação Bacteriana e Fúngica dos Tubos  
Endotraqueais e Traqueias Respiratórias**

**Orientador:** Professor Doutor Pedro Faísca

**Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias**

**Faculdade de Medicina Veterinária**

**Lisboa**

**2016**

**ANA FERNANDES MORENO FERREIRA DE LEMOS**

**Contaminação Bacteriana e Fúngica dos Tubos  
Endotraqueais e Traqueias Respiratórias**

Dissertação defendida em provas públicas para a obtenção do Grau de Mestre em Medicina Veterinária no curso de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária conferido pela Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias no dia 31 de Outubro com a seguinte composição de Júri:

Presidente: Professor Doutor João Requicha

Arguente: Professora Doutora Margarida Simões

Orientador: Professor Doutor Pedro Faísca

**Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias**

**Faculdade de Medicina Veterinária**

**Lisboa**

**2016**

**Dedicatória**

*À minha família que sempre acreditou em mim.*

## **Agradecimentos**

No âmbito da realização da dissertação gostaria de agradecer ao professor Dr. António Martinho pela paciência, dedicação e amizade, não só durante este período, mas também ao longo destes 6 anos. Aos Professores Doutores Nuno Cardoso e Rui Onça por todos os conhecimentos transmitidos, ajuda, disponibilidade e boa disposição. À Dra. Mariana Garcez pelo apoio fundamental e orientação em toda a parte experimental deste trabalho. Ao Professor Doutor Pedro Faísca, ao Dr. Mauro Bragança e às adoradas Sra. Isabel e Sra. Manuela que me apoiaram na parte logística deste estudo.

A todos os professores com quem tive oportunidade de aprender a ser médica veterinária e a toda a equipa do Hospital Veterinário do Restelo, em especial ao Dr. Jorge Cid, um muito obrigada por tão bem me receberem como estagiária, por todos os conhecimentos transmitidos e pelo óptimo convívio que proporcionaram.

Um agradecimento especial à minha avó Maria de Lurdes, pelo carinho e orações em dias de exame e a todos os Morenos, os Ferreira de Lemos e os Dias. Aos meus pais, Maria de Lurdes e Paulo, que me incentivaram a seguir este sonho e o tornaram realidade e aos meus irmãos, Beatriz, Ricardo e Paulo, pela paciência, amizade, ajuda, compreensão nos meus momentos mais difíceis e por me cederem o “espaço de estudo”. Ao Ricardo por ter estado sempre ao meu lado com muita paciência, por me ter dado força e porque sem ele seria impossível este sonho se ter concretizado. A todos os meus amigos, incluindo os meus grandes companheiros de curso, Mariana Pereira Coutinho, Sara Reis, Rita Castro, Margarida Almeida, Mónica Silvério, Joana Dias e Mariana Correia por terem feito parte desta etapa da minha vida e por terem tornado estes 6 anos bastante mais fáceis.

.

## **Resumo**

**Introdução:** A utilização do tubo endotraqueal (TE) e da traqueia respiratória (TR) é fundamental na prática cirúrgica veterinária e a reutilização dos mesmos é também uma prática recorrente de forma a obter uma diminuição de custos. A avaliação da contaminação microbiológica dos mesmos está amplamente documentada em Medicina Humana. O mesmo não se sucede em Medicina Veterinária, pois devido aos altos custos de manutenção, torna-se impraticável realizar estudos microbiológicos de rotina.

**Material e Métodos:** O presente estudo foi realizado num Hospital de Medicina Veterinária na zona de Lisboa, com o objectivo de determinar a contaminação bacteriana e fúngica nestes equipamentos. Procedeu-se à avaliação clínica e radiográfica de todos os pacientes. Foram recolhidas amostras microbiológicas a partir de 30 TEs e 30 TRs reutilizados, escolhidos aleatoriamente, antes do procedimento cirúrgico e cultivadas em meios de cultura para bactérias e fungos. Este procedimento foi realizado independentemente do sexo, raça e idade do animal, tipo e tempo de cirurgia. Seguido de determinação, caracterização e identificação microbiológica.

**Resultados:** Verificou-se crescimento bacteriano e/ou fúngico total de 73% (44 amostras positivas em 60 amostras). Por fim, correlacionaram-se os resultados com o aparecimento de afecções respiratórias.

**Conclusão:** O estudo de fontes de contaminação em ambientes hospitalares veterinários é uma actividade em crescimento, sendo necessário o desenvolvimento de programas de controlo mais específicos e eficazes, que tenham como pilares básicos um sistema de vigilância efectivo combinado com uma rotina de análises microbiológicas.

**Palavras-chave:** Contaminação microbiológica, tubos endotraqueais, traqueias respiratórias.

## **Abstract**

**Background:** The use of the endotracheal tube (ET) and the tubing of breathing circuit systems (tBCS) is fundamental for the practice of the veterinary surgery and reusing them is also a recurring way of reducing costs. The evaluation of the microbiological contamination is widely documented in Human Medicine. In Veterinary Medicine however, due to high maintenance costs, it is impossible to perform routine microbiological studies.

**Materials and methods:** The current study was done in a Veterinary Medicine Hospital in the Lisbon area, with the objective of defining the bacteriological and fungi contamination of these medical devices. All patients underwent a clinical and radiographic evaluation. Microbiological samples were taken from 30 ET and 30 tBCS reused randomly chosen and were collected before initiating the surgical procedure and cultured for bacteria and fungi. This procedure was performed regardless of the sex, race and age of the animal, type and time of surgery. Followed by determination, characterization and microbiological identification.

**Results:** Bacterial and/or fungal growth was found to be 73% (44 positive samples in 60 samples). In the end the results were correlated with the appearance of respiratory disorders.

**Conclusion:** The study of the sources of contamination in veterinary hospital environments is a growing activity, creating the need to develop more specific and efficient control programs, which will be supported by a basis of a surveillance system combined with a routine of microbiological analysis.

**Key-words:** Microbiological contamination, endotracheal tubes, tubing of breathing circuit systems.

## **Lista de Abreviaturas e Símbolos**

% – Percentagem

® – Marca registada

> – Maior

ASA – *American Society of Anesthesiologists*

ATS – *American Thoracic Society*

BALT – Bronchus-associated lymphoid tissue

BCMH – *British Columbia Ministry of Health*

Bpm – Batimentos por minuto

CDC – *Centers for Disease Control and Prevention*

CFSPH – *Centers for Food Security & Public Health*

CHRISP – *Centre for Healthcare Related Infection Surveillance and Prevention*

CO<sub>2</sub> – Dióxido de Carbono

CRA – Circuito Respiratório Anestésico

CRAs – Circuitos Respiratórios Anestésicos

CSC – Columbia + 5% de Sangue de Carneiro

DMUU– Dispositivos Médicos de Uso Único

*E. coli* – *Escherichia coli*

*E. coli* ExPEcC – *e. coli* extraintestinal

ET – Endotracheal Tube

FDA – Food and Drug Administration

Ig – Imunoglobulina

IICAB – Institute for International Cooperation in Animal Biologics

MRSA – Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* (*Staphylococcus aureus* Resistente à Meticilina)

NaCl – Cloreto de sódio

O<sub>2</sub> – Oxigénio

°C – Graus Celsius

OE – Óxido de Etileno

OVH – Ováriohisterectomia

PAM – Pulmonary Alveolar Macrophages

PAV – Pneumonia Associada à Ventilação

PNCI – Programa Nacional de Controlo de Infecção

PVC – Policloreto de vinil

QMDA – *Committee on Quality Management and Departmental Administration*

Rpm – Respirações por minuto

*S. aureus* – *Staphylococcus aureus*

*S. epidermidis* – *Staphylococcus epidermidis*

*S. pseudointermedius* – *Staphylococcus pseudointermedius*

*S. saprophyticus* – *Staphylococcus saprophyticus*

SCENIHR – Scientific Committee on Emerging and Newly Identified Health Risks

SRD – Sem Raça Definida

SVA – Swedish Veterinary Association

TAV– Traqueobronquite Associada à Ventilação

tBCS – tubing of Breathing Circuit System

TE – Tubo Endotraqueal

TEs – Tubos Endotraqueais

TR – Traqueia Respiratória

TRs – Traqueias Respiratórias

UTI – Urinary tract infection

$\alpha$  – Alfa

$\beta$  – Beta

$\gamma$  – Gama

$\mu\text{m}$  – Micrómetro

## Índice

|                                 |    |
|---------------------------------|----|
| Índice de Figuras .....         | 10 |
| Índice de Gráficos.....         | 11 |
| Índice de Tabelas .....         | 11 |
| 1. Introdução.....              | 13 |
| 2. Enquadramento Teórico.....   | 15 |
| 2.1. Sistema Respiratório ..... | 15 |

|                                                                                                                                     |           |
|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----------|
| <b>2.1.1. Anatomia do Sistema Respiratório.....</b>                                                                                 | <b>15</b> |
| <b>2.1.2 Fisiologia do Sistema Respiratório.....</b>                                                                                | <b>19</b> |
| <b>2.2. Equipamento Anestésico .....</b>                                                                                            | <b>22</b> |
| <b>2.2.1. Aparelho de Anestesia.....</b>                                                                                            | <b>22</b> |
| <b>2.2.2. Sistemas/Circuitos de Respiração Anestésicos.....</b>                                                                     | <b>23</b> |
| 2.2.2.1 Sistemas Não-reinalatórios.....                                                                                             | 24        |
| 2.2.2.2 Sistemas Reinalatórios .....                                                                                                | 25        |
| <b>2.2.3. Traqueias Respiratórias.....</b>                                                                                          | <b>26</b> |
| <b>2.2.3. Tubos Endotraqueais.....</b>                                                                                              | <b>27</b> |
| <b>2.3. Princípios de Assepsia Cirúrgica.....</b>                                                                                   | <b>30</b> |
| <b>2.3.1. Lavagem, Desinfecção, Esterilização e Manutenção dos Instrumentos .....</b>                                               | <b>30</b> |
| <b>2.4. Microbiologia .....</b>                                                                                                     | <b>37</b> |
| <b>2.4.1. Bactérias Gram-positivas.....</b>                                                                                         | <b>37</b> |
| 2.4.1.1. <i>Staphylococcus</i> spp. ....                                                                                            | 38        |
| 2.4.1.1.1. <i>Staphylococcus aureus</i> resistente à metilina .....                                                                 | 39        |
| 2.4.1.1.2. <i>Staphylococcus saprophyticus</i> .....                                                                                | 40        |
| 2.4.1.2. <i>Streptococcus</i> spp. ....                                                                                             | 40        |
| 2.4.1.3. <i>Enterococcus</i> spp. ....                                                                                              | 42        |
| 2.4.1.3.1. <i>Enterococcus faecalis</i> .....                                                                                       | 42        |
| <b>2.4.2. Bactérias Gram-negativas.....</b>                                                                                         | <b>43</b> |
| 2.4.2.1. <i>Enterobacteriaceae</i> e “Coliformes” .....                                                                             | 43        |
| 2.4.2.1.1. <i>Escherichia coli</i> .....                                                                                            | 44        |
| 2.4.2.1.2. <i>Proteus</i> spp., <i>Morganella</i> spp. e <i>Providencia</i> spp. ....                                               | 45        |
| 2.4.2.2. Não <i>Enterobacteriaceae</i> .....                                                                                        | 46        |
| 2.4.2.2.1. <i>Pseudomonas</i> spp.....                                                                                              | 46        |
| 2.4.2.2.2. <i>Moraxella</i> spp.....                                                                                                | 47        |
| <b>2.4.3. Fungos e Leveduras.....</b>                                                                                               | <b>48</b> |
| 2.4.3.1. <i>Aspergillus</i> spp. e <i>Penicillium</i> spp.....                                                                      | 48        |
| 2.4.3.2. <i>Fusarium</i> spp.....                                                                                                   | 49        |
| 2.4.3.3. <i>Cladosporium</i> spp.....                                                                                               | 50        |
| 2.4.3.4. Zigomicetes/ <i>Mucorales</i> .....                                                                                        | 52        |
| 2.4.3.5. Dermatófitos .....                                                                                                         | 53        |
| 2.4.3.6. <i>Candida albicans</i> .....                                                                                              | 54        |
| 2.4.3.7. <i>Rhodotorula</i> spp. ....                                                                                               | 55        |
| <b>2.4.4. Flora Bacteriana Comensal.....</b>                                                                                        | <b>56</b> |
| <b>2.5. Doenças Infecciosas do Sistema Respiratório.....</b>                                                                        | <b>57</b> |
| <b>2.5.1. Pneumonia .....</b>                                                                                                       | <b>57</b> |
| 2.5.1.1. Pneumonia Bacteriana.....                                                                                                  | 58        |
| 2.5.1.2. Pneumonia Fúngica.....                                                                                                     | 59        |
| 2.5.1.3. Pneumonia Associada à Ventilação .....                                                                                     | 61        |
| <b>2.5.2. Traqueobronquite .....</b>                                                                                                | <b>61</b> |
| <b>2.6. Contaminação e colonização bacteriana e fúngica dos tubos endotraqueais e das traqueias respiratórias anestésicas .....</b> | <b>63</b> |
| <b>2.7. Classificação dos Riscos Infecciosos .....</b>                                                                              | <b>67</b> |
| <b>2.8. Resistência a Antibióticos.....</b>                                                                                         | <b>69</b> |

|                                                                                        |            |
|----------------------------------------------------------------------------------------|------------|
| <b>3. Estudo experimental.....</b>                                                     | <b>71</b>  |
| <b>3.1. Materiais e métodos .....</b>                                                  | <b>71</b>  |
| 3.1.1. População em estudo .....                                                       | 71         |
| 3.1.2. Protocolo de processamento do material/amostras .....                           | 71         |
| 3.1.2.1. Isolamento bacteriano e fúngico.....                                          | 72         |
| 3.1.2.2. Identificação bacteriana e fúngica .....                                      | 73         |
| <b>4. Resultados .....</b>                                                             | <b>74</b>  |
| <b>4.1. Caracterização das amostras positivas dos TEs .....</b>                        | <b>76</b>  |
| 4.1.1. Meio Columbia 5% S. Carneiro (> 50 colónias bacterianas).....                   | 76         |
| 4.1.2. Meio cromogénico UTI .....                                                      | 78         |
| 4.1.3. Meio Sabouraud Agar + G + C .....                                               | 81         |
| <b>4.2. Caracterização das amostras positivas das TRs .....</b>                        | <b>82</b>  |
| 4.2.1. Meio Columbia 5 % S. Carneiro (> 50 colónias bacterianas).....                  | 82         |
| 4.2.2. Meio cromogénico UTI .....                                                      | 83         |
| 4.2.3. Meio Sabouraud Agar + G + C .....                                               | 85         |
| <b>4.3. Caracterização dos pacientes com doença/sintomatologia após cirurgia .....</b> | <b>87</b>  |
| <b>5. Discussão .....</b>                                                              | <b>88</b>  |
| <b>6. Conclusão .....</b>                                                              | <b>96</b>  |
| <b>Referências Bibliográficas .....</b>                                                | <b>97</b>  |
| <b>Anexos .....</b>                                                                    | <b>113</b> |

## Índice de Figuras

|                                                                                                                                 |    |
|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Figura 1. Secção paramediana da cabeça de um cão.....                                                                           | 16 |
| Figura 2. Sistema não-reinalatório .....                                                                                        | 25 |
| Figura 3. Sistemas reinalatórios .....                                                                                          | 26 |
| Figura 4. Tubo endotraqueal de PVC .....                                                                                        | 28 |
| Figura 5. Cocos Gram-positivos (1000x).....                                                                                     | 75 |
| Figura 6. Bacilos Gram-negativos (1000x).....                                                                                   | 76 |
| Figura 7. Bacilos Gram-positivos (1000x).....                                                                                   | 76 |
| Figura 8. Teste de aglutinação positivo para <i>Staphylococcus aureus</i> (Kit comercial Pastorex® Staph Plus – BIO-RAD® )..... | 77 |
| Figura 9. Culturas em meio CSC .....                                                                                            | 77 |
| Figura 10. Culturas em meio cromogénico UTI .....                                                                               | 80 |
| Figura 11. Culturas em meio Sabouraud G+C .....                                                                                 | 82 |
| Figura 12. Leveduras (1000x).....                                                                                               | 86 |

## Índice de Gráficos

|                                                                                                                                                                                              |    |
|----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Gráfico 1. Protocolo laboratorial de isolamento bacteriano e fúngico a partir de amostras de TEs e TRs.....                                                                                  | 72 |
| Gráfico 2. Protocolo laboratorial para a quantificação de bactérias a partir de amostras de TEs e TRs.....                                                                                   | 73 |
| Gráfico 3. Amostras positivas das culturas bacterianas e fúngicas nos tubos endotraqueais e tubos dos circuitos.....                                                                         | 74 |
| Gráfico 4. Percentagem de bactérias isoladas (> 50 colónias bacterianas) dos tubos endotraqueais e tubos dos circuitos respiratórios anestésicos em meio columbia 5% sangue de carneiro..... | 75 |
| Gráfico 5. Resultados positivos das culturas bacterianas nos tubos endotraqueais em meio cromogénico UTI.....                                                                                | 80 |
| Gráfico 6. Resultados positivos das culturas bacterianas nos tubos dos circuitos respiratórios anestésicos em meio cromogénico UTI.....                                                      | 85 |
| Gráfico 7. Resultados positivos das amostras vs doentes.....                                                                                                                                 | 87 |

## Índice de Tabelas

|                                                                                                                                                   |    |
|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Tabela 1. Classificação de risco infeccioso associado aos dispositivos médicos.....                                                               | 33 |
| Tabela 2. Bactérias isoladas do nariz de animais clinicamente saudáveis.....                                                                      | 56 |
| Tabela 3. Bactérias isoladas do sistema respiratório inferior de animais clinicamente saudáveis).....                                             | 57 |
| Tabela 4. Microorganismos mais comumente encontrados nos pulmões.....                                                                             | 60 |
| Tabela 5. Caracterização das amostras positivas dos tubos endotraqueais em meio Columbia 5 % Sangue Carneiro (> 50 colónias bacterianas).....     | 77 |
| Tabela 6. Caracterização das amostras positivas dos tubos endotraqueais em meio cromogénico UTI.....                                              | 79 |
| Tabela 7. Caracterização das amostras positivas dos tubos endotraqueais em meio Sabouraud..                                                       | 81 |
| Tabela 8. Caracterização das amostras positivas das traqueias respiratórias em meio Columbia 5 % Sangue Carneiro (> 50 colónias bacterianas)..... | 83 |

|                                                                                                               |    |
|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Tabela 9. Caracterização das amostras positivas das traqueias respiratórias em meio cromogénico UTI.....      | 84 |
| Tabela 10. Caracterização das amostras positivas das traqueias respiratórias positivos em meio Sabouraud..... | 85 |

## 1. Introdução

Os esforços para reduzir os custos e resíduos médicos, têm levado muitos sistemas de saúde, tanto em medicina humana como em medicina veterinária, a reutilizar dispositivos médicos de uso único (DMUU). Estes dispositivos devem ostentar no rótulo a indicação de que o dispositivo é para uso único. Em medicina veterinária, há actualmente, uma grande variedade de tipos de DMUU a serem reutilizados, nomeadamente os TEs e as TRs. Segundo Pelligand *et al.* (2007) e Gregory (2011), a situação em anestesia veterinária é provavelmente semelhante em hospitais médicos de países menos desenvolvidos, reutilizando também rotineiramente estes dois equipamentos. No entanto, na maior parte do mundo, em medicina humana, um novo TEs, é utilizado num único paciente. A reutilização destes dispositivos acarreta o risco de serem colonizados por microrganismos e causar graves infecções nosocomiais (Nielson, *et al.*, 1980; Alp & Voss, 2006; Yoon, *et al.*, 2007; *Scientific Committee on Emerging and Newly Identified Health Risks* (SCENIHR), 2010; Gregory, 2011; Arias, *et al.*, 2013; Jadhav, *et al.*, 2013).

A literatura evidência que certos dispositivos médicos reutilizados podem ser seguros, desde que, os protocolos de reprocessamento sejam seguidos rigorosamente. No entanto, os potenciais riscos associados à reutilização dos mesmos não estão limitados apenas à infecção dos pacientes, mas também à própria equipa de trabalho e contaminação do ambiente. Questões legais, éticas e financeiras são também questões importantes a considerar aquando da reutilização (Yoon, *et al.*, 2007; SCENIHR, 2010; Palavra, *et al.*, 2010) e nas medidas preventivas de controlo de infecção, de maneira a proteger pacientes e funcionários (Benedict, *et al.*, 2008; Hoet, *et al.*, 2011).

Todo o equipamento anestésico partilhado entre pacientes, nomeadamente, os TEs e as TRs, são uma potencial fonte de infecção cruzada. O risco de infecção cruzada por microrganismos associados à reutilização, aumenta nos equipamentos mais próximos do paciente, como os TEs e as TRs (Pandit, *et al.* 1967; Nielson, *et al.*, 1980; Atkison, *et al.*, 1999; Hall, *et al.*, 2001; Yoon, *et al.*, 2007; Pelligand, *et al.*, 2007; Spertini, *et al.*, 2011; Chellam, *et al.*, 2014).

As superfícies dos dispositivos médicos tornaram-se uma fonte crescente de infecções nosocomiais, em hospitais e clínicas de todo o mundo, particularmente em pacientes que necessitam de ventilação mecânica e, portanto, intubação endotraqueal. A contaminação pode

ocorrer pela presença de apenas um pequeno número de microorganismos, devido a uma inadequada limpeza/desinfecção/esterilização, ao próprio procedimento cirúrgico, e, principalmente, a uma simples migração de bactérias a partir da pele do paciente ou da equipa cirúrgica. Para além destes factores, uma vez que estes dispositivos não são constituídos por materiais que inibam o crescimento bacteriano, a sua superfície torna-se especialmente propensa a infecções bacterianas. Desta forma, deve-se ter em conta que, a inserção e permanência de um TE pode interferir com os mecanismos naturais de defesa do organismo, bem como proporcionar uma superfície de aderência e proliferação bacteriana, e a sua entrada no sistema respiratório. Sistema este que possui um papel e mecanismos de defesa fundamentais à entrada de microorganismos através destes dispositivos (Costerton, *et al.*, 1999; SCENIHR, 2010; Arias, *et al.*, 2013; Chellam, *et al.*, 2014).

A existência de uma relação definitiva entre a utilização do equipamento anestésico contaminado e infecção pulmonar subsequente, continua a ser investigada. Há no entanto, provas circunstanciais e indirectas, sugerindo que a infecção cruzada pode ocorrer, e foi também já demonstrado um aumento de susceptibilidade dos pacientes cirúrgicos para infecções pulmonares (Pandit, *et al.*, 1967; Nielson, *et al.*, 1980; Hall, *et al.*, 2001; Pelligand, *et al.*, 2007; Spertini, *et al.*, 2011).

Os objectivos deste trabalho foram: confirmar a existência de contaminação bacteriana e fúngica nos TEs e TRs reutilizados; determinar a prevalência de bactérias e fungos observados nestes dispositivos médicos e correlacionar os resultados obtidos com o aparecimento de doença/sintomatologia respiratória pós-operatória nos animais submetidos ao estudo.

## **2. Enquadramento Teórico**

### **2.1. Sistema Respiratório**

#### **2.1.1. Anatomia do Sistema Respiratório**

O sistema respiratório está dividido em vias aéreas superiores e inferiores, e cavidade pleural. O sistema respiratório superior é constituído pelas cavidades nasais, nasofaringe, faringe, laringe e traqueia extratorácica. O aparelho respiratório inferior consiste na traqueia intratorácica, brônquios e parênquima pulmonar (Grandage, 2003; Lee-Fowler & Reinero, 2012). Outra divisão possível divide o sistema respiratório em sistemas de condução (cavidade nasal, seios paranasais, faringe, laringe traqueia, brônquios extra e intrapulmonares), de transição (bronquíolos) e de trocas gasosas (alvéolos) (López, 2012).

##### Cavidade Nasal

A cavidade nasal começa nas narinas/fossas nasais e termina nas coanas. O septo nasal, divide longitudinalmente esta cavidade em duas fossas nasais, direita e esquerda, excepto na sua porção caudal (o meato nasofaríngeo), através da qual se comunicam. O Plano nasal é a superfície mais rostral do nariz externo, é pigmentado e desprovido de pêlos (Hare, 1986; Grandage, 2003; Schmiedt & Creevy, 2012). Este pode ser dividido por um sulco mediano ou filtro que por sua vez divide o lábio superior (Hare, 1986; Dyce, *et al.*, 2010). A porção mais rostral do septo é cartilaginosa, e a sua porção óssea é formada pela placa perpendicular do osso etmóide e pelo vómer, caudal. Posteriormente, a cavidade nasal é limitada pela placa cribiforme, que a separa anatomicamente da cavidade craniana. Cada um dos compartimentos é definido internamente pela fossa nasal, estando esta preenchida quase na totalidade pelas conchas nasais, cuja função é aumentar a área de superfície da cavidade nasal. Estas estruturas, desenvolvem-se a partir das paredes lateral e dorsal de cada fossa para formar dois sistemas, o etmoidal (caudal) composto por inúmeras pequenas conchas e o nasal (rostral) composto pelas grandes conchas dorsal, ventral e intermédia. As intrusões das grandes conchas na cavidade nasal vão delimitar os meatos, dorsal, medial e ventral, por onde atravessa o ar inspirado e expirado (Getty, 1989; Dyce, *et al.*, 2010).

Os seios paranasais, são extensões da cavidade nasal designados pelo osso no qual estão

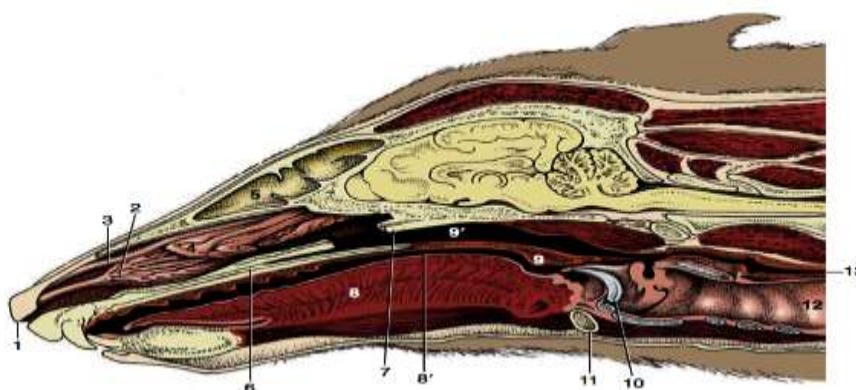
inseridos, nomeadamente o seio frontal, o seio esfenoidal e o seio maxilar, também denominado por recesso dada à sua dimensão e localização (Getty, 1989; Dyce, *et al.*, 2010).

A cavidade nasal, para além do olfacto, tem as seguintes funções: aquecimento e humedecimento do ar; filtração do ar, retendo as partículas de maior dimensão que são posteriormente eliminadas pelo tapete mucociliar; termorregulação; limitação da fixação de flora patogénica, através da sua flora residente, além de que a sua mucosa constitui um importante componente do sistema imunitário, sendo rica em plasmócitos e macrófagos (Junqueira & Carneiro, 1999; Dyce, *et al.*, 2010).

### Faringe e Nasofaringe

O vestíbulo da cavidade oral abre-se para um grande espaço denominado de faringe. A área imediatamente caudal ao vestíbulo é conhecida como orofaringe, que se funde com a nasofaringe, situada caudalmente às passagens nasais. A faringe estreita à medida que se aproxima da laringe, onde é designada por laringofaringe (Figura 1) (Grandage, 2003; Sturtz & Asprea, 2012). Deste modo, a faringe é uma abertura comum ao sistema digestivo e ao sistema respiratório. A função fisiológica desta estrutura é assegurar que somente o ar entre no sistema respiratório e de igual modo unicamente entrem alimentos dentro do sistema digestivo (Hare, 1986; Cunningham, 2003).

Qualquer disfunção pode ter consequências graves, como a incapacidade de engolir ou aspiração brônquica (Grandage, 2003).



**Figura 1.** Secção Paramediana da cabeça de um cão; o septo nasal foi removido. 1- narina direita; 2- concha nasal ventral; 3- concha nasal dorsal; 4- concha etmoidal; 5- do seio frontal; 6- palato duro; 7- vômer, ressecados; 8- língua; 8 *et al.*- orofaringe; 9- palato mole; 9 *et al.*- nasofaringe; 10- epiglote; 11- basi-hióide; 12- traqueia; 13- esófago. (Adaptado de Dyce, *et al.*, 2010)

### Laringe

A laringe é um órgão relativamente curto e largo. Liga-se ao primeiro anel da traqueia e está suspensa ventralmente ao esófago, pelo aparelho hióide. É estruturalmente formada pelas cartilagens epiglótica, tireoideia, cricoideia, aritenóideia, sesamóide, interaritenóideia e as pares de cartilagem aritenóide. A cartilagem mais rostral, a epiglote, é composta de cartilagem flexível e tem forma de folha. O seu ápice direcciona-se rostralmente e em repouso encontra-se atrás do palato mole, mas quando o animal deglute, inclina-se em movimento retrógrada de modo a recobrir parcialmente a entrada da laringe (Dyce, *et al.*, 2010). A cartilagem tireóide é a maior cartilagem da laringe e é composta por duas lâminas laterais que se unem ventralmente, formando grande parte da base da laringe. Caudalmente está unida à cartilagem cricóide. A cartilagem cricóide forma um anel completo que está ligado caudalmente ao primeiro anel traqueal e rostralmente às cartilagens aritenóides. A cartilagem aritenóideia, possui o processo corniculado, o processo muscular, o processo vocal e o processo cuneiforme (Dyce, *et al.*, 2010; Monnet & Tobias, 2012). Cranialmente à lâmina cricóide e entre as cartilagens aritenóides, situa-se a cartilagem sesamóide. É um nódulo oval ou em forma de haltere. Ocasionalmente, pode ser par e neste caso há um ligamento intersesamoide ou uma união fibrosa que liga as duas (Evans & Lahunta, 2013). A cartilagem interaritenóideia é pequena e lisa. Está cranial à lâmina cricóide e caudo-dorsal ao músculo aritenóideu transverso e à cartilagem sesamóide. Devido à sua posição superficial está incorporada em tecido conjuntivo que une as cartilagens aritenóideias e o tendão cricoesofágico à lâmina cricoideia (Evans & Lahunta, 2013). Arbitrariamente, a junção entre a cartilagem cricóide e a traqueia, marca os limites das vias respiratórias superiores e inferiores (Sura & Durant, 2012).

### Traqueia e Brônquios

A traqueia e os brônquios formam um sistema contínuo de tubos que conduzem o ar entre a laringe e os bronquíolos até aos pulmões. Em conjunto, estes dois órgãos, podem se designar de árvore traqueobrônquica, devido às suas semelhantes estruturais (Dyce, *et al.*, 2010). A traqueia é um tubo flexível, que progride desde laringe (cartilagem cricóides), através do espaço visceral do pescoço, entra no mediastino à entrada da cavidade torácica, e termina na bifurcação (carina) acima do coração. Neste ponto, a bifurcação origina os brônquios principais,

um para cada hemitórax (Dyce, *et al.*, 2010; Sura & Durant, 2012). Estes ramos dividem-se em brônquios lobares, fornecendo cada lobo pulmonar. Os ramos segmentares destes, dividem-se ainda em brônquios subsegmentares e em bronquíolos terminais (Sura & Durant, 2012).

A parte cervical da traqueia mantém uma posição parcialmente mediana, embora a sua relação com o esôfago altere em diferentes níveis e em diferentes posturas de cabeça e pescoço (Dyce, *et al.*, 2010).

A traqueia é composta por anéis incompletos de cartilagem hialina, ligados dorsalmente pelo músculo traqueal. Os arcos de cartilagem exercem pressão contra o músculo traqueal, afim de manter a “luz traqueal”. Segundo Sura & Durant (2012), tem sido relatado a presença de 46 anéis de cartilagem traqueal em cães. No gato existem entre 38 e 43 anéis traqueais (Hare, 1986). Entre estes anéis existem faixas de tecido fibroelástico (estruturas de suporte de tecidos moles), conhecidos como os ligamentos anulares, que permitem maior rigidez á forma e comprimento dos anéis e que são contínuas com o pericôndrio. O brônquio principal esquerdo é geralmente composto de três anéis; o brônquio principal direito tem apenas um. Os brônquios pequenos contêm placas de cartilagem que se sobrepõem, em vez de anéis, e o desaparecimento destas placas marca a transição para os bronquíolos (Sura & Durant, 2012).

A cavidade torácica é composta de 13 pares de costelas, 13 vértebras torácicas, e 9 esternobras. O esterno, as costelas e o diafragma mantém a forma da cavidade torácica, permitindo a expansão dos pulmões (Hare, 1986; Sura & Durant, 2012).

### Pulmões

Órgãos pares, direito e esquerdo, contidos na cavidade torácica, cobertos pela pleura pulmonar e invaginados no saco pleural ipsilateral. São órgãos livres, excepto, as raízes que estão ligadas ao mediastino. Apresentam coloração rósea, uma textura macia e esponjosa em condições normais. Cada pulmão possui uma base ou face diafragmática (caudal), um ápice (cranial), duas faces laterais (costal e medial) e três bordas (ventral, dorsal e basal). Possuem também, uma região denominada hilo pulmonar, onde se encontra a raiz pulmonar, composta por brônquios, vasos sanguíneos e linfáticos, e nervos que penetram ou deixam o pulmão (Hare, 1986; Dyce, *et al.*, 2010).

Os pulmões estão subdivididos em lobos, através de fissuras interlobares. O pulmão

esquerdo possui dois lobos, um apical ou cranial e um diafragmático ou caudal. O pulmão direito é o maior, sendo composto por quatro lobos, um apical ou cranial, um médio ou cardíaco, um diafragmático ou caudal e um acessório ou intermédio. A ramificação dicotômica da via aérea continua através brônquios subsegmentares, bronquíolos terminais e bronquíolos respiratórios. Os bronquíolos respiratórios por sua vez, dão origem a ductos alveolares, sacos alveolares e alvéolos pulmonares (Hare, 1986; Dyce, *et al.*, 2010; Monnet, 2012).

Os ramos da artéria pulmonar seguem uma distribuição lobar em estreita proximidade com cada brônquio, transportando sangue venoso. Os ramos bronquiais fornecem sangue oxigenado para as vias aéreas até o nível dos bronquíolos respiratórios, onde terminam em vasos capilares contínuos com as artérias pulmonares. A grande maioria do sangue dos pulmões e da pleura pulmonar é enviado para o átrio esquerdo do coração, através das veias pulmonares (Hare, 1986; Monnet, 2012).

Os vasos sanguíneos a partir de um certo diâmetro têm características estruturais semelhantes entre si, sendo constituídos por três túnicas: íntima, média e adventícia. A túnica íntima apresenta uma camada de células endoteliais apoiada numa camada de tecido conjuntivo laxo (camada subendotelial), que pode conter células musculares lisas. A túnica média é constituída principalmente por camadas concêntricas de células musculares lisas, organizadas helicoidalmente e uma lâmina elástica externa nas artérias. A túnica adventícia é constituída essencialmente por células de colagénio tipo I e fibras elásticas (Junqueira & Carneiro, 2008).

Como o pulmão é um órgão elástico, em condições normais, a pressão de ar dentro da árvore respiratória, mantém-o em expansão. O mesmo não se verifica em situações de trauma, cirurgia, ou dissecação, uma vez que o ar entra dentro das cavidades pleurais, o pulmão retrai e/ou colapsa (Dyce, *et al.*, 2010).

### **2.1.2 Fisiologia do Sistema Respiratório**

A principal função do aparelho respiratório é a troca de oxigénio (O<sub>2</sub>) e dióxido de carbono (CO<sub>2</sub>) entre o exterior e os tecidos, à qual podemos chamar de ventilação (Cunningham, 2003; Sturtz & Asprea, 2012).

O volume corrente (volume tidal), refere-se à quantidade de ar que circula em cada respiração. Ventilação por minuto é a quantidade total de ar que se respira num minuto. A

multiplicação do volume corrente por respirações por minuto (RPM), resulta no volume por minuto. No entanto, a ventilação por minuto será afectada, se a quantidade total de ar movido ou a taxa a que ele se move varia. O significado clínico desta situação, ocorre em estados de doença ou efeitos de medicamentos (exemplo, em analgesia), que alteram a profundidade ou superficialidade da respiração, e/ou alteram a sua frequência (Cunningham, 2003; Sturtz & Asprea, 2012).

O aparelho respiratório transporta o  $O_2$  para manter o metabolismo tecidual e elimina o  $CO_2$ . O consumo de  $O_2$  e a produção de  $CO_2$  (necessidades de trocas gasosas), variam em função do índice metabólico que, por sua vez, depende do nível de actividade do animal. O metabolismo do animal em repouso, metabolismo basal, varia em função do peso corporal metabólico. Portanto, quanto menor o peso corporal do animal, maior é o consumo de  $O_2$ . Em exercício extenuante, o metabolismo pode aumentar até 30 vezes mais que o normal. Assim como, o custo energético da respiração é maior num animal com doença respiratória, o que leva a uma diminuição da quantidade de energia disponível para realizar exercício ou para engordar, que se traduz num baixo rendimento energético. Este mecanismo é também bastante importante no processo de termorregulação, no metabolismo de substâncias endógenas e exógenas, e na protecção do animal contra a inalação de pó, gases tóxicos e agentes infecciosos (Cunningham, 2003).

O “espaço morto” refere-se a áreas do sistema respiratório em que não há troca gasosa activa. Existem dois tipos: anatómico e fisiológico. O termo "espaço morto anatómico" é a área acometida entre narinas e os grandes brônquios, destinada a conduzir o ar até aos pulmões. O espaço é considerado morto, pois a este nível, não há trocas de  $O_2$  e  $CO_2$ . O “espaço morto fisiológico” está relacionado com os alvéolos, onde ocorre a troca de gases. Os alvéolos são perfundidos em diferentes graus, isto é, em determinados momentos, alguns deles são inactivos, e não ocorrem trocas gasosas. O fornecimento de sangue a cada alvéolo pode ser diferente, devido ao efeito da gravidade e do movimento. “Espaço morto fisiológico” é portanto a combinação entre o “espaço morto anatómico” e “espaço morto alveolar” (Cunningham, 2007).

Torna-se particularmente importante sempre que o animal é entubado, pois o próprio TE é um “espaço morto”. Se o tamanho do tubo não for correctamente escolhido de acordo com o animal, pode interferir com o movimento necessário para as trocas gasosas (respiratórias) e pode também provocar uma diminuição de gás, mesmo que o animal receba  $O_2$  directamente pela via

aérea. Por esta razão (entre outras), durante uma cirurgia monitoriza-se os níveis de O<sub>2</sub> e CO<sub>2</sub> no sangue (Cunningham, 2003; Dorsch & Dorsch, 2008; Sturtz & Asprea, 2012).

Durante a passagem do sangue pelos pulmões, a hemoglobina é saturada em O<sub>2</sub>, formando a oxiemoglobina, que realiza um importante papel, na filtração de bactérias, de pequenas partículas e de trombos; entre outras (Comroe, 1966).

A função pulmonar normal depende de vários factores tais como, a taxa de débito pulmonar, as propriedades da membrana alveolar, dos capilares, do gradiente de pressão intersticial e do próprio sangue, entre outras (Klein, 2013).

### Mecanismos de defesa

O sistema respiratório, para além de apresentar uma superfície muito extensa, o acto de respirar, expõe continuamente este sistema a microorganismos presentes no ar inalado ou veiculados pela circulação sanguínea (Hostetler, 2013).

Os mecanismos de defesa do sistema respiratório são complexos e incluem barreiras anatómicas, tapete mucociliar, sistema imunitário local (mucosa), tecido linfóide associado aos brônquios (BALT), macrófagos alveolares (PAM) e o sistema imunitário sistémico. A alteração de qualquer um destes mecanismos predispõe ao desenvolvimento de infecção do aparelho respiratório (López, 2012; Hostetler, 2013).

A capacidade das partículas entrarem no aparelho respiratório e ganharem acesso aos pulmões está dependente da sua dimensão, da forma, dispersão e deposição. Partículas com dimensão superior a 10 micrómetros (µm) são retidas nas fossas nasais, enquanto as partículas com dimensão entre 2 a 10 µm são aprisionadas no epitélio respiratório ciliado. Assim, apesar das partículas com menos de 10 µm serem capazes de escapar ao aprisionamento na cavidade nasal, encontram uma segunda barreira na bifurcação traqueal e bronquial, onde são eliminadas sem que haja necessidade de uma resposta inflamatória ou imune na ausência de doença respiratória (Junqueira & Carneiro, 2004; López, 2012).

Nas vias aéreas prevalecem os mecanismos de defesa mecânicos, tais como, a filtração e a humidificação do ar, os agentes antimicrobianos presentes na saliva, os espirros, a tosse reflectiva e os mecanismos de *clearance* mucociliar. Na região da faringe até os bronquíolos respiratórios, o tapete mucociliar, é um mecanismo de defesa não específico, responsável pela remoção física das partículas das vias respiratórias. Este é composto por células secretoras,

células ciliadas e uma camada dupla de muco, onde ocorre o aprisionamento, inibição, destruição e remoção das partículas inaladas através do mecanismo de *clearance* mucociliar. As partículas inaladas e os detritos presentes nos cornetos nasais ou na parede da nasofaringe, encontram acção mucociliar, ficando aprisionados na camada mais superficial do muco e transportados para a faringe caudal, onde são deglutidos e eliminados pelo sistema digestivo (Safdar, *et al.*, 2005; Hunter, 2006; Alp & Voss, 2006; Hostetler, 2013). Nos bronquíolos terminais a resposta celular e humoral do sistema imunitário constituem também mecanismos de defesa (Safdar, *et al.*, 2005; Hunter, 2006; Alp & Voss, 2006).

Os alvéolos não possuem células produtoras de muco nem células ciliadas, estando a defesa deste espaço assegurada essencialmente pela acção dos macrófagos alveolares e pelo tecido linfóide associado aos brônquios (BALT). A fagocitose realizada pelos macrófagos alveolares consiste na eliminação e destruição de partículas depositadas no alvéolo. Uma vez fagocitadas, estas são removidas do pulmão através do transporte mucociliar para a faringe ou penetram no epitélio respiratório sendo eliminados pelo sistema linfático (López, 2012). O BALT participa na imunidade humoral e celular. Este tecido está distribuído ao longo das vias aéreas, em maior concentração nas bifurcações bronquiais, local onde ocorre maior captura de partículas inaladas. É responsável pela coordenação dos mecanismos de defesa pulmonar antigénio-específico. No BALT, os linfócitos B, produzem todas as classes de imunoglobulinas (Ig), com excepção da IgM. Nas vias aéreas superiores à predominância de IgA que através de um mecanismo denominado exclusão imunitária, inibe a adesão dos agentes patogénicos ao epitélio respiratório. Nas vias aéreas inferiores é a IgG que predomina, removendo agentes inalados por opsonização e a activação do sistema de complemento. Os neutrófilos e os linfócitos exercem de igual modo um papel importante na defesa do tracto respiratório inferior aquando da infecção (López, 2012; Hostetler, 2013).

## **2.2. Equipamento Anestésico**

### **2.2.1. Aparelho de Anestesia**

A máquina de anestesia é um equipamento que permite a circulação de O<sub>2</sub>, juntamente com outros gases anestésicos, incluindo vapores anestésicos voláteis em concentrações específicas (efectivas), através de circuitos respiratórios até ao paciente e minimiza os riscos de

anestesia relacionados com pacientes e com a equipa hospitalar (Goneppanavar & Prabhu, 2013; Gurudatt, 2013). Permite também a eliminação de CO<sub>2</sub> expirado, assim como fornece um meio de ventilação com pressão positiva intermitente, durante a apneia ou uma paragem cardiorrespiratória (Clutton, 1999; Gurudatt, 2013). Permitem assim, a execução de procedimentos de diagnóstico ou terapêuticos, especialmente cirúrgicos (Palacios & Benítez, 2005).

Este aparelho é composto por um cilindro de O<sub>2</sub>, com válvulas medidoras e reguladoras de pressão; um fluxímetro, que controla a quantidade de litros por minuto de gases que entram no circuito, permitindo uma adequada circulação de O<sub>2</sub> do circuito respiratório até ao paciente; um vaporizador, componente do equipamento onde se produz a evaporação do anestésico e regula a quantidade do mesmo que sai da máquina anestésica em direcção ao animal. Possui ainda, um rotâmetro que regula a quantidade de gás que entra na câmara de vaporização; recipientes para cal sodada, tendo como função a absorção de CO<sub>2</sub>; válvula de emergência, usada em casos de emergência, esta envia de forma rápida O<sub>2</sub> puro directamente para o circuito, sem passar pelo vaporizador; válvula de retenção, dispositivos que evitam o fluxo retrógrado, impedindo a passagem de gás de um tanque para outro parcialmente vazio (Palacios & Benítez, 2005; Johnson, 2009; Gurudatt, 2013).

A máquina de anestesia e os restantes equipamentos associados a esta são potenciais vectores na transmissão da infecção nosocomial, através das mãos do anestesista. Por esta razão, todas as superfícies do aparelho de anestesia, devem ser limpas diariamente ou imediatamente se contaminado, com uma solução desinfectante apropriada. Através do circuito respiratório, do ventilador e da cal sodada, o sistema respiratório do paciente está em comunicação directa com a máquina de anestesia (Juwarkar, 2013). Recomenda-se o uso de filtros no circuito de respiração anestésica, pois reduzem o risco de infecções cruzadas e evitam a contaminação da máquina de anestesia, dado que, processos de descontaminação são difíceis de aplicar (Chellam, *et al.*, 2014).

### **2.2.2. Sistemas/Circuitos de Respiração Anestésicos**

Os circuitos respiratórios anestésicos, conectam o aparelho de anestesia ao TE. Estes sistemas têm como finalidade, fornecer O<sub>2</sub> e agentes anestésicos ao paciente e asseguram a

remoção de CO<sub>2</sub> produzido pelo mesmo. Existem várias maneiras diferentes de classificar os circuitos respiratórios. A classificação anatómica, inclui sistema aberto, semi-aberto, semi-fechado, fechado e a classificação Mapleson (A a F). A classificação funcional, inclui sistema aberto, semi-aberto, semi-fechado, fechado e sistemas não-reinalatórios ou reinalatórios (Vogler, *et al.*, 1997; Hall, *et al.*, 2001; Johnson, 2009).

Vários autores e instituições têm adoptado um sistema de classificação (Tabela 1), que refere que estes dispositivos médicos ao entrarem indirectamente em contacto com membranas mucosas intactas ou com a pele não intacta categorizam-se de artigos semi-críticos. Por estas razões, possuem um risco intermédio de infecção e a mesma classificação recomenda preferencialmente a esterilização destes artigos como procedimento de reutilização, embora indique que se possa proceder a uma desinfecção de alto nível (PNCI, 2004a; PNCI, 2004d; Sabir & Ramachandra, 2004; Pelligand, *et al.*, 2007; Dorsch & Dorsch, 2008; *Centre for Healthcare Related Infection Surveillance and Prevention* (CHRISP), 2008; Rutala, *et al.*, 2008; Juwarkar, 2013).

#### **2.2.2.1 Sistemas Não-reinalatórios**

O fluxo de gases frescos inalados pelo paciente a partir da máquina de anestesia e os gases expirados removidos, geralmente através de uma válvula de expiração, para a atmosfera, não havendo absorção de CO<sub>2</sub>, são os princípios gerais destes sistemas (Figura 2). Estes circuitos não permitem a re-inalação dos gases expirados. A remoção de CO<sub>2</sub>, depende da taxa de fluxo de gás fresco e do volume corrente por minuto da respiração do animal. Têm sido desenvolvidos vários sistemas, mas, em geral, são todos variações dos classificados por Mapleson em 1954. Estes sistemas não podem ser totalmente considerados como não reinalatórios, uma vez que ocorre alguma reinalação dos gases expirados, embora sejam fabricados de forma a garantir que este gás reinalado não constitua mais do que o gás proveniente do “espaço morto” das vias respiratórias dos animais. Em anestesia veterinária, os sistemas unidireccionais mais vulgarmente utilizados são o Magill (Mapleson A), circuito Ayre’s T-piece (Mapleson E) e circuitos coaxiais (variações de Mapleson A (circuito de Magill) e D (circuito de Bain)) (Vogler, *et al.*, 1997; Clutton, 1999; Hall, *et al.*, 2001; Dorsch & Dorsch, 2008; Mosley, 2015).

Os circuitos não reinalantes (pediátricos) são recomendados para pacientes com peso corporal abaixo de 5 - 7 kg (Lukasik, 2003; Latshaw & Coleman, 2010; Brainard & Hofmeister, 2012; Mosley, 2015).

Estes sistemas não possuem cal sodada e têm a vantagem de diminuir a resistência da respiração e do “espaço morto”, sendo ideal para pequenos animais, com risco de hipotermia ou com doença traqueobrônquica. A presença de um balão reservatório, com abertura na extremidade do tubo respiratório, evita lesões pulmonares por pressão excessiva e torna-se útil quando é necessário proceder a ventilação assistida por pressão positiva. Estes circuitos apresentam como desvantagens, poluírem a atmosférica com agentes anestésicos, serem menos tolerantes a erros de manipulação e menos económicos por necessitarem de elevados fluxos de gás fresco (Clutton, 1999; Johson, 2009; Mosley, 2015).



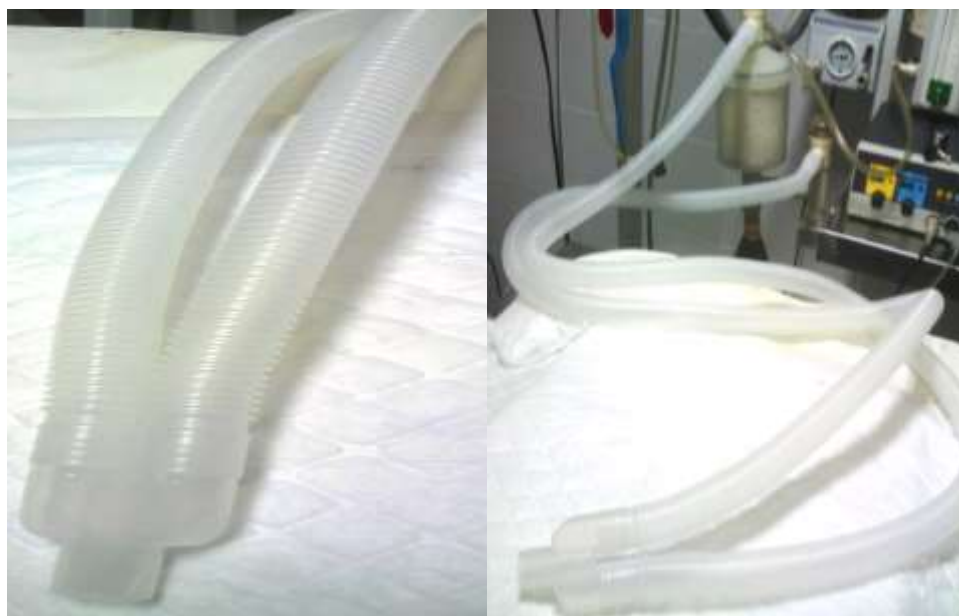
**Figura 2.** Sistema não-reinalatório (fotografia)

#### **2.2.2.2 Sistemas Reinalatórios**

O princípio básico dos sistemas de administração anestésica dos circuitos fechados ou sistemas reinalatórios (Figura 3), é a absorção de CO<sub>2</sub> e a reinalação continua do mesmo gás ou vapor. Há absorção parcial de CO<sub>2</sub>, através da cal sodada, contida num recipiente (canister). O restante gás expirado é então livre para ser inspirado novamente sem conter (acumulação de) CO<sub>2</sub> (Hall, *et al.*, 2001). Existem dois sistemas reinalatórios, o sistema em círculo (mais comumente utilizado) e o sistema de vaivém (Clutton, 1999; Mosley, 2015). Sistemas em círculo ou de reinalação são recomendados para pacientes com mais de 5-7 kg de peso corporal (Lukasik, 2003; Latshaw & Coleman, 2010; Brainard & Hofmeister, 2012). Os componentes

destes sistemas são: entrada de gás fresco, tubos respiratórios, válvula unidireccional inspiratória e outra expiratória, balão reservatório, válvula reguladora de limite de pressão e cal sodada (absorção de CO<sub>2</sub>) (Mosley, 2015).

Como vantagens estes sistemas apresentam, consumo anestésico reduzido, portanto são mais económicos; aquecem e humidificam os gases inspirados; e não poluem tanto a atmosfera. Uma das desvantagens é possuírem um fraco controlo da concentração dos anestésicos inspirados, uma vez que o gás fresco libertado a partir da máquina de anestesia é diluído pelo gás já contido dentro do circuito. Outra desvantagem associada a este sistema, reside no facto da cal sodada poder ser irritante para os tecidos, aumentar a resistência e contribuir para “espaço morto mecânico” (Clutton, 1999; Johson, 2009).



**Figura 3.** Sistemas reinalatórios (fotografia)

### **2.2.3. Traqueias Respiratórias**

As TRs anestésicas, conectam o aparelho de anestesia (válvulas) ao TE. Estes tubos fazem parte integrante e completam os circuitos respiratórios anestésicos, transportando gases anestésicos das válvulas do aparelho de anestesia até à peça Y (e vice versa), que está conectada ao TE (Vogler, *et al.*, 1997; Hall, *et al.*, 2001; Pelligand, *et al.*, 2007; Thomas & Lerche, 2014).

O material utilizado nestes tubos é o plástico ou a borracha, particularidade que os torna mais

propensos à retenção de microrganismos, podendo assim agir como fómites na transmissão de pneumonia nosocomial (Pelligand, *et al.*, 2007). Possuem normalmente dois “membros” ou dois tubos independentes, respectivamente inspiratório e expiratório. São equipamentos leves, flexíveis, longos e ondulados. As duas últimas características tornam-os difíceis de limpar/lavar ou desinfetar (Pelligand, *et al.*, 2007; Dorsch & Dorsch, 2008; Caveney, *et al.*, 2012; Juwarkar, 2013). As TRs são onduladas de forma a aumentar a flexibilidade e resistência à torção (Dorsch & Dorsch, 2008; Caveney, *et al.*, 2012; Juwarkar, 2013). O impedimento de torções e forças exercidas sobre o TE, pode ser evitado com recurso a um suporte de tubos (em forma de árvore), que apoiam as TRs (Dorsch & Dorsch, 2008).

A utilização de um filtro colocado entre o TE e a peça Y (esterilizado ou submetido a desinfecção de alto nível), permite a reutilização destes sistemas e segundo Pelligand *et al.* (2007), justifica-se especialmente se o tempo entre duas utilizações for inferior a uma hora e se existir risco de contaminação cruzada viral ou possíveis diagnósticos de infecções por *Bordetella bronchiseptica*, *Cryptococcus neoformans* ou *Mycobacterium bovis*. Estes filtros demonstraram ser mais eficazes na prevenção da transmissão de bactérias do que de vírus (Dorsch & Dorsch, 2008; Caveney, *et al.*, 2012; Juwarkar, 2013).

### **2.2.3. Tubos Endotraqueais**

O TE (Figura 4) é a principal e primeira via aérea artificial utilizada em pequenos animais. Constituem assim uma peça fundamental no equipamento anestésico. Estes dispositivos médicos mantêm o normal funcionamento das vias aéreas, reduzem o “espaço morto anatómico”, facilitam a administração de O<sub>2</sub> e gases anestésicos e evitam a aspiração de material da orofaringe (Vogler, *et al.*, 1997; Moore, 1999; Hackett, 2003; Cooper & Lane, 2003; Tear, 2012; Brainard & Hofmeister, 2012; Thomas & Lerche, 2014; Mosley, 2015). Têm especial importância em casos de emergência, aquando de uma paragem respiratória (Vogler, *et al.*, 1997; Moore, 1999; Cooper & Lane, 2003; Tear, 2012). Embora sejam de extrema importância e essenciais para cirurgia, estes tubos proporcionam um risco para o paciente, pois ignoram os normais mecanismos de defesa das vias aéreas superiores, impedindo o fechamento da glote e a tosse preventiva, proporcionando assim uma rota de contaminação bacteriana e predispondo a retenção de secreções (Nielson, *et al.*, 1980; Holden, 1999; Hackett, 2003; Programa Nacional de

Controlo de Infecção (PNCI), 2004d).

A escolha do tamanho do TE é importante. Para minimizar a resistência, o trabalho da respiração e o “espaço morto”, deve ser utilizado o maior tamanho possível, sem ser traumático para o paciente (Vogler, *et al.*, 1997; Moore, 1999; Lukasik, 2003; Cooper & Lane, 2003; Bednarski, *et al.*, 2011; Tear, 2012; Brainard & Hofmeister, 2012; Mosley, 2015). Geralmente, o tamanho do tubo a utilizar é baseado no peso do animal, contudo a palpação da traqueia e a experiência são indispensáveis (Quandt, 2003; Palmer, 2010; Tear, 2012; Brainard & Hofmeister, 2012).



**Figura 4.** Tubo endotraqueal de PVC (original)

A entubação endotraqueal requer conhecimento técnico, pois pode causar graves danos na laringe, na traqueia e/ou nos pulmões. Um TE dobrado ou obstruído, causa obstrução das vias aéreas e pode levar à morte do paciente (Quandt, 2003; Palmer, 2010; Brainard & Hofmeister, 2012). A colocação do TE requer também um paciente suficientemente anestesiado (Hackett, 2003; Brainard & Hofmeister, 2012). Nos felinos, como a via aérea é pequena e mais sensível, a anestesia local tópica, para dessensibilizar a laringe antes da introdução do TE facilita o processo, reduzindo o espasmo e trauma laríngeo (Brodbelt, *et al.*, 2007; Johson, 2009; Pascoe & Pypendop, 2015). O tubo é introduzido pela boca, entre as cordas vocais, através da glote, até à traqueia, para o ar poder atingir os pulmões (Sturtz & Asprea, 2012).

Os materiais usados na construção destes equipamentos, são geralmente a borracha vermelha (opacos e rígidos - actualmente em desuso), o policloreto de vinil (PVC) (transparentes e rígidos) ou silicone (flexíveis) (Vogler, *et al.*, 1997; Hall, *et al.*, 2001; Dorsch & Dorsch, 2008; Palmer, 2010; Brainard & Hofmeister, 2012; Thomas & Lerche, 2014; Mosley, 2015).

Os tubos podem ser simples, ou providos de um *cuff*. O *cuff* é insuflado com ar após o tubo ter passado pela traqueia, proporcionando uma vedação hermética entre a parede da traqueia e do tubo, de modo a que todos os gases respiratórios e anestésicos passem através do lúmen do TE, prevenindo a aspiração de materiais provenientes da traqueia ou da orofaringe. A maioria dos TE tem um olho de *Murphy* perto da ponta, o que permite um fluxo de ar contínuo caso a ponta do tubo fique obstruída (Hall, *et al.*, 2001; Rasmussen, 2003; Dorsch & Dorsch, 2008; Palmer, 2010; Bednarski, *et al.*, 2011; Brainard & Hofmeister, 2012; Mosley, 2015).

A aplicação de uma leve camada de gel lubrificante estéril melhora a capacidade do *cuff* para selar a via aérea contra a migração de fluidos (Moore, 1999; Dunning, 2003; Cooper & Lane, 2003; Bednarski, *et al.*, 2011; Tear, 2012).

A traqueia anatomicamente normal não é um verdadeiro círculo, assim a expansão do *cuff* a alta pressão e a pressão da ponta do TE, causam o contacto irregular com a parede da mesma. A curvatura do tubo deve corresponder ao da traqueia, de modo que os pontos de pressão sejam minimizados (Nelson, 2003).

A insuflação excessiva do *cuff* ou o movimento do paciente, especialmente em gatos, pode conduzir a traumas da traqueia ou a laringoespasmo, enquanto que a subinsuflação pode não evitar a aspiração de material, aumentando assim, o risco de pneumonia por aspiração. Uma técnica incorrecta e tubos ou *cuffs* danificados podem levar a traumas e rupturas da traqueia e dos brônquios principais, que por sua vez, podem causar pneumotórax, pneumomediastino, e/ou enfisema subcutâneo após intubação. A escolha incorrecta do tubo, a incorrecta colocação do mesmo e o seu prolongamento pode também causar danos à laringe (Holden, 1999; Haskins, 2003; Dorsch & Dorsch, 2008; Brainard & Hofmeister, 2012). Em medicina humana, o prolongamento do tubo no paciente está associado a complicações como edema, erosões e formações granulomatosas da laringe (Hackett, 2003). Idealmente, o TE deveria ser de uso único, uma vez que facilmente se contamina com sangue, detritos e microrganismos transmissíveis. Como já foi referido anteriormente, em medicina veterinária, a utilização unitária do TE não é por vezes possível devido aos custos económicos, sendo no entanto, uma prática de risco que deve ser evitada. Contudo, caso os materiais sejam de uso repetido, a sua esterilização deve ser considerada, de acordo com o fabricante (Gemmell, *et al.*, 2008). Segundo PNCI (2004d) e *British Columbia Ministry of Health* (BCMH) (2011), todo o material com indicação de uso único não pode ser reprocessado, a não ser que, esse acto, não traga consequências

nocivas para o paciente, não ocorram alterações estruturais ou funcionais, seja possível proceder à avaliação com segurança deste procedimento e seja vantajoso do ponto de vista económico.

## **2.3. Princípios de Assepsia Cirúrgica**

### **2.3.1. Lavagem, Desinfecção, Esterilização e Manutenção dos Instrumentos**

A lavagem é o processo de remoção de sujidade e/ou de matéria orgânica do material cirúrgico. A limpeza completa de todos os instrumentos e equipamentos é um pré-requisito essencial em processos de desinfecção e esterilização e o momento mais importante do processo de descontaminação (Michell & Berg, 2003; Sabir & Ramachandra, 2004; Dorsch & Dorsch, 2008; CHRISP, 2008; *American Society of Anesthesiologists* (ASA), 2010; Juwarkar, 2013).

Todos os equipamentos que o permitam, devem ser completamente desmontados, para permitir o contacto livre de todas as peças, de forma a facilitar e melhor o processo de limpeza e desinfecção. As instruções do fabricante para a limpeza e reprocessamento de equipamento anestésico devem ser seguidas (Cooper & Lane, 2003; Sabir & Ramachandra, 2004; Fossum, 2005; CHRISP, 2008).

A lavagem pode ser realizada manual ou automaticamente. A primeira é realizada com água (fria ou morna), e a aplicação de detergente ou produtos enzimáticos e auxílio de acção mecânica, que consiste na fricção do material e superfícies por meio de escovas. A lavagem automática é realizada com recurso a máquinas automatizadas, onde a remoção da sujidade e da matéria orgânica, ocorre pela acção mecânica de ondas ultrasónicas e jactos de água, térmica e química. O último método, para além de proteger a equipa hospitalar contra a exposição a produtos químicos e microorganismos, obtém resultados mais consistentes e maior produtividade (Cooper & Lane, 2003; Sabir & Ramachandra, 2004; Fossum, 2005; CHRISP, 2008; Dorsch & Dorsch, 2008).

Idealmente, a água deve atingir temperaturas até 45°C, uma vez que temperaturas muito elevadas provocam coagulação das proteínas e a matéria orgânica pode ficar aderente ao material, formando uma camada protectora de adesão a microrganismos (Cooper & Lane, 2003; Sabir & Ramachandra, 2004; Fossum, 2005; Dorsch & Dorsch, 2008; Juwarkar, 2013). Todavia Greene *et al.* (2012b), refere que os circuitos de anestesia de borracha podem ser imersos em água a 80 °C durante 15 minutos.

O TE de preferência deve ser limpo logo após a extubação. Para remoção de muco, sangue ou detritos (matéria orgânica) dentro ou sobre o tubo, é geralmente suficiente uma exfoliação suave, com escovas apropriadas (escova com cerdas macias/suaves), utilizando um detergente neutro, seguido de água morna. Para uma melhor limpeza, deve-se insuflar ligeiramente o *cuff* do TE, pois quando desinsuflado o seu enrugamento proporciona o alojamento de materiais e detritos. Caso não seja possível limpar o tubo de imediato, este deve ser imerso em água morna, mergulhado numa solução de detergente enzimático, até que possa ser adequadamente limpo, de maneira a evitar a secagem de quaisquer secreções ou detritos (Michell & Berg, 2003; Dorsch & Dorsch, 2008; Palmer, 2010; BCMH, 2011; Gregory, 2011; Greene, *et al.*, 2012; Caveney, *et al.*, 2012; Clarke, *et al.*, 2014).

As TRs, como já referido anteriormente, são bastante difíceis de lavar e desinfetar, devido ao seu comprimento e as ondulações em toda a sua extensão. Assim como o TE, idealmente, estes também devem ser mergulhados dentro de uma bandeja com água e detergente enzimático, logo após a utilização, de maneira a evitar a secagem de qualquer biofilme ou detritos dentro dessas ondulações, até que se possa limpar apropriadamente. Contrariamente ao TE, a limpeza com uma escova não é eficaz, devido ao comprimento do tubo e todos os sulcos (anéis) que possui. Por esta razão, o tubo pode ser colocado num dispositivo de limpeza ultrasónica ou máquina de lavar, para remover quaisquer detritos alojados nas ondulações (Dorsch & Dorsch, 2008; Dorsch & Dorsch, 2011; Caveney, *et al.*, 2012; Juwarkar, 2013). Um método alternativo, caso não haja esse dispositivo, é introduzir a solução detergente em uma das extremidades do tubo e agitar de modo a que a solução percorra todo o comprimento do tubo. Posteriormente este deve ser lavado abundantemente com água (Caveney, *et al.*, 2012).

Embora não existam regras, nem regulamentação para esterilização ou desinfecção de TEs e das TRs, há várias opções disponíveis, directrizes (*American Thoracic Society*, (ATS), 2005; CHRISP, 2008; *Committee on Quality Management and Departmental Administration*, (QMDA), 2010; BCMH, 2011), que devem ser consideradas para diminuir a probabilidade de transmissão de doenças respiratórias, como traqueobronquite infecciosa (“tosse de canil”) em pacientes veterinários (Pelligand, *et al.*, 2007; Dunowska, *et al.*, 2007; Palmer, 2010).

Os desinfetantes químicos são capazes de destruir bactérias vegetativas Gram-positivas e Gram-negativas e alguns vírus. Os desinfetantes de alto nível, utilizados para artigos semi-críticos (Tabela 1), com exposição prolongada, têm actividade esporicida. Alguns exemplos destes desinfetantes, são o glutaraldeído (mais comumente usado, especialmente para equipamentos de anestesia e equipamentos respiratórios), o peróxido de hidrogénio, o ácido peracético e o cloro (Sabir & Ramachandra, 2004; Yoon, *et al.*, 2007; Juwarkar, 2013). A desinfeção de nível intermediário, para artigos não críticos, elimina todas as bactérias vegetativas patogénicas, fungos e a maioria dos vírus, excepto esporos bacterianos e alguns vírus. O álcool, o hipoclorito de sódio, os fenóis, e os compostos iodóforos, são os agentes comumente utilizados para este tipo de desinfeção. Os compostos de amónio quaternário e o álcool, são usualmente empregados a desinfeção de baixo nível em artigos não críticos. Este processo destrói alguns fungos, alguns vírus e bactérias vegetativas, excepto endosporos bacterianos (Sabir & Ramachandra, 2004; BCMH, 2011; Juwarkar, 2013).

A pasteurização é um procedimento que pode ser utilizado em artigos semi-críticos (TE e TRs) e em artigos não críticos (Nielson, *et al.*, 1980; Barry, *et al.*, 1984; Sabir & Ramachandra, 2004; Rutala, 2008; Dorsch & Dorsch, 2011; BCMH, 2011; Juwarkar, 2013). Como não destrói esporos bacterianos, é considerado um processo de desinfeção de nível intermédio. Utiliza água quente, regularmente a temperaturas entre 70 °C a 100 °C, durante 30 minutos. Este método é mais confiável, não tóxico, menos caro e menos prejudicial ao equipamento do que a autoclave (Barry, *et al.*, 1984; Sabir & Ramachandra, 2004; Rutala, 2008; Dorsch & Dorsch, 2011; Juwarkar, 2013).

Os dois desinfetantes utilizados mais comumente em medicina veterinária, são a cloro-hexidina e o glutaraldeído (Palmer, 2010). A cloro-hexidina é uma solução anti-séptica e antimicrobiana, a mais comum da classe da Biguanidas, do grupo de compostos catiónicos, disponível como acetato, diacetato e gluconato (concentrações de 2% ou 4%). Eficaz contra bactérias vegetativas, maioritariamente bactérias Gram-positivas<sup>1</sup> (Dunowska, *et al.*, 2007; Perry & Caveney, 2012). Porém, segundo Quinn, *et al.* (2011b), algumas bactérias, tais como espécies de *Proteus* spp. e de *Pseudomonas* spp., podem ser altamente resistentes a este desinfetante, assim como algumas estirpes de *Staphylococcus aureus* resistente à meticilina, segundo Wang *et*

---

<sup>1</sup> <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/>

*al.* (2008). Bastante eficaz na redução de matéria orgânica, no entanto tem uma actividade fungicida e viricida bastante limitada e não apresenta actividade esporicida. O glutaraldeído a 2% é uma solução activa, eficaz contra bactérias, fungos e vírus, económica, segura e compatível com os materiais utilizados (Sabir & Ramachandra, 2004; Yoon, *et al.*, 2007; Palmer, 2010; Quinn, *et al.*, 2011b; Perry & Caveney, 2012; Greene, *et al.*, 2012). Esta solução permite a esterilização química (eliminação de esporos), todavia era necessário uma imersão durante mais de 10 horas (Barry, *et al.*, 1984; Sabir & Ramachandra, 2004; Juwarkar, 2013). Segundo uma pesquisa realizada por Yoon *et al.* (2007), o glutaraldeído pode ser eficaz se usado durante 150 minutos a 20-25° C em TEs, todavia, o uso repetido, nomeadamente após cinco demonstrações de esterilização, pode modificar a integridade física dos mesmos.

**Tabela 1.** Classificação de risco infeccioso associado aos dispositivos médicos (Tait & Knight, 2003; PNCI, 2004a; PNCI, 2004d; Sabir & Ramachandra, 2004; Dorsch & Dorsch, 2008; CHRISP, 2008; Rutala, *et al.*, 2008; Juwarkar, 2013)

| Classificação                | Aplicação do dispositivo                                                               | Exemplos                                                                                                                                | Risco de Infecção | Procedimentos Recomendados                                    |
|------------------------------|----------------------------------------------------------------------------------------|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-------------------|---------------------------------------------------------------|
| <b>Artigos críticos</b>      | Contacto com tecidos estéreis, cavidades corporais ou sistemas vascular.               | Instrumentos cirúrgicos;<br>Cateteres cardíacos e urinários;<br>Implantes;<br>Aglulhas.                                                 | Elevado           | Esterilização (ou de uso individual)                          |
| <b>Artigos semi-críticos</b> | Contacto directo ou indirectamente com membranas mucosas intactas ou pele não intacta. | Tubos Endotraqueais;<br>Gel Lubrificante;<br>Circuitos Respiratórios;<br>Laringoscópios;<br>Endoscópios de Fibra Óptica;<br>Termómetros | Intermédio        | Desinfecção de alto nível<br>*Preferencialmente esterilização |

|                             |                                                               |                                                              |       |                                                  |
|-----------------------------|---------------------------------------------------------------|--------------------------------------------------------------|-------|--------------------------------------------------|
| <b>Artigos não críticos</b> | Contacto com a pele intacta, mas não com as membranas mucosas | Medidores de Pressão Arterial; Pulso-Oxímetro; Estetoscópios | Baixo | Limpeza; Desinfecção de baixo e intermédio nível |
|-----------------------------|---------------------------------------------------------------|--------------------------------------------------------------|-------|--------------------------------------------------|

O TE e TR devem ser completamente submersos na solução de cloro-hexidina por um período de 20 a 30 minutos (Barry, *et al.*, 1984; Sabir & Ramachandra, 2004; Palmer, 2010; Greene, *et al.*, 2012). No entanto, é de extrema importância que as TRs sejam introduzidas verticalmente na solução, garantindo a ausência de bolhas de ar, de forma a serem totalmente preenchidas (Dorsch & Dorsch, 2008, 2011; Caveney, *et al.*, 2012). Após a imersão, devem ser cuidadosamente lavados com água esterilizada e deixadas a secar ao ar ou em secadores especiais para tubos (PNCI, 2004b; Dorsch & Dorsch, 2008; Palmer, 2010; Dorsch & Dorsch, 2011; Gregory, 2011; Jadhav, *et al.*, 2013).

A utilização de desinfetantes ou soluções para esterilização química, como o glutaraldeído, devem ser utilizados em último recurso, devido à toxicidade dos resíduos, impossibilidade de monitorização e à dificuldade de manutenção da esterilidade até à sua utilização (Barry, *et al.*, 1984; PNCI, 2004b; Palmer, 2010; Greene, *et al.*, 2012).

A esterilização é o processo de destruição de todos os microrganismos, incluindo esporos, e considerado o meio mais eficaz para eliminar todas as fontes viáveis de organismos que possam causar infecção e/ou doença (Michell & Berg, 2003; Cooper & Lane, 2003; Sabir & Ramachandra, 2004).

Existem diferentes métodos de esterilização, usualmente divididos em esterilização química (óxido de etileno ou soluções comerciais) e esterilização a quente (ou física). Por sua vez, a esterilização a quente, também pode ser dividida em esterilização seca, em estufa ou húmida, em autoclave. Este é o método mais eficiente, mais rápido, não corrosivo e mais seguro, pois não é tóxico (Cooper & Lane, 2003; Sabir & Ramachandra, 2004).

Como referido anteriormente, sendo o equipamento anestésico uma potencial fonte de infecção cruzada, idealmente, todos os componentes dos sistemas anestésicos de respiração, considerados artigos semi-críticos deveriam ser submetidos a uma desinfecção de alto nível e esterilizados entre cada utilização (Clutton, 1999; Hall, *et al.*, 2001; Gregory, 2011; Yoon, *et al.*,

2007; Juwarkar, 2013). Contudo, para além de não ser um sistema prático e financeiramente sustentável, alguns componentes dos circuitos anestésicos, não toleram alguns métodos de esterilização, como o autoclave, diminuindo também o tempo de vida útil do equipamento. No entanto, é necessária a sua esterilização periódica. Em pacientes que sofrem de doença infecciosa ou sistémica, estes deveriam ser descartados (Clutton, 1999; Hall, *et al.*, 2001; Palmer, 2010; Clarke, *et al.*, 2014).

Segundo vários autores, os TEs deveriam ser esterilizados, após cada utilização, dada a sua maior eficiência e menor risco de contaminação cruzada (Hall, *et al.*, 2001; Michell & Berg, 2003; Sabir & Ramachandra, 2004; Yoon, *et al.*, 2007; Johson, 2009; Palmer, 2010; BCMH, 2011; Gregory, 2011; Greene, *et al.*, 2012; Juwarkar, 2013). Outros, reportam que este método não é necessário, pois a boca (em que tais instrumentos passam em caminho da traqueia) não é um ambiente livre de microrganismos, sendo apenas necessário uma descontaminação e desinfecção de alto nível (PNCI, 2004d; ASA, 2010).

Quanto às TRs, segundo Barry *et al.* (1984), Pelligand *et al.* (2007) e Dorsch & Dorsch (2011), estes equipamentos devem ser limpos, sujeitos a desinfecção de alto nível (incluindo pasteurização) e/ou esterilizados. Sabir & Ramachandra (2004), ditam que estes tubos podem ser descartados semanalmente caso sejam usados novos filtros bacterianos e virais em cada paciente ou descartar logo após um caso altamente infeccioso ou se estes estiverem visivelmente contaminados. O material utilizado para o fabrico dos TEs, dita o tipo de esterilização que pode ser usado. Os tubos de silicone são os únicos que podem ser esterilizados em autoclave. Borracha vermelha e tubos de PVC, devem ser esterilizados com óxido etileno (OE) ou através de plasma de peróxido de hidrogénio, pois danificam-se na presença de calor extremo. Nos TEs pode ser utilizada uma esterilização por calor de ebulição (ou húmido), embora o tratamento regular desta natureza, também diminua o seu tempo de vida útil (Palmer, 2010; Caveney, *et al.*, 2012).

O OE é considerado o melhor meio de esterilização, por ter a capacidade de penetrar numa ampla variedade de materiais, incluindo plástico. Este meio de esterilização química, segundo Yoon *et al.* (2007) e Pelligand *et al.* (2007), pode evitar a contaminação cruzada, todavia, esterilizações repetidas, também podem mudar significativamente as características físicas destes equipamentos. Yoon *et al.* (2007), verificou alterações nos TEs, logo após dois reprocessamentos. Esta técnica apresenta também outras desvantagens. O material deve ser

cuidadosamente lavado, pois vestígios destes produtos químicos, principalmente se permanecerem nos TEs, podem ser bastantes irritantes. Assim como, o intervalo de tempo entre cada utilização deve ser respeitado (no mínimo 7 dias), para que vestígios deste químico possam desaparecer. Contudo, e também devido às preocupações com a saúde, não é vulgarmente utilizado em medicina veterinária. A esterilização por plasma de peróxido de hidrogénio é uma boa alternativa ao OE, por ser mais seguro para os manipuladores e por não produzir compostos tóxicos (Yoon, *et al.*, 2007; Dorsch & Dorsch, 2008; Hall, *et al.*, 2001; Palmer, 2010; Clarke, *et al.*, 2014).

Todo o material deve estar completamente seco antes de ser usado e logo após a lavagem, de modo a evitar a corrosão e a recontaminação dos mesmos durante a inspecção/montagem (Barry, *et al.*, 1984; Cooper & Lane, 2003; PNCI, 2004b; Fossum, 2005; CHRISP, 2008; Dorsch & Dorsch, 2008; ASA, 2010; Palmer, 2010; Dorsch & Dorsch, 2011; Gregory, 2011; Greene, *et al.*, 2012).

Há factores que devem ser evitados, tais como, lavagem/limpeza, desinfecção e/ou esterilização inadequada, absorção de soluções por períodos de tempo prolongado, e soluções muito concentradas, pois podem levar a irritações/lesões traqueais, ou mesmo a reacções tóxicas e infecções microbiológicas (Barry, *et al.*, 1984; CHRISP, 2008; Dorsch & Dorsch, 2008; Palmer, 2010; SCENIHR, 2010).

Todos os instrumentos devem ser inspecionados de maneira a procurar distorções, alterações de alinhamento, defeitos, fugas e sinais de corrosão (Cooper & Lane, 2003; Fossum, 2005; CHRISP, 2008; ASA, 2010)

Todos os processos acima descritos devem ser realizados numa sala/espço apropriada (Barry, *et al.*, 1984; Sabir & Ramachandra, 2004; Juwarkar, 2013). E segundo Gregory (2011), em medicina humana, caso o protocolo de desinfecção e esterilização não possa ser rigorosamente seguido, é necessário um novo TE para cada paciente.

Todo o material processado, deve possuir local adequado para armazenagem, de forma a evitar riscos de contaminação e facilitar a distribuição (Barry, *et al.*, 1984; Cooper & Lane, 2003; Fossum, 2005; ASA, 2010; Palmer, 2010).

Idealmente, os TEs devem ser armazenados num lugar onde se mantenham limpos e de fácil acesso. Uma das formas mais eficazes de garantir que os tubos permaneçam livres de

poeiras e outros contaminantes é colocá-los individualmente em embalagens de esterilização, usadas para o autoclave (PNCI, 2004d; ASA, 2010; Palmer, 2010). Estas embalagens, podem ser marcadas com o tamanho correspondente e organizadas numa placa de parede ou colocadas em gavetas, divididas em secções com base no tamanho. Outras opções viáveis para armazenamento, incluem, o uso de suportes comerciais para o efeito ou simplesmente colocando os tubos dentro de uma gaveta. Ambos os métodos organizam correctamente os tubos e permitem um fácil acesso; Contudo, a principal desvantagem é a limpeza dos tubos. Os materiais que são apresentados usando um suporte de parede estão continuamente expostos a poeiras e outros contaminantes presentes no hospital ou clínica. Da mesma forma, os tubos colocados dentro de uma gaveta são expostos à atmosfera, cada vez que a gaveta é aberta. Colocar uma toalha por baixo dos tubos pode ajudar a manter a gaveta e os tubos limpos, mudando a toalha com frequência (Palmer, 2010). Estes materiais não devem ser armazenados por longos períodos de tempo (Clutton, 1999; Palmer, 2010; ASA, 2010). Segundo Barry *et al.* (1984) as TRs, devem ser armazenados num lugar coberto, limpo e seco, longe da área de trabalho.

## **2.4. Microbiologia**

Todo o equipamento de anestesia está sujeito a contaminação, por organismos transmissíveis, bactérias, fungos e vírus e/ou sangue. Este acontecimento resulta do contacto directo com sangue e/ou fluidos corporais dos pacientes, e/ou indirectamente através do contacto com a equipa médica (espirros, secreções e manipulação dos instrumentos), de salpicos dos procedimentos cirúrgicos, da contaminação do ar e de técnicas indigentes de controle de infecção (Tait & Knight, 2003; Sengupta, 2015). O microrganismo patogénico oportunista mais comumente relacionado com este tipo de contaminação é o *Staphylococcus aureus* resistente à metilicina (MRSA) (Hoet, *et al.*, 2011; Weese, 2012; Weese, 2012a)

### **2.4.1. Bactérias Gram-positivas**

A forma das bactérias pode ser observada através de coloração de Gram, técnica desenvolvida em 1884 por Christian Gram. Esta técnica permite distinguir as bactérias em dois grupos: Gram-positivo e Gram-negativo. A reacção das bactérias à técnica de Gram expressa diferentes características, no que diz respeito à composição química, estrutura, permeabilidade da parede celular, fisiologia, metabolismo e patogenicidade. A parede celular da célula Gram

positivo consiste numa única camada que retém o corante aplicado, apresentado uma coloração roxa, ou seja, não adquiriu a coloração do segundo corante (Parente, 2005).

A parede celular das bactérias Gram-positivo apresenta-se como uma monocamada justaposta à membrana celular, sendo uma célula praticamente sem periplasma. É constituída predominantemente por peptidoglicano (cerca de 40-80% do peso da parede seca). Em muitos casos a parede celular é permeável a macromoléculas, não oferecendo assim resistência à difusão dos antibióticos para exercerem as suas propriedades de antibiose, por interacção com os seus alvos que se encontram na célula bacteriana (Parente, 2005).

#### **2.4.1.1. *Staphylococcus* spp.**

As bactérias do género *Staphylococcus* spp., são cocos Gram-positivo, catalase positivas e fazem parte da família *Micrococcaceae*, juntamente com os géneros *Micrococcus*, *Stomatococcus* e *Planococcus*. Maioritariamente são anaeróbios facultativos. Estes microorganismos são ubiqüitários, sendo o seu principal habitat as mucosas e a pele dos mamíferos. Podem ser encontrados na boca, glândulas mamárias, intestinos, sistema respiratório superior e tracto genito-urinário. Têm entre 0,5 e 1,5 µm de diâmetro, agrupando-se normalmente em pares ou em cadeias curtas, num padrão que se assemelha a um cacho de uva, embora se possam apresentar individualmente. Estas bactérias, são imóveis, não esporuladas e tipicamente não capsuladas, capazes de crescer em temperaturas entre os 18° C e os 40° C e em meios contendo concentrações elevadas de cloreto de sódio (NaCl) (Quinn, *et al.*, 1999; Weese, 2012; Smeltzer & Beenken, 2013; Murray, *et al.*, 2014).

Normalmente têm uma relação de simbiose com o hospedeiro, mas podem tornar-se patogénicos, quando atravessam a barreira cutânea, quando introduzidos juntamente com dispositivos médicos ou inoculados através de picadas (Quinn, *et al.*, 1999; Murray, *et al.*, 2014). A maioria dos estafilococos tem a capacidade de produzir biofilme (Murray, *et al.*, 2014). Existem certas espécies de *Staphylococcus* que têm preferências específicas por determinadas zonas do corpo do hospedeiro, uma vez que o microambiente influencia o seu crescimento. No Homem, o *S. aureus* habita preferencialmente as narinas (Quinn, *et al.*, 1999; Murray, *et al.*, 2014).

A grande maioria das infecções estafilocócicas são provocadas por bactérias oportunistas, nomeadamente *S. aureus*, *S. pseudointermedius*, *S. epidermidis* e *S. saprophyticus* e geralmente estão relacionadas com infecções fúngicas e parasitárias subjacentes, imunossupressão, traumas, enfermidades alérgicas e distúrbios endócrinos ou metabólicos (Quinn, *et al.*, 2011a; Smeltzer & Beenken, 2013; Murray, *et al.*, 2014).

#### **2.4.1.1.1. *Staphylococcus aureus* resistente à meticilina**

O MRSA é um agente patogénico oportunista, relatado pela primeira vez em 1961, sendo desde então um problema grave em medicina humana. Actualmente é também descrito como um problema emergente em medicina veterinária (Hanselman, *et al.*, 2006; Centers for Food Security & Public Health (CFSPH) & Institute for International Cooperation in Animal Biologics (IICAB), 2011; Hoet, *et al.*, 2011; Weese, 2012). É um coco Gram-positivo, coagulase positiva. Estirpes de MRSA, são resistentes tanto à meticilina e essencialmente a todos os outros antibióticos beta-lactâmicos (penicilinas, cefalosporinas e carbapenemes) (CFSPH & IICAB, 2011; Weese, 2012).

O *Staphylococcus aureus* é transmitido por contacto directo, de animal para animal ou de animais para humanos e vice versa, geralmente através das mãos da equipa hospitalar. Pode ser também transmitido através de aerossóis ou de factores ambientais. Contudo, cães e gatos são geralmente colonizados por estirpes de MRSA a partir de seres humanos (Hanselman, *et al.*, 2006; Witte, *et al.*, 2007; Murphy, *et al.*, 2010; CFSPH & IICAB, 2011; Leboffe & Pierce, 2011; Hoet, *et al.*, 2011; Weese, 2012). É um organismo robusto que resiste a soluções de limpeza e agentes antimicrobianos, e pode sobreviver semanas no meio ambiente (Hanselman, *et al.*, 2006; Santos, *et al.*, 2010; Leboffe & Pierce, 2011).

Um estudo realizado num hospital veterinário de ensino, por Hoet *et al.* (2011), detectou um número semelhante de MRSA isolados tanto em superfícies de contacto com animais, como superfícies de contacto humano. O factor comum entre as superfícies contaminadas é que eram frequentemente utilizadas por vários animais e/ou seres humanos, durante todo o dia. Moon *et al.* (2012) isolou sete *Staphylococcus aureus* em 74 amostras de animais hospitalizados, respectivamente das orelhas (n=4; MRSA =1), pele (n=1; MRSA =1) e ânus (n=2; MRSA = 0). Os mesmos autores, isolaram dez *Staphylococcus aureus* de 84 amostras realizado à equipa hospitalar veterinária, correspondentes às mãos (n=3; MRSA =0) e às

mucosas nasais (n=7; MRSA =2). Ainda neste estudo, foram isoladas duas bactérias em 41 amostras de equipamento médico, das quais nenhuma era resistente à meticilina.

A colonização assintomática destes microrganismos, representa um importante factor de risco de infecção ou de transmissão entre as pessoas dentro de hospitais, principalmente em hospitais de ensino (Manian, 2003; Hanselman, *et al.*, 2006; Santos, *et al.*, 2010; Murphy, *et al.*, 2010; Hoet, *et al.*, 2011). Outros factores de risco incluem, tratamentos repetidos com recurso a antibióticos, internamento hospitalar por vários dias, cateterização intravenosa, cirurgia (Santos, *et al.*, 2010; Magalhães, *et al.*, 2010; CFSPH & IICAB, 2011). Segundo Weese (2012), o contacto com crianças e visitas hospitalares também constituem factores de risco.

#### **2.4.1.1.2. *Staphylococcus saprophyticus***

*Staphylococcus saprophyticus* são bactérias coagulase negativa, que podem ser isoladas da pele, da saliva e da vagina de gatos clinicamente saudáveis. No entanto, também estão associadas a infecções oportunistas do tracto urinário, em gatos e cães, com elevados perfis de resistência a vários antibióticos (Quinn, *et al.*, 2011a; Weese, 2012). O estudo realizado por Shobha *et al.* (2005), com o objectivo de pesquisar *Staphylococcus* spp. no ambiente hospitalar, nas respectivas equipas e nos equipamentos médicos, demonstrou que *S. saprophyticus*, foi a segunda bactéria mais isolada. Moon *et al.* (2012) isolou duas bactérias de *S. saprophyticus* resistentes à meticilina, uma proveniente de um animal hospitalizado, respectivamente da região do ânus, num total de 74 amostras, e outra da mão de um funcionário, num total de 86 amostras.

#### **2.4.1.2. *Streptococcus* spp.**

As bactérias do género *Streptococcus* spp. são cocos Gram-positivo, catalase-negativos e fazem parte da família *Streptococcaceae*. Distinguem-se dos *Staphylococcus* spp. por serem catalase negativa (Lamm, *et al.*, 2010; Greene & Prescott, 2012; Krzyściak, *et al.*, 2013; Markey, *et al.*, 2013; Groman, 2015). Actualmente, existem 100 espécies reconhecidas dentro do género, mas apenas algumas são patogénicos significativos (Krzyściak, *et al.*, 2013). Maioritariamente são anaeróbios facultativos. Estas bactérias têm um crescimento bastante exigente, necessitando de meios contendo sangue ou soro. A morfologia das células pode variar de esférico a ovóide e têm aproximadamente 1 µm de diâmetro, agrupando-se normalmente em pares ou em cadeias

(Lamm, *et al.*, 2010; Greene & Prescott, 2012; Krzyściak, *et al.*, 2013; Markey, *et al.*, 2013; Groman, 2015).

Estes microrganismos colonizam as mucosas humanas e animais e causam infecções piogénicas generalizadas. Embora um grande número de espécies sejam agentes patogénicos oportunistas comuns de mamíferos, outro grande número pertence à microflora comensal da cavidade oral, orofaringe, pele e sistema urogenital inferior e gastrointestinal. No entanto, em indivíduos imunocomprometidos, podem ocorrer infecções oportunistas (Lamm, *et al.*, 2010; Greene & Prescott, 2012; Krzyściak, *et al.*, 2013; Markey, *et al.*, 2013; Groman, 2015). Segundo Stewart (2013), podem ser transmitidos por inalação e/ou ingestão, sexualmente, congenitamente, ou indirectamente via mãos e/ou fómites.

A diferenciação das espécies dentro deste género é complexa e faz-se com base em três critérios distintos: características bioquímicas; composição antigénica, as diferenças antigénicas na parede celular dos hidratos de carbono é usado para distinguir os grupos - classificação de Rebecca Lancefield; e características culturais, a acção sobre os eritrócitos em meio de cultura também tem sido utilizada para distinguir diferentes grupos ( $\beta$ - hemolíticos,  $\alpha$ -hemolíticos ou  $\gamma$ -hemolíticos). Beta-hemólise ( $\beta$ ) é caracterizada por lise completa dos eritrócitos ou por uma zona clara em torno das colónias bacterianas. Alfa-hemólise ( $\alpha$ ) é caracterizada por uma zona de cor esverdeada e eritrócitos intactos na região sem cor ou de hemólise parcial. Gama-hemólise ( $\gamma$ ) é caracterizada por não ocorrer hemólise (Greene & Prescott, 2012; Krzyściak, *et al.*, 2013; Stewart, 2013; Markey, *et al.*, 2013; Groman, 2015).

As estirpes  $\beta$ -hemolíticas tendem a ser mais patogénicas. Organismos  $\gamma$ -hemolíticos ou  $\alpha$ -hemolíticos são encontrados nas membranas mucosas e na pele de animais clinicamente saudáveis. A maioria das espécies com interesse veterinário pode ser encontrada no sistema respiratório superior e sistema urogenital inferior (Lamm, *et al.*, 2010; Greene & Prescott, 2012; Markey, *et al.*, 2013). Segundo Lamm *et al.* (2010), a infecção estreptocócica em cães tem sido associada a aborto, pneumonia, septicemia, endocardite, fascíte necrosante, queratite, infecções do tracto urinário inferior, colangio-hepatite, artrite e meningoencefalite.

Segundo Krzyściak *et al.* (2013), o *Streptococcus pneumoniae* é responsável pelo maior número de casos de pneumonia em todo o mundo e as infecções oportunistas de espécies que habitam fisiologicamente a cavidade oral são descritos com mais frequência. Ferimentos ou

tratamentos cirúrgicos podem causar infecções, e, consequentemente casos de meningite sem factores de risco anteriormente relatados.

Infecções por *Streptococcus agalactiae* são raras em cães e gatos. Em cães tem sido associada a septicemia neonatal, endometrite e "síndrome do neonato nadador", e em gatos, a peritonite e septicemia em fêmeas gestantes (Greene & Prescott, 2012; Groman, 2015).

#### **2.4.1.3. *Enterococcus* spp.**

Os Enterococos são bactérias Gram-positivas, anaeróbios facultativos, que normalmente habitam no tracto gastrointestinal de muitos animais, incluindo seres humanos. As principais espécies de enterococos incluem, *Enterococcus faecalis*, *Enterococcus faecium* e *Enterococcus durans*. Estão presentes no intestino em elevado número, mas também nas fezes e nas amígdalas. No entanto, quando colonizam locais onde normalmente não são encontrados, podem se tornar importantes agentes patogénicos oportunistas, estando entre os agentes nosocomiais mais comuns (Upadhyaya, *et al.*, 2010; Greene & Prescott, 2012; Kataoka, *et al.*, 2014; Epstein, 2015a). Nas últimas 3 décadas a incidência de infecções por enterococos, especialmente adquiridas em hospitais, aumentou drasticamente, em medicina humana e veterinária. Embora, só agora, se esteja a compreender os factores bacterianos envolvidos na promoção da persistência de enterococos no ambiente hospitalar ou em locais de infecção. Têm sido associados à formação de biofilmes em vários tipos de dispositivos médicos e frequentemente isolados de superfícies hospitalares (Tendolkar, *et al.*, 2004; Upadhyaya, *et al.*, 2010; Greene & Prescott, 2012; Kataoka, *et al.*, 2014; Epstein, 2015a). Estes organismos têm um nível elevado de resistência a muitos agentes antimicrobianos (Upadhyaya, *et al.*, 2010; Greene & Prescott, 2012; Groman, 2015; Epstein, 2015a).

##### **2.4.1.3.1. *Enterococcus faecalis***

O *Enterococcus faecalis* é responsável por cerca de 80-90% de todas as infecções por enterococos em medicina humana. Em medicina veterinária são cada vez mais isolados de pacientes hospitalizados, sendo a espécie de *Enterococcus* mais isolada clinicamente (Upadhyaya, *et al.*, 2010; Kataoka, *et al.*, 2014; Groman, 2015). São também intrinsecamente

resistentes ou tolerantes a muitos antibióticos e são prontamente capazes de adquirir resistência aos mesmos (Upadhyaya, *et al.*, 2010; Greene & Prescott, 2012; Groman, 2015; Epstein, 2015a).

As infecções causadas por esta bactéria reportadas mais comumente em animais de companhia, são infecções cirúrgicas nosocomiais e infecções urogenitais. No entanto, também têm ocorrido relatos de casos de colangiohepatite, peritonite, endocardite, mastite, discospondilite e bacteriemia nos mesmos animais (Tendolkar, *et al.*, 2004; Greene & Prescott, 2012; Kataoka, *et al.*, 2014; Groman, 2015; Boller & Otto, 2015). Segundo Boller & Otto (2015), esta bactéria é também capaz de causar pneumonia.

#### **2.4.2. Bactérias Gram-negativas**

A parede celular das bactérias Gram-negativas é constituída por estruturas de múltiplas camadas, que não retêm o corante, obtendo-se assim uma coloração vermelha. Esta parede celular é muito mais complexa e diferenciada, quanto à composição química e quanto à ultraestrutura. O peptidoglicano (cerca de 5-10% do peso da parede seca) é disposto em monocamada e funciona como estrutura de suporte, impedindo assim, a lise osmótica (Parente, 2005).

Bactérias patogénicas Gram-negativas, podem causar infecções nosocomiais ou oportunistas, e septicemia em animais imunocomprometidos. O aumento da frequência deste tipo de infecções pode estar relacionado com procedimentos invasivos, terapias imunossupressoras e o uso excessivo de novos antibacterianos (Koenig, 2012). As endotoxinas que fazem parte da parede da celular destas bactérias, podem ser responsáveis por choque séptico e como têm uma resistência elevada a soluções/processos de desinfecção ou esterilização podem permanecer num dispositivo médico, mesmo após a esterilização (SCENIHR, 2010).

##### **2.4.2.1. *Enterobacteriaceae* e “Coliformes”**

A família *Enterobacteriaceae* engloba bacilos Gram-negativos, anaeróbios facultativos, fermentadores da glicose, oxidase-negativo, catalase-positivo e redutores do nitrato em nitrito. Estas bactérias são móveis, devido à presença de flagelos peritríquios. Microscopicamente aparecem como cocobacilos ou bacilos rectos, com extremidades arredondadas. Habitam o aparelho gastrointestinal dos mamíferos e estão distribuídos por todo o meio ambiente, no solo, na água e em plantas (PNCI, 2004a; Koenig, 2012; Markey, *et al.*, 2013). Alguns membros da

*Enterobacteriaceae*, podem constituir uma flora transitória ou estar presente em pequeno número na orofaringe de indivíduos saudáveis (PNCI, 2004a; Koenig, 2012).

Apesar de não terem significado taxonómico, os termos "coliforme" ou "bactérias coliformes", são utilizados para mencionar membros da família *Enterobacteriaceae* que fermentam a lactose, tais como, *Escherichia coli*, *Enterobacter* spp., *Klebsiella* spp. e *Citrobacter* spp. (PNCI, 2004a; Markey, et al., 2013).

Os microrganismos patogénicos oportunistas mais comuns, segundo Koenig (2012), pertencentes a esta família são a *E. coli*, a *Klebsiella* spp., o *Proteus* spp. Porém para PNCI (2004a) e Markey et al. (2013), os mais comuns são a *Enterobacter* spp., a *Serratia* spp. e o *Citrobacter* spp.

Segundo PNCI (2004a), as estirpes bacterianas, da família *Enterobacteriaceae*, são agentes comuns de infecção no ser humano e as mais frequentemente isoladas no Laboratório de Microbiologia. Estes microrganismos são frequentemente agentes de infecção nosocomial. A *E. coli*, a *Klebsiella* spp., e o *Proteus* spp. podem ser agentes zoonóticos, mas também podem ser transmitidos do homem para os cães e gatos (PNCI, 2004a; Koenig, 2012).

#### **2.4.2.1.1. *Escherichia coli***

A *Escherichia coli* é um bacilo Gram-negativo, anaeróbio facultativo, fermentador da lactose e pertence à família *Enterobacteriaceae*. Habita predominantemente o tracto gastrointestinal inferior dos animais, fazendo parte da flora comensal (PNCI, 2004a; Koenig, 2012; Lee-Fowler & Reinero, 2012; Markey, et al., 2013). Embora também possa ser isolada das vias aéreas superiores (Lee-Fowler & Reinero, 2012). Esta bactéria pode sobreviver nas fezes, poeira e água à temperatura ambiente durante semanas a meses. A água contaminada tem sido uma importante fonte de infecção, tanto para pessoas como para animais domésticos. A transmissão por fómites é um factor importante, sendo essencial, na prevenção, a desinfecção destes e a lavagem das mãos (PNCI, 2004a; Koenig, 2012; Markey, et al., 2013).

Segundo Davis (1996) e Koenig (2012), as infecções patogénicas por *E. coli*, estão mal documentadas, pois muitos destes organismos entéricos podem existir como constituintes normais e podem ser encontrados na microflora de animais ou humanos clinicamente saudáveis.

As estirpes patogénicas possuem factores de virulência que lhes permitem aderir a superfícies mucosas e desta maneira colonizar o hospedeiro e provocar doença. A

patogenicidade das estirpes individuais, varia de acordo com esses factores de virulência e sua interacção com a imunidade do hospedeiro (Lee-Fowler & Reinero, 2012; Markey, *et al.*, 2013). A *E. coli* geralmente entra no aparelho respiratório inferior através da aspiração de colónias provenientes da orofaringe e/ou da cavidade nasal (Lee-Fowler & Reinero, 2012). Na pneumonia bacteriana canina, são as bactérias mais comumente isoladas. Na pneumonia bactéria felina há evidências que a *E. coli* extraintestinal (ExPEcC) pode ser um patógeno primário (Lee-Fowler & Reinero, 2012).

Uma pesquisa feita por Murphy *et al.* (2010), em 101 centros hospitalares veterinários de animais de companhia do Canadá, demonstrou uma taxa de isolamento positivo de 92% destas bactérias e 9% de MRSA no ambiente hospitalar. No entanto, a prevalência de isolados resistentes a agentes antimicrobianos foi baixa.

#### **2.4.2.1.2. *Proteus* spp., *Morganella* spp. e *Providencia* spp.**

Espécies de *Proteus* são activamente móveis, produzindo um característico crescimento “às ondas” (*swarming*), que invade os meios de cultura não-inibidores e sólidos, como ágar sangue (Quinn, *et al.*, 2011a; Koenig, 2012; Markey, *et al.*, 2013). Colónias tipicamente de cor cinzenta, que podem no entanto, tornar o agar sangue de castanho e geralmente possuem um cheiro muito fétido. Em agar MacConkey, as colónias são pálidas e discretas, mas as extremidades podem ser irregulares (Markey, *et al.*, 2013).

Habitam normalmente as fezes de mamíferos e o meio ambiente. No entanto, a maioria das espécies de *Proteus*, são organismos patogénicos oportunistas, que podem sobreviver em soluções desinfectantes (compostos de amónio quaternário) e anti-sépticos (cloro-hexidina). Em cães causam infecções do tracto urinário inferior. Frequentemente associados a otite externa em cães, mas também ocorre em gatos. Estão também envolvidos na piómetra canina (Quinn, *et al.*, 2011a; Koenig, 2012; Markey, *et al.*, 2013)

Os géneros *Morganella* spp. e *Proteus* spp., compartilham muitas características comuns. No entanto, existem algumas características muito diferentes nestes dois géneros. Uma das maiores diferenças é que nesta bactéria o *swarming* não ocorre (Quinn, *et al.*, 2011a; Markey, *et al.*, 2013).

Esta bactéria está presente nas fezes dos animais e no intestino humano, especificamente no cólon. Pode também ser encontrada na água e no solo (Quinn, *et al.*, 2011a;

Markey, *et al.*, 2013). Raramente associada a doença clínica nos animais domésticos. No entanto, é considerada um agente patogénico oportunista, que ocasionalmente causa infecções nos mesmos, invadindo e aproveitando-se de um sistema imunológico comprometido. Por estas razões, a infecção é mais prevalente em ambientes hospitalares, após cirurgia ou em feridas difíceis de tratar. Embora menos frequente, estão também associadas, a infecções do trato urinário e ouvido, em cães e gatos (Quinn, *et al.*, 2011a; Markey, *et al.*, 2013). Segundo Center (2012), estes organismos podem também estar associados a inflamação hepatobiliar supurativa ou piogranulomatosa e abscessos em cães e gatos.

O género *Providencia* spp., igualmente pertencente à família *Enterobacteriaceae*, consiste em nove espécies, respectivamente, *P. alcalifaciens*, *P. stuartii*, *P. rettgeri*, *P. rustigianii*, *P. heimbachae*, *P. vermicola*, *P. sneebia*, *P. burhododranariae* e *P. thailandensis* (Ramkumar, *et al.*, 2013). São espécies comumente isoladas do solo, água, esgoto e raramente isoladas a partir de fezes de seres humanos saudáveis (Markey, *et al.*, 2013; Ramkumar, *et al.*, 2013). Podem ser encontradas em vários reservatórios animais. Embora não seja um residente entérico típico dos animais, a contaminação ambiental por meio de fezes de pessoas infectadas e de moscas podem disseminar a infecção. Em cães foram relatadas infecções por *Providencia* spp. que incluem, diarreia neonatal e enterite, provocada por *P. alcalifaciens* e ulceração grave da pele e celulite por *P. Stuartii* (Koenig, 2012; Ramkumar, *et al.*, 2013).

Em humanos, espécies de *Providencia* têm sido isoladas de culturas de urina, fezes, sangue, “escarro”, pele e feridas (Ramkumar, *et al.*, 2013). Koenig (2012) refere que a *P. alcalifaciens* tem sido identificada como um agente patogénico entérico humano e está associado a ser uma das causas de diarreia dos viajantes. Segundo Ramkumar *et al.* (2013) a *P. stuartii* é capaz de causar endocardite infecciosa humana.

#### **2.4.2.2. Não *Enterobacteriaceae***

##### **2.4.2.2.1. *Pseudomonas* spp.**

As bactérias do género *Pseudomonas* são bacilos Gram-negativos móveis, não formadores de esporos e podem ser encontradas como uma única bactéria, em pares, ou em cadeias curtas. Esta bactéria é um aeróbio obrigatório que cresce em meios nutritivos comuns. Existem algumas estirpes hemolíticas, e outras que produzem um odor doce ou semelhante a

uva. Uma única estirpe pode formar vários tipos de colónias sobre a mesma placa, dando a impressão de que várias espécies estão presentes. As *Pseudomonas* spp., habitam comumente o solo, a água, as plantas, os frutos, os vegetais e a matéria orgânica em decomposição (Quinn, *et al.*, 2011a; Koenig, 2012; Cole, 2012; Markey, *et al.*, 2013; Chawla, *et al.*, 2013).

Importantes microrganismos patogénicos hospitalares, pois sobrevivem bem neste ambiente, particularmente em equipamentos respiratórios, humidificadores, torneiras de água, utensílios, pisos, instrumentos, camas, banheiras, bem como a partir da pele dos trabalhadores. Igualmente à bactéria *Proteus* spp., este organismo também pode sobreviver em soluções desinfectantes (compostos de amónio quaternário) e anti-sépticos (cloro-hexidina) (Rerknimitr, 2006; Quinn, *et al.*, 2011a; Koenig, 2012; Calvert & Thomason, 2012; Chawla, *et al.*, 2013).

Estas bactérias são oportunistas e a sua colonização é rápida, no entanto, apenas se tornam patogénicas quando colonizam áreas desprovidas de defesas normais ou aquando de interrupções da barreira cutânea. Vários factores contribuem para o aumento do risco de infecção: pacientes com cateteres intravenosos ou urinários; flora normal alterada, devido à administração de antibacterianos, especialmente em cirurgia; imunodeficiências; neoplasias; tecidos traumatizados ou queimaduras (Quinn, *et al.*, 2011a; Koenig, 2012; Calvert & Thomason, 2012; Chawla, *et al.*, 2013).

As infecções mais comuns em cães e gatos causadas por esta bactéria, são segundo Quinn *et al.* (2011a) e Calvert & Thomason (2012), infecções respiratórias (pneumonia), otites externas, dermatites, cistites e bacteremias. A maioria dos casos relatados de bacteremia por *Pseudomonas* spp. em cães têm sido nosocomiais (Calvert & Thomason, 2012).

As terapias para infecções causadas por *Pseudomonas* spp., podem ser bastante complicadas, uma vez que, resistências naturais ou adquiridas são bastante comuns (Koenig, 2012; Markey, *et al.*, 2013; Chawla, *et al.*, 2013).

#### **2.4.2.2.2. *Moraxella* spp.**

O género *Moraxella* é um membro da família *Moraxellaceae*, cocobacilos gram-negativos e apresentam-se em cadeias curtas ou pares. A maioria das espécies são aeróbias, catalase e oxidase positiva, e comensais das membranas mucosas do homem e outros mamíferos. A *Moraxella* spp. são sensíveis à dessecação e não sobrevivem longe hospedeiro. A transmissão ocorre por contacto directo ou por meio de insectos voadores (Pelligand, *et al.*, 2007; Greene &

Marks, 2012; Markey, *et al.*, 2013).

Em cães clinicamente saudáveis é uma das bactéria mais comumente isolada da cavidades oral e por esta razão, são também isoladas de feridas em seres humanos por mordeduras (Pelligand, *et al.*, 2007; Greene & Marks, 2012; Markey, *et al.*, 2013). Este microrganismo também já foi isolado de várias regiões do corpo em animais clinicamente saudáveis, nomeadamente, da cavidade nasal (gatos e cães), da flora gengival (gatos), das vias aéreas inferiores (gatos), da traqueia e dos pulmões (cães), da microflora duodenal (gatos), do prepúcio (cães e gatos), da vagina (cadela) e do saco conjuntival (cães) (Lee-Fowler & Reinero, 2012; Greene & Marks, 2012; Barsanti, 2012; Stiles, 2012).

Porém, Lee-Fowler & Reinero (2012), mencionam que este é um possível agente bacteriano patogénico secundário de pneumonia bacteriana em cães.

Calvert & Thomason (2012) referem que houve isolamento destas bactérias em bacteriemia canina, e Aronson (2015) identificou-a como um dos agentes bacterianos de piómetra em cadela e gata.

Segundo Pelligand *et al.* (2007), são potenciais agentes patogénicos nosocomiais do sistema respiratório humano e a transmissão pode ocorrer através de contaminação ambiental, aerossol ou ainda de pessoa para pessoa.

### **2.4.3. Fungos e Leveduras**

#### **2.4.3.1. *Aspergillus* spp. e *Penicillium* spp.**

Os géneros *Aspergillus* spp. e *Penicillium* spp., pertencem ao filo *Ascomycota*, sub-filo *Pezizomycota*, classe *Eurotiomycetes*, sub-classe *Eurotiomycetidae*, ordem *Eurotiales*, família *Trichomaceae* (Mycobank, a). Estes fungos são saprófitas, ubiqüitários no ambiente e patogénicos oportunistas humanos e animais (Fridkin & Jarvis, 1996; Day, *et al.*, 2012; Burkhard, 2016). Estão distribuídos mundialmente, com enorme impacto económico e social na vida humana, pois são os fungos mais comumente isolados de uma grande variedade de habitats, como vegetação, solo, ar, detritos orgânicos, ambientes interiores e exteriores e vários produtos alimentares. A sua principal função na natureza é a decomposição de materiais orgânicos e produção de micotoxinas (Fridkin & Jarvis, 1996; Samson, *et al.*, 2014; Visagie, *et al.*, 2014).

A capacidade de serem transportados por via aérea a longas distâncias, em grande número e atingirem objectos inanimados e animados, deve-se ao facto dos seus conídios serem extremamente pequenos. Centenas desses conídeos são inalados diariamente pelo hospedeiro, e eliminados por mecanismos de imunidade inata em indivíduos imunocompetentes. Estas duas espécies, embora sejam contaminantes comuns de superfícies do corpo e/ou mucosas e do sistema respiratório, segundo Day *et al.* (2012) e Burkhard (2016), podem ser cultivadas ocasionalmente a partir da cavidade nasal e segundo Miller *et al.* (2013), da pele e pêlo de cães e gatos clinicamente saudáveis. Aspergilose e peniciliose em cães e gatos, pode ocorrer como infecção respiratória focal (seios nasais ou pulmonar) ou disseminada em indivíduos imunocomprometidos (Day, *et al.* 2012; Burkhard, 2016). Burkhard (2016) menciona que estes são os agentes fúngicos mais comuns da rinite micótica no cão, e segundo Quimby & Lappin (2010) e Burney (2015), o *Aspergillus* spp., tal como, o *Cryptococcus neoforms*, são os organismos mais comuns responsáveis por infecções respiratórias fúngicas em gatos. Ainda segundo Evans *et al.* (2004), várias espécies de *Aspergillus*, incluindo *Aspergillus fumigatus* e *Aspergillus terreus*, podem causar infecção do sistema nervoso central em pequenos animais.

Para que o *Aspergillus* spp. invada o hospedeiro, é necessário aderir e penetrar o epitélio respiratório, assim como, matar as células circundantes e resistir à fagocitose (Day *et al.* 2012). A infecção pode ser associada a inflamação mupurulenta, granulomatosa, ou piogranulomatosa, com descarga nasal com ou sem hemorragia, presente na cavidade nasal e/ou seio frontal (Hawkins, 2009; Burkhard, 2016).

#### **2.4.3.2. *Fusarium* spp.**

*Fusarium* é um género com mais de 200 espécies de fungos, pertencentes ao filo *Ascomycota*, sub-filo *Pezizomycotina*, classe *Sordariomycetes*, sub-classe *Hypocreomycetidae*, ordem *Hypocreales*, família *Nectriaceae* (Mycobank, b). A capacidade deste organismo crescer em uma ampla gama de substratos e os seus eficientes mecanismos de dispersão, torna-os amplamente distribuídos no solo. Isolados de plantas, de detritos vegetais e de outros substratos orgânicos. Estão também presentes na água de todo o mundo, como parte da estrutura de biofilmes. Os reservatórios destes fungos em ambiente hospitalar ainda não são bem conhecidos, no entanto, Anaissie *et al.* (2001) isolaram este fungo de sistemas de água em hospitais humanos,

fonte esta de infecção, que tem sido responsável por muitas infecções nosocomiais em indivíduos imunocomprometidos (Nucci & Anaissie, 2007; Grooters & Foil, 2012; Al-Hatmi, *et al.*, 2014). Comportam riscos para a saúde humana e animal, pois como produtores de micotoxinas, após ingestão de alimentos contaminados, podem causar micotoxicoses (Nucci & Anaissie, 2007; Al-Hatmi, *et al.*, 2014).

O sistema respiratório, o sistema gastrointestinal e a pele são as portas de entrada deste microrganismo e a forma clínica da fusariose vai depender da via por onde entra e do estado imunológico do hospedeiro (Nucci & Anaissie, 2007; Pincelli, *et al.* 2008). A imunidade inata desempenha um papel importante na defesa contra esta infecção, no entanto, em indivíduos imunocompetentes, pode causar doenças alérgicas (sinusite) (Nucci & Anaissie, 2007).

Este organismo apesar de ser comumente associado a doença do sistema nervoso central em cavalos, particularmente, leucoencefalomalácia equina, em 2004, Evans *et al.* relata um caso de meningoencefalite num cão. Segundo Grooters & Foil (2012), espécies de *Fusarium* podem causar no cão e no gato infecções cutâneas e disseminadas, pielonefrite, queratomicose e meningite. Segundo Greene & Bennett (2012), este organismo é também um dos agentes que pode estar implicado na discospondilite em cães. Sugahara *et al.* (2014) publicou o primeiro relato de caso de pododermatite granulomatosa num gato, causado por uma espécie de *Fusarium* (*Fusarium proliferatum*).

Nos seres humanos, o *Fusarium* spp. pode causar uma vasta gama de infecções, incluindo infecções superficiais (queratite e infecção nas unhas), infecções localmente invasivas, ou disseminadas. As infecções disseminadas ocorrem quase unicamente em pacientes gravemente imunocomprometidos (Fridkin & Jarvis, 1996; Nucci & Anaissie, 2007; Al-Hatmi, *et al.*, 2014).

Este fungo é relativamente resistente aos antifúngicos mais comumente utilizados, limitando assim as opções terapêuticas (Pincelli, *et al.*, 2008; Al-Hatmi, *et al.*, 2014).

#### **2.4.3.3. *Cladosporium* spp.**

O género *Cladosporium* é um fungo filamentoso, pertencente ao filo *Ascomycota*, subfilo *Pezizomycotina*, classe *Dothideomycetes*, ordem *Capnodiales* e família *Davidiellaceae* (Mycobank, c). Como os demais fungos acima descritos, *Cladosporium* spp. é ubiqüitário e tem

um elevado impacto ambiental, por serem agentes causadores de decomposição, deterioração e de doença animal e vegetal. Este organismo é comumente encontrado em todos os tipos de plantas, fungos e outros detritos e frequentemente isolados a partir do solo, ar, alimentos, tintas, têxteis e outras matérias orgânicas (Bensch, *et al.*, 2012).

Assim como o *Aspergillus* spp. e o *Penicillium* spp., os conídeos deste género, por serem extremamente pequenos têm a capacidade de serem transportados por via aérea a longas distâncias e em grande número, representando a componente fúngica mais comum isolada do ar (Bensch, *et al.*, 2012). Igualmente a estas espécies, é também um dos agentes mais comuns isolados da pele e do pêlo de cães e gatos clinicamente saudáveis, segundo Miller *et al.* (2013).

Guillot *et al.* (2004) afirma que infecções relacionadas com este organismo podem variar muito de acordo com a via de entrada e com o hospedeiro. Em seres humanos, infecções subcutâneas e cerebrais causadas por este organismo já foram relatadas. O *Cladosporium bantiana* é considerado um agente neurotrópico, que provoca infecção cerebral em indivíduos imunocompetentes (Guillot, *et al.*, 2004).

Existe maior número de relatos de infecções por este fungo em gatos do que em cães. Esta espécie já foi isolada a partir de lesões cerebrais (meningoencefalite piogranulomatosa, abscessos cerebrais), nódulos cutâneos ulcerados, queratomicose, infecção pulmonar e infecção sistémica sem envolvimento cerebral. Este organismo também já foi relacionado com meningoencefalite em cães, com identificação na maioria dos casos, pós-morte (Guillot, *et al.*, 2004; Grooters & Foil, 2012). Em 2009, Poutahidis *et al.* publicou um estudo sobre encefalite granulomatosa e nefrite por *Cladosporium cladosporioides* num cão de raça pastor alemão. Apesar de algumas limitações, um estudo realizado por Mercier *et al.* (2013), sobre o potencial envolvimento das espécies, *Alternaria* e *Cladosporium*, na rinite linfoplasmocítica canina, revelou que estes fungos fazem parte da flora nasal canina e estão igualmente presentes no nariz e seios nasais de pacientes saudáveis ou em doentes com rinosinusite crónica. Colocaram também a hipótese de que a presença ou ausência de fungos não é relevante para o desenvolvimento da doença, mas sim, as espécies de fungos envolvidas e a sua de carga fúngica.

#### 2.4.3.4. Zigomicetes/ *Mucorales*

Os fungos filo *Zygomycota* que podem causar infecção hospitalar adquirida, incluem vários dos géneros da ordem *Mucorales*, sendo o *Mucor*, *Absidia*, *Rhizopus* e *Rhizomucor* os mais frequentes (Fridkin & Jarvis, 1996; Grooters & Foil, 2012). Os *Mucorales* são ubuiquitários no ambiente e podem ser isolados de detritos orgânicos, provenientes de alimentos, frutas, legumes, sementes e plantas (Muszewska, *et al.* 2014).

As infecções são vulgarmente designadas por mucormicose ou zigomicoses e nos últimos anos, a importância clínica desta afecção aumentou significativamente (Shirani, *et al.*, 2008; Muszewska, *et al.* 2014). É uma doença rara em animais e na população em geral, no entanto, quando ocorre, tende a causar doença aguda, rapidamente progressiva e com elevada taxa de mortalidade. A infecção pode ser localizada ou disseminada (Shirani, *et al.*, 2008; Grooters & Foil, 2012; Muszewska, *et al.*, 2014). Existem três principais vias de infecção, o sistema respiratório (mais comum, devido aos esporangiósporos serem facilmente aerossolizados e dispersos no ar); inoculação directa, iatrogénica, via equipamentos ou dispositivos médicos contaminados ou comumente adquirida, através do contacto com pele e tecidos lesionados ou picadas de insectos; e a via oral (menos comum) (Muszewska, *et al.*, 2014). Doença clínica geralmente ocorre em hospedeiros debilitados ou imunocomprometidos e com estreita relação entre diabetes *mellitus* (imunidade inata alterada) em humanos e animais (Fridkin & Jarvis, 1996; Shirani, *et al.*, 2008; Grooters & Foil, 2012). Segundo Grooters & Foil (2012), os *Mucarales* podem causar infecções no sistema nervoso central, no sistema gastrointetinal ou infecções dessiminadas em cães e gatos. Shirani *et al.* (2008) relataram um caso de mucormicose nasal num cão, nomeadamente pela espécie *Rhizopus oryzae* e associado a traumatismo craniano. Esta espécie é o agente etiológico mais comum de mucormicose e é saprófita da cavidade nasal e dos seios paranasais (Shirani, *et al.*, 2008).

Os factores de risco associados a estas infecções fúngicas oportunistas são a insuficiência renal, as drogas imunossupressoras, a desnutrição, as doenças graves subjacentes, a ruptura da barreira cutânea por trauma/queimaduras e a exposição a actividades de construção hospitalar (Fridkin & Jarvis, 1996; Muszewska, *et al.*, 2014).

#### 2.4.3.5. Dermatófitos

Os dermatófitos pertencem ao filo *Ascomycota*, sub-filo *Pezizomycota*, classe *Eurotiomycetes*, sub-classe *Eurotiomycetidae*, ordem *Onygenales* e família *Arthrodermataceae* (Mycobank, d). Estes organismos estão distribuídos por todo o mundo e a maioria reside no solo, no entanto, podem causar infecção em hospedeiros vivos. Pertencem a um grupo de organismos que são capazes de decompor e utilizam a queratina (maior afinidade para o estrato córneo da epiderme e estruturas anexas, pele, cabelo/pêlo e unhas) e os seus detritos como substrato nutritivo (Bernardo, *et al.*, 2005; Bond, 2010; Moriello & DeBoer, 2012; CFSPH & IICAB, 2013)

Os dermatófitos possuem mais de 30 espécies reconhecidas que pertencem a três géneros: *Microsporum*, *Trichophyton* e *Epidermophyton*. Com base no seu habitat, os dermatófitos, podem ser divididos em três grupos: espécies antropofílicas, adaptadas principalmente aos seres humanos e são normalmente transmitidos de pessoa para pessoa, e raramente a animais (*M. Audouinii*, *T. tonsurans*, *T. rubrum*, *T. violaceum*, *T. mentagrophytes* var. *interdigitale*, *T. soudanense*, *T. schoenleinii*, *E. floccosum*, entre outros); espécies zoofílicas, adaptadas a animais, e transmitida a seres humanos (*M. canis*, *M. gallinae*, *M. persicolor*, *T. mentagrophytes*, *T. simii* e *T. verrucosum*), capazes de induzir lesões bastante inflamatórias nos seres humanos; e dermatófitos geofílicos, espécies que normalmente vivem no ambiente, mas ocasionalmente agem como parasitas, ocorrendo em seres humanos e animais (*M. gypseum*, *T. terrestre*) (Bernardo, *et al.*, 2005; Bond, 2010; Moriello & DeBoer, 2012; CFSPH & IICAB, 2013).

A infecção dos tecidos queratinizados é também denominado *ringworm*, embora nem sempre se forme um anel circular em lesões de pele (Bernardo, *et al.*, 2005). Os dermatófitos são transmitidos por contacto directo com animais infectados (especialmente gatos, pois são muitas vezes portadores assintomáticos), fómites (superfícies, camas, roupas, brinquedos, escovas e tosquiadoras) ou através do ambiente, por meio de esporos (microconídeas) que por serem pequenos podem ser levados por correntes aéreas e/ou por partículas de pó. Por estas razões, o correcto diagnóstico de dermatofitoses é fundamental, pois a contaminação ambiental pode rapidamente ficar fora de controlo (Bernardo, *et al.*, 2005; Bond, 2010; Moriello & DeBoer, 2012; CFSPH & IICAB, 2013). Os gatos são mais propensos a estas infecções do que os cães,

particularmente, os de pêlo comprido e raça definida (Bond, 2010). Os factores de risco de infecção dermatofítica em cães e gatos incluem, idade, embora possa ocorrer em qualquer idade, é mais frequente em jovens; má nutrição; imunossupressão e terapias imunossupressoras; alta densidade populacional; má gestão e inadequado período de quarentena em animais infectados (Bernardo, *et al.*, 2005; Bond, 2010).

#### **2.4.3.6. *Candida albicans***

A *Candida albicans* é um organismo pertencente ao filo *Ascomycota*, sub-filo *Saccharomycotina*, classe *Saccharomycetes*, ordem *Saccharomycetales*, família *Saccharomycetidae*. Aeróbio obrigatório e comensal, estando em equilíbrio com o sistema imunitário do hospedeiro, sem causar infecção. Pertencem à microbiota da vagina, boca, sistema gastrointestinal e respiratório. Pode também ser ocasionalmente isolada, a partir de fontes ambientais, tais como solo, água, ou plantas (Quinn, *et al.*, 2002; Pressler, 2012; Pohlman & Chengappa, 2013). Geralmente têm aparência oval, embora também possa surgir de forma filamentosa, especificamente, após aderência a superfícies mucosas e a dispositivos médicos, durante a formação de biofilme ou aquando de invasão de tecidos (Pressler, 2012).

Nos animais, observa-se um aumento crescente do número de casos de infecções por *C. albicans*. Na ausência de doença e ausência de terapias prolongadas com antibióticos, hormonas, anti-inflamatórios ou anti-tumorais, o seu crescimento é inibido por mecanismos de defesa do indivíduo (resposta celular e humoral) e por outros organismos comensais contra a disseminação da mesma (Quinn, *et al.*, 2002; Pressler, 2012; Pohlman & Chengappa, 2013). A transmissão pode ocorrer por via oral e por inalação da levedura, embora menos frequente. Pode colonizar a cavidade oral, o sistema gastrointestinal, respiratório, urinário e circulatório. Segundo Pressler (2012), *C. albicans* foi isolada da cavidade oral (>10%) de cães que apresentavam sinais clínicos de estomatite.

Em medicina humana e animal, é considerada uma das leveduras mais patogénicas, originando um grande número de infecções oportunistas. Em doentes imunocomprometidos, esta infecção pode ser fatal. A *Candida* spp., foi considerada o quinto agente etiológico mais comum em infecções sanguíneas (Pressler, 2012; Pohlman & Chengappa, 2013).

#### 2.4.3.7. *Rhodotorula* spp.

O género *Rhodotorula* spp. são leveduras saprófitas, do filo *Basidiomycota*, sub-filo *Pucciniomycota*, classe *Microbotryomycetes*, ordem *Sporidiobolales*, família *Sporidiobolaceae*, e compreende 34 espécies. As espécies mais comuns deste género, incluem *R. glutinis*, *R. mucilaginosa* e *R. minuta*. Este microrganismo é caracterizado pela produção pigmentos carotenóides (colónias rosa a vermelhas). Microscopicamente estas leveduras apresentam-se esféricas ou ovaladas (Wirth & Goldani, 2012; Seifi, *et al.*, 2013).

Estes fungos têm uma ampla distribuição no ambiente e são rotineiramente isolados a partir do solo, ar, lagos, água do mar, fontes ambientais húmidas, leite e seus produtos e ambientes hospitalares. Têm forte afinidade para o plástico, tendo sido isolada a partir de diversos equipamentos médicos, cortinas de chuveiro, banheiras e escovas de dentes. Considerados contaminantes comuns do ar, embora, algumas espécies sejam também habitantes comensais da pele, sistema gastrointestinal, vias respiratórias superiores e urina dos mamíferos (Pressler, 2012; Wirth & Goldani, 2012; Seifi, *et al.*, 2013). Nomeadamente, do ouvido externo e cavidade bucal de cães, e da mucosa vaginal de gatas e cadelas saudáveis (Santin *et al.*, 2013).

Segundo Wirth & Goldani (2012), *Rhodotorula* spp. é o microrganismo mais comum isolado das mãos dos funcionários e pacientes hospitalares.

Estes organismos foram considerados leveduras não patogénicas, no entanto, nos últimos anos, várias espécies têm emergido como microrganismos patogénicos oportunistas, capazes de colonizar e infectar pacientes imunocomprometidos ou pacientes susceptíveis. Estas leveduras são as mais comuns isoladas em ambientes clínicos e as infecções por *Rhodotorula* spp. são das mais importantes infecções nosocomiais (Seifi, *et al.*, 2013).

Fungémia associada a cateteres, endocardite, peritonite, meningite, queratomicose, dacriocistite, endoftalmite, são as infecções mais comuns, devido a esta espécie. A utilização de antibióticos de amplo espectro, aumenta o risco de infecção (Pressler, 2012; Seifi, *et al.*, 2013).

#### 2.4.4. Flora Bacteriana Comensal

Estudos demonstram uma grande variedade de bactérias aeróbias e anaeróbias facultativas na microflora bacteriana das cavidades nasais, amígdalas e faringe de cães e gatos clinicamente saudáveis (Tabela 2) (Lee-Fowler & Reinero, 2012).

Nielson *et al.* (1980) afirma que após admissão no ambiente hospitalar a flora microbiana habitual do tracto respiratório pode ser submetida a alterações radicais.

**Tabela 2.** Bactérias isoladas do nariz de animais clinicamente saudáveis (Adaptado de Lee-Fowler & Reinero 2012).

| Bactérias Isoladas do Nariz de Animais Clinicamente Saudáveis |                                                                                                                                                                                                                                                              |                                                                                                                                                                                                                                                              |
|---------------------------------------------------------------|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
|                                                               | Cães                                                                                                                                                                                                                                                         | Gatos                                                                                                                                                                                                                                                        |
| <b>Bactérias Aeróbias Gram-positivas</b>                      | <i>Staphylococcus</i> (coagulase negativa e positiva)<br><i>Streptococcus</i> ( $\alpha$ -, $\beta$ -hemolíticos e não hemolíticos)<br><i>Corynebacterium</i> spp.<br><i>Bacillus</i> spp.                                                                   | <i>Streptococcus</i> spp.<br><i>Staphylococcus</i> spp.<br><i>Corynebacterium</i> spp.<br><i>Micrococcus</i> spp.                                                                                                                                            |
| <b>Bactérias Aeróbias Gram-negativas</b>                      | <i>Neisseria</i> spp.<br><i>Escherichia coli</i><br><i>Enterobacter</i> spp.<br><i>Pasteurella multocida</i><br><i>Moraxella</i> spp.<br><i>Proteus</i> spp.<br><i>Pseudomonas aeruginosa</i><br><i>Alcaligenes</i> spp.<br><i>Bordetella bronchiseptica</i> | <i>Pasteurella multocida</i><br><i>Escherichia coli</i><br><i>Pseudomonas aeruginosa</i><br><i>Proteus</i> spp.<br><i>Klebsiella</i> spp.<br><i>Enterobacter</i> spp.<br><i>Bordetella bronchiseptica</i><br><i>Moraxella</i> spp.<br><i>Mycoplasma</i> spp. |
| <b>Bactérias Anaeróbias</b>                                   | <i>Clostridium</i> spp.                                                                                                                                                                                                                                      |                                                                                                                                                                                                                                                              |

A filtração do ar inspirado nos turbinados nasais, os reflexos (espirros, tosse), os mecanismos de transporte mucociliar, a imunidade inata e adquirida (predominantemente mucosa), são exemplos de barreiras que impedem a entrada de bactérias no sistema respiratório inferior. No entanto, mesmo com estes mecanismos, a traqueia, a árvore brônquica e o pulmão

encontram-se contaminados com um baixo número de microrganismos até à primeira divisão brônquica, em animais clinicamente saudáveis (Tabela 3) (Alp & Voss, 2006; Lee-Fowler & Reinero, 2012).

Bactérias da orofaringe são aspiradas e podem estar presentes durante um intervalo desconhecido, na árvore traqueobrônquica e no pulmão saudável. A maioria das bactérias cultivadas a partir da traqueia e dos pulmões são idênticas às encontradas na faringe de cães (Swedish Veterinary Association (SVA), 2009; Lee-Fowler & Reinero, 2012).

As principais bactérias relacionadas com alterações das vias respiratórias inferiores são, segundo SVA (2009), *Pasteurella* spp., *Pseudomonas* spp., *Proteus* spp., *Klebsiella* spp. e *Bordetella bronchiseptica*. Contudo, segundo o mesmo autor, nos casos de pneumonia também podem ser isolados microrganismos oportunistas, como *E. coli*.

**Tabela 3.** Bactérias isoladas do sistema respiratório inferior de animais clinicamente saudáveis (Adaptado de Lee-Fowler & Reinero 2012).

| <b>Bactérias Isoladas do Sistema Respiratório Inferior de Animais Clinicamente Saudáveis</b> |                               |
|----------------------------------------------------------------------------------------------|-------------------------------|
| <b>Cães</b>                                                                                  | <b>Gatos</b>                  |
| <i>Staphylococcus</i> (coagulase positiva e negativa)                                        | <i>Staphylococcus</i> spp.    |
| <i>Streptococcus</i> ( $\alpha$ -hemolíticos e não hemolíticos)                              | <i>Streptococcus</i> spp.     |
| <i>Pasteurella multocida</i>                                                                 | <i>Micrococcus</i> spp.       |
| <i>Klebsiella pneumoniae</i>                                                                 | <i>Escherichia coli</i>       |
| <i>Enterobacter aerogenes</i>                                                                | <i>Pasteurella multocida</i>  |
| <i>Acinetobacter</i> spp.                                                                    | <i>Pseudomonas aeruginosa</i> |
| <i>Moraxella</i> spp.                                                                        | <i>Klebsiella</i> spp.        |
| <i>Corynebacterium</i> spp                                                                   | <i>Enterobacter</i> spp.      |
|                                                                                              | <i>Proteus</i> spp.           |
|                                                                                              | <i>Haemophilus felis</i>      |

## 2.5. Doenças Infecciosas do Sistema Respiratório

### 2.5.1. Pneumonia

A pneumonia caracteriza-se pela resposta inflamatória do hospedeiro à invasão microbiana do parênquima pulmonar, que em ausência de doença é normalmente um ambiente

livre de microrganismos. A gravidade desta resposta depende de vários factores, tais como, do tamanho e tipo do inóculo, da virulência dos organismos envolvidos, e da competência do sistema imunitário do hospedeiro (Bonagura & Sherding, 2002; Hunter, 2006; Lee-Fowler & Reinero, 2012). Alterações nos mecanismos normais de defesa do hospedeiro e sobrecarga no sistema imune, podem provocar invasão da microflora comensal ou agentes patogénicos bacterianos específicos, que por sua vez, desenvolvem pneumonia (Hunter, 2006; Lee-Fowler & Reinero, 2012).

#### **2.5.1.1. Pneumonia Bacteriana**

A pneumonia bacteriana é mais comum no cão do que no gato, existindo frequentemente em ambas as espécies, e é uma causa importante de morbilidade e mortalidade. A maioria das infecções tem origem na microflora comensal. Microrganismos Gram-negativos são os maioritariamente isolados, embora, organismos Gram-positivos e anaeróbicos também sejam identificados em cães com pneumonia bacteriana. Na maioria dos casos um único agente patogénico é isolado, apesar de ocorrerem também infecções mistas (Bonagura & Sherding, 2002; Lee-Fowler & Reinero, 2012). Nos gatos, as espécies bacterianas isoladas em pneumonia fatal, incluem *Streptococcus pyogenes*, *Pasteurella multocida*, *E. coli*, *Fusobacterium* spp., *Pseudomonas* spp., *Bacillus* spp., *Enterobacter cloacae*, *Enterococcus* spp., *Bordetella bronchiseptica*, *Neisseria animaloris*, *Peptostreptococcus* spp., e *Porphyromonas* spp. (Lee-Fowler & Reinero, 2012).

Na tabela 4 estão mencionados os vários agentes infecciosos capazes de causar inflamação do parênquima pulmonar. A porta de entrada destes organismos no sistema respiratório inferior, ocorre principalmente por inalação ou aspiração de aerossóis; ou por extensão local de estruturas intratorácicas ou da cavidade pleural; ou raramente por disseminação hematogénica de infecções extra-pulmonares. Geralmente os mecanismos de defesa/limpeza normais do organismo são eficazes, a não ser que, a quantidade de inóculo seja muito elevada ou haja simultaneamente aspiração de ácido gástrico (Bonagura & Sherding, 2002; Hunter, 2006; Lee-Fowler & Reinero, 2012).

Condições clínicas e factores de risco que predispõem o animal a pneumonia bacteriana incluem infecções respiratórias bacterianas, fúngicas ou virais preexistentes; inalação ou

aspiração de conteúdo orofaríngeo, gástrico (regurgitação, disfagia e vômitos) ou materiais estranhos; alteração dos níveis de consciência (estupor, coma); distúrbios metabólicos graves (diabetes mellitus, cetoacidose diabética, urémia); trauma ou cirurgia (especialmente torácica); terapia imunossupressora (quimioterápicos, glucocorticóides); doenças primárias e secundárias da imunodeficiência; neoplasias; distúrbios anatômicos ou funcionais (por exemplo, paralisia da laringe, hipoplasia da traqueia, discinesia ciliar primária, fístula broncoesofágica) e contaminação de TEs e endoscópios (Bonagura & Sherding, 2002; Lee-Fowler & Reinero, 2012).

Os riscos de pneumonia por aspiração aumentam em intubação endotraqueal ou nasogástrica, decúbito dorsal, sedação excessiva ou utilização de relaxantes musculares, debilidade e paralisia esofágica ou paralisia neuromuscular. Outros factores de risco incluem ventilação mecânica, cirurgia abdominal ou torácica, doenças concomitantes, doença pulmonar aguda ou crónica e geriatria. Enfermidades do esófago e laringe, pós-anestesia e aspiração, vômitos, distúrbios neurológicos, são os factores predisponentes mais comuns (Hackett, 2003; Hunter, 2006; Alp & Voss, 2006; Lee-Fowler & Reinero, 2012; Hostetler, 2013).

#### **2.5.1.2. Pneumonia Fúngica**

Os fungos mais comuns que podem envolver os pulmões são *Blastomyces dermatitidis*, *Histoplasma capsulatum*, *Cryptococcus neoforms*, *Coccidioides immitis* e *Aspergillus* spp. (Tabela 4). Na maioria dos casos, estes fungos entram no organismo, através do sistema respiratório. O animal com pneumonia fúngica, pode não apresentar sinais clínicos e esta ser auto-limitante; ou apresentar sinais clínicos respiratórios apenas transitórios. A infecção pode também progredir e causar doença que envolve os pulmões ou atingir a corrente sanguínea e causar doença sistémica, envolvendo vários órgãos; ou ambos os processos podem ocorrer simultaneamente (Hawkins, 2009).

Micoses pulmonares são considerados diagnósticos diferenciais em cães ou gatos com sinais progressivos de doença do sistema respiratório inferior, especialmente se ocorrem juntamente com perda de peso, febre, linfadenopatia, coriorretinite, ou outra evidência de envolvimento sistémico (Hawkins, 2009).

A pneumonia nosocomial devido a fungos, como as espécies *Candida* spp. e *Aspergillus fumigatus*, pode ocorrer em cirurgias invasivas, transplantes de órgãos ou em indivíduos imunodeprimidos. A transmissão de esporos de *Aspergillus* spp., ocorre através de aerossóis, e pode estar associada a fontes ambientais, tais como condutas de ar contaminadas ou recentes construções no hospital. Por outro lado, é comum o isolamento de *Candida albicans* e outras espécies de *Candida* spp., a partir de aspirados endotraqueais. Contudo, geralmente representa a colonização das vias aéreas em pacientes saudáveis, e não pneumonia, necessitando raramente de tratamento (ATS, 2005).

**Tabela 4.** Microorganismos mais comumente encontrados nos pulmões (Bonagura & Sherding, 2002; Hawkins, 2009; López, 2012; Lee-Fowler & Reinero, 2012).

| Microorganismos mais comumente encontrados nos Pulmões |                                 |
|--------------------------------------------------------|---------------------------------|
| Bactérias                                              | Fungos                          |
| <i>Bordetella bronchiseptica</i>                       | <i>Blastomyces dermatitidis</i> |
| <i>Mycoplasma</i> spp.                                 | <i>Histoplasma capsulatum</i>   |
| <i>Streptococcus</i> spp.                              | <i>Cryptococcus neoforms</i>    |
| <i>Staphylococcus</i> spp. Coagulase-positiva          | <i>Coccidioides immitis</i>     |
| <i>Escherichia coli</i>                                | <i>Aspergillus</i> spp.         |
| <i>Klebsiella</i> spp.                                 | <i>Penicillium</i> spp.         |
| <i>Pseudomonas</i> spp.                                | <i>Rhinosporidium seeberi</i>   |
| <i>Yersinia pestis</i>                                 |                                 |
| Micobactérias                                          |                                 |
| <i>Pasteurella</i> spp.                                |                                 |
| <i>Neisseria</i> spp.                                  |                                 |
| <i>Proteus</i> spp.                                    |                                 |
| <i>Moraxella</i> spp.                                  |                                 |
| <i>Enterococcus</i> spp.                               |                                 |

Os mecanismos de defesa respiratórios estão geralmente enfraquecidos em pacientes que se encontram em unidades de cuidados intensivos e assim que os microrganismos alcançam

o tracto respiratório inferior, multiplicam-se e levam ao desenvolvimento de pneumonia (Safdar, *et al.*, 2005; Alp & Voss, 2006).

### **2.5.1.3. Pneumonia Associada à Ventilação**

A pneumonia associada à ventilação (PAV), refere-se à pneumonia que surge 48 horas após a entubação endotraqueal, e que não estava presente no momento da intubação. Está intimamente relacionado com a intubação e a presença do TE (Hunter, 2006; Alp & Voss, 2006; Munro, *et al.*, 2009; Epstein, 2015b).

Em medicina veterinária, os pacientes podem permanecer entubados endotraquealmente por longos períodos, sem receber ventilação mecânica. Estes pacientes veterinários apresentam igualmente riscos para desenvolver pneumonia, a partir de muitos dos mesmos factores patogénicos como os que estão sob ventilação mecânica (Epstein, 2015b). Quando as vias aéreas inferiores são colonizadas, pode ocorrer infecção da árvore traqueobrônquica, designando-se pneumonia associada a traqueobrônquite (PAT) ou infecção do parênquima pulmonar, ocorrendo PAV (Hunter, 2006; Alp & Voss, 2006; Munro, *et al.*, 2009; Epstein, 2015b). Esta afecção pode ter início precoce, entre as 48 e as 72 horas após a entubação traqueal, ou início tardio, depois das 72 horas. Geralmente a que tem início precoce, é menos severa, tem melhor prognóstico e deve-se habitualmente a microrganismos sensíveis a antibióticos, tais como *Staphylococcus aureus*, *Streptococcus pneumoniae*, *Haemophilus influenzae*. A PAV com início tardio está associada ao aumento da morbilidade e mortalidade e é frequentemente causada por microrganismos resistentes a antibióticos, como MRSA, *Pseudomonas aeruginosa*, *Acinetobacter* spp. e *Enterobacter* spp. (ATS, 2005). O diagnóstico clínico da PAV geralmente baseia-se em 3 componentes: achados radiológicos torácicos (novo infiltrado pulmonar ou progressivo e persistente; ou consolidação; ou cavitação); sinais de uma infecção em curso (febre; ou leucocitose/leucopenia; ou secreções respiratórias purulentas; ou agravamento da função respiratória) e os resultados laboratoriais microbiológicos (culturas positivas).

### **2.5.2. Traqueobronquite**

A doença respiratória infecciosa canina, também conhecida por traqueobronquite infecciosa canina, "tosse do canil", "laringite canina", doença respiratória contagiosa aguda e

complexa, descreve qualquer infecção respiratória contagiosa de início agudo em cães, geralmente envolvendo o sistema respiratório superior. A etiologia da infecção é complexa e envolve vários organismos patogénicos virais e bacterianos agindo isoladamente ou em sinergia (Quinn, 2002; Hawkins, 2009; Ford 2012; Marcella, 2015)

Apesar da diversidade de agentes patogénicos associados a traqueobronquite infecciosa, a transmissão ocorre por meio de secreções respiratórias, quer por contacto directo ou por aerossóis, através de cães doentes ou através de objectos recentemente contaminados, mãos humanas e outras fómites (Quinn, 2002; Ford, 2012).

A *Bordetella bronchiseptica* é uma bactéria extracelular obrigatória, coco-bacilo Gram-negativo, altamente contagiosa (infecciosa) e com envolvimento de grande importância nesta doença. Esta bactéria e os micoplasmas são capazes de escapar ao reconhecimento e destruição imunitária durante semanas ou meses. Portanto, um número elevado de bactérias são susceptíveis de serem excretadas de secreções nasais e da orofaringe de cães aparentemente saudáveis, durante longos períodos (3 meses ou mais pós-infecção) (Quinn, 2002; Ford, 2012; Marcella, 2015). Os organismos colonizam o epitélio respiratório da cavidade nasal e da traqueia e podem estabelecer infecções persistentes, muitas vezes subclínicas (Marcella, 2015). Relativamente à sobrevivência ambiental, foi demonstrado que a *Bordetella bronchiseptica* pode sobreviver em águas sem nutrientes, durante 24 semanas, e replicar-se em águas naturais, pelo menos 3 semanas a temperatura de 37 °C (Ford, 2012).

Em gatos, existe controvérsia em relação a esta bactéria, se é um agente patogénico primário ou secundário e, embora o organismo tenha sido associada a traqueobronquite, conjuntivite, rinite e pneumonia, muitos gatos clinicamente saudáveis podem manter o organismo no meio ambiente. A prevalência da infecção por *Bordetella bronchiseptica*, aumenta com a densidade populacional e com a presença de outros gatos ou com doença do sistema respiratório superior ou com cães com traqueobronquite infecciosa, havendo assim transmissão entre espécies (Ford, 2012; Marcella, 2015).

Bactérias do género *Streptococcus* spp., *Pasteurella* spp., *Pseudomonas* spp. e alguns coliformes, também foram identificados na presença de traqueobronquite (Ford, 2012). Complicações respiratórias graves de traqueobronquite infecciosa são raras, mas pode desenvolver-se pneumonia bacteriana secundária, principalmente em cães muito jovens, cães imunocomprometidos e cães com alterações pulmonares preexistentes, como bronquite crónica

(Quinn, 2002; Hawkins, 2009; Ford, 2012). Sendo uma doença altamente infecciosa, a vacina deve ser considerada, principalmente em animais em situação de risco. Embora não seja usual, a vacina também está disponível para gatos (Quinn, 2002; Hawkins, 2009; Ford, 2012).

## **2.6. Contaminação e colonização bacteriana e fúngica dos tubos endotraqueais e das traqueias respiratórias anestésicas**

Os biofilmes são estruturas complexas, formados por vários microrganismos que aderem a tecidos inertes ou vivos, através da produção de polímeros extracelulares que permitem a adesão e produção. Estas estruturas, são capazes de se desenvolver em todos os tipos de dispositivos médicos, internos ou externos, dentro do ambiente hospitalar. Têm um papel bastante importante, pois acarretam um risco para a saúde, uma vez que, os organismos envolvidos, geralmente são altamente resistentes a antimicrobianos e tem fácil acesso ao corpo através de equipamentos médicos. TEs, TRs, endoscópios, cateteres endovenosos, urinários e de diálise peritoneal, entre outros, são exemplos destes equipamentos (Costerton, *et al.*, 1999; Rerknimitr, 2006; Greene, *et al.*, 2012; Vandecandelaere, *et al.*, 2012). Este biofilme representa uma fonte significativa e persistente, assim como um reservatório de bactérias patogénicas que podem causar infecções pulmonares (Vandecandelaere, *et al.*, 2012).

A maioria das doenças infecciosas que afectam indivíduos comprometidos, envolvem espécies bacterianas comensais ou comuns no ambiente. A realização de microscopia electrónica, em superfícies de dispositivos médicos que têm sido focos de infecções, mostra a presença de biofilme aderente aos mesmos (Costerton, *et al.*, 1999).

As bactérias são capazes de colonizar estes equipamentos, logo depois dos mesmos serem implantados. A taxa de adesão bacteriana, depende da constituição dos fluidos corporais que envolvem o dispositivo, da taxa de fluxo de fluido sobre a superfície, e da composição do dispositivo (Greene, *et al.*, 2012; Clarke, *et al.*, 2014). Os TEs e as TRs, são geralmente feitos de PVC, o que torna susceptível a aderência de agentes patogénicos à sua superfície interna (Costerton, *et al.*, 1999; Vandecandelaere, *et al.*, 2012; Epstein, 2015b).

Vários mecanismos pelos quais o biofilme pode entrar em contacto com os pulmões já foram sugeridos: estruturas do biofilme podem dispersar-se e ser movidas passivamente em direcção aos pulmões; células do biofilme podem ser aerossolizadas e aspiradas, através da

traqueia ou da orofaringe, para dentro dos pulmões; microrganismos em contacto com líquidos podem ser transferidos profundamente para os pulmões; despreendimento de bactérias ao redor do *cuff* dos TEs, tosse, ou reposicionamento do TE, durante o fluxo inspiratório da ventilação mecânica (Olson, *et al.*, 2002; PNCI, 2004d; ATS, 2005; Augustyn, 2007; Vandecandelaere, *et al.*, 2012; Epstein, 2015b).

A presença do TE altera as defesas do hospedeiro e permite a reunião de secreções ao redor do *cuff*, conferindo uma via directa de entrada de bactérias e posterior colonização das mesmas no sistema respiratório inferior (Holden, 1999; PNCI, 2004d; Hunter, 2006; Alp & Voss, 2006; Augustyn, 2007; Epstein, 2015a). O TE é um elemento essencial na patogénese da pneumonia nosocomial, pois permite aos microrganismos a entrada directa (pela orofaringe) nas vias aéreas inferiores (PNCI, 2004d; Hunter, 2006; Vandecandelaere, *et al.*, 2012; Epstein, 2015b). Embora o papel do biofilme bacteriano dos TEs na patogénese da pneumonia, ainda seja difícil de avaliar, Bassi *et al.* (2012) cita que num estudo houve correspondência aquando da comparação de genótipos das bactérias recuperadas a partir de vias aéreas inferiores e do TE.

Diversas fontes podem estar na origem da colonização bacteriana nos pulmões, incluindo a orofaringe, as cavidades nasais, o refluxo gastro-esofágico, o contacto entre pacientes, o circuito do ventilador e a placa dentária. A inalação de bactérias de qualquer uma destas fontes, pode causar uma resposta activa no hospedeiro e doença do aparelho respiratório (PNCI, 2004d; Hunter, 2006; Alp & Voss, 2006; Augustyn, 2007; Munro, *et al.*, 2009; Epstein, 2015b).

Quanto à PAV, os principais factores de risco já foram identificados e incluem, inadequada lavagem de mãos pela equipa hospitalar; inadequadas práticas de gestão dos circuitos ventilatórios; incorrecto posicionamento dos pacientes; antibioticoterapia prévia; presença de sonda nasogástrica; e alcalinização gástrica (Hunter, 2006; Alp & Voss, 2006; Munro, *et al.*, 2009; Epstein, 2015b). Segundo Hunter (2006), o refluxo gastro-esofágico pode modificar o pH do ambiente normalmente ácido do estômago, que leva ao crescimento excessivo de bactérias Gram-negativas, proporcionando material infectado.

Os factores que influenciam a entrada de bactérias no sistema respiratório inferior através dos TEs são: contacto directo destes com as membranas mucosas; provocam uma interrupção anormal entre o ar e a traqueia, ignorando as estruturas das vias aéreas superiores, proporcionando assim uma rota directa de bactérias no sistema respiratório inferior, ocorrendo uma diminuição da capacidade do organismo em filtrar e humedecer o ar; o reflexo da epiglote e o reflexo da tosse são muitas vezes eliminados e/ou reduzido pela presença de um TE ou mesmo por sedação; o transporte mucociliar pode ser prejudicado devido a lesão da mucosa durante intubação; o TE proporciona o local ideal para as bactérias se ligarem à traqueia, situação esta, que aumenta ainda mais a produção e secreção de muco. O comprometimento desses mecanismos de defesa, aumenta a probabilidade de aspiração bacteriana, e subsequente colonização (Nielson, *et al.*, 1980; Hackett, 2003; PNCI, 2004d; Hunter, 2006; Alp & Voss, 2006; Augustyn, 2007; Epstein, 2015b).

A contaminação microbiológica pode ser possível em qualquer direcção, isto é, da máquina anestésica para o paciente e do paciente para a máquina (Nielson, *et al.*, 1980). Por sua vez, os pacientes colonizados podem contaminar superfícies do ambiente hospitalar e equipamentos médicos, que acabam por servir como reservatórios para a disseminação (Traub-Dargatz, *et al.*, 2006; Baillie, *et al.*, 2007; Witte, *et al.*, 2007; Hoet, *et al.*, 2011; Juwarkar, 2013).

Os biofilmes protegem os microorganismos de antibióticos e da resposta imune do hospedeiro (Costerton, *et al.*, 1999; Greene, *et al.*, 2012). A exposição a vários esquemas de antibióticos, selecciona e incentiva a proliferação de patogénicos resistentes, bem como, a proximidade de microrganismos comensais e patogénicos hospitalares permitem a disseminação clonal e horizontal de genes que codificam resistências a antibióticos, e de outros factores de virulência. As bactérias associadas a estas infecções, são frequentemente resistentes aos antimicrobianos usados rotineiramente (Santos, *et al.*, 2010; Arias, *et al.*, 2013). A modificação constante das características microbiológicas da flora intra-hospitalar, com perfis de resistência farmacológica muito adversos, tende a esgotar as estratégias terapêuticas actuais. As resistências aos antibióticos assumem, para determinadas estirpes, um carácter verdadeiramente alarmante e o desenvolvimento de novos fármacos não acompanha a velocidade de evolução das multi-

resistências (Palavra, *et al.*, 2010).

Quanto às TRs, o aumento do risco de infecção ocorre, quando os fluidos corporais contendo agentes patogénicos ou potencialmente ricos em saliva ou sangue, podem ser introduzidos nestes equipamentos, pelo paciente durante a anestesia, salvo se filtros bacterianos sejam usados apropriadamente (Atkinson, *et al.*, 1999; Kramer, *et al.*, 2010; Chellam, *et al.*, 2014; Clarke, *et al.*, 2014). Não obstante, segundo Clarke *et al.* (2014), estes filtros não são economicamente viáveis em medicina veterinária.

O posicionamento do paciente e da cabeça, a tosse, bem como os erros e traumas durante a intubação podem agravar esta situação. Além disso, a absorção de CO<sub>2</sub> no sistema de ventilação de anestesia, conduz à libertação de humidade, que se condensa ao longo da cirurgia. Esta condensação proporciona um ambiente favorável ao crescimento de bacteriano, e estes organismos podem assim trespassar para o paciente arrastados pela corrente de gases (Nielson, *et al.*, 1980; Alp & Voss, 2006; Kramer, *et al.*, 2010; Clarke, *et al.*, 2014). Acumula-se cerca de 15-20 ml de água por hora no sistema de respiração, o que, dependendo do fluxo de gás fresco, pode permanecer no sistema (Kramer, *et al.*, 2010). Por esta razão, os sistemas respiratórios reinalatórios são mais susceptíveis de serem contaminados do que os sistemas não reinalatórios (Clarke, *et al.*, 2014).

Os agentes patogénicos podem ser libertados directamente a partir do paciente para o meio ambiente ou transmitidos através da equipa hospitalar. Após uma cirurgia, todas as partes condutoras do sistema de anestésico, podem estar contaminados com agentes patogénicos, com maiores níveis de contaminação detectados próximos do paciente (Nielson, *et al.*, 1980; Kramer, *et al.*, 2010; Greene, *et al.*, 2012).

Kramer *et al.* (2010), cita que após inalação anestésica, sem filtros, a taxa de contaminação das TRs, foi de aproximadamente 8-13%. No entanto, mostra que raramente os agentes patogénicos pulmonares entram no sistema respiratório.

O desgaste, os detritos e as poeiras, aderentes a estes sistemas, com propriedades frequentemente agressivas, podem ser transportados com os gases anestésicos e possuem um efeito inflamatório, o que pode enfraquecer as barreiras mucosas e aumentar o risco de infecção. Esta contaminação pode ser minimizada com o uso de filtros bacterianos (Kramer, *et al.*, 2010; Greene, *et al.*, 2012; Chellam, *et al.*, 2014).

A possibilidade de contaminação destes equipamentos e o intervalo mais adequado para o seu reprocessamento, não tem sido suficientemente investigado (Spertini, *et al.*, 2011)

## 2.7. Classificação dos Riscos Infecciosos

O controlo de infecção é um componente essencial no funcionamento de todos os hospitais veterinários, em particular em escolas e faculdades de medicina veterinária. Riscos de biossegurança, incluem surtos de infecções hospitalares em pacientes hospitalizados e infecções zoonóticas da equipa hospitalar. Através de um processo de acreditação, estas instituições, idealmente deveriam estar padronizadas no que se refere a normas e práticas em matéria de higiene, biossegurança e controlo de infecção. No entanto, pouco se sabe sobre as características dos programas de controlo de infecção que são realmente utilizados e quais as práticas que melhor lidam com os riscos de biossegurança vigentes (Benedict, *et al.*, 2008; Santos, *et al.*, 2010).

Segundo Yoon *et al.* (2007) e SCENIHR (2010), a prática de reprocessamento de dispositivos médicos de uso único não está regulamentada a nível comunitário e diferentes legislações nacionais regulamentam essa prática de toda a Europa.

O meio ambiente hospitalar, incluindo as superfícies inanimadas, o ar e a água, que envolvem o paciente, apresentam uma íntima relação com as infecções hospitalares (infecções nosocomiais), podendo proporcionar focos de contacto e de transmissão de doenças por bactérias e fungos (PNCI, 2004c). O risco de infecção correlaciona-se com a quantidade de inóculo microbiano, a sua virulência e varia inversamente com a resistência do paciente (PNCI, 2004d; Hunter, 2006; Arias, *et al.*, 2013). A assepsia, os campos cirúrgicos, a técnica cirúrgica, assim como o vestuário da equipa cirúrgica e dos restantes trabalhadores do bloco operatório, são factores intra-operatórios que condicionam o aparecimento de infecções pós cirúrgicas (PNCI, 2004b; Hunter, 2006).

Num estudo realizado por Brodbelt *et al.* (2007), o aumento do risco de complicações associados à intubação traqueal foi previamente relatado em gatos. A causa de morte em gatos que tiveram intubação traqueal, teve origem respiratória ou cardiovascular, e complicações das vias aéreas podem ter contribuído em muitos desses casos. As vias aéreas dos felinos são

estreitas e mais sensíveis ao trauma laríngeo, espasmo e edema do que a do cão e, como tal, se o processo de intubação não for adequadamente realizado, poderá levar a um aumento de complicações (Pascoe & Pypendop, 2015). Segundo Hartmann *et al.* (2008), o risco de desenvolver uma infecção do tracto respiratório através de uma TR será determinado pelos mecanismos de defesa do hospedeiro, mas também pela carga bacteriana.

Segundo SCENIHR (2010), a *Food and Drug Administration* (FDA), aprovou um sistema de classificação baseado na definição, por Spaulding (1972) e revisto por Alvarado (1994), assim como várias entidades/instituições têm desenvolvido e instituído *guidelines* ou documentos de orientação para a classificação dos riscos infecciosos em dispositivos médicos, como referido na tabela 1 (Tait & Knight, 2003; PNCI, 2004a; Sabir & Ramachandra, 2004; Dorsch & Dorsch, 2008; CHRISP, 2008; Rutala, *et al.*, 2008; Caveney, *et al.*, 2012). Recomendada também pela ASA (Caveney, *et al.*, 2012). Porém, quanto aos equipamentos aqui abordados, classificados como artigos semi-críticos, é necessário ter em conta vários factores antes de se considerar a sua reutilização. Existem diferentes procedimentos cirúrgicos, isto é, em certos casos, o TE passa pela mucosa intacta em todo o seu caminho e noutros casos tem de passar através de áreas inflamadas ou neoplásicas. Aquando da reutilização, estes procedimentos acarretam o perigo de biofilmes, partículas e/ou resíduos permanecerem nos tubos para futuras cirurgias. Em conclusão o risco dependerá também da idade, história clínica e outros factores intimamente relacionados com o paciente (Rerknimitr, 2006; SCENIHR, 2010).

Estes equipamentos médicos, como já refiro anteriormente, em medicina veterinária são reprocessados e como tal, se este processo não for realizado apropriadamente, pode apresentar sérios riscos adjacentes e segundo Pelligand *et al.* (2007), não há diretrizes oficiais para estes procedimentos e para a anestesia veterinária em geral.

Esses riscos incluem agentes patogénicos, como bactérias (forma vegetativa ou esporos, sendo que os últimos têm alta resistência a processos de desinfecção ou esterilização); fungos (microscópicos, fundamentalmente leveduras e *Aspergillus* spp.); vírus; parasitas (microscópicos); e priões (SCENIHR, 2010).

Em agosto de 2000, a FDA, divulgou um documento de orientação sobre os “Dispositivos de uso único reprocessados por terceiros ou hospitais”. Neste documento, a FDA,

afirma, que hospitais ou reprocessadores por terceiros, são considerados "fabricantes" e regulamentados da mesma forma. Um dispositivo de uso único reutilizado terá que cumprir os mesmos requisitos regulamentares do dispositivo de fabrico original (Food and Drug Administration (FDA), 2000).

A ISO 5367 (2000), a EN ISO 17664 (2004) e a BCMH (2011) indicam que os fabricantes destes dispositivos são obrigados a fornecer instruções sobre como tais dispositivos reutilizáveis devem ser manuseados e processados (reprocessados), a fim destes serem reutilizados.

## **2.8. Resistência a Antibióticos**

A resistência aos antibióticos é uma preocupação considerável e crescente em medicina humana e veterinária, devido às dificuldades no tratamento de infecções resistentes a antibióticos (Hunter, 2006; Santos, *et al.*, 2010; Shea, *et al.*, 2011; Quinn, *et al.*, 2011c; Weese, 2012; Groman, 2015; Epstein, 2015a).

A resistência entre as populações bacterianas pode ocorrer através de diversos mecanismos, incluindo a introdução de bactérias resistentes a uma população susceptível; a mutação genética que confere resistência; a transferência de uma mutação genética a partir de uma estirpe resistente; a selecção de estirpes resistentes aos antibióticos por meio de pressão; ou disseminação de bactérias resistentes causada pela falta de controle de infecção. O uso generalizado de antibióticos, contribui para o desenvolvimento de populações resistentes, seleccionando as bactérias resistentes. As bactérias resistentes, por sua vez podem transferir genes de resistência (Santos, *et al.*, 2010; Shea, *et al.*, 2011; Arias, *et al.*, 2013).

Vários estudos têm documentado a presença de estirpes bacterianas resistentes a antibióticos em medicina veterinária de pequenos animais, demonstrando também que estirpes resistentes podem ser transferidas entre a equipa de trabalho e os pacientes e também entre os proprietários e seus animais de estimação. No caso do MRSA, os próprios veterinários podem servir como reservatórios de infecções resistentes, podendo causar doença aos pacientes que estão sob seus cuidados e transferir a outras populações bacterianas puras (Witte, *et al.*, 2007; Santos, *et al.*, 2010; Hoet, *et al.*, 2011; Moon, *et al.*, 2012).

Existem outros estafilococos frequentemente isolados em animais de companhia e a resistência à meticilina também pode ocorrer nestas bactérias e está a tornar-se predominante no *S. intermedius*, *S. pseudointermedius*, *S. schleiferi* e *S. saprophyticus* (Moon, *et al.*, 2012).

O isolamento e identificação destes organismos multirresistentes é extremamente imperativo, devido ao aumento da morbilidade e mortalidade entre os seres humanos e animais infectados (Guardabassi, *et al.*, 2004; Witte, *et al.*, 2007; Hoet, *et al.*, 2011). No entanto, há poucos ou nenhuns mecanismos para controlar a utilização prudente de agentes antimicrobianos na prática dos pequenos animais. Assim, continua a ser da responsabilidade de cada veterinário para observar essas directrizes de forma a minimizar o desenvolvimento da resistência antimicrobiana e, assim, manter a eficácia dos agentes antimicrobianos actualmente disponíveis (Guardabassi, *et al.*, 2004; Pelligand, *et al.*, 2007).

### **3. Estudo experimental**

#### **3.1. Materiais e métodos**

##### **3.1.1. População em estudo**

No serviço de Cirurgia de um Hospital Veterinário localizado na zona de Lisboa, obtiveram-se no momento pré-cirúrgico 60 amostras, provenientes de 30 TEs e 30 TRs. Os 30 animais admitidos no hospital que fizeram parte do estudo, foram submetidos a vários tipos de cirurgias, nomeadamente, ováriohisterectomias (OVH) (37%), cirurgias ortopédicas (20%), orquiectomias (13%), mastectomias (13%), correcção de prolapso rectal (7%), laparotomia exploratória (7%) e cirurgias oftalmológicas (3%).

O critério de inclusão destes animais no estudo, consistiu em ausência de doença do tracto respiratório, comprovado por, exame clínico pré-cirúrgico, radiologia torácica e exames hematológicos, para descartar possíveis afecções.

##### **3.1.2. Protocolo de processamento do material/amostras**

É importante referir que todas as amostras foram recolhidas, antes do procedimento anestésico, independentemente da raça, sexo, idade, tipo e tempo cirurgia, condições clínicas pré-estabelecidas e após o reprocessamento diário (TEs) e/ou semanal (TRs) dos dispositivos médicos reutilizados.

A recolha das amostras dos TEs e das TRs, foi realizada por meio de zaragatoas estéreis com meio de transporte *Stuart* e embebidas em solução de NaCl estéril (soro fisiológico em monodoses) (Spertini, *et al.*, 2011). O seguinte meio de transporte foi escolhido para que as amostras permanecessem viáveis e para a sua conservação. Embora não seja um meio nutritivo, preserva a viabilidade da maioria dos microrganismos patogénicos (PNCI, 2004a; Love & Jones, 2012).

As amostras dos TEs, foram recolhidas friccionando a zaragatoa ao equipamento com movimentos circulares (10 vezes), na superfície interna e externa dos mesmos. As amostras das TRs, foram igualmente recolhidas com movimentos circulares, dentro do ramo inspiratório e expiratório, nas porções proximais e distais (PNCI, 2004a).

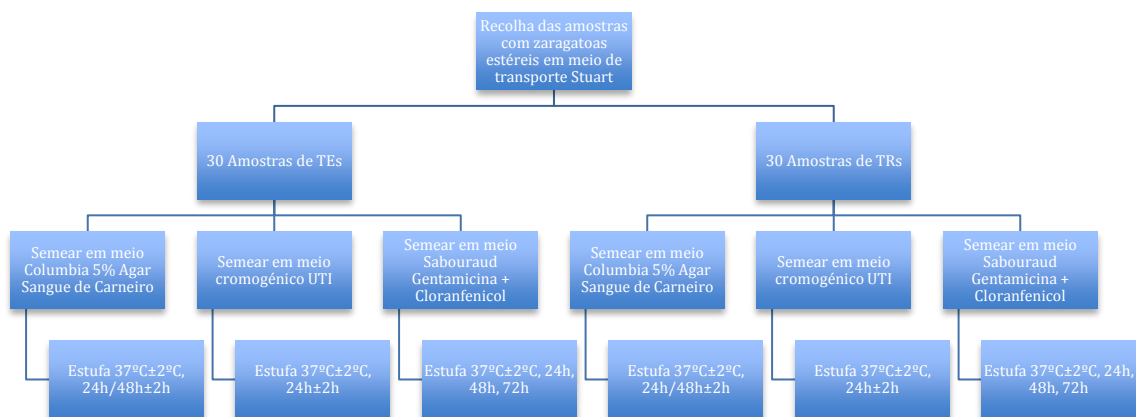
### 3.1.2.1. Isolamento bacteriano e fúngico

Posteriormente e por esta ordem, as amostras foram semeadas, com auxílio de bico de *Bunsen*, pela técnica de quadrantes em meios de cultura para crescimento e isolamento. Para cada zaragatoa realizou-se uma sementeira, primeiro numa placa de Agar Columbia com 5% de sangue de carneiro (Columbia 5% S. Carneiro, Biogerm®), seguida de um meio cromogénico (UTI Biogerm®) e finalmente numa placa Sabouraud com cloranfenicol (0.5 gr/l) e gentamicina (50 mg/l) (Sabouraud Agar + G + C, Biogerm®). Os anexos 1, 2 e 3 demonstram a descrição, a composição e as fichas de segurança dos três produtos.

Os meios de cultura foram identificados e incubados em estufa a  $37^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ , separadamente ao longo de um período de 24 horas para os meios UTI, 48 horas para os meios Columbia 5% Agar Sangue de Carneiro (CSC) e 72 horas para o meio Sabouraud G+C, sendo que o último permaneceu à temperatura ambiente, durante mais quatro semanas (Gráfico 1). Se ao fim de 24h nas placas UTI, e de 48h nas placas CSC não ocorresse crescimento visível, o resultado era considerado negativo (Pelligand, *et al.*, 2007; Vandecandelaere, *et al.*, 2012; Jadhav, *et al.*, 2013; Markey, *et al.*, 2013)

Quando se verificou crescimento bacteriano de culturas mistas nas placas CSC e UTI, as colónias obtidas foram posteriormente repicadas para novas placas, com o objectivo de se proceder ao isolamento das espécies bacterianas e assim obter culturas puras para identificação. O isolamento foi realizado com auxílio a uma ansa, seleccionando uma colónia isolada e procedendo à sua sementeira por quadrantes numa placa CSC, com posterior incubação em atmosfera de aerobiose a  $37^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ ,  $24\text{h} \pm 2\text{h}$  (UTI) ou  $48\text{h} \pm 2\text{h}$  (CSC) (Gráfico 2).

**Gráfico 1:** Protocolo laboratorial de isolamento bacteriano e fúngico a partir de amostras de TEs e TRs.



**Gráfico 2:** Protocolo laboratorial para a quantificação de bactérias a partir de amostras de TEs e TRs.



### 3.1.2.2. Identificação bacteriana e fúngica

A classificação/identificação bacteriana foi feita por caracterização macroscópica e microscópica, coloração Gram, identificação enzimática, através de testes de catalase (bactérias Gram-positivas) e de oxidase (bactérias Gram-negativas), teste rápido de aglutinação para identificação de *Staphylococcus aureus* (Kit comercial Pastorex<sup>®</sup> Staph Plus) e identificação presuntiva através das placas contendo meio cromogénico (UTI<sup>®</sup>).

O teste da catalase foi utilizado para a diferenciação dos cocos Gram-positivos, sendo os catalase positivos pertencentes aos géneros *Staphylococcus* spp., e os catalase negativos *Streptococcus* spp. ou *Enterococcus* spp.

Para distinção de bacilos Gram-negativos foi usado o teste da oxidase, nomeadamente distinção das duas famílias, de *Enterobacteriaceas*, que são oxidase negativas, das não *Enterobacteriaceas*, oxidase positivas.

A identificação dos fungos foi realizado, com base nas características macroscópicas, tais como, taxa de crescimento, morfologia das colónias, cores da superfície do anverso e reverso, inclinação da placa e características microscópicas, pela técnica da fita-adesiva com coloração azul de lactofenol, tais como, observação de micélios e os tipos de conídios (Jadhav, *et al.*, 2013).

O protocolo detalhado de processamento dos TEs e das TRs, assim como os protocolos de coloração de Gram, testes da catalase, teste da oxidase, teste rápido de aglutinação para identificação de *Staphylococcus aureus* (Kit comercial Pastorex<sup>®</sup> Staph Plus) e a técnica da fita-adesiva com coloração de azul de lactofenol podem ser consultados em anexo, respectivamente nos anexos 4, 5, 6, 7, 8 e 9.

Foram analisadas macroscopicamente todas as colónias isoladas quanto à sua morfologia (forma, cor, dimensões, hemólise) e pureza. Nos casos de colónias mistas procedeu-se a um novo isolamento, como anteriormente descrito.

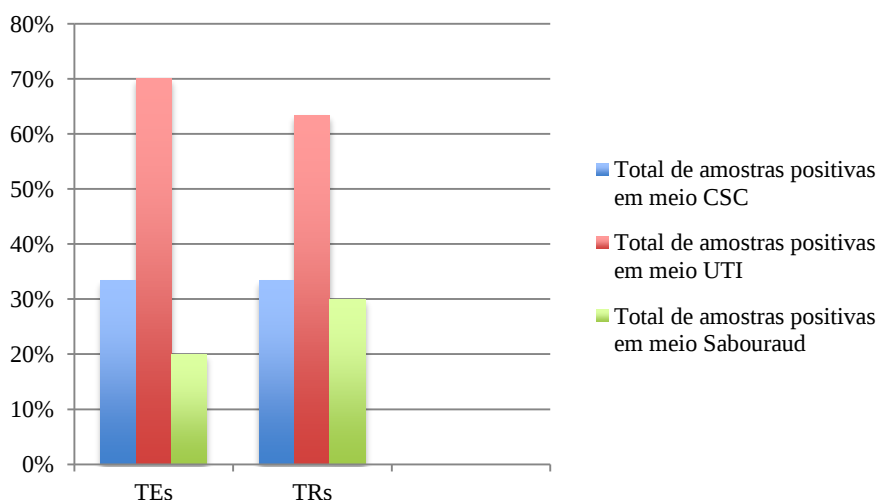
#### 4. Resultados

No presente estudo, das 60 amostras efectuadas, houve isolamento bacteriano e/ou fúngico em 44 equipamentos médicos (73%), nomeadamente em 23 TEs (23 amostras positivas de 30 TEs - 77%) e em 21 TRs (21 amostras positivas de 30 TRs - 70%) e em muitos casos houve isolamento de mais de um microrganismo no mesmo meio de cultura.

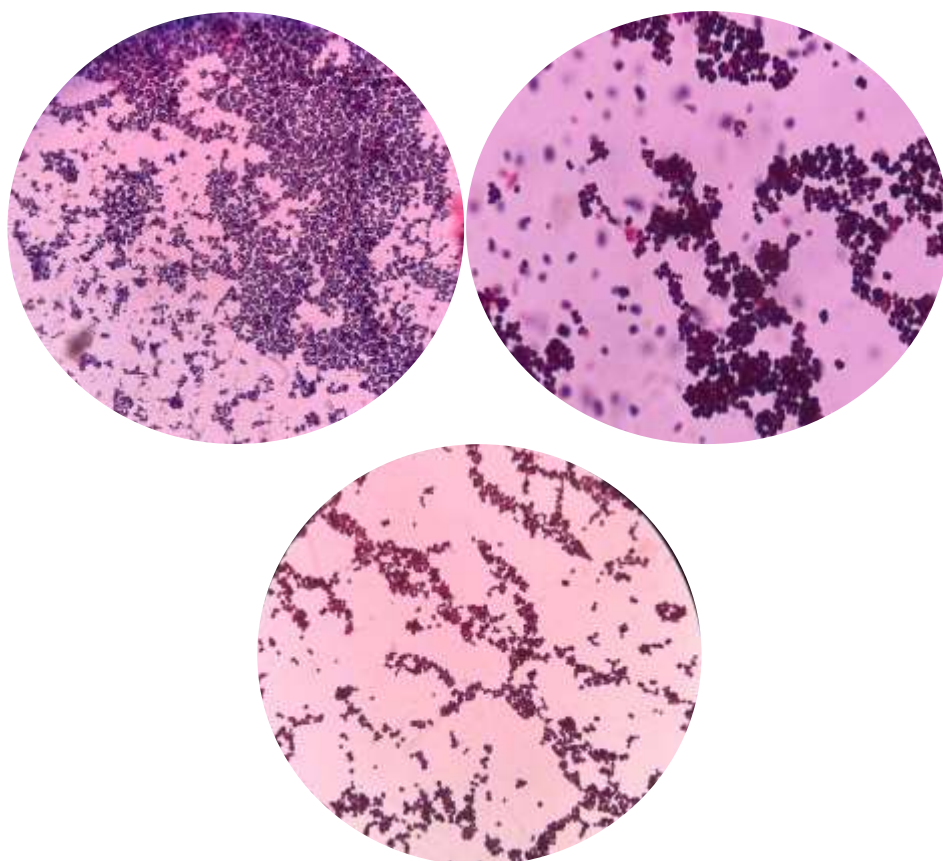
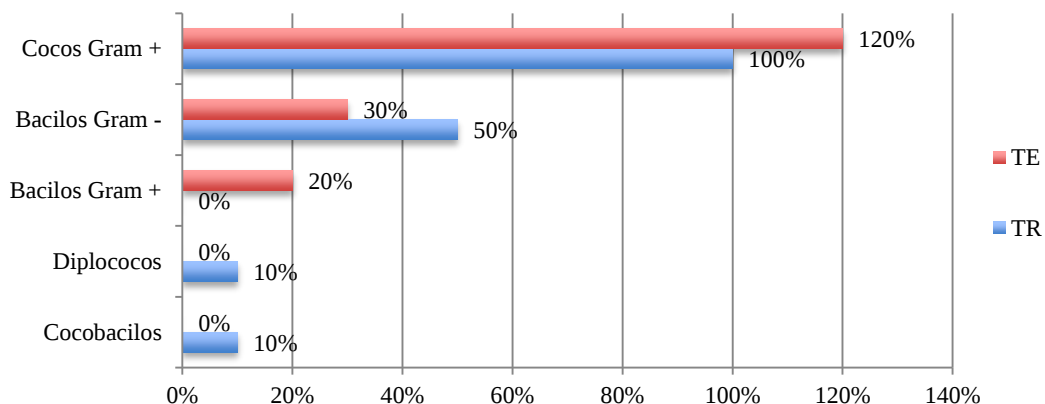
Relativamente aos crescimento de microrganismos nos meios de cultura, obtiveram-se os seguintes resultados positivos: nos TEs, no meio CSC isolaram-se 33% das culturas (10 culturas positivas de 30 amostras), no meio cromogénico UTI 70% das culturas (21 culturas positivas de 30 amostras) e no meio Sabouraud 30% das culturas (9 culturas positivas de 30 amostras); nas TRs, no meio CSC 33% das culturas (10 culturas positivas de 30 amostras), no meio cromogénico UTI 63% (19 culturas positivas de 30 amostras) e 33% (10 culturas positivas de 30 amostras) no meio Sabouraud (Gráfico 3).

Quanto à forma das bactérias isoladas, das 10 amostras positivas, em meio CSC (Gráfico 4), dos TEs, sobressaem os cocos Gram-positivos (120%) (Figura 5), seguido de bacilos Gram-negativos (30%) (Figura 6) e por último os bacilos Gram-positivos (20%) (Figura 7). Nas TRs, sobressaem igualmente os cocos Gram-positivos (100%), seguido de os bacilos Gram-negativos (50%) e por fim os diplococos (10%) e os cocobacilos (10%). Estes resultados indicam que houve crescimento de mais de um microrganismo na mesma amostra.

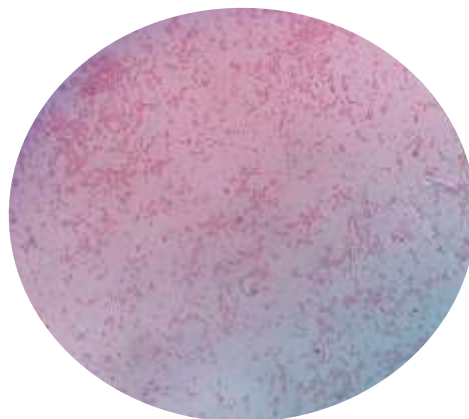
**Gráfico 3:** Amostras positivas das culturas bacterianas e fúngicas dos TEs e TRs.



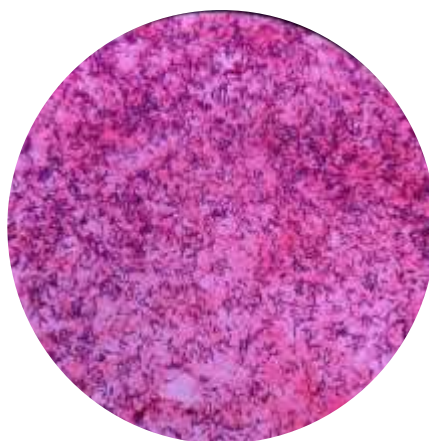
**Gráfico 4:** Percentagem de bactérias isoladas das 10 amostras positivas TEs e TRs em meio columbia 5% sangue de carneiro (> 50 colónias bacterianas).



**Figura 5.** Cocos Gram-positivo (original) (1000x)



**Figura 6.** Bacilos Gram-negativo (original) (1000x)



**Figura 7.** Bacilos Gram-positivo (original) (1000x)

#### **4.1. Caracterização das amostras positivas dos TEs**

##### **4.1.1. Meio Columbia 5% S. Carneiro (> 50 colónias bacterianas)**

No meio de cultura CSC (Figura 8), das 30 amostras cultivadas dos TEs obteve-se 33% (cocos e bacilos) do total dos resultados positivos. Com recurso a vários testes complementares laboratoriais, incluindo o teste de aglutinação e o meio cromogénico UTI, obteve-se uma identificação presuntiva. Verificou-se crescimento de mais de um organismo por cultura, obtendo-se assim os seguintes resultados: isolamento de *Staphylococcus aureus* em 4 culturas (4 de 10 amostras positivas) (Figura 9); seguido do *Staphylococcus* spp., que cresceu em 3 culturas (3 de 10 amostras positivas); o *Streptococcus* spp., o *Enterococcus* spp., o *Pseudomonas* spp. e os bacilos Gram-positivos, crescerem cada um em 2 culturas (de 10 amostras positivas). Por fim, obteve-se também o mesmo número de culturas positivas para o *Staphylococcus saprophyticus* e

o grupo *Proteus* spp., *Morganella* spp. e *Providencia* spp. com um resultado de 1 cultura positiva de cada em 10 amostras positivas (Tabela 5).



**Figura 8.** Culturas em meio CSC (original)



**Figura 9.** Teste de aglutinação positivo para *Staphylococcus aureus* (Kit comercial Pastorex® Staph Plus) (original)

**Tabela 5.** Caracterização das amostras positivas dos tubos endotraqueais em meio Columbia 5 % Sangue Carneiro (> 50 colónias bacterianas)

| Nº total de amostras positivas (percentagem) | Coloração Gram       | Identificação presuntiva segundo o meio cromogénico UTI ou o Teste de Aglutinação (n = amostras positivas) |
|----------------------------------------------|----------------------|------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| 10 (33%)                                     | Cocos Gram-positivos | <i>Staphylococcus</i> spp. (3)                                                                             |
|                                              |                      | <i>Staphylococcus aureus</i> (4)                                                                           |
|                                              |                      | <i>Staphylococcus saprophyticus</i> (1)                                                                    |

|  |                        |                                                                              |
|--|------------------------|------------------------------------------------------------------------------|
|  |                        | <i>Streptococcus</i> spp. (2)                                                |
|  |                        | <i>Enterococcus</i> spp. (2)                                                 |
|  | Bacilos Gram-negativos | <i>Proteus</i> spp.<br><i>Morganella</i> spp.<br><i>Providencia</i> spp. (1) |
|  |                        | <i>Pseudomonas</i> spp. (2)                                                  |
|  | Bacilos Gram-positivos | Sem Identificação (2)                                                        |

#### 4.1.2. Meio cromogénico UTI

Neste meio (Figura 10), ainda referente aos TEs, sobressai o género *Pseudomonas* spp., constituindo cerca de 33% (7 em 21 culturas positivas) do total de isolados; segue-se os *Staphylococcus* spp. com 29 % dos casos (6 em 21 culturas positivas); o *Enterococcus faecalis* com 24% dos isolados (5 em 21 culturas positivas); os Coliformes e *Rhodotorula* spp., igualmente com 19% dos casos (4 em 21 culturas positivas cada); os *Streptococcus* spp. com 14% dos casos (3 em 21 culturas positivas); os Bacilos Gram-Positivos e *Staphylococcus saprophyticus* ambos com 10% dos isolados (2 em 21 culturas positivas cada); e por fim os *Staphylococcus aureus* concomitantemente com grupo de bactérias *Proteus* spp. *Morganella* spp. e *Providencia* spp., com a mesma percentagem de isolamento, respectivamente 5% (1 em 21 culturas positivas cada) (Tabela 6 e Gráfico 5).

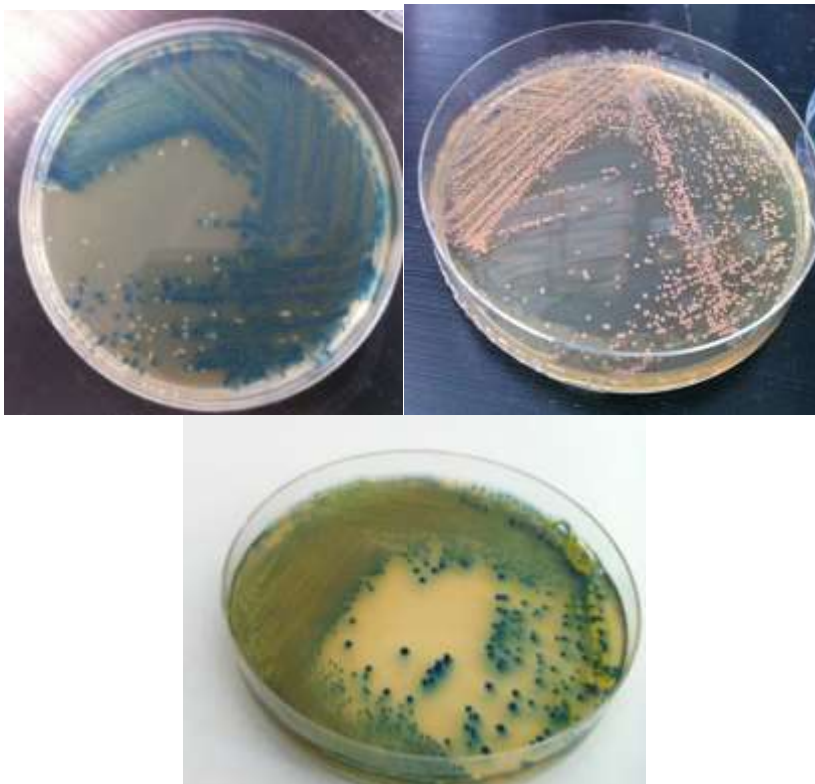
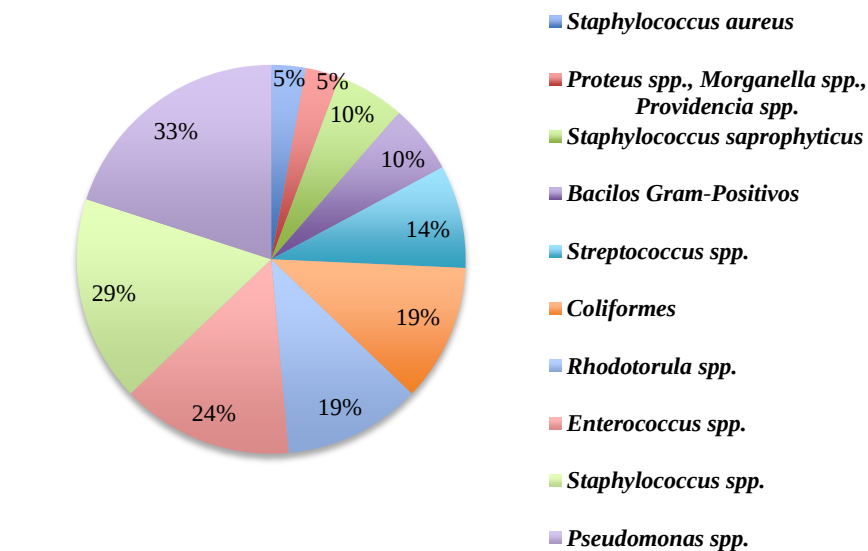
ANA FERNANDES MORENO FERREIRA DE LEMOS - Contaminação Bacteriana e Fúngica dos  
Tubos Endotraqueais e Traqueias Respiratórias

**Tabela 6.** Caracterização das amostras positivas dos tubos endotraqueais em meio cromogénico UTI

| Nº total de amostras positivas | Microrganismos                                                           | Nº de amostras positivas | Nº de amostras | Cores                  |
|--------------------------------|--------------------------------------------------------------------------|--------------------------|----------------|------------------------|
| 21 (70%)                       | <i>Staphylococcus spp.</i>                                               | 6                        | 2              | Branco                 |
|                                |                                                                          |                          | 4              | Amarelo                |
|                                | <i>Staphylococcus aureus</i>                                             | 1                        | 1              | Amarelo                |
|                                | <i>Staphylococcus saprophyticus</i>                                      | 2                        | 2              | Rosa Opaco             |
|                                | <i>Streptococcus spp.</i>                                                | 3                        | 1              | Branco                 |
|                                |                                                                          |                          | 2              | Violeta                |
|                                | <i>Enterococcus faecalis</i>                                             | 5                        | 5              | Azul Turquesa          |
|                                | Coliformes                                                               | 4                        | 4              | Azul Escuro            |
|                                | <i>Proteus spp.</i><br><i>Morganella spp.</i><br><i>Providencia spp.</i> | 1                        | 1              | Halo Castanho          |
|                                | <i>Pseudomonas spp.</i>                                                  | 7                        | 5              | Creme-Beje acastanhado |
|                                |                                                                          |                          | 1              | Castanho-esverdeado    |
|                                |                                                                          |                          | 1              | Verde                  |
|                                | Outros Bacilos Gram-Positivos (não identificados)                        | 2                        | 2              | Verde- Azulado         |
|                                | <i>Rhodotorula spp.</i>                                                  | 4                        | 4              | Rosa-Salmão            |

**Gráfico 5:** Resultados positivos das culturas bacterianas nos TEs em meio cromogénico UTI

**Percentagem de amostras positivas dos TEs em meio cromogénico UTI**



**Figura 10.** Culturas em meio cromogénico UTI (original)

#### 4.1.3. Meio Sabouraud Agar + G + C

No meio de cultura Sabouraud (Figura 11), obtiveram-se 30% de total de amostras positivas (9 culturas positivas de 30 amostras). Em alguns casos, houve crescimento de mais de um fungo por amostra. Destacam-se os dermatófitos e outros fungos não identificados (33%) (3 em 9 amostras positivas), seguido da levedura *Rhodotorula* spp. (22%) (2 em 9 amostras positivas) e por fim *Penicillium* spp. (11%), *Fusarium* spp. (11%), *Cladosporium* spp. (11%) e Zigomicetes/ *Mucorales* (11%) (1 de 9 amostras positivas cada) (Tabela 7).

**Tabela 7.** Caracterização das amostras positivas dos tubos endotraqueais em meio sabouraud

| Nº total de amostras positivas (percentagem) | Microrganismo                    | Amostras positivas | Percentagem |
|----------------------------------------------|----------------------------------|--------------------|-------------|
| 9 (30%)                                      | <i>Penicillium</i> spp.          | 1                  | 11%         |
|                                              | <i>Fusarium</i> spp.             | 1                  | 11%         |
|                                              | <i>Cladosporium</i> spp.         | 1                  | 11%         |
|                                              | Dermatófitos                     | 3                  | 33%         |
|                                              | Zigomicetes/<br><i>Mucorales</i> | 1                  | 11 %        |
|                                              | <i>Rhodotorula</i> spp.          | 2                  | 22 %        |
|                                              | Outros Fungos                    | 3                  | 33%         |



**Figura 11.** Culturas em meio Sabouraud G+C (original)

## **4.2. Caracterização das amostras positivas das TRs**

### **4.2.1. Meio Columbia 5 % S. Carneiro (> 50 colónias bacterianas)**

Relativamente às 30 amostras de TRs semeadas em meio de cultura CSC, isolaram-se 33% (10 amostras positivas) de cocos, diplococos, cocobacilos e bacilos. Igualmente aos resultados dos TEs, obteve-se uma identificação presuntiva, com recurso a vários testes complementares laboratoriais, incluindo o teste de aglutinação e o meio cromogénico UTI. Novamente sobressai *Staphylococcus aureus* isolado de 4 culturas (4 de 10 amostras positivas de TE), seguido de *Enterococcus* spp. e *Pseudomonas* spp. com o mesmo número de culturas, 3 de 10 amostras positivas. *Staphylococcus* spp. e Coliformes cresceram em 2 de 10 amostras positivas. Por fim, obteve-se também o mesmo número de isolados para *Staphylococcus saprophyticus*, diplococos e *Moraxella* spp. com um resultado de 1 amostra de cada em 10 positivas (Tabela 8). É importante salientar que devido à dificuldade de identificação da amostra de cocobacilos Gram-negativos, a cultura foi enviada para um laboratório de microbiologia.

**Tabela 8.** Caracterização das amostras positivas das traqueias respiratórias em meio Columbia 5 % Sangue Carneiro ( > 50 colónias bacterianas)

| Nº total de amostras positivas (percentagem) | Coloração Gram             | Identificação presuntiva segundo o meio cromogénico UTI ou o Teste de Aglutinação (n = amostras positivas) |
|----------------------------------------------|----------------------------|------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| 10 (33%)                                     | Cocos Gram-positivos       | <i>Staphylococcus</i> spp. (2)                                                                             |
|                                              |                            | <i>Staphylococcus aureus</i> (4)                                                                           |
|                                              |                            | <i>Staphylococcus saprophyticus</i> (1)                                                                    |
|                                              |                            | <i>Enterococcus</i> spp. (3)                                                                               |
|                                              | Diplococos                 | Sem identificação (1)                                                                                      |
|                                              | Cocobacilos Gram-negativos | <i>Moraxella</i> spp (1)                                                                                   |
|                                              | Bacilos Gram-negativos     | <i>Pseudomonas</i> spp. (3)                                                                                |
|                                              |                            | Coliformes (2)                                                                                             |

#### 4.2.2. Meio cromogénico UTI

Referente ao meio cromogénico UTI, sobressai igualmente o género *Pseudomonas* spp., (26%) mas também e com a mesma percentagem, *Enterococcus faecalis* (26%) (5 em 19 culturas positivas); seguem-se *Staphylococcus* spp. (21%) e *Rhodotorula* spp. (21%) com resultados iguais (4 em 19 culturas positivas), Coliformes (16%) (3 em 19 culturas positivas), bacilos Gram-positivos (11%) e *Staphylococcus aureus* (11%) ambos com 2 culturas positivas em 19 amostras positivas e por último as bactérias *Moraxella* spp. (5%) e *Staphylococcus saprophyticus* (5%) juntamente com a levedura *Candida albicans* (5%) (1 cultura positiva em 19 amostras

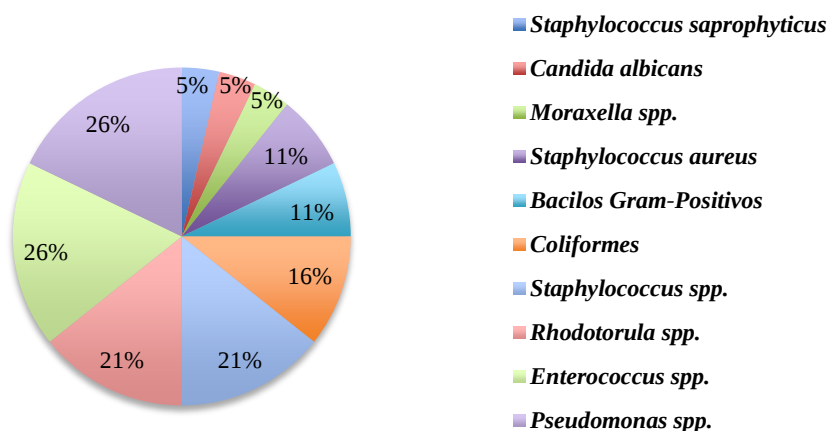
positivas) (Tabela 9 e Gráfico 6).

**Tabela 9.** Caracterização das amostras positivas das traqueias respiratórias em meio cromogénico UTI

| Nº total de amostras positivas (percentagem) | Microrganismos                                    | Nº de amostras positivas | Nº de amostras | Cores                     |
|----------------------------------------------|---------------------------------------------------|--------------------------|----------------|---------------------------|
| 19 (63%)                                     | <i>Staphylococcus spp.</i>                        | 4                        | 2              | Amarelo                   |
|                                              |                                                   |                          | 2              | Branco                    |
|                                              | <i>Staphylococcus aureus</i>                      | 2                        | 2              | Amarelo                   |
|                                              | <i>Staphylococcus saprophyticus</i>               | 1                        | 1              | Rosa Opaco                |
|                                              | <i>Enterococcus faecalis</i>                      | 5                        | 5              | Azul Turquesa             |
|                                              | Coliformes                                        | 3                        | 3              | Azul Escuro               |
|                                              | <i>Pseudomonas spp.</i>                           | 5                        | 1              | Verdes; Creme-acastanhado |
|                                              |                                                   |                          | 1              | Creme-Beje acastanhado    |
|                                              |                                                   |                          | 1              | Verde translúcido; Creme  |
|                                              |                                                   |                          | 1              | Creme translúcido; Verdes |
|                                              |                                                   |                          | 1              | Verdes                    |
|                                              | Outros Bacilos Gram-Positivos (não identificados) | 2                        | 1              | Branco                    |
|                                              |                                                   |                          | 1              | Verde-Azulado             |
|                                              | <i>Moraxella spp.</i>                             | 1                        | 1              | Branco                    |
|                                              | <i>Candida albicans</i>                           | 1                        | 1              | Branco Translúcido        |
|                                              | <i>Rhodotorula spp.</i>                           | 4                        | 4              | Rosa-Salmão               |

**Gráfico 6:** Resultados positivos das culturas bacterianas nas TRs em meio cromogénico UTI

**Percentagem de amostras positivas das TRs em meio cromogénico UTI**



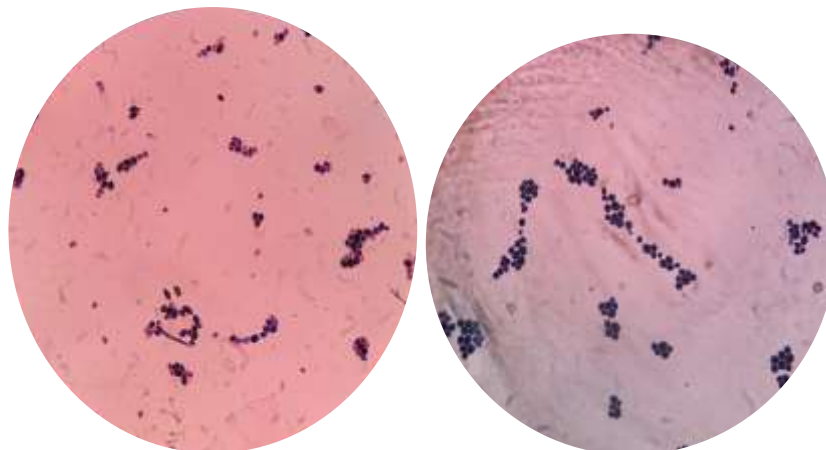
#### 4.2.3. Meio Sabouraud Agar + G + C

No meio de cultura Sabouraud, referente às TRs, obtiveram-se 10 culturas positivas de 30 amostras (33%), havendo em alguns casos crescimento de mais de um fungo por amostra. Com maior percentagem de isolados identificaram-se *Penicillium spp.* (30%) e *Cladosporium spp.* (30%) (3 em 10 amostras positivas), isolaram-se também *Aspergillus spp.* (20%) (2 em 10 amostras positivas), dermatófitos (10%), leveduras (Figura 12), *Candida albicans* (10%), *Rhodotorula spp.* (10%) e outras leveduras não identificadas (10%), assim como outros fungos não identificados (10%) (1 em 10 amostras positivas) (Tabela 10).

**Tabela 10.** Caracterização das amostras positivas das traqueias respiratórias positivos em meio Sabouraud

| Nº total de amostras positivas (percentagem) | Microorganismos         | Número de amostra | Percentagem |
|----------------------------------------------|-------------------------|-------------------|-------------|
| 10 (33%)                                     | <i>Aspergillus spp.</i> | 2                 | 20%         |

|  |                                 |   |     |
|--|---------------------------------|---|-----|
|  | <b><i>Penicillium</i> spp.</b>  | 3 | 30% |
|  | <b><i>Cladosporium</i> spp.</b> | 3 | 30% |
|  | <b>Dermatófitos</b>             | 1 | 10% |
|  | <b><i>Candida albicans</i></b>  | 1 | 10% |
|  | <b><i>Rhodotorula</i> spp.</b>  | 1 | 10% |
|  | <b>Outras Leveduras</b>         | 1 | 10% |
|  | <b>Outros Fungos</b>            | 1 | 10% |



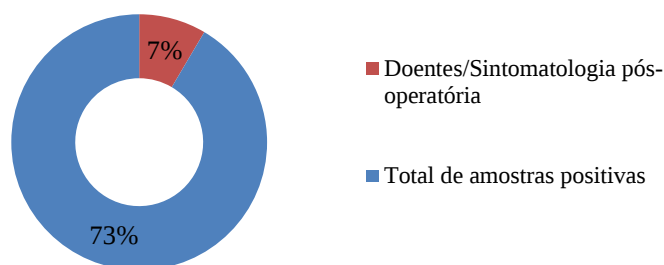
**Figura 12.** Leveduras (original) (1000x)

#### 4.3. Caracterização dos pacientes com doença/sintomatologia após cirurgia

O gráfico 7, exibe a percentagem de animais incluídos neste estudo, que ficaram doentes ou tiveram sintomatologia pós-operatória (3 animais doentes) e o total de amostras positivas (44 amostras positivas de 60). Dos 3 animais (7%), 2 exibiram sintomatologia pós-operatório e 1 acabou por morrer.

**Gráfico 7:** Total de amostras positivas vs doentes

**Caracterização dos doentes/sintomatologia pós-operatória vs  
Amostras positivas**



## 5. Discussão

As TRs e os TEs são considerados livres de microrganismos, no entanto, foi possível demonstrar a presença de contaminação bacteriana e fúngica num total de 73% (44 amostras positivas de um total de 60 amostras). Com isto, os resultados obtidos, enaltecem questões sobre a origem das bactérias, o potencial risco de contaminação cruzada, e as consequências para o controlo de infecção ( Spertini, *et al.*, 2011; Jadhav, *et al.*, 2013).

Apesar do elevado número de isolados microbiológicos neste estudo, houve apenas um animal (jovem) com sintomatologia grave, possivelmente relacionada com esta contaminação, que acabou por morrer. A baixa percentagem desta eventualidade, pode ser explorada por vários factores: a maior parte dos animais admitidos neste estudo não apresentava sinais de doença ou de imunocompetência e, por estas razões, os mecanismos de defesa naturais podem ter sido suficientes para que não houvesse infecção, conforme aprovado por Junqueira & Carneiro, (2004) e López (2012); houve também uma grande percentagem de animais que não compareceu à consulta pós-cirúrgica, sendo assim impossível a confirmação de qualquer tipo de afecção; e por último, os animais receberam como profilaxia cirúrgica, antibióticos de largo espectro.

Segundo PNCI (2004a), a interpretação dos resultados depende dos objectivos do estudo. No caso de dispositivos médicos, o resultado deve ser analisado em função de se tratar de material crítico (ausência total de microrganismos), semi-crítico ou não crítico (ausência de agentes patogénicos). Embora não existam padrões estabelecidos, têm sido recomendados os seguintes critérios: Bom de 0 a 25 colónias; Aceitável de 26 a 50 colónias e Mau > 50 colónias.

Isolaram-se organismos comensais ambientais, contudo, na maioria dos resultados obtidos foram organismos potencialmente patogénicos ou oportunistas, nomeadamente, *S. aureus*, *S. saprophyticus*, *Streptococcus* spp., *Enterococcus faecalis*, Coliformes, *Proteus* spp., *Morganella* spp., *Providencia* spp., *Pseudomonas* spp., *Candida albicans*, *Rhodotorula* spp., *Aspergillus* spp., *Penicillium* spp., *Fusarium* spp., *Cladosporium* spp., Dermatófitos, Zigomicetes/*Mucorales* (Bond, 2010; Koenig, 2012; Calvert & Thomason, 2012; Pressler, 2012; Grooters & Foil, 2012; Pohlman & Chengappa, 2013; Chawla, *et al.*, 2013; Ramkumar, *et al.*, 2013; Muszewska, *et al.*, 2014; Murray, *et al.*, 2014; Groman, 2015; Epstein, 2015a; Burkhard, 2016).

Segundo uma pesquisa realizada por Benedict *et al.* (2008), as bactérias isoladas com mais prevalência em associação a surtos de infecção nosocomial em hospitais de ensino veterinário, são os microrganismos *S. aureus* e *Enterococcus* spp. Na realidade, a percentagem de isolamento de *Enterococcus faecalis* foi bastante elevada neste estudo, e existem várias possibilidades para este acontecimento, que serão referidas posteriormente. Contudo, é importante ressaltar, que este organismo tem a capacidade de causar pneumonia, é também resistente ou tolerante a muitos antibióticos e que tem sido frequentemente isolado de pacientes hospitalizados, em medicina veterinária (Groman, 2015; Boller & Otto, 2015).

No entanto, obteve-se uma baixa percentagem de isolamento de *S. aureus*, constituindo contudo, 13% do total de amostras semeadas dos TEs (4 amostras positivas de 30 amostras) e das TRs (igualmente com 4 amostras positivas de 30 amostras).

O elevado número de bactérias obtidas, do género *Pseudomonas* spp., pode ser justificado pelo seu grau de resistência, pois sobrevivem bem em ambiente hospitalar, particularmente, em equipamentos respiratórios, humidificadores, torneiras de água, pele da equipa hospitalar e também em soluções desinfectantes (compostos de amónio quaternário) e anti-sépticas (cloro-hexidina) (Rerknimitr, 2006; Quinn, *et al.*, 2011a; Koenig, 2012; Calvert & Thomason, 2012; Chawla, *et al.*, 2013).

As superfícies dos materiais de dispositivos médicos, são especialmente propensos a colonização e aderência bacteriana, que conduz a infecções que são resilientes e difíceis de tratar (Murphy, *et al.*, 2010; Geilich & Webster, 2013, Epstein, 2015b)

As causas mais prováveis destes dois equipamentos de anestesia estarem contaminados antes do procedimento cirúrgico são: equipamentos inadequadamente reprocessados e/ou armazenados e/ou incorrectamente manipulados (contacto animal-homem e falta de higienização das mãos) (Hoet, *et al.*, 2011; Spertini, *et al.*, 2011; Jadhav, *et al.*, 2013). Existe também a possibilidade de contaminação do material laboratorial, embora, seja menos provável, uma vez que, todo o procedimento foi realizado segundo protocolos médicos e laboratoriais; a técnica seguiu um padrão asséptico como os descritos na literatura e os materiais adquiridos (i.e. zaragatoas, meios de cultura) pertencem a laboratórios certificados.

De acordo com ISO 5367:2000, qualquer fabricante ou distribuidor de circuitos respiratórios anestésicos deve fornecer orientações adequadas para o reprocessamento, tais como limpeza, desinfecção ou esterilização e o número máximo ou período de utilizações.

Segundo Yoon *et al.* (2007), a reutilização de dispositivos médicos acarreta três preocupações básicas de segurança, tais como, a esterilidade, a integridade mecânica, e a realização da esterilização com segurança.

Os fluidos contidos nestes dispositivos podem tornar-se contaminados por bactérias e fungos, os quais podem ser capazes de se multiplicar em água. Esta possibilidade pode estar intimamente relacionada com o reprocessamento, manuseamento e armazenamento do equipamento (Spertini, *et al.*, 2011; Jadhav, *et al.*, 2013). De facto, a observação *in loco* do reprocessamento, tanto dos TEs, como das TRs, apresentou uma série de momentos potenciais que apoiam esta possibilidade, que iram ser referidos ao longo de toda a discussão.

Os TEs e as TRs apesar de terem sido submetidos ao processo de limpeza com detergente enzimático (Helizyme® - B. Braun®) e a uma desinfecção com digluconato de cloro-hexidina a 4% (Lifo-Scrub® - B. Braun®) durante dez minutos, os resultados das culturas das amostras realizadas das suas paredes internas, antes de cada cirurgia, demonstraram microrganismos que permaneceram viáveis. Mesmo após limpeza e desinfecção com estas soluções, devido a não remoção mecânica adequada da sujidade destes tubos, existe a possibilidade de formação de biofilme nas suas superfícies internas (PNIC, 2004b; Greene, *et al.*, 2012). Segundo Pelligand *et al.* (2007), a dificuldade de limpeza das TRs, devido às suas ondulações, pode ser ultrapassada com o uso de traqueias lisas, permitindo assim a descontaminação eficaz e segundo os meus autores melhoraria também a dinâmica de fluxo dentro do sistema de respiração. Estes tubos são também enxaguados em água corrente, após a imersão no desinfetante, água esta, não destilada e não estéril, que pode levar a um aumento da presença de microorganismos nos TEs e TRs (PNIC, 2004b; Greene, *et al.*, 2012; Jadhav, *et al.*, 2013), tais como os isolados neste estudo, particularmente, *Pseudomonas* spp., Coliformes, *Proteus* spp., *Morganella* spp., *Providencia* spp., *Rhodoturula* spp., *Candida albicans* e *Fusarium* spp. (PNIC, 2004a; Quinn, *et al.*, 2011a; Cole, 2012; Koenig, 2012; Pressler, 2012; Wirth & Goldani, 2012; Pohlman & Chengappa, 2013; Markey, *et al.*, 2013; Ramkumar, *et al.*, 2013; Seifi, *et al.*, 2013; Chawla, *et al.*, 2013).

O isolamento de *Proteus* spp., de *Pseudomonas* spp., de *Staphylococcus aureus* e da maioria dos fungos obtidos, também pode ser explicada pela alta resistência destes microrganismos e pela limitada actividade fungicida que a cloro-hexidina possui (Rerknimitr, 2006; Wang *et al.*, 2008; Quinn, *et al.*, 2011b).

A não existência de filtros e o intervalo de tempo entre os reprocessamentos das TRs, pode ter conduzido à contaminação interna destes equipamentos, pois devido à humidade (condensação) que se acumula e à passagem de líquidos (ex.: secreções pulmonares) do paciente para os circuitos, estes podem tornar-se reservatórios de microrganismos, contaminando os pacientes seguintes (contaminação cruzada) (Atkison, *et al.*, 1999; Dorsch & Dorsch, 2008; Hartmann, *et al.*, 2008; Wilkes, 2011; ASA, 2011; Chellam, *et al.*, 2014; Clarke, *et al.*, 2014). O uso de filtros bacterianos suporta também uma extensão dos intervalos de reprocessamento das TRs (Pelligand, *et al.*, 2007) Murphy *et al.* (1991), verificou contaminação microbiológica e viabilidade e distribuição das bactérias, após a passagem em várias partes das TRs e como conclusão recomendam a troca de todo o material descartável e a desinfecção e esterilização diária de todas as outras partes do circuito.

Existem factores bastante importantes em relação aos artigos semi-críticos e à reutilização dos mesmos, pois os procedimentos cirúrgicos diferem de caso para caso, como referido anteriormente, e o risco de infecção também dependerá de vários factores (idade, história clínica, paciente) (SCENIHR, 2010).

Em certos casos também é possível que o biofilme bacteriano contribua para o fracasso do reprocessamento, pois métodos de desinfecção química com soluções de cloro-hexidina são muitas vezes ineficazes, uma vez que o biofilme tem uma forte resistência a estes biocidas (Rerknimitr, 2006).

Tendemos a ignorar o potencial de contaminação cruzada dos equipamentos reutilizados e a maioria dos profissionais não está ciente das recomendações para a limpeza e armazenamento (Dorsch & Dorsch, 2008; SCENIHR 2010; Clarke, *et al.* 2014).

A presença de enterococos e coliformes, típicos representantes da flora intestinal animal e humana, observados nos TEs e nas TRs, pode ser explicada pelo contacto destes com fezes animais ou pela ineficiente higienização das mãos (Traub-Dargatz, *et al.*, 2006; Spertini, *et al.*, 2011; Clarke, *et al.*, 2014; Epstein, 2015b). Embora não tão típicos desta flora, a presença dos géneros estreptococos, *Rhodotorula* e da espécie *Candida albicans*, isolados neste estudo, também podem provir desta fonte (Quinn, *et al.*, 2002; Pressler, 2012; Greene & Prescott, 2012). O isolamento de *Providencia* spp. também pode ser incluída nesta hipótese, uma vez que, em estudos anteriores foi isolada a partir de fezes de seres humanos saudáveis (Markey, *et al.*, 2013; Ramkumar, *et al.*, 2013).

Na prática, estes instrumentos contactam directamente com o pêlo do animal, as mãos da equipa hospitalar e as superfícies hospitalares, tornando-os susceptíveis à contaminação (Traub-Dargatz, *et al.*, 2006; Baillie, *et al.*, 2007; Hoet, *et al.*, 2011; Juwarkar, 2013). Mais de metade dos microrganismos isolados pertencem à flora microbiana comensal (residentes) da pele humana e animal ou têm a capacidade de sobreviver (transitórias) neste órgão, nomeadamente, espécies de estafilococos (*S. aureus* e *S. saprophyticus*) e estreptococos e os géneros *Proteus*, *Providencia* e *Pseudomonas* (Lamm, *et al.*, 2010; Quinn, *et al.*, 2011a; Calvert & Thomason, 2012; Koenig, 2012; Pressler, 2012; Wirth & Goldani, 2012; Greene & Prescott, 2012; Weese, 2012; Markey, *et al.*, 2013; Smeltzer & Beenken, 2013; Ramkumar, *et al.*, 2013; Chawla, *et al.*, 2013; Murray, *et al.*, 2014). Assim como os fungos, *Aspergillus* spp., *Cladosporium* spp., *Penicillium* spp., dermatófitos e leveduras do género *Rhodotorula* (Wirth & Goldani, 2012; Miller, *et al.*, 2013)

O facto dos animais terem pêlo na maior parte do corpo, não tomarem banho regularmente e por vezes em condições de cirurgia (stress, manipulação e acondicionamento) puderem estar em contacto com as próprias fezes e/ou urina, faz com que estes tenham uma carga bacteriana na superfície do seu corpo maior que os humanos (Traub-Dargatz, *et al.*, 2006). Todavia, segundo Traub-Dargatz *et al.* (2006), a flora bacteriana transitória das mãos dos profissionais coloniza as camadas superficiais da pele e é adquirida durante o contacto directo com os animais (pacientes) ou contacto com superfícies ambientais contaminadas. Estas bactérias são as mais frequentemente relacionadas a infecções nosocomiais e segundo Hunter (2006), aeróbios Gram-negativos e *Staphylococcus aureus* podem substituir rapidamente a flora normal.

Um estudo feito por Baillie *et al.* (2007), sobre a contaminação do aparelho de anestesia por organismos patogénicos, sugere que as mãos do anestesista, são a principal rota de transmissão de microrganismos e a orofaringe do paciente é a fonte principal, pois a maioria dos organismos isolados colonizam o sistema respiratório superior.

O principal meio de prevenção da disseminação nosocomial de microrganismos patogénicos no ambiente hospitalar é a higienização adequada das mãos (Traub-Dargatz, *et al.*, 2006; Hunter, 2006; Hartmann, *et al.*, 2008; Santos, *et al.*, 2010; Hoet, *et al.*, 2011; Greene, *et al.*, 2012; Caveney, *et al.*, 2012; Juwarkar, 2013; Clarke, *et al.*, 2014).

Os dispositivos médicos foram deixados desprotegidos após limpeza e desinfecção. As TRs foram guardadas em um armário e os TEs pendurados num suporte de plástico, até à sua próxima utilização. A falta de espaços próprios de armazenamento de material também tem sido apontada como tendo um possível contributo para a contaminação dos blocos operatórios (Perdelli, *et al.*, 2006; Azimi, *et al.*, 2013). Spertini *et al.* (2011) cita que Grote *et al.* (1995), mostrou que a possibilidade de contaminação interna destes equipamentos, pode dever-se a possíveis violações de medidas preventivas durante o seu manuseamento e armazenamento. Portanto, à contaminação exógena durante a montagem e manipulação de tais sistemas.

Há duas possibilidades de ocorrer infecção, os equipamentos podem estar contaminados e levam a uma instilação directa ou transmissão de microrganismos para as vias respiratórias, através de ventilação e/ou o aparelho de anestesia pode servir de reservatório para microorganismos patogénicos (especialmente bacilos Gram-negativos) (Nielson, *et al.*, 1980; Spertini, *et al.*, 2011; Jadhav, *et al.*, 2013). Contudo, caso sejam usados filtros apropriados, a segunda hipótese, de facto, parece menos viável, pois uma fuga nos filtros da máquina de anestesia, significaria uma falha de desempenho de quase 50%, o que está em contraste com o publicado na literatura. Além disso, também seria de esperar que todos os aparelhos de anestesia estivessem contaminados (Spertini, *et al.*, 2011).

A formação e orientação continuada dos funcionários que realizam o reprocessamento do material medico é bastante importante. Essa formação inclui, informações sobre a limpeza,

desinfecção e esterilização, princípios de prevenção e controle de infecção e questões de saúde e segurança no trabalho (BCMh, 2011).

Todos os equipamentos reprocessados devem ter instruções do fabricante quanto à limpeza e descontaminação, à desinfecção de alto nível ou à esterilização e à manutenção dos mesmos (ISO 5367:2000; FDA, 2000; Cooper & Lane, 2003; EN ISO 17664:2004; Sabir & Ramachandra, 2004; Fossum, 2005; CHRISP, 2008; Gemmell, *et al.*, 2008; Kramer, *et al.*, 2010; BCMh, 2011; Spertini, *et al.*, 2011).

A escolha de um desinfectante ou solução de esterilização ideal e compatível com os equipamentos é imperativo, para que não haja falhas na sua reutilização (BCMh, 2011). Segundo a pesquisa de Yoon *et al.* (2007), o OE e glutaraldeído mostraram ser bastante eficazes neste processo. Aquando da reutilização destes equipamentos, torna-se necessário um sistema de marcação/registo permanente que indica o número de reprocessamentos e dos parâmetros de desinfecção. Este sistema evita que ocorram danos nos materiais e posteriores lesões nos pacientes (Yoon, *et al.*, 2007; BCMh, 2011).

A higienização das mãos, o uso de luvas e vestuário adequado, são também medidas preventivas que podem diminuir a incidência de propagação de microrganismos patogénicos nestes materiais, entre animais e o risco de infecção zoonótica (Hunter, 2006; Santos, *et al.*, 2010; Hoet, *et al.*, 2011; Greene, *et al.*, 2012; Caveney, *et al.*, 2012; Juwarkar, 2013; Clarke, *et al.*, 2014). Como tal, friccionar as mãos com desinfectantes à base de álcool com cloro-hexidina tem sido uma medida que demonstrou ser eficaz e que possui uma boa acção contra o MRSA (Greene, *et al.*, 2012, Juwarkar, 2013).

Segundo Greene *et al.* (2012b), os álcoois são reconhecidos pela sua actividade microbicida mais rápida de todos os anti-sépticos, para além da sua excelente qualidade de difusão e rápida evaporação. Mesmo após o uso repetido são menos irritantes para as mãos quando comparados com as frequentes lavagens das mãos (Greene, *et al.*, 2012). O mesmo autor cita que a equipa hospitalar cumpre melhor com a desinfecção das mãos, quando dispensadores contendo desinfectante à base de álcool, estão dispostos perto de cada paciente.

Quando o tipo de cirurgia permite, o posicionamento do animal em posição semi-deitado (45°) e a higienização bucal, impede a aspiração e a passagem de bactérias para as vias aéreas (Hunter, 2006; Alp & Voss 2006; Munro, *et al.*, 2009). Segundo um estudo realizado por Munro *et al.* (2009), um esfregaço oral com cloro-hexidina, no pré-operatório (antes da

intubação) mostrou ser eficaz na redução de PAV em todos pacientes da unidade de cuidados intensivos.

As terapias específicas e eficazes contra os biofilmes ou bactérias associadas a estes, ainda não estão disponíveis, e o seu tratamento pode ser problemático e prolongado (Hunter, 2006; Greene, *et al.*, 2012).

Os microrganismos obtidos podem contribuir para infecções hospitalares e, possivelmente, para infecções oportunistas nestes locais, incluindo zoonoses. Estas bactérias podem colonizar ou infectar outros pacientes e toda a equipa que manipula estes dispositivos, e como tal, pode conduzir à disseminação de bactérias no ambiente. A identificação de pacientes potencialmente infecciosos ou da equipa médica, é muitas vezes difícil, pois nem sempre apresentam sinais clínicos. Assim, a implementação de medidas adequadas para controlar a propagação destes organismos no ambiente de hospital veterinário é importante (Murphy, *et al.*, 2010; Hoet, *et al.*, 2011).

Médicos veterinários e administradores hospitalares têm-se tornado cada vez mais conscientes da importância da biossegurança no atendimento ideal. As decisões relacionadas às práticas de controlo de infecção, de forma a permitir uma melhor utilização de recursos disponíveis, devem basear-se em dados objectivos, em vez de percepção pessoal, especialmente em instalações grandes e complexas, tais como faculdades e hospitais de medicina veterinária. No entanto, não há dados publicados que caracterizam essas práticas nos hospitais veterinários e faculdades de medicina veterinária e ainda há poucos dados disponíveis sobre as taxas de infecções hospitalares importantes nestas instalações (Benedict, *et al.*, 2008; Hoet, *et al.*, 2011).

Este estudo deparou-se com várias limitações, particularmente: não foi analisada, nem quantificada a carga bacteriana e/ou fúngica da superfície da pele dos animais, das mãos da equipa hospitalar e das superfícies de contacto, como suporte à hipótese dos equipamentos terem sido contaminados através destas fontes; não foi investigado se as bactérias, *Staphylococcus aureus*, isoladas eram resistentes à meticilina; não foi analisada a possível ocorrência de biofilme; e não foi possível fazer o seguimento de todos animais, pois não compareceram na consulta pós-cirúrgica, por se tratarem de animais de rua ou de associações.

## 6. Conclusão

Em conclusão, demonstrou-se que os TEs e as TRs podem abrigar bactérias e fungos, apesar do reprocessamento de rotina diária ou semanal. A causa mais provável para a contaminação microbiológica encontrada nestes equipamentos pode ser devido à falta de adesão a medidas de protecção durante reprocessamento, manuseamento ou armazenamento. Portanto, os resultados sugerem medidas de higiene padrão durante o reprocessamento, remontagem e armazenamento, bem como, uma diminuição dos intervalos no reprocessamento das TRs e o uso de filtros (Spertini, *et al.*, 2011).

O impacto clínico e financeiro de infecções nosocomiais torna este tema importante para epidemiologistas e microbiologistas hospitalares. Medidas preventivas adequadas, podem reduzir a incidência de enfermidades respiratórias nosocomiais, evitando a transmissão de microrganismos altamente patogénicos para o paciente, através da redução de colonização destes e dos seus reservatórios (Murphy, *et al.*, 2010; Hoet, *et al.*, 2011 Jadhav, *et al.*, 2013).

De forma a manter um melhor cumprimento das práticas preventivas, actividades de controle de infecção devem enfatizar o estabelecimento de directrizes e políticas adequadas de prevenção e educação continuada dos profissionais de saúde animal (Hoet, *et al.*, 2011; Jadhav, *et al.*, 2013; Juwarkar, 2013). Segundo os resultados obtidos e as infecções hospitalares por si só, poderem ser um indicador de qualidade dos cuidados prestados pela instituição, a implementação de um sistema intra-hospitalar de vigilância epidemiológica para a infecção, constitui um passo qualitativo importante (Palavra F. *et al.*, 2010).

## Referências Bibliográficas

Al-Hatmi, A., Bonifaz, A., Hoog, G., Vazquez-Maya, L., Garcia-Carmona, K., Meis, J., et al. (2014). Keratitis by *Fusarium temperatum*, a novel opportunist. *BMC Infectious Diseases* , 14, 1-9.

Alp, E., & Voss, A. (2006). Ventilator associated pneumonia and infection control. *Ann Clin Microbiol Antimicrob* , 5 (7), 1-11.

American Thoracic Society (ATS) & Infectious Diseases Society of America (IDSA). (2005). Guidelines for the Management of Adults with Hospital-acquired, Ventilator-associated, and Healthcare-associated Pneumonia. *American Journal of Respiratory and Critical Care Medicine* , 171, 388-416.

Anaissie, E., Kuchar, R., Rex, J., Francesconi, A., Kasai, M., Müller, F.-M., et al. (2001). Fusariosis Associated with Pathogenic *Fusarium* Species Colonization of a Hospital Water System: A New Paradigm for the Epidemiology of Opportunistic Mold Infections. *Clinical Infectious Disease* , 33 (11), 1871-1878.

Arias, M., Aiello, G., Battaglia, L., & Freitas, J. (2013). Estudo da ocorrência de infecção hospitalar em cães e gatos em um centro cirúrgico veterinário universitário. *Pesquisa Veterinária Brasileira* , 33 (6), 771-779.

Aronson, L. (2015). Urosepsis. In & K. D. Silverstein, *Small Animal Critical Care Medicine* (2nd ed., p. 524). St. Louis, Missouri, USA: Saunders Elsevier.

ASA Committee on Occupational Health Task Force on Infection Control. (2011). *Recommendations for infection control for the practice of anesthesiology*. Obtido em 9 de Setembro de 2013, de American Society of Anesthesiologists'(ASA): [https://www.google.pt/search?q=Recommendations+for+infection+control+for+the+practice+of+anesthesiology&oq=Recommendations+for+infection+control+for+the+practice+of+anesthesiology&aqs=chrome..69i57j0l2.526j0j4&sourceid=chrome&es\\_sm=91&ie=UTF-8#](https://www.google.pt/search?q=Recommendations+for+infection+control+for+the+practice+of+anesthesiology&oq=Recommendations+for+infection+control+for+the+practice+of+anesthesiology&aqs=chrome..69i57j0l2.526j0j4&sourceid=chrome&es_sm=91&ie=UTF-8#)

Atkinson, M., Girgis, Y., & Broome, I. (1999). Extent and practicalities of filter use in anaesthetic breathing circuits and attitudes towards their use: a postal survey of UK hospitals. *Anaesthesia Journal of the Association of Anaesthetists of Great Britain and Ireland (AAGBI)* , 54 (1), 37-41.

Azimi, F., Naddafi, K., Nabizadeh, R., Hassanvand, M., Alimohammadi, M., Afhami, S., et al. (2013). Fungal air quality in hospital rooms: a case study in Tehran, Iran. *Journal of Environmental Health Science and Engineering* , 11, 1-4.

Baillie, J., & Sultan P., G. E. (2007). Contamination of anaesthetic machines with pathogenic organisms. *Anaesthesia* , 62, 1257-1261.

Barry, A., Noble, M., Marrie, T., & Paterson, I. (1984). Cleaning of anaesthesia breathing circuits and tubings: A Canadian survey. *Canadian Anaesthetists' Society Journal* , 31 (5), 572-575.

Barsanti, J. (2012). Genitourinary Infections. In C. Greene, *Infectious Diseases of the Dog and Cat* (4th ed., p. 1014). St. Louis, Missouri, USA: Saunders Elsevier.

Bassi, G., Ferrer, M., Ranzani, O., Marti, J.-D., Berra, L., Fernandez, L., et al. (2012). Prevention of VAP: role of the artificial airway, body position and setting the ventilator. In M. Ferrer, & P. Pelosi (Edits.), *European Respiratory Monograph 55: New Developments in Mechanical Ventilation* (Vol. 55, pp. 153-168). UK: European Respiratory Society.

BCMH, British Columbia Ministry of Health. (December de 2011). *Best Practice Guidelines For Cleaning, Disinfection and Sterilization of Critical and Semi-critical Medical Devices*. Obtido em 8 de 2014, de British Columbia Governmen Health: <http://www.health.gov.bc.ca/library/publications/year/2011/Best-practice-guidelines-cleaning.pdf>

Bednarski, R., Harvey, R., & Sargent, B. (2011). AAHA Anesthesia Guidelines for Dogs and Cats. *Journal American Animal Hospital Association* , 47, 377–385.

Benedict, K., Morley, P., & Van Metre, D. (2008). Characteristics of biosecurity and infection control programs at veterinary teaching hospitals. *Journal of the American Veterinary Medical Association* , 233 (5), 767-773.

Bensch, K., Braun, U., Groenewald, J., & Crous, P. (2012). The genus *Cladosporium*. *Studies in Mycology* , 72 (1), 1-401.

Bernardo, F., Lança, A., Guerra, M. M., & Martins, H. (2005). Dermatophytes isolated from pet, dogs and cats, in Lisbon, Portugal (2000-2004). *Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias* , 85-88.

Boller, E., & Otto, C. (2015). Sepsis and Septic Shock. In D. Silverstein, & K. Hopper, *Small Animal Critical Care Medicine* (2nd ed., p. 475). St. Louis, Missouri, USA: Saunders Elsevier.

Bonagura, J., & Sherding, R. (2002). Infecciones respiratórias. In S. Birchard, & R. Sherding, *Manual Clínico de Procedimientos en Pequeñas Especies* (2nd ed., Vol. 1, pp. 767-776). Madrid: McGraw-Hill – Interamericana de España.

Bond, R. (2010). Superficial Veterinary Mycoses. (IACD, Ed.) *Journal Clinics in Dermatology* , 28, 226–236.

Brainard, B., & Hofmeister, E. (2012). Anesthesia Principles and Monitoring. In K. M. Tobias, & S. A. Johnston, *Veterinary Surgery: Small Animal*. (Vol. 2, pp. 250-253). St. Louis: Saunders Elsevier.

Brodbelt, D., Pfeiffer, D., Young, L., & Wood, J. (2007). Risk factors for anaesthetic-related death in cats: results from the confidential enquiry into perioperative small animal fatalities (CEPSAF). *British Journal of Anaesthesia* , 99 (5), 617–623.

Burkhard, M. (2016). Respiratory Tract. In R. Raskin, & D. Meyer, *Canine and Feline Cytology: A color Atlas and Interpretation Guide* (3rd ed.). St. Louis, Missouri, USA: Elsevier, Inc.

Burney, D. (2015). Cryptococcosis. In E. Côté, *Clinical Veterinary Advisor: Dogs and Cats* (3rd ed., pp. 242-243). St. Louis, Missouri, USA: Mosby Elsevier.

Calvert, C., & Thomason, J. (2012). Cardiovascular Infections. In C. Greene, *Infectious Diseases of the Dog and Cat*. (4th ed., p. 915). St. Louis, Missouri, USA: Saunders Elsevier.

Canadian Committee on Antibiotic Resistance (CCAR). (August de 2008). *Infection Prevention and Control Best Practices for Small Animal Veterinary Clinics*. Obtido em 4 de 2015, de Canadian Committee on Antibiotic Resistance: <http://www.wormsandgermsblog.com/files/2008/04/CCAR-Guidelines-Final2.pdf>

Caveney, L. (2012). Infection Control: The Surgical Environment and Ancillary Areas. In L. Caveney, B. Jones, & K. Ellis, *Veterinary Infection Prevention and Control* (1st ed., p. 258; 263). Ames, Iowa, USA: Wiley-Blackwell. A John Wiley & Sons, Inc., Publication.

Center, S. (2012). Hepatobiliary Infections. In C. Greene, *Infectious Diseases of the Dog and Cat* (4th ed., p. 986). St. Louis, Missouri, USA: Saunders Elsevier.

Centers for Food Security & Public Health (CFSPH); Institute for International Cooperation in Animal Biologics (IICAB). (March de 2005). *Dermatophytosis (Ringworm, Tinea) Last Updated: March 2013*. Obtido em 9 de 2015, de <http://www.cfsph.iastate.edu/>: <http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/dermatophytosis.pdf>

Centers for Food Security & Public Health (CFSPH); Institute for International Cooperation in Animal Biologics (IICAB). (2011). *Methicillin Resistant Staphylococcus aureus: MRSA, Last Updated: February 2011*. Obtido em 7 de 2015, de <http://www.cfsph.iastate.edu/>: <http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/mrsa-citations.pdf>

Centre for Healthcare Related Infection Surveillance and Prevention (CHRISP). (2008). *Disinfection & Sterilization Guidelines*. Queensland Government, Queensland Health. Queensland: Queensland Government.

Chawla K., V. S. (2013). Nonfermenting Gram-negative Bacilli other than *Pseudomonas aeruginosa* and *Acinetobacter* Spp. causing Respiratory Tract Infections in a Tertiary Care Center. *Journal of Global Infectious Diseases* , 5 (4), 144-148.

Chellam, S., Dalal, K. S., & Toal, P. V. (2014). Use of filters in anaesthesia: Is it warranted? *Indian Journal of Anaesthesia* , 58 (4), 475–477.

Clarke, K., Trim, C., & Hall, L. (2014). Apparatus for the administration of anaesthetics. In K. Clarke, C. Trim, & L. Hall, *Veterinary Anaesthesia* (11th ed., pp. 234-235; 240). New York: Saunders, Elsevier.

Clutton, R. (1999). Anaesthetic Equipment. In C. Seymour, & R. Gleed, *Manual of Small Animal Anaesthesia and Analgesia* (1st ed., pp. 20-34; 38-39). United Kingdom: BSAVA.

Cole, L. (2012). Integumentary Infections. In C. Greene, *Infectious Diseases of the Dog and Cat*. (4th ed., p. 889). St. Louis, Missouri, USA: Saunders Elsevier.

Committee on Quality Management and Departmental Administration (QMDA). (20 de October de 2010). *Statement on standard practice for infection prevention and control instruments for tracheal intubation*. Obtido em 2 de Setembro de 2013, de American Society of Anesthesiologists (ASA): <http://www.asahq.org/~media/sites/asahq/files/public/resources/standards-guidelines/statement-on-standard-practice-for-infection-prevention-for-tracheal-intubation.pdf>

Cooper, B., & Lane, D. (2003). *Veterinary Nursing* (3rd ed.). Inglaterra: BSAVA.

Costerton, J., Stewart, P., & Greenberg, E. (1999). Bacterial Biofilms: A Common Cause of Persistent Infections. *Science New Series* , 284 (5418), 1318-1322.

Cunningham, J. (2003). Visión general de la función respiratoria: ventilación pulmonar. In J. Cunningham, *Fisiología Veterinaria* (3a ed., pp. 468-478). Saunders.

Cunningham, J., & Klein, B. (2007). *Textbook of Veterinary Physiology* (4th ed.). Philadelphia: W.B. Saunders Company.

Davis, C. (1996). Normal Flora. In S. Baron, *Medical Microbiology* (4th ed.). Galveston, Texas, USA: University of Texas Medical Branch at Galveston.

Day, M., Peeters, D., & Clercx, C. (2012). Aspergillosis and Penicilliosis. In C. Greene, *Infectious Diseases of the Dog and Cat* (4th ed., p. 651). St. Louis, Missouri, USA: Saunders Elsevier.

Dorsch, J., & Dorsch, S. E. (2008). *Understanding anesthesia equipment* (5th ed.). Philadelphia, USA: Lippincott Williams & Wilkins, a Wolters Kluwer business.

Dunning, D. (2003). Tongue, Lips, Cheeks, Pharynx and Salivary. In D. Slatter, *Textbook of Small Animal Surgery* (3rd ed., Vol. 1, p. 553). Philadelphia: Elsevier Science.

Dunowska, M. M., Traub-Dargatz, J., & VanMetre, D. (2007). Biosecurity. In D. Sellon, & L. M.T., *Equine Infectious Disease* (1st ed., p. 553). St. Louis, Missouri: Saunders, Elsevier Inc.

Dyce, K., Sack, W., & Wensing, C. (2010). The Respiratory Apparatus. In K. Dyce, W. Sack, & C. Wensing, *Textbook of Veterinary Anatomy* ( 4th ed., pp. 148-165). St. Louis: Saunders/Elsevier.

Epstein, S. (2015a). Multidrug-Resistant Infections. In D. Silverstein, & K. Hopper, *Small Animal Critical Care Medicine* (2nd ed., pp. 538-539). St. Louis, Missouri, USA: Saunders Elsevier.

Epstein, S. (2015b). Ventilator Associated Pneumonia. In D. Silverstein, & K. Hopper, *Small Animal Critical Care Medicine* (2nd ed., pp. 199-539). St. Louis, Missouri, USA: Saunders Elsevier.

Evans, H., & Lahunta, A. (2013). *Miller's Anatomy of the dog* (4th ed.). St. Louis, Missouri: Elsevier.

Evans, J., Levesque, D., Lahunta, A., & Jensen, H. (2004). Intracranial Fusariosis: A Novel Cause of Fungal Meningoencephalitis in a Dog. *Veterinary Pathology* , 41 (5), 510-514.

Food and Drug Administration (FDA). (2000). *Enforcement Priorities for Single-Use Devices Reprocessed by Third Parties and Hospitals*. Center for Devices and Radiological Health (CDRH), U.S. Department of Health and Human Services. Rockville: FDA.

Ford, R. (2012). Canine Infectious Respiratory Disease. In C. Greene, *Infectious Diseases of the Dog and Cat* (4th ed., pp. 55-63). St. Louis, Missouri, USA: Saunders Elsevier.

Fossum, T. (2005). Princípios Cirúrgicos Gerais. In T. Fossum, C. Hedlund, A. Johnson, K. Schulz, M. Seim, M. Willard, et al., *Cirurgia de Pequenos Animais* (2nd ed., pp. 7-18). Roca Ltda.

Fridkin, S., & Jarvis, W. (1996). Epidemiology of Nosocomial Fungal Infections. *Clinical Microbiology Reviews* , 9 (4), 499–511.

Gaskell, R., Dawson, S., & Radford, A. (2012). Feline respiratory disease. In C. Greene, *Infectious Diseases of the Dog and Cat* (4th ed., pp. 145-154). St. Louis, Missouri, USA: Saunders Elsevier.

Geilich, B., & Webster, T. (2013). Reduced adhesion of Staphylococcus aureus to ZnO/PVC nanocomposites. *International Journal of Nanomedicine* , 8, 1177–1184.

Gemmell, L., Birks, R., Radford, P., Jeffries, D., Ridgway, G., & McIvor, D. (2008). Guidelines. Infection Control in Anaesthesia. *Anaesthesia* , 2 (63), 1031–1032.

Gompf, R. (2015). Diagnosis of Heart Disease: History and Physical Examination. In F. Smith, L. P. Tilley, M. Oyama, & M. Sleeper, *Manual of Canine and Feline Cardiology* (15th ed., pp. 6-7). St. Louis, Missouri, USA: Elsevier.

- Gompf, R. (2016). Diagnosis of Heart Disease: History and Physical Examination. In F. Smith, L. Tilley, M. Oyama, & S. M.M., *Manual of Canine and Feline Cardiology* (15th ed. ed., pp. 6-7). St. Louis, Missouri, USA: Elsevier, Inc.
- Goneppanavar, U., & Prabhu, M. (2013). Anaesthesia Machine: Checklist, Hazards, Scavenging. *Indian Journal of Anaesthesia* , 57 (5), 533–540.
- Grandage, J. (2003). Functional Anatomy of the Respiratory System. In D. Slatter, *Textbook of Small Animal Surgery* (3rd ed., Vol. 1, pp. 763-779). Philadelphia: Elsevier Science.
- Greene, C., & Bennett, D. (2012). Musculoskeletal Infections . In C. Greene, *Infectious Diseases of the Dog and Cat* (p. 894). St. Louis, Missouri, USA: Saunders Elsevier.
- Greene, C., & Marks, S. (2012). Gastrointestinal and Intra-Abdominal Infections. In C. Greene, *Infectious Diseases of the Dog and Cat* (4th ed., p. 951). St. Louis , Missouri, USA: Saunders Elsevier.
- Greene, C., & Prescott, J. (2012). Gram-Positive Bacterial Infection. In C. Greene, *Infectious Diseases of the Dog and Cat* (4th ed., pp. 325-326; 333-334). St. Louis, Missouri, USA: Saunders Elsevier.
- Greene, C., Weese, J., & Calpin, J. (2012b). Environmental Factors in Infectious Disease. In C. Greene, *Infectious Diseases of the Dog and Cat* (4th ed., p. 1087; 1095). St. Louis, Missouri, USA: Saunders Elsevier.
- Gregory, G. (2011). Implications for Humanitarian Anesthesia. In B. Bissonnette, *Pediatric Anesthesia: Basic Principles, State of the Art, Future* (1st ed., p. 2178). Shelton, Connecticut, USA: People's Medical Publishing House-USA, Ltd. (PMPH-USA).
- Groman, R. (2015). Gram-Positive Infections. In D. Silverstein, & K. Hopper, *Small Animal Critical Care Medicine* ( 2nd ed., pp. 488-489). St. Louis, Missouri, USA: Saunders Elsevier.
- Grooters, A., & Foil, C. (2012). Miscellaneous Fungal Infections . In C. Greene, *Infectious Diseases of the Dog and Cat* (pp. 675-677; 683-687). St. Louis, Missouri, USA: Saunders Elsevier.
- Grote, J., Vanoli, C., Bühler, M., & Ruef, C. (1995). Bacterial contamination of the ventilator circuit of anaesthesia apparatus during rebreathing. *Hyg Med* , 20, 67-73.
- Guardabassi, L., Schwarz, S., & Lloyd, D. (2004). Pet animals as reservoirs of antimicrobial-resistant bacteria. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy* , 54 (2), 321-332.
- Guillot, J., Garcia-Hermoso, D., Degorce, F., Deville, M., Calvié, C., Dickelé, G., et al. (2004). Eumycetoma Caused by *Cladophialophora bantiana* in a Dog. *Journal of Clinical Microbiology* , 42 (10), 4901-4903.

- Gurudatt, C. (2013). The Basic Anaesthesia Machine. *Indian J Anaesth* , 57 (5), 438–445.
- Hackett, T. (2003). Care of Respiratory Patients. In D. Slatter, *Textbook of Small Animal Surgery* (3rd ed., Vol. 1, p. 892). Philadelphia: Elsevier Science.
- Hall, L., Clarke, K., & Trim, C. (2001). Apparatus for the administration of anaesthetics. In L. Hall, K. Clarke, & C. Trim, *Veterinary Anaesthesia* (10th ed., pp. 197-223). London: Harcourt Publishers Limited. W. B. Saunders.
- Hanselman, B., Kruth, S. A., Rousseau, J., Low, D., Willey, B., McGeer, A., et al. (2006). Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* Colonization in Veterinary Personnel. *Journal Emerging Infectious Diseases (EID)* , 12 (12), 1933-1937.
- Hare, W. (1986). Sistema respiratório do Carnívoro. In R. Getty, *Sisson/Grossman -Anatomia dos Animais Domésticos* (5th ed., Vol. 2, pp. 1465-1480). Rio de Janeiro: Guanabara Koogan S.A.
- Hartmann, D., Jung, M., Neubert, T., Susin, C., Nonnenmacher, C., & Mutters, R. (2008). Microbiological risk of anaesthetic breathing circuits after extended use. *Acta Anaesthesiologica Scandinavica Foundation* , 52, 432–436.
- Haskins, S. (2003). Positive-Pressure Ventilations. In D. Slatter, *Textbook of Small Animal Surgery* (3rd ed., Vol. 2, pp. 2624-2625). Philadelphia: Elsevier Science.
- Hawkins, E. C. (2009). Respiratory System Disorders. In W. Nelson, & C. Couto, *Small Animal Internal Medicine* (4th ed., pp. 285-287; 254-255; 306-307). St. Louis, Missouri: Mosby Elsevier.
- Hoet, A., Johnson, A., Nava-Hoet, R., Bateman, S., Hillier, A., Dyce, J., et al. (2011). Environmental Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* in a Veterinary Teaching Hospital During a Nonoutbreak Period. *Vector Borne Zoonotic* , 11 (6), 609–615.
- Holden, D. (1999). Postoperative Care. In C. Seymour, & R. Gleed, *Manual of small animal anaesthesia and analgesia* (pp. 15-16). United Kingdom: BSAVA.
- Hostetler, D. (2013). Respiratory System. In D. Mcvey, M. Kennedy, & M. Chengappa, *Veterinary Microbiology* (3rd ed., pp. 211-242). Iowa, USA: Wiley-Blackwell.
- Hunter, J. (2006). Ventilator associated pneumonia. *Postgrad Med Journal* , 82, 172-178.
- Jadhav, S., Sahasrabudhe, T., Kalley, V., & Gandham, N. (2013). The Microbial Colonization Profile of Respiratory Devices and the Significance of the Role of Disinfection. *Journal of Clinical and Diagnostic Research* , 7 (6), 1021-1026.

Johnson, C. (2009). Anaesthetic Machines and Ventilators. In L. Welsh, *Anaesthesia for Veterinary Nurses* (2nd ed., pp. 61-63). Ames, Iowa, USA: Wiley-Blackwell. A John Wiley & Sons, Inc.

Juwarkar, C. (2013). Cleaning and Sterilisation of Anaesthetic Equipment. *Indian Journal Anaesthesia* , 57, 541–550.

Kataoka, Y., Umino, Y., Ochi, H., Harada, K., & Sawada, T. (2014). Antimicrobial Susceptibility of Enterococcal Species Isolated from Antibiotic-Treated Dogs and Cats. *The Journal of Veterinary Medical Science* , 76 (10), 1399–1402.

Koenig, A. (2012). Gram-Negative Bacterial Infections. In C. Greene, *Infectious Diseases of the Dog and Cat* (4th ed., pp. 349-559). St. Louis, Missouri, USA: Saunders Elsevier.

Kramer, A., Kranabetter, R., Rathgeber, J., Züchner, K., Assadian, O. D., Hübner, N. D., et al. (2010). Infection prevention during anaesthesia ventilation by the use of breathing system filters (BSF):Joint recommendation by German Society of Hospital Hygiene (DGKH) and German Society for Anaesthesiology and Intensive Care (DGAI). *GMS Krankenhhyg Interdiszip.* , 5 (2), 1863-5245).

Krzyściak, W., Pluskwa, K., Jurczak, A., & Kościelniak, D. (2013). The pathogenicity of the Streptococcus genus. *Eur J Clin Microbiol Infect Dis.* , 32 (11), 1361–1376.

Lamm, C., Ferguson, A., Lehenbauer, T., & Love, B. (2010). Streptococcal Infection in Dogs: A Retrospective Study of 393 Cases. *Veterinary Pathology* , 47 (3), 387-395.

Latshaw, H., & Coleman, D. (2010). Anesthesia Equipment . In S. Bryant, *Anesthesia for Veterinary Technicians* (1st ed., p. 84). Ames, Iowa, USA: Wiley-Blackwell.

Leboffe, M., & Pierce, B. (2011). *A Photographic Atlas for the Microbiology Laboratory* (4th ed.). Englewood, Colorado, USA: Morton Publishing Company.

Lee-Fowler, T., & Reinero, C. (2012). Bacterial Respiratory Infections. In C. Greene, *Infectious Diseases of the Dog and Cat* (4th ed., pp. 936-937; 946). St. Louis, Missouri, USA: Saunders Elsevier.

Love, C., & Jones, R. (2012). Laboratory Diagnosis of Bacterial Infections. In C. Greene, & S. Elsevier (Ed.), *Infectious Diseases of the Dog and Cat* (4th ed., p. 279). St. Louis, Missouri, USA.

Lukasik, V. (2003). Elective Soft Tissue and Orthopaedic Procedures. In D. Slatter, *Textbook of Small Animal Surgery* (3rd ed., Vol. 2, p. 2535). Philadelphia: Elsevier Science.

López, A. (2012). Respiratory System, Mediastinum and Pleurae. In J. F. Zachary, & D. M. McGavin, *Pathologic Basis of Veterinary Disease* (5th ed., pp. 458-465;524-530). St. Louis, Missouri: Mosby Elsevier.

MacDonald, K. (2011). Dyspneic cats: triage and differentiation of cardiogenic versus noncardiogenic causes. *CVC In Kansas City Proceedings* (pp. 1-5). Kansas : DVM360.

Magalhães, R., Loeffler, A., Lindsay, J., Rich, M., Roberts, L., Smith, H., et al. (2010). Risk factors for methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) infection in dogs and cats: a case-control study. *Veterinary Research, a Journal on Animal Infection* , 41 (5), 41-55.

Manian, F. (2003). Asymptomatic Nasal Carriage of Mupirocin-Resistant, Methicillin- Resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) in a Pet Dog Associated with MRSA Infection in Household Contacts. *Clinical Infectious Diseases (CID)* , 26-28.

Marcella, D. (2015). Bordetellosis. In E. Côté, *Clinical Veterinary Advisor: Dogs and Cats* (3rd ed., pp. 133-134). St. Louis, Missouri, USA: Mosby Elsevier.

Markey, B., Cullinane, A., Leonard, F., Maguire, D., & Archambault, M. (2013). *Clinical Veterinary Microbiology* (2nd ed.). London: Mosby Elsevier Ltd.

Mercier, E., Peters, I., Billen, F., Battaille, G., Clercx, C., Day, M., et al. (2013). Potential role of *Alternaria* and *Cladosporium* species in canine lymphoplasmacytic rhinitis. *Journal of Small Animal Practice* , 54 (4), 179-183.

Michell, S., & Berg, J. (2003). Sterilization. In D. Slatter, *Textbook of Small Animal Surgery* (3rd ed., Vol. 1, pp. 155-162). Philadelphia: Elsevier Science.

Miller, J., Griffin, C., & Campbell, K. (2013). Fungal and Algal Skin Diseases. In J. Miller, C. Griffin, & K. Campbell, *Muller and Kirk's Small Animal Dermatology* (pp. 224-225). St.Louis, Missouri, USA: Saunders Elsevier Inc.

Monnet, E. (2012). Lungs. In K. Tobias, & S. Johnston, *Veterinary Surgery: Small Animal* (Vol. 2, pp. 1752-1756). St. Louis, USA: Saunders Elsevier.

Monnet, E., & Tobias, K. (2012). Larynx. In K. Tobias, & S. Johnston, *Veterinary Surgery: Small Animal* (Vol. 2, pp. 1718-1721). St. Louis, USA: Saunders Elsevier.

Moon, B., Youn, J.-H., Shin, S., Hwang, S., & Park, Y. (2012). Genetic and phenotypic characterization of methicillin-resistant staphylococci isolated from veterinary hospitals in South Korea. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation* , 24 (3), 489–498.

Moore, A. (1999). *Manual of Advanced Veterinary Nursing*. Inglaterra: BSAVA.

Moriello, K., & DeBoer, D. (2012). Cutaneous Fungal Infections. In C. Grenne, *Infectious Diseases of the Dog and Cat* (pp. 588-602). St. Louis , Missouri, USA: Saunders Elsevier.

Mosley, C. (2015). Anesthesia Equipment. In K. Grimm, L. Lamont, W. Tranquilli, S. Greene, & S. Robertson, *Veterinary Anesthesia and Analgesia. Lumb and Jones* (15th ed., pp. 24-25; 54). Ames, Iowa, USA: Wiley-Blackwell. A John Wiley & Sons, Inc., Publication.

Munro, C., Grap, M., Jones, D., McClish, D., & Sessler, C. (2009). Chohexidine, Toothbrushing, and Preventing Ventilator-Associated Pneumonia In Critically Ill Adults. *Am J Crit Care* , 18 (5), 428-438.

Murphy, C., Reid-Smith, R., Boerlin, P., Weese, J., Prescott, J., Janecko, N., et al. (2010). *Escherichia coli* and selected veterinary and zoonotic pathogens isolated from environmental sites in companion animal veterinary hospitals in southern Ontario. *Canadian Veterinary Journal* , 51 (9), 963-972.

Murphy, P., Fitzgeorge, R., & Barrett, R. (1991). Viability and distribution of bacteria after passage through a circle anaesthetic system. *Br J Anaesth* , 66, 300-304.

Murray, P. (2014). *Staphylococcus* e outros Cocos Gram-positivos relacionados. In P. Murray, K. Rosenthal, & M. Pfaller, *Microbiologia Médica* (7th ed., pp. 174-176). Rio de Janeiro: Saunders, Elsevier Inc.

Muszevska, A., Pawłowska, J., & Krzyściak, P. (2014). Biology, systematics, and clinical manifestations of Zygomycota infections. *European Journal of Clinical Microbiology and Infectious Disease* , 33 (8), 1273–1287.

Mycobank . (a). *Aspergillus*. (International Mycological Association) Obtido em 1 de 2016, de MYCOBANK DATABASE Fungal Databases, Nomenclature & Species Banks: <http://www.mycobank.org/BioloMICS.aspx?Table=Mycobank&Rec=39268&Fields=All>

Mycobank. (c). *Cladosporium*. (International Mycological Association) Obtido em 1 de 2016, de MYCOBANK DATABASE Fungal Databases, Nomenclature & Species Banks: <http://www.mycobank.org/BioloMICS.aspx?Table=Mycobank&Rec=33538&Fields=All>) Como

Mycobank. (b). *Fusarium*. Obtido em 1 de 2016, de MYCOBANK DATABASE Fungal Databases, Nomenclature & Species Banks: <http://www.mycobank.org/BioloMICS.aspx?Table=Mycobank&Rec=41506&Fields=All>

Mycobank. (d). *Trichophyton*. (International Mycological Association) Obtido em 1 de 2016, de MYCOBANK DATABASE Fungal Databases, Nomenclature & Species Banks: <http://www.mycobank.org/BioloMICS.aspx?Table=Mycobank&Rec=38248&Fields=All>

Nelson, A. (2003). Disease of the Trachea and Bronchi. In D. Slatter, *Textbook of Small Animal Surgery* (3rd ed., Vol. 1, p. 864). Philadelphia: Elsevier Science.

Nielson, H., Jacobsen, J., Stokke, D., Brinklov, M., & Christenson, K. (1980). Cross-infection from contaminated anaesthetic equipment. A real hazard? *Anaesthesia* , 35, 703 – 708.

Nucci, M., & Anaissie, E. (2007). *Fusarium* Infections in Immunocompromised Patients . *Clin Microbiol Rev.* , 20 (4), 695–704.

Olson, M., Harmon, B. M., & Kollef, M. (2002). Silver-Coated Endotracheal Tubes Associated With Reduced Bacterial Burden in the Lungs of Mechanically Ventilated Dogs. *Journal Chest* , 121 (3), 863-870.

Palacios, C., & Benítez, A. (2005). Anestesia inalatoria en pequeños animales. *Revista Información Veterinária* , 11, 16-44.

Palavra, F., Gens, H., Fernandes, C., Pombo, H., & Gonçalves, G. (2010). Infecção Associada aos Cuidados de Saúde: Problema Emergente num Serviço de Neurologia. *Acta Médica Portuguesa* , 23 (4), 613-624.

Palmer, D. (2010). Airway Maintenance. In S. Bryant, *Anesthesia for Veterinary Technicians* (1st ed., pp. 57-70). Ames, Iowa, USA: Wiley-Blackwell.

Pandit, S., Mehta, S., & Agarwal, S. (1967). Risk of Cross-Infection Inhalation Anaesthetic Equipment. *British Journal of Anaesthesia* , 39, 838-844.

Parente, A. (2005). A Célula Procariota. In C. Azevedo, *Biologia Celular e Molecular* (4 ed., pp. 23-32). Lisboa: Lidel, Edições Técnicas.

Pascoe, P., & Pypendop, B. (2015). Comparative Anesthesia and Analgesia of Dogs and Cats. In K. Grimm, L. Lamont, W. Tranquilli, S. Greene, & S. Robertson, *Veterinary Anesthesia and Analgesia. Lumb and Jones* (15th ed., p. 727). Ames , Iowa, USA: Wiley-Blackwell. A John Wiley & Sons, Inc., Publication.

Pelligand, L., Hammond, R., & Rycroft, A. (2007). An investigation of the bacterial contamination of small animal breathing systems during routine use . *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* , 34, 190–199.

Perdelli, F., Cristina, M., Sartini, M., Spagnolo, A., Dallera, M., Ottria, G., et al. (2006). Fungal contamination in hospital environments. *Infect Control and Hosp Epidemiology* , 27, 44-47.

Perry, K., & Caveney, L. (2012). Chemical Disinfectants. In L. Caveney, B. Jones, & K. Ellis, *Veterinary Infection Prevention and Control* (1st ed., pp. 131-134). Ames, Iowa, USA: Wiley-Blackwell. A John Wiley & Sons, Inc., Publication. .

Pincelli, T., Brandt, H., Motta, A., Maciel, F., & Criado, P. (2008). Fusariose em paciente imunocomprometido: sucesso terapêutico com voriconazol. *An. Bras. Dermatol.* , 83 (4).

PNCI-Programa Nacional de Controlo de Infecção. (2004a). *Orientações para elaboração de um manual de boas práticas em bacteriologia*. Instituto Nacional Dr. Ricardo Jorge. Lisboa: Ministério da Saúde.

PNCI-Programa Nacional de Controlo de Infecção. (2004c). *Recomendações para controlo do ambiente – Princípios básicos*. Instituto Nacional Dr. Ricardo Jorge. Lisboa: Ministério da Saúde.

PNCI-Programa Nacional de Controlo de Infecção. (2004b). *Recomendações para prevenção da infecção do local cirúrgico*. Instituto Nacional Dr. Ricardo Jorge. Lisboa: Ministério da Saúde.

PNCI-Programa Nacional de Controlo de Infecção. (2004d). *Recomendações para Prevenção da Infecção Respiratória em Doente Ventilado*. Instituto Nacional Dr. Ricardo Jorge. Lisboa: Ministério da Saúde.

Pohlman, L., & Chengappa, M. (2013). Yeasts - Cryptococcus, Malassezia, and Candida. In D. Mcvey, K. M., & M. Chengappa, *Veterinary Microbiology* ( 3rd ed., pp. 1406-1436). Ames, Iowa, USA: Wiley-Blackwell.

Poutahidis, T., Angelopoulou, K., Karamanavi, E., Polizopouloux, Z., Doulberis, M., Latsari, M., et al. (2009). Mycotic Encephalitis and Nephritis in a Dog due to Infection with Cladosporium cladosporioides. *Journal of Comparative Pathology* , 140, 59-63.

Pressler, B. (2012). Candidiasis and rhodotorulosis. In C. Greene, *Infectious Diseases of the Dog and Cat* (4th ed., pp. 666-671). St. Louis, Missouri, USA: Saunders Elsevier.

Quandt, J. (2003). Postoperative Patient Care. In D. Slatter, *Textbook of Small Animal Surgery* (3rd ed., Vol. 2, p. 2608). Philadelphia: Elsevier Science.

Quimby, J., & Lappin, M. (2012). Feline Focus: Update on feline upper respiratory diseases: condition specific recommendations. *Compend Contin Educ Vet.* , 32 (1), 1-10.

Quinn, P. C., Markey, B., & Carter, G. (1999). Mycology: the pathogenic yeasts. In P. C. Quinn, B. Markey, & G. Carter, *Clinical Veterinary Microbiology* (1st ed., pp. 367-397). London, England: Mosby, Elsevier Limited.

Quinn, P., Markey, B., Donnely, W., & Leonard, F. (2002). Mycology: yeasts and disease production. In P. Quinn, B. Markey, W. Donnely, & F. Leonard, *Veterinary Microbiology and Microbial Disease* (1st ed., pp. 233-239). Oxford, UK: Blackwell Science Ltd.

Quinn, P., Markey, B., Leonard, F., Fanning, S., FitzPatrick, E., & Hartigan, P. (2011c). Introductory Bacteriology: Antibacterial resistance . In P. Quinn, B. Markey, F. Leonard, S. Fanning, E. FitzPatrick, & P. Hartigan, *Veterinary Microbiology and Microbial Disease* (2nd ed., p. 157). Oxford, UK: Blackwell Science Ltd.

Quinn, P., Markey, B., Leonard, F., Fanning, S., FitzPatrick, E., & Hartigan, P. (2011b). Microbial Agents and Disease Production: Disinfection, biosecurity and other aspects of disease control. In P. Quinn, B. Markey, F. Leonard, S. Fanning, E. FitzPatrick, & P. Hartigan, *Veterinary Microbiology and Microbial Disease* (2nd ed., pp. 851-870). Oxford, UK: Blackwell Science Ltd.

Quinn, P., Markey, B., Leonard, F., Fanning, S., FitzPatrick, E., & Hartigan, P. (2011a). Pathogenic Bacteria. In P. Quinn, B. Markey, F. Leonard, S. Fanning, E. FitzPatrick, & P.

Hartigan, *Veterinary Microbiology and Microbial Disease* (2nd ed., pp. 179-187; 263-288). Oxford, UK: Blackwell Science Ltd.

Ramkumar, R., Anandhi, M., Rajthilak, C., Natarajan, T., & Perumal, P. (2013). Studies on Ulcerative Disease Caused by *Providencia stuartii* Bacteria in Indian Major Carp, *Labeo rohita* (Ham.). . *International Journal of Innovative Research in Science, Engineering and Technology* , 2 (10), 5283-5289 .

Rasmussen, L. (2003). Stomach. In D. Slatter, *Textbook of Small Animal Surgery* (3rd ed., Vol. 1, p. 594). Philadelphia: Elsevier Science.

Reiter, A., & Holt, D. (2012). Palate. In K. Tobias, & S. Johnston, *Veterinary Surgery: Small Animal* (Vol. 2, pp. 1707-1708). St. Louis: Saunders Elsevier.

Rerknimitr, R., Eakthunyasakul, S., Nunthapisud, P., & Kongkam, P. (2006). Results of gastroscope bacterial decontamination by enzymatic detergent compared to chlorhexidine. *World J Gastroenterol.* , 12 (26), 4199–4202.

Rutala, W., & Weber, D. (2008). *Guideline for Disinfection and Sterilization in Healthcare Facilities*. CDC- Centers for Disease Control and Prevention, Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee (HICPAC). CDC – Centers for Disease Control and Prevention.

Sabir, N., & Ramachandra, V. (2004). Decontamination of anaesthetic equipment. Continuing Education in Anaesthesia. *British Journal of Anaesthesia: Continuing Education in Anaesthesia, Critical Care & Pain* , 4 (4), 103-106.

Safdar, N., Crnich, C., & Maki, D. (2005). The pathogenesis of ventilator-associated pneumonia: its relevance to developing effective strategies for prevention. *Jornal Respiratory Care* , 50 (6), 725–739.

Samson, R., Visagie, C., Houbbraken, J., Hong, S.-B., Hubka, V., Klaassen, C., et al. (2014). Phylogeny, identification and nomenclature of the genus *Aspergillus*. *Stud Mycol.* , 141–173.

Santin, R., Mattei, A., Waller, S., Madrid, I., Cleff, M., Xavier, M., et al. (2013). Clinical and mycological analysis of dog's oral cavity. *Braz J Microbiol.* , 44 (1), 139–143.

Santos, L., Neto, J., Rizzo, N. B., Rodrigues, L., Barcellos, H., & Brum, M. (2010). Contaminação ambiental em um hospital veterinário e perfil de susceptibilidade e antimicrobianos das bactérias isoladas. *Ciênc. Anim. Bras.* , 11 (2), 384-389.

Schmiedt, C., & Creevy, K. (2012). Nasal Planum, Nasal Cavity, and Sinuses. In K. Tobias, & S. Johnston, *Veterinary Surgery: Small Animal* (Vol. 2, pp. 1691- 1692). St. Louis, USA: Saunders/Elsevier.

Scientific Committee on Emerging and Newly Identified Health Risks (SCENIHR). (2010). *The Safety of Reprocessed Medical Devices Marketed for Single-Use*. European Commission, Directorate-General for Health & Consumers, Brussels.

Seifi, Z., Mahmoudabadi, A., & Hydrinia, S. (2013). Isolation, Identification and Susceptibility Profile of *Rhodotorula* Species Isolated From Two Educational Hospitals in Ahvaz. *Jundishapur Journal of Microbiology* , 6 (6), 2-7.

Sengupta, S. (2015). Environmental Issues in the Operation Theater - Infection Control. In R. Sehgal, A. Trikha, & B. Singh, *Yearbook of Anesthesiology-4* (pp. 249-250). New Deli, India: Jaypee Brothers Medical Publishers (P) Ltd.

Shea, A., McCarthy, R., & Lindenmayer, J. (2011). Therapeutic Antibiotic Use Patterns in Dogs: Observations from a Veterinary Teaching Hospital. *Journal Small Animal Pract.* , 52 (6), 310–318.

Shirani, D., Ghaffari, S., Khosravi, A., Vajhi, A., Khorami, N., Salehi, T., et al. (2008). An unusual case of nasal mucormycosis caused by *Rhizopus oryzae* in a German shepherd dog. *Iranian Journal of Veterinary Research* , 9 (4), 378-380.

Shobha, K., Rao, P., & Thomas, J. (2005). Survey of *Staphylococcus* isolates among hospital personnel, environment and their antibiogram with special emphasis on methicillin resistance. *Indian J Med Microbiol.* , 23 (3), 186-188.

Smeltzer, M., & Beenken, K. (2013). *Staphylococcus*. In D. Mcvey, M. Kennedy, & M. Chengappa, *Veterinary Microbiology* (3rd ed., p. 736). Ames, Iowa, USA: Wiley-Blackwell.

Spertini, V., Borsoi, L., Berger, J., Blacky, A., Dieb-Elschahawi, M., & Assadian, O. (2011). Bacterial contamination of anesthesia machines' internal breathing-circuit-systems. *GMS Krankenhaushygiene Interdisziplinär* , 6 (1), 1863-5245.

Stewart, G. (2013). *Streptococcus* and *Enterococcus*. In D. Mcvey, M. Kennedy, & M. Chengappa, *Veterinary Microbiology* (3rd ed., pp. 772-812). Ames, Iowa, USA: Wiley-Blackwell.

Stiles, J. (2012). Ocular Infections. In C. Grenne, *Infectious Diseases of the Dog and Cat* (4th ed., p. 1059). St. Louis, Missouri, USA: Saunders Elsevier.

Sturtz, R., & Asprea, L. (2012). *Anatomy and Physiology for Veterinary Technicians and Nurses: A Clinical Approach* (1st ed.). Ames, Iowa, USA: Wiley-Blackwell. A John Wiley & Sons, Inc., Publication. .

Sugahara, G., Kiuchi, A., Usui, R., Usui, R., Mineshige, T., Kamiie, J., et al. (2014). Granulomatous Pododermatitis in the Digits Caused by *Fusarium proliferatum* in a Cat. *Journal of Veterinary Medical Science* , 76 (3), 435–438.

Sura, P., & Durant, A. (2012). Trachea and Bronchi. In K. Tobias, & S. Johnston, *Veterinary Surgery: Small Animal* (Vol. 2, pp. 1734-1736). St. Louis: Saunders Elsevier.

Swedish Veterinary Association (SVA). (2009). *Guidelines for the clinical use of antibiotics in the treatment of dogs and cats*. Stockholm.

Tait, A., & Knight, P. (2003). Transmission of Infection . In T. Healy, & P. Knight, *Wylie Churchill-Davidson's A Practice of Anesthesia* (7th ed., p. 1162). London: Arnold Taylor & Francis Group, LLC.

Tear, M. (2012). Preoperative Patient Considerations. In M. Tear, *Small Animal Surgical Nursing: skills and concepts* (2nd ed., pp. 61-64). St Louis , Missouri, USA: Mosby, Esevier Inc.

Tendolkar, P., Baghdayan, A., Gilmore, M., & Shankar, N. (2004). Enterococcal Surface Protein, Esp, Enhances Biofilm Formation by Enterococcus faecalis. *Journal Infection and Immunity* , 72 (10), 6032–6039.

Thomas, J., & Lerche, P. (2014). Veterinary Anesthesia. In J. Bassert, & J. Thomas, *MCCurnin`s Clinical Textbook for Veterinary Techicians* (8th ed., p. 1097). St. Louis, Missouri, USA: Saunders, Elsevier Inc.

Thomason, J., & Hoover, J. (2009). Respiratory Problems: Respiratory Distress and Cyanosis. In M. Lorenzo, T. Neer, & P. DeMars, *Small Animal Medical Diagnosis* (1st ed., p. 190). Wiley-Blackwell. A John Wiley & Sons, Inc., Publication.

Traub-Dargatz, J., Weese, J., Rousseau, J., Dunowska, M., Morley, P., & Dargatz, D. (2006). Pilot study to evaluate 3 hygiene protocols on the reduction of bacterial load on the hands of veterinary staff performing routine equine physical examinations. *Canadian Veterinary Journal* , 47 (7), 671–676.

Upadhyaya, P., Umapathy, B., & Ravikumar, K. (2010). Comparative Study for the Presence of Enterococcal Virulence Factors Gelatinase, Hemolysin and Biofilm Among Clinical and Commensal Isolates of Enterococcus Faecalis. *Journal of Laboratory Physicians* , 2 (2), 100–104.

Vandecandelaere, I., Matthijs, N., Nieuwerburgh, F., Deforce, D., Vosters, P., Bus, L., et al. (2012). Assessment of Microbial Diversity in Biofilms Recovered from Endotracheal Tubes Using Culture Dependent and Independent Approaches. (S. B. Highlander, Ed.) *Journal PLoS ONE* , 7 (6), 1-9.

Visagie, C., Houbraken, J., Frisvad, J., Hong, S.-B., Klaassen, C., Perrone, G., et al. (2014). Identification and nomenclature of the genus *Penicillium*. *Stud Mycol.* , 343–371.

Vogler, G. (1997). Anesthesia Equipment: Types and Uses. In D. Kohn, S. Wixson, J. William, & G. J. Benson, *Anesthesia and Analgesia in Laboratory Animals* (1st ed., pp. 118-122; 139-142). San Diego, California, USA: Academic Press.

- Wang, J., Sheng, W., Wang, J., Chen, D., Chen, M., Chen, Y., et al. (2008). Longitudinal analysis of chlorhexidine susceptibilities of nosocomial methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* isolates at a teaching hospital in Taiwan. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy* , 514–517.
- Weese, J. (2012a). Monitoring for Surgical Infection . In K. Tobias, & S. Johnston, *Veterinary Surgery: Small Animal* (Vol. 1, p. 179). St. Louis, Missouri, USA: Saunders Elsevier.
- Weese, J. (2012). Staphylococcal Infections. In C. Greene, *Infectious Diseases of the Dog and Cat* (4th ed., pp. 340-341; 347)). St. Louis, Missouri, USA: Saunders Elsevier.
- Wilkes, A. (2011). Heat and moisture exchangers and breathing system filters: their use in anaesthesia and intensive care. Part 1 – history, principles and efficienc. *Anaesthesia* , 66 (1), 31–39.
- Wirth, F., & Goldani, L. (2012). Review Article - Epidemiology of *Rhodotorula*: An Emerging Pathogen. *Interdisciplinary Perspectives on Infectious Diseases* , 2012, 1-7.
- Witte, W., Strommenger, B., Stanek, C., & Cuny, C. (2007). Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* ST398 in Humans and Animals, Central Europe. *Emerging Infectious Diseases (EID)* , 13 (2), 255-258.
- Yoon, S., Jeon, Y.-S., Kim, Y., Lim, Y., Bahk, J., Do, S., et al. (2007). The safety of reused endotracheal tubes sterilized according to Centers for Disease Control and Prevention guidelines. *Journal of Clinical Anesthesia* , 19, 360–364.

# ANA FERNANDES MORENO FERREIRA DE LEMOS - Contaminação Bacteriana e Fúngica dos Tubos Endotraqueais e Traqueias Respiratórias

## Anexos

### Anexo 1

#### Meio de Cultura UTI (Biogerm ®)

Página :: Biogerm ::e

1 de 2

##### Forma de Apresentação

**Forma de Apresentação**                      **Validade**  
MP020 - Placas de 90mm - 20 unidades 60 dias

##### Dados Gerais

**Microorganismo**                      **Alvo :** Microorganismos associados a infecções do tracto urinário.

**Aplicações :**

**Características :** Isolamento, Diferenciação e Identificação

**Resumo :** Meio cromogénico para diferenciação e identificação de microrganismos associados com infecções do tracto urinário. Forte diferenciação entre Coliformes e Enterococos, e *E. coli*. Identificação e diferenciação de *Proteus*, *Morganella* e

##### Controlo Microbiológico

###### Controlo Positivo

*Escherichia coli* ATCC 25922 (Colónias rosa) -  
*Enterococcus faecalis* ATCC 10975 (Colónias azuis) -  
*Staphylococcus aureus* ATCC 25923 (Aparência típica) -

*Proteus mirabilis* (Colónia castanha com Halo) -

###### Controlo Negativo

**Esterilidade :** Sim

**pH :** 7.0 +/- 0.2

##### Esterilização

**Método :** Autoclavagem

**Tem controlo de esterilização :** Sim

**Temperatura de esterilização :** 121° C

**Tempo de esterilização :** 15 minutos

**Estirpe Quantitativa :**

**Produtividade :** N/A

**Lote :**

##### Características

**Cor :** Branco

**Consistência :** Espesso e homogéneo

**Textura :** Opaco

##### Tipos de Produto

**Urina (Clínica)**

##### Manual

**Meio preparado pronto a usar.**

**Instruções :** Deixar as placas atingirem a temperatura ambiente.

Semear a amostra como a técnica descrita.

Incubar de acordo com a técnica de análise.

**Descrição :**

**Armazenamento :** As placas conservam-se entre 2°C a 8°C dentro da embalagem até à data de validade.

**Ver ficha de segurança.**

**Precauções :** Somente para diagnóstico in vitro.

Utilização única.

##### Formulário por Litro

**Meios Base :** Agar (10g / Litro)

Peptona (9g / Litro)

Mix Cromogenic (17g / Litro)

Triptofano (1.0g / Litro)

##### Apresentação Virtual

[http://192.168.27.2/biogest/meios\\_cultura/ver\\_meio\\_cultura.php?codigo=228](http://192.168.27.2/biogest/meios_cultura/ver_meio_cultura.php?codigo=228)

14-01-2011

ANA FERNANDES MORENO FERREIRA DE LEMOS - Contaminação Bacteriana e Fúngica dos  
Tubos Endotraqueais e Traqueias Respiratórias

Página .: Biogerm :.e

2 de 2



Fig. 1 : uti

[http://192.168.27.2/biogest/meios\\_cultura/ver\\_meio\\_cultura.php?codigo=228](http://192.168.27.2/biogest/meios_cultura/ver_meio_cultura.php?codigo=228)

14-01-2011

## Anexo 2

### Meio de Cultura Columbia 5% S. Carneiro (Biogerm ®)

|                                                                                                                                             |      |
|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|------|
| Referência                                                                                                                                  |      |
| M P020.1276 (Placas de 90mm - 20 unidades)                                                                                                  |      |
| Dados Gerais                                                                                                                                |      |
| Designação : COLUMBIA 5% S. CARNEIRO                                                                                                        |      |
| Microorganismo                                                                                                                              |      |
| Alvo : <i>Streptococcus, Listeria, Clostridium perfringens, etc.</i>                                                                        |      |
| Aplicação : Isolamento de anaeróbios e microrganismos exigentes e identificação de microrganismo hemolíticos.                               |      |
| Características : Meio com 5% de sangue de carneiro para isolamento                                                                         |      |
| Tipo de Produto :                                                                                                                           |      |
| Controlo Microbiológico                                                                                                                     |      |
| Controlo Positivo                                                                                                                           |      |
| <i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 6538 (Colónias creme) -                                                                                   |      |
| Controlo Negativo                                                                                                                           |      |
| pH : 7.3 +/- 0.2                                                                                                                            |      |
| Estirpe Quantitativa : Produtividade : N/A                                                                                                  |      |
| Características                                                                                                                             |      |
| Cor : Vermelho                                                                                                                              |      |
| Consistência : Espesso e homogéneo                                                                                                          |      |
| Textura : Liso e uniforme                                                                                                                   |      |
| Manual                                                                                                                                      |      |
| Resumo : A presença de sangue permite a expressão da hemólise que é um critério de orientação para identificação bacteriana.                |      |
| Instruções : Meio preparado pronto a usar.<br>Deixar o produto atingir a temperatura ambiente.<br>Semear a amostra como a técnica descrita. |      |
| Descrição :                                                                                                                                 |      |
| Formulário(por litro) :                                                                                                                     |      |
| Agar                                                                                                                                        | 10g  |
| Nacl                                                                                                                                        | 5g   |
| Peptona                                                                                                                                     | 23g  |
| sange de carneiro                                                                                                                           | 50ml |
| starch                                                                                                                                      | 1g   |

**Meio de Cultura Sabouraud Agar + G + C (Biogerm ®)**

27/04/2015

Biogerm

Referência

- MP020.1097 (Placas de 90mm - 20 unidades)
- MT005.1097 (Tubos - 5 unidades)
- MT050.1097 (Tubos - 50 unidades)

Dados Gerais

**Designação :** SABOURAUD AGAR + G + C

**Microorganismo Alvo :** Fungos e leveduras

**Aplicação :** Isolamento e contagem

**Características :** Diferencial

**Tipo de Produto :** Águas de hemodiálise  
Garganta, Nariz, Faringe e Expectoração  
Testes de Esterilidade

Controlo Microbiológico

**Controlo Positivo**  
*Candida albicans* ATCC 10231 (Colónias brancas) -

**Controlo Negativo**  
*Escherichia coli* ATCC 25922 (Inibição) -

pH : 5.7 +/- 0.2

Estirpe Quantitativa :                      Produtividade : N/A

Características

Cor : Amarelo claro

Consistência : Espesso e homogéneo

Textura : Liso e uniforme

Manual

**Resumo :** Meio com pH ácido para isolamento de dermatófitos e outros fungos e leveduras

**Instruções :** Meio preparado pronto a usar.  
Deixar o produto atingir a temperatura ambiente.  
Semear a amostra como a técnica descrita.  
Incubar de acordo com a técnica de análise.

**Descrição :**

**Formulário(por litro) :**

|                    |       |
|--------------------|-------|
| Agar               | 15g   |
| Cloranfenicol      | 0.5gr |
| Gentamicina        | 50mg  |
| Glucose            | 20g   |
| Peptona mycologica | 10g   |

**Armazenamento :** O produto conserva-se entre 2°C e 8°C na própria embalagem até à data de validade

**Precauções :** Ver ficha de segurança.

[http://www.biogerm.pt/manual\\_biogerm/detalhes.php?mc=114&produto=2&aren=1](http://www.biogerm.pt/manual_biogerm/detalhes.php?mc=114&produto=2&aren=1)

1/2

## **Protocolo de processamento das amostras**

### **Fase I** (recolha das amostras)

- 1- Identificação do animal e do procedimento cirúrgico
- 2- Exame físico e Raio X Torácico
- 3- Recolher as amostras com auxílio de uma zaragatoa estéril, antes do procedimento cirúrgico. Com a zaragatoa efectuar movimentos circulares no interior do tubo endotraqueal e com outra zaragatoa, igualmente estéril, efectuar o mesmo para a traqueia respiratória.

### **Fase II** (cultura bacteriológica e fúngica em laboratório)

- 4- Junto à chama do bico de Bunsen com uma ansa descartável semear pelo método de quadrante a zaragatoa contendo a amostra recolhida do tubo endotraqueal em meio semi-sólido CSC, de seguida em meio semi-sólido UTI e em meio Sabouraud. Repetir o procedimento para amostra recolhida da traqueia respiratória.
- 5- Incubar:
  - 5.1 Meio UTI: 37°C;
  - 5.2 Meio COS: 37°C;
  - 5.3 Meio Sabouraud: 37°C.
- 6- Pesquisar crescimento bacteriano ao fim de:
  - 6.1 24h para o meio UTI;
  - 6.2 48h para o meio CSC;
  - 6.3 24h, 48h, 72h até 4 semanas para o meio Sabouraud.
- 7- Desprezar as placas em caso de não existirem colónias bacterianas ou fúngicas.
- 8- Caso haja vários tipos de crescimento microbiológico na mesma placa, subcultivar para nova placa de Agar CSC e/ou meio cromogénico UTI, cada tipo morfológico diferente, de modo a obter cultura pura de cada um para posterior identificação.
- 9- Identificação.

### **Coloração DIFERENCIAL - Método de Gram (bioMérieux®)**

**Reagentes:** Composição: fórmula teórica para 1 litro:

#### **R1- Solução de violeta cristal oxalatado:**

- violeta de cristal - 20 g
- álcool etílico a 95% - 200 mL
- oxalato de  $\text{NH}_4$  - 8g
- água destilada - 800 mL

#### **R2- Lugol-PVP estabilizado:**

- iodo (CAS no 7553-56-2) – 13 g
- iodeto de potássio – 20 g
- PVP (polivinil-pirrolidona) – 100 g
- água destilada – 1000 mL

#### **R3- Descorante (álcool-acetona):**

- acetona - 500 mL
- álcool etílico desnaturado - 500 mL

#### **R4- Solução de Safranina:**

- safranina (CAS no 477-73-6 –CI no 50240) – 2,5 g
- álcool etílico desnaturado - 100 mL
- água destilada estéril - 900 mL

#### **Procedimento:**

- 1- Cobrir o esfregaço já fixado, com solução de violeta de cristal (R1) durante 1 minuto.
- 2- Lavar com lugol (R2) e deixar actuar durante 1 minuto.
- 3- Lavar com água corrente.
- 4- Descorar com álcool acetona (R3) até que não saia mais cor violeta do esfregaço.
- 5- Lavar com água corrente
- 6- Cobrir a superfície com solução de Safranina (R4) durante 1 minuto.
- 7- Lavar com água corrente e deixar secar.

**As bactérias Gram-positivo coram de azul e as Gram-negativo de vermelho/rosa**

**Anexo 6**

**TESTE da CATALASE (PNCI 2004a)**

**Reagentes:** Peróxido de hidrogénio a 3% (conservar à temperatura ambiente e no escuro).

**Princípio:** a enzima catalase desdobra o peróxido de hidrogénio (3%) em água e oxigénio ( $2\text{H}_2\text{O}_2 \rightarrow 2\text{H}_2\text{O} + \text{O}_2$ ).

**Procedimento:**

- 1- Com um ansa, transferir a colónia em estudo para a lâmina de vidro.
- 2- Adicionar uma gota de peróxido de hidrogénio a 3% e observar imediatamente se existe ou não formação de bolhas de ar (**reacção positiva**).

**Limites e Precauções:**

Culturas com mais de 24h podem dar falsos negativos

## TESTE da OXIDASE (OXOID®)

Bastões de identificação da enzima oxidase

**Reagentes:** A extremidade de cada bastão está impregnada com uma solução de oxalato de N,N- dimetil-p-fenilenediamina, ácido ascórbico e  $\alpha$ -naptol. A outra extremidade está colorida de vermelho para facilitar a leitura do resultado e para assegurar que a extremidade correcta do bastão é utilizada.

**Princípio:** Este teste permite detectar a presença da enzima oxidase do citocromo c, que é responsável pela redução do  $O_2$  e dos aceptadores finais de electrões. Este teste realiza-se sempre em bacilos Gram negativo para a distinção entre bactérias entéricas (oxidase -) e bactérias do grupo das *Pseudomonas* (oxidase +).

### Procedimento:

- 1- Retirar do frigorífico o kit e aguardar 5 minutos à temperatura ambiente antes de utilizar.
- 2- Seleccionar uma colónia isolada e representativa da placa de crescimento.
- 3- Remover um bastão do kit e, segurando pela extremidade de cor vermelha, tocar na colónia com a extremidade impregnada do bastão. Fazer um movimento giratório do bastão e colher uma pequena quantidade da colónia.
- 4- Após 30 segundos, examinar a extremidade impregnada do bastão. Se não ocorrer alteração de cor esperar mais 3 minutos.
- 5- A reacção positiva é assinalada pelo desenvolvimento de uma cor azul-púrpura.

### Limites e Precauções:

- A produção de citocromo oxidase pode ser inibida pela produção de ácido.
- Culturas em meios de MacConkey podem dar falsos negativos.
- Devido à existência de catalase nos eritrócitos, a prova deve ser interpretada com cuidado acrescido quando efectuada a partir de colónias retiradas de meios contendo sangue (possibilidade de falso positivo).

## Anexo 8

### Teste comercial para identificação de *Staphylococcus aureus* Pastorex<sup>®</sup> Staph Plus (BIO-RAD<sup>®</sup>)



[Home](#) > [Clinical Diagnostics](#) > [Products](#) > [Microbiology](#) > [Identification](#) > [Immunological Identification](#) > [Latex Agglutination Tests](#) > Pastorex Staph Plus

#### Pastorex Staph Plus



#### Description    Ordering

Pastorex Staph Plus is a rapid agglutination test for the simultaneous detection of the fibrinogen affinity antigen (clumping factor), protein A, and the capsular polysaccharides of *Staphylococcus aureus*. The kit includes the control, disposable cards and sticks. A growing percentage of *S. aureus* (mainly Methi-R strains) can elude detection in some agglutination tests because cell wall antigens (clumping factor and protein A) are masked. The Pastorex Staph Plus kit incorporates monoclonal antibodies to capsular polysaccharides as well as to cell wall antigens, thus reducing the risk of false negative results.

**Anexo 9**

**Técnica da fita adesiva com coloração Azul de Lactofenol**

Com o dedo indicador e com o lado adesivo para baixo, pressiona-se firmemente o centro da colónia a ser examinada. Posteriormente, numa lâmina de microscópio coloca-se uma gota do corante azul de lactofenol com a fita adesiva sobre essa gota. A fita funciona como uma lamela de vidro e a preparação pode ser examinada ao microscópio de luz (a fita adesiva deve ser transparente) (Markey, *et al.*, 2013).

**Helizyme® (B. Braun®) - Detergente Enzimático**

***Descrição:***

Detergente enzimático de pH neutro

Combinação patenteada de enzimas e surfactantes

Para a limpeza manual de dispositivos médicos reutilizáveis invasivos e não invasivos, tais como instrumentos cirúrgicos, endoscópios flexíveis e rígidos

***Vantagens:***

Excelente compatibilidade de materiais

Indicado para limpeza ultra-sónica

Remoção de biofilmes comprovada clinicamente

Recomendado por Aesculap®

# Helizyme

Cleaning of flexible endoscopes and sensitive medical devices

**Helizyme** ... enzymatic cleaner

## Properties

Helizyme

- Excellent cleaning power
- For manual and semi-automatic cleaning of surgical instruments, rigid and flexible endoscopes
- Innovative combination of a ternary surfactant system with proteolytic enzymes
- Economically low ready-to-use working concentration. (1% / 5 min.)
- Has excellent cleaning power against contaminants containing proteins and lipids.
- Extraordinary effective biofilm remover (demonstrated efficacy by in-vitro tests)
- pH-neutral
- High material compatibility
- May be used in an ultrasonic bath
- Removes dried on dirt
- Recommended by Aesculap to clean diamond cutters.

## Instructions for use

1 % (diluted with hand warm water). Soak instruments, ensure they are fully covered. Use suitable cleaning utensils. Exposure time 5 minutes, prolong as required. For cleaning diamond cutters, sonicate in 50% Helizyme for 30 minutes in an ultrasonic water bath set at 60 °C.

After cleaning, rinse instruments thoroughly with water and proceed as required. The solution should be renewed daily, or if visibly soiled.

Follow instructions of the manufacturer of instruments and endoscopes.

Especially channels of flexible endoscopes must be cleaned with brushes and flushed with water, e.g. by using a syringe.

## Unit of sale

1000 mL bottle, 5 litre canistre

## Physico-Chemical Data

pH-value (20 °C):  
Density (20 °C, g/cm<sup>3</sup>):  
Appearance

## Concentrate Ready-to-use solution

ca. 6                      ca. 7  
ca. 1,08  
Clear, blueish      clear, light blue

**Perfume-free**

## Helizyme – Composition:

Surfactants, enzymes, complexing agents, corrosion inhibitors, excipients.

Ingredients in accordance with the Regulations for Detergents EG 648/2004

< 5 % anionic surfactants, < 5 % non-ionic surfactants, < 5 % polycarboxylate, methylparabene, enzymes

Labelling in accordance with the Dangerous Substances Directive Irritant, Irritating to eyes. In case of contact with eyes, rinse immediately with plenty of water and seek medical advice. This material and its container must be disposed of in a safe way. Keep out of the reach of children.



# ANA FERNANDES MORENO FERREIRA DE LEMOS - Contaminação Bacteriana e Fúngica dos Tubos Endotraqueais e Traqueias Respiratórias

**Safety Data Sheet** according to Regulation (EC) No 1907/2006

B. Braun Melsungen AG

Revision date: 14.06.2012

Revision No: 1,00

**Helizyme**

00056-0196

## **SECTION 1: Identification of the substance/mixture and of the company/undertaking**

### **1.1. Product identifier**

Helizyme

### **1.2. Relevant identified uses of the substance or mixture and uses advised against**

#### **Use of the substance/mixture**

Enzymatic cleaner for manual cleaning of delicate surgical instruments, rigid and flexible endoscopes

### **1.3. Details of the supplier of the safety data sheet**

B. Braun Melsungen AG  
Carl-Braun-Straße 1  
D-34212 Melsungen

B. Braun Medical AG  
Seesatz 17  
CH-6204 Sempach

#### **Responsible Department**

Zentrale Service-Bereiche/Logistik und Supply Chain

Telephone: +49 (0) 5661 / 71-4422

Emergency telephone :+49 (0) 6132 / 84463 (GBK Gefahrgut Buero GmbH, Ingelheim)

Responsible for the safety data sheet: sds@gbk-ingelheim.de

## **SECTION 2: Hazards identification**

### **2.1. Classification of the substance or mixture**

Indications of danger: Irritant

R phrases:

Irritating to eyes.

#### **GHS classification**

Hazard categories:

Serious eye damage/eye irritation: Eye Dam. 1

Hazard Statements:

Causes serious eye damage.

### **2.2. Label elements**

Danger symbols:

Xi - Irritant



Xi - Irritant

#### **Hazardous components which must be listed on the label**

Non-ionic surfactants

Anionic surfactants

#### **R phrases**

36 Irritating to eyes.

#### **S phrases**

26 In case of contact with eyes, rinse immediately with plenty of water and seek medical advice.

35 This material and its container must be disposed of in a safe way.

# ANA FERNANDES MORENO FERREIRA DE LEMOS - Contaminação Bacteriana e Fúngica dos Tubos Endotraqueais e Traqueias Respiratórias

**Safety Data Sheet** according to Regulation (EC) No 1907/2006

B. Braun Melsungen AG

Revision date: 14.06.2012

Revision No: 1,00

**Helizyme**

00056-0196

## 2.2. Label elements (GHS classification)

**Signal word:** Danger

**Pictograms:** GHS05



### Hazardous components which must be listed on the label

Non-ionic surfactants

Anionic surfactants

### Hazard statements

H318 Causes serious eye damage.

### Precautionary statements

P280 Wear protective gloves/protective clothing/eye protection/face protection.

P305+P351+P338 IF IN EYES: Rinse cautiously with water for several minutes. Remove contact lenses, if present and easy to do. Continue rinsing.

P310 Immediately call a POISON CENTER or doctor/physician.

## 2.3. Other hazards

Not known.

## SECTION 3: Composition/information on ingredients

### 3.2. Mixtures

#### Chemical characterization

Aqueous solution of anionic and non-ionic surfactants

#### Hazardous components

| EC No        | Chemical name                        | Quantity |
|--------------|--------------------------------------|----------|
| CAS No       | Classification                       |          |
| Index No     | GHS classification                   |          |
| REACH No     |                                      |          |
| 203-961-6    | 2-(2-Butoxyethoxy)ethanol            | 1 - 5 %  |
| 112-34-5     | Xi - Irritant R36                    |          |
| 603-096-00-8 | Eye Irrit. 2; H319                   |          |
|              | Non-ionic surfactants                | < 5 %    |
|              | Xn - Harmful, Xi - Irritant R22-41   |          |
|              | Acute Tox. 4; Eye Dam. 1; H302 H318  |          |
|              | Anionic surfactants                  | < 5 %    |
|              | Xi - Irritant R38-41                 |          |
|              | Skin Irrit. 2; Eye Dam. 1; H315 H318 |          |

Full text of R and H phrases: see Section 16.

## SECTION 4: First aid measures

### 4.1. Description of first aid measures

#### General information

Remove contaminated soaked clothing immediately.

If you feel unwell, seek medical advice.

#### After inhalation

Move to fresh air in case of accidental inhalation of fumes from overheating or combustion.

# ANA FERNANDES MORENO FERREIRA DE LEMOS - Contaminação Bacteriana e Fúngica dos Tubos Endotraqueais e Traqueias Respiratórias

**Safety Data Sheet** according to Regulation (EC) No 1907/2006

B. Braun Melsungen AG

Revision date: 14.06.2012

Revision No: 1,00

**Helizyme**

00056-0196

---

## **After contact with skin**

Wash off with soap and plenty of water.  
Consult a doctor if skin irritation persists.

## **After contact with eyes**

Rinse immediately with plenty of water, also under the eyelids, for at least 15 minutes.  
Seek medical treatment by eye specialist.

## **After ingestion**

Do not provoke vomiting. Consult physician. Attention in case of vomiting - acute danger of suffocating, produced by foaming ingredients. Rinse mouth. Make drink some glasses of water. The decision whether to provoke vomiting is to be taken by a physician.

## **4.2. Most important symptoms and effects, both acute and delayed**

Causes serious eye damage.  
Prolonged contact may cause skin irritation.

## **4.3. Indication of any immediate medical attention and special treatment needed**

Treat symptoms.

---

## **SECTION 5: Firefighting measures**

### **5.1. Extinguishing media**

#### **Suitable extinguishing media**

Product does not burn, fire-extinguishing activities according to surrounding.

#### **Extinguishing media which must not be used for safety reasons**

Full water jet.

### **5.2. Special hazards arising from the substance or mixture**

Fire may produce:

Irritant/corrosive, flammable as well as toxic distillation gases (carbonization gases).

### **5.3. Advice for firefighters**

Use breathing apparatus with independent air supply.  
Protective suit.

#### **Additional information**

Cool containers at risk with water spray jet.

Fire residues and contaminated firefighting water must be disposed of in accordance with the local regulations.

---

## **SECTION 6: Accidental release measures**

### **6.1. Personal precautions, protective equipment and emergency procedures**

Avoid contact with skin, eyes and clothing.  
Use personal protective clothing.

### **6.2. Environmental precautions**

Do not discharge into the drains/surface waters/groundwater.

### **6.3. Methods and material for containment and cleaning up**

Soak up with inert absorbent material (e.g. sand, silica gel, acid binder, universal binder).  
Shovel into suitable container for disposal.

### **6.4. Reference to other sections**

Observe protective instructions (see Sections 7 and 8).  
Information for disposal look up chapter 13.

---

## **SECTION 7: Handling and storage**

### **7.1. Precautions for safe handling**

#### **Advice on safe handling**

Avoid contact with eyes, skin or mucous membrane.

#### **Advice on protection against fire and explosion**

No special protective measures against fire required.

---

# ANA FERNANDES MORENO FERREIRA DE LEMOS - Contaminação Bacteriana e Fúngica dos Tubos Endotraqueais e Traqueias Respiratórias

**Safety Data Sheet** according to Regulation (EC) No 1907/2006

B. Braun Melsungen AG

Revision date: 14.06.2012

Revision No: 1,00

**Helizyme**

00056-0196

## **7.2. Conditions for safe storage, including any incompatibilities**

### **Requirements for storage rooms and vessels**

Keep containers tightly closed in a cool, well-ventilated place.

### **Further information on storage conditions**

Keep away from food, drink and animal feeding stuffs.

## **7.3. Specific end use(s)**

Enzymatic cleaner for manual cleaning of delicate surgical instruments, rigid and flexible endoscopes

## **SECTION 8: Exposure controls/personal protection**

### **8.1. Control parameters**

#### **Exposure limits (EH40)**

| CAS No   | Substance                 | ppm | mg/m³ | fibres/ml | Category      | Origin |
|----------|---------------------------|-----|-------|-----------|---------------|--------|
| 112-34-5 | 2-(2-Butoxyethoxy)ethanol | 15  | 101.2 |           | TWA (8 h)     | WEL    |
|          |                           | 10  | 67.5  |           | STEL (15 min) | WEL    |

### **8.2. Exposure controls**

#### **Protective and hygiene measures**

Wash hands before breaks and at the end of workday.

When using do not eat or drink.

Avoid contact with skin, eyes and clothing.

#### **Respiratory protection**

No personal respiratory protective equipment normally required.

#### **Hand protection**

Protective gloves resistant to chemicals made off natural-rubber latex, minimum coat thickness 0.6 mm, permeation resistance (wear duration) approx. 480 minutes, i.e. protective glove <Lapren 706> made by www.kcl.de.

This recommendation refers exclusively to the chemical compatibility and the lab test conforming to EN 374 carried out under lab conditions.

Requirements can vary as a function of the use. Therefore it is necessary to adhere additionally to the recommendations given by the manufacturer of protective gloves.

#### **Eye protection**

Tightly fitting goggles.

Eye wash bottle with pure water.

#### **Skin protection**

Long sleeved clothing.

## **SECTION 9: Physical and chemical properties**

### **9.1. Information on basic physical and chemical properties**

Physical state: Liquid  
Colour: Blue  
Odour: Aromatic

#### **Test method**

pH-Value (at 20 °C): 6

#### **Changes in the physical state**

Boiling point: Approx. 100 °C

Flash point: n.a.

Lower explosion limits: n.a.

# ANA FERNANDES MORENO FERREIRA DE LEMOS - Contaminação Bacteriana e Fúngica dos Tubos Endotraqueais e Traqueias Respiratórias

**Safety Data Sheet** according to Regulation (EC) No 1907/2006

B. Braun Melsungen AG

Revision date: 14.06.2012

Revision No: 1,00

**Helizyme**

00056-0196

Upper explosion limits:

Ignition temperature:

n.a.

Density (at 20 °C):

1,07 g/cm<sup>3</sup>

Water solubility:  
(at 20 °C)

Miscible

## **SECTION 10: Stability and reactivity**

### **10.1. Reactivity**

No decomposition if stored and applied as directed.

### **10.2. Chemical stability**

Stable under normal conditions.

### **10.3. Possibility of hazardous reactions**

No hazardous reactions known.

### **10.4. Conditions to avoid**

To avoid thermal decomposition, do not overheat.

### **10.5. Incompatible materials**

No materials to be especially mentioned.

### **10.6. Hazardous decomposition products**

No hazardous decomposition products known.

## **SECTION 11: Toxicological information**

### **11.1. Information on toxicological effects**

#### **Acute toxicity**

No toxicological data available.

| CAS No   | Chemical name             |        |            |         |   |
|----------|---------------------------|--------|------------|---------|---|
|          | Exposure routes           | Method | Dose       | Species | h |
| 112-34-5 | 2-(2-Butoxyethoxy)ethanol |        |            |         |   |
|          | Acute oral toxicity       | LD50   | 5660 mg/kg | Rat     |   |
|          | Acute dermal toxicity     | LD50   | 4120 mg/kg | Rabbit  |   |
|          | Non-ionic surfactants     |        |            |         |   |
|          | Acute oral toxicity       | ATE    | 500 mg/kg  |         |   |

#### **Irritation and corrosivity**

Skin irritation: Not classified.

Eye irritation: Causes serious eye damage.

#### **Sensitising effects**

Not classified.

#### **Severe effects after repeated or prolonged exposure**

STOT/Single exposure: Not classified.

STOT/Repeated exposure: Not classified.

Aspiration hazard: Not classified.

#### **Carcinogenic/mutagenic/toxic effects for reproduction**

Carcinogenicity: Not classified.

Mutagenicity: Not classified.

Teratogenicity: Not classified.

#### **Additional information on tests**

Classification in compliance with the assessment procedure specified in the Regulation (EC) no 1272/2008.

# ANA FERNANDES MORENO FERREIRA DE LEMOS - Contaminação Bacteriana e Fúngica dos Tubos Endotraqueais e Traqueias Respiratórias

**Safety Data Sheet** according to Regulation (EC) No 1907/2006

B. Braun Melsungen AG

Revision date: 14.06.2012

Revision No: 1,00

**Helizyme**

00056-0196

## **Empirical data on effects on humans**

Repeated or prolonged exposure may cause irritation of eyes, skin and respiratory system.

May cause sensitization of susceptible persons by inhalation of aerosol or dust.

## **SECTION 12: Ecological information**

### **12.1. Toxicity**

Ecological data are not available.

| CAS No   | Chemical name             |        |            |                 |
|----------|---------------------------|--------|------------|-----------------|
|          | Aquatic toxicity          | Method | Dose       | Species         |
| 112-34-5 | 2-(2-Butoxyethoxy)ethanol |        |            | h               |
|          | Acute algae toxicity      | ErC50  | > 100 mg/l | Scenedesmus sp. |
|          | Acute crustacea toxicity  | EC50   | > 100 mg/l | Daphnia magna   |
|          |                           |        |            | 48              |

### **12.2. Persistence and degradability**

No data available.

### **12.3. Bioaccumulative potential**

No data available.

#### **Partition coefficient n-octanol/water**

| CAS No   | Chemical name             | Log Pow     |
|----------|---------------------------|-------------|
| 112-34-5 | 2-(2-Butoxyethoxy)ethanol | 0,56 (25°C) |

### **12.4. Mobility in soil**

No data available.

### **12.5. Results of PBT and vPvB assessment**

According to Regulation (EC) No 1907/2006 (REACH) none of the substances, contained in this product are a PBT substance.

### **12.6. Other adverse effects**

Hazardous water pollutant.

#### **Further information**

Product is not allowed to be discharged into aquatic environment.

## **SECTION 13: Disposal considerations**

### **13.1. Waste treatment methods**

#### **Advice on disposal**

Where possible recycling is preferred to disposal.

Can be incinerated, when in compliance with local regulations.

#### **Waste disposal number of waste from residues/unused products**

070699 WASTES FROM ORGANIC CHEMICAL PROCESSES; wastes from the MFSU of fats, grease, soaps, detergents, disinfectants and cosmetics; wastes not otherwise specified

#### **Contaminated packaging**

Empty containers should be taken for local recycling, recovery or waste disposal.

Contaminated packaging should be emptied as far as possible and after appropriate cleansing may be taken for reuse.

Packaging that cannot be cleaned should be disposed of like the product.

## **SECTION 14: Transport information**

#### **Other applicable information**

No hazardous material as defined by the transport regulations.

## **SECTION 15: Regulatory information**

# ANA FERNANDES MORENO FERREIRA DE LEMOS - Contaminação Bacteriana e Fúngica dos Tubos Endotraqueais e Traqueias Respiratórias

**Safety Data Sheet** according to Regulation (EC) No 1907/2006

B. Braun Melsungen AG

Revision date: 14.06.2012

Revision No: 1,00

**Helizyme**

00056-0196

---

## **15.1. Safety, health and environmental regulations/legislation specific for the substance or mixture**

### **EU regulatory information**

1999/13/EC (VOC): 0 %

### **Additional information**

Regulation (EC) No 648/2004 (Regulation on detergents):

Anionic surfactants < 5%, Non-ionic surfactants < 5%, Polycarboxylates < 5%, Enzymes,

Methylparabene

Ingredients subject to the labelling obligation according to SCCP: -

### **National regulatory information**

Employment restrictions: Observe employment restrictions for young people. Observe employment restrictions for child bearing mothers and nursing.

Water contaminating class (D): 2 - water contaminating

---

## **SECTION 16: Other information**

### **Full text of R phrases referred to under Sections 2 and 3**

- 22 Harmful if swallowed.
- 36 Irritating to eyes.
- 38 Irritating to skin.
- 41 Risk of serious damage to eyes.

### **Full text of H statements referred to under Sections 2 and 3**

- H302 Harmful if swallowed.
- H315 Causes skin irritation.
- H318 Causes serious eye damage.
- H319 Causes serious eye irritation.

### **Further Information**

Data of items 4 to 8, as well as 10 to 12, do partly not refer to the use and the regular employing of the product (in this sense consult information on use and on product), but to liberation of major amounts in case of accidents and irregularities.

The information describes exclusively the safety requirements for the product(s) and is based on the present level of our knowledge.

The delivery specifications are contained in the corresponding product sheet.

This data does not constitute a guarantee for the characteristics of the product(s) as defined by the legal warranty regulations.

(n.a. = not applicable; n.d. = not determined)

---

*(The data for the hazardous ingredients were taken respectively from the last version of the sub-contractor's safety data sheet.)*

**Lifo-Scrub ® (B. Braun®) - Solução antisséptica aquosa digluconato de clorohexidina a 4%**

**Descrição**

- Solução pronta a utilizar de digluconato de clorohexidina a 4%.
- Eficaz contra bactérias (MRSA), fungos, vírus (HBV/HIV).
- Composição: 4 g digluconato de clorohexidina por 100 ml de solução.
- Testado em laboratório de acordo com as normas EN 12054/13727/1499/12791.

**Vantagens**

- Largo espectro de acção e aplicação.
- Solução de referência na preparação cirúrgica das mãos e higienização.
- Tempo de utilização: 3 minutos na preparação cirúrgica e 1 minuto na higienização das mãos.

# ANA FERNANDES MORENO FERREIRA DE LEMOS - Contaminação Bacteriana e Fúngica dos Tubos Endotraqueais e Traqueias Respiratórias

**Ficha de dados de segurança** de acordo com o Regulamento (CE) n.º 1907/2006.

B. Braun Melsungen AG

Data de revisão: 27.03.2013

N.º revisão: 1,01

**Lifo-Scrub**

00056-0155

## **SECÇÃO 1: Identificação da substância/mistura e da sociedade/empresa**

### **1.1. Identificador do produto**

Lifo-Scrub

### **1.2. Utilizações identificadas relevantes da substância ou mistura e utilizações desaconselhadas**

#### **Utilização da substância ou mistura**

Anti-séptico das mãos e da pele

### **1.3. Identificação do fornecedor da ficha de dados de segurança**

B. Braun Melsungen AG

Carl-Braun-Straße 1

D-34212 Melsungen

B. Braun Medical AG

Seesatz 17

CH-6204 Sempach

#### **Divisão de contato**

Zentrale Service-Bereiche/Logistik und Supply Chain

Telefone: +49 (0) 5661 / 71-4422

Número de telefone de emergência: +49 (0) 6132 / 84463 (GBK Gefahrgut Büro GmbH, Ingelheim)

Responsável pela ficha de dados de segurança: sds@gbk-ingelheim.de

## **SECÇÃO 2: Identificação dos perigos**

### **2.1. Classificação da substância ou mistura**

Indicações de perigo: Xi - Irritante, N - Perigoso para o ambiente

Frases R:

Irritante para os olhos.

Tóxico para os organismos aquáticos, podendo causar efeitos nefastos a longo prazo no ambiente aquático.

#### **Classificação-GHS**

Categorias de perigo:

Lesões oculares graves/irritação ocular: Eye Dam. 1

Perigoso para o ambiente aquático: Aquatic Chronic 2

Frases de perigo:

Provoca lesões oculares graves.

Tóxico para os organismos aquáticos com efeitos duradouros.

### **2.2. Elementos do rótulo**

Símbolos de perigo:

Xi - Irritante; N - Perigoso para o ambiente



Xi - Irritante



N - Perigoso para o ambiente

#### **Componentes determinadores de perigo para o rótulo**

Óxido de dimetilamino de coco

Gluconato de clorexidina

#### **Frases R**

36 Irritante para os olhos.

51/53 Tóxico para os organismos aquáticos, podendo causar efeitos nefastos a longo prazo no ambiente aquático.

# ANA FERNANDES MORENO FERREIRA DE LEMOS - Contaminação Bacteriana e Fúngica dos Tubos Endotraqueais e Traqueias Respiratórias

**Ficha de dados de segurança** de acordo com o Regulamento (CE) n.º 1907/2006.

B. Braun Melsungen AG

Data de revisão: 27.03.2013

N.º revisão: 1,01

**Lifo-Scrub**

00056-0155

## **Frases S**

- 26 Em caso de contacto com os olhos, lavar imediata e abundantemente com água e consultar um especialista.  
60 Este produto e o seu recipiente devem ser eliminados como resíduos perigosos.  
61 Evitar a libertação para o ambiente. Obter instruções específicas/ficha de segurança.

## **2.2. Elementos do rótulo (Classificação-GHS)**

**Palavra-sinal:**

Perigo

**Pictogramas:**

GHS05-GHS09



### **Componentes determinadores de perigo para o rótulo**

Óxido de dimetilamino de coco

Gluconato de clorexidina

### **Advertências de perigo**

- H318 Provoca lesões oculares graves.  
H411 Tóxico para os organismos aquáticos com efeitos duradouros.

### **Recomendações de prudência**

- P280 Usar luvas de protecção/vestuário de protecção/protecção ocular/protecção facial.  
P305+P351+P338 SE ENTRAR EM CONTACTO COM OS OLHOS: enxaguar cuidadosamente com água durante vários minutos. Se usar lentes de contacto, retire-as, se tal lhe for possível. Continuar a enxaguar.  
P308+P313 EM CASO DE exposição ou suspeita de exposição: consulte um médico.  
P273 Evitar a libertação para o ambiente.

### **Conselhos adicionais**

Em vigor nos países onde o produto está classificado como fármaco: De acordo com as directivas europeias em vigor, não é obrigatória para o produto a etiquetagem se for um fármaco pronto para tomar.

### **2.3. Outros perigos**

Não conhecido.

## **SECÇÃO 3: Composição/informação sobre os componentes**

### **3.2. Misturas**

**Caracterização química**

Solução aquosa

# ANA FERNANDES MORENO FERREIRA DE LEMOS - Contaminação Bacteriana e Fúngica dos Tubos Endotraqueais e Traqueias Respiratórias

**Ficha de dados de segurança** de acordo com o Regulamento (CE) n.º 1907/2006.

B. Braun Melsungen AG

Data de revisão: 27.03.2013

N.º revisão: 1,01

**Lifo-Scrub**

00056-0155

## Componentes perigosos

| N.º CE           | Nome químico                                                                      | Quantidade |
|------------------|-----------------------------------------------------------------------------------|------------|
| N.º CAS          | Classificação                                                                     |            |
| N.º de índice    | Classificação-GHS                                                                 |            |
| N.º REACH        |                                                                                   |            |
| 263-016-9        | Óxido de dimetilamino de coco                                                     | < 5 %      |
| 61788-90-7       | Xi - Irritante, N - Perigoso para o ambiente R38-41-50                            |            |
|                  | Skin Irrit. 2, Eye Dam. 1, Aquatic Acute 1; H315 H318 H400                        |            |
| 242-354-0        | Gluconato de clorexidina                                                          | < 5 %      |
| 18472-51-0       | Xn - Nocivo, Xi - Irritante, N - Perigoso para o ambiente R22-41-50-53            |            |
|                  | Acute Tox. 4, Eye Dam. 1, Aquatic Acute 1, Aquatic Chronic 1; H302 H318 H400 H410 |            |
| 200-661-7        | Propano-2-ol                                                                      | < 5 %      |
| 67-63-0          | F - Facilmente inflamável, Xi - Irritante R11-36-67                               |            |
| 603-117-00-0     | Flam. Liq. 2, Eye Irrit. 2, STOT SE 3; H225 H319 H336                             |            |
| 01-2119455582-50 | -                                                                                 | < 3 %      |
|                  | Composto por C16-C18-álcool polietilenoglicol éter de tetradecil                  |            |
| 96081-39-9       | Xi - Irritante, N - Perigoso para o ambiente R36-51-53                            |            |
|                  | Eye Irrit. 2, Aquatic Chronic 2; H319 H411                                        |            |

Texto integral das frases R e H: ver secção 16.

## **SECÇÃO 4: Primeiros socorros**

### **4.1. Descrição das medidas de primeiros socorros**

#### **Recomendação geral**

Tirar imediatamente roupa suja ou embebida.

Em caso de indisposição, consultar o médico.

#### **Se for inalado**

Levar para a ar livre, em caso de inalação acidental de fumos de sobre-aquecimento ou combustao.

Em caso de dores persistentes consultar médico.

#### **No caso dum contacto com os olhos**

Lavar imediatamente com bastante água, inclusivamente debaixo das pálpebras durante 15 minutos pelo menos.

Se a irritação dos olhos continuar, consultar um especialista.

#### **Se for engolido**

Não provocar vômitos. Consultar um médico. (Perigo de aspirar espuma!) Cuidado ao vomitar - extremo risco de asfixia (sufocamento) provocada por componentes espumantes. Enxaguar a boca. Dar a beber alguns copos de água. Cabe ao médico decidir se se.

### **4.2. Sintomas e efeitos mais importantes, tanto agudos como retardados**

Provoca lesões oculares graves.

### **4.3. Indicações sobre cuidados médicos urgentes e tratamentos especiais necessários**

Tratar sintomaticamente.

## **SECÇÃO 5: Medidas de combate a incêndios**

### **5.1. Meios de extinção**

#### **Todos os meios adequados de extinção**

O produto propriamente não queima; acertar medidas de combate ao fogo para fogo nas imediações.

#### **Todos os meios de extinção que não devam ser utilizados por razões de segurança**

Jato de água denso.

### **5.2. Perigos especiais decorrentes da substância ou mistura**

Em caso de incêndio, poderá produzir-se:

Gases de carbonização (de destilação) irritantes/corrosivos, combustíveis bem como tóxicos.

# ANA FERNANDES MORENO FERREIRA DE LEMOS - Contaminação Bacteriana e Fúngica dos Tubos Endotraqueais e Traqueias Respiratórias

Ficha de dados de segurança de acordo com o Regulamento (CE) n.º 1907/2006.

B. Braun Melsungen AG

Data de revisão: 27.03.2013

N.º revisão: 1,01

Lifo-Scrub

00056-0155

## **5.3. Recomendações para o pessoal de combate a incêndios**

Utilizar aparelho de protecção respiratória independente da atmosfera.

Roupa de protecção.

### **Conselhos adicionais**

Resfriar recipientes em perigo com jacto de água em spray.

Resíduos de combustão e água de combate a fogo contaminada devem ser dispostos de acordo com as normas da autoridade responsável local.

## **SECÇÃO 6: Medidas a tomar em caso de fugas acidentais**

### **6.1. Precauções individuais, equipamento de protecção e procedimentos de emergência**

Providenciar ventilação suficiente.

Evitar o contacto com a pele, olhos e vestuário.

Utilizar roupa de protecção individual.

### **6.2. Precauções a nível ambiental**

Não permitir que atinja águas superficiais/águas subterrâneas/canalização.

### **6.3. Métodos e materiais de confinamento e limpeza**

Impregnar com material absorvente inerte (por exemplo: areia, diatomite, aglutinante ácido, aglutinante universal).

Remover com uma pá para um contentor adequado.

### **6.4. Remissão para outras secções**

observar as prescrições de segurança contidas no presente documento nos parágrafos 7 e 8.

Informações para disposição: veja Capítulo 13.

## **SECÇÃO 7: Manuseamento e armazenagem**

### **7.1. Precauções para um manuseamento seguro**

#### **Recomendação para um manuseamento seguro**

Evitar o contacto com os olhos.

Utilizar apenas em áreas bem arejadas.

#### **Orientação para prevenção de Fogo e Explosão**

Não são necessárias medidas contra incêndio especiais.

### **7.2. Condições de armazenagem segura, incluindo eventuais incompatibilidades**

#### **Exigências para áreas de armazenagem e recipientes**

Guardar o recipiente hermeticamente fechado em lugar seco e bem ventilado.

#### **Informações suplementares sobre as condições de armazenagem**

Manter afastado de alimentos, bebidas e rações para animais.

### **7.3. Utilizações finais específicas**

Anti-séptico das mãos e da pele

## **SECÇÃO 8: Controlo da exposição/protecção individual**

### **8.1. Parâmetros de controlo**

#### **Lista de valores limite de exposição**

| N.º CAS | Substância                                      | ppm | mg/m³ | f/cm³ | Categoria | Origem |
|---------|-------------------------------------------------|-----|-------|-------|-----------|--------|
| 67-63-0 | 2-Propanol (isopropanol ou álcool isopropílico) | 200 | 490   |       | 8 h       |        |
|         |                                                 | 400 | 980   |       | 15 min    |        |

### **8.2. Controlo da exposição**

#### **Controlo da exposição profissional**

Introduzir ventilação, adequada, especialmente em áreas fechadas.

#### **Medidas de higiene**

Não comer, beber ou fumar durante o manuseamento.

# ANA FERNANDES MORENO FERREIRA DE LEMOS - Contaminação Bacteriana e Fúngica dos Tubos Endotraqueais e Traqueias Respiratórias

**Ficha de dados de segurança** de acordo com o Regulamento (CE) n.º 1907/2006.

B. Braun Melsungen AG

Data de revisão: 27.03.2013

N.º revisão: 1,01

**Lifo-Scrub**

00056-0155

Evitar o contacto com os olhos.

## **Protecção respiratória**

Não é normalmente necessário equipamento pessoal protector de respiração.

## **Protecção dos olhos**

Oculos de protecção.

Garrafa para lavagem dos olhos com água pura.

## **Protecção da pele**

Roupa com mangas compridas.

## **SECÇÃO 9: Propriedades físicas e químicas**

### **9.1. Informações sobre propriedades físicas e químicas de base**

Estado físico:

Líquido

Cor:

Vermelho

Odor:

Característico

### **Método**

Valor-pH:

cerca 6

### **Mudanças do estado de agregação**

Temperatura de fusão:

cerca 100 °C

Ponto de inflamação:

n.a.

Inferior Limites de explosão:

n.a.

Temperatura de ignição:

n.a.

Pressão de vapor:

cerca 23 hPa

Densidade (a 20 °C):

cerca 1,0 g/cm³

Hidrossolubilidade:

Miscível

(a 20 °C)

Viscosidade/dinâmico:

cerca 100 mPa·s

Solvente:

4 %

## **SECÇÃO 10: Estabilidade e reactividade**

### **10.1. Reactividade**

Não se decompõe se armazenado e utilizado de acordo com os instruções.

### **10.2. Estabilidade química**

Estável em condições normais.

### **10.3. Possibilidade de reacções perigosas**

Nenhuma reação perigosa conhecida.

### **10.4. Condições a evitar**

Para evitar a decomposição térmica, não sobreaquecer.

### **10.5. Materiais incompatíveis**

Sem produtos incompatíveis a serem especialmente mencionados.

### **10.6. Produtos de decomposição perigosos**

Gases de carbonização (de destilação) irritantes/corrosivos, combustíveis bem como tóxicos.

## **SECÇÃO 11: Informação toxicológica**

### **11.1. Informações sobre os efeitos toxicológicos**

# ANA FERNANDES MORENO FERREIRA DE LEMOS - Contaminação Bacteriana e Fúngica dos Tubos Endotraqueais e Traqueias Respiratórias

**Ficha de dados de segurança** de acordo com o Regulamento (CE) n.º 1907/2006.

B. Braun Melsungen AG

Data de revisão: 27.03.2013

N.º revisão: 1,01

**Lifo-Scrub**

00056-0155

## **Toxicidade aguda**

Não existem dados toxicológicos.

| N.º CAS    | Nome químico                     |        |             |          |   |
|------------|----------------------------------|--------|-------------|----------|---|
|            | Vias de exposição                | Método | Dose        | Espécies | h |
| 18472-51-0 | Gluconato de clorexidina         |        |             |          |   |
|            | Toxicidade aguda por via oral    | ATE    | 500 mg/kg   |          |   |
| 67-63-0    | Propano-2-ol                     |        |             |          |   |
|            | Toxicidade aguda por via oral    | DL50   | 5050 mg/kg  | Ratazana |   |
|            | Toxicidade aguda por via cutânea | DL50   | 12800 mg/kg | Coelho   |   |

## **Irritação ou corrosão**

Irritação da pele: Não classificado.

Irritação dos olhos: Provoca lesões oculares graves.

## **Efeitos sensibilizantes**

Não classificado.

## **Efeitos graves após exposição repetida ou prolongada**

STOT/Exposição única: Não classificado.

STOT/Exposição repetida: Não classificado.

Toxicidade por aspiração: Não classificado.

## **Efeitos cancerígenos, mutagénicos e tóxicos para a reprodução**

STOT/Exposição única: Não classificado.

STOT/Exposição repetida: Não classificado.

Toxicidade por aspiração: Não classificado.

## **Conselhos adicionais sobre ensaios**

Marcação distintiva conforme ao método de cálculo especificado no Regulamento (CE) N.º 1272/2008.

## **SECCÃO 12: Informação ecológica**

### **12.1. Toxicidade**

Não existem dados sobre ecologia.

| N.º CAS    | Nome químico                    |        |             |                         |    |
|------------|---------------------------------|--------|-------------|-------------------------|----|
|            | Toxicidade aquática             | Método | Dose        | Espécies                | h  |
| 18472-51-0 | Gluconato de clorexidina        |        |             |                         |    |
|            | Aguda toxicidade para as algas  | CE50r  | 0,011 mg/l  | Scenedesmus subspicatus | 72 |
| 67-63-0    | Propano-2-ol                    |        |             |                         |    |
|            | Toxicidade aguda para os peixes | CL50   | > 1000 mg/l |                         | 96 |
|            | Aguda toxicidade crustacea      | EC50   | > 1000 mg/l |                         | 48 |

### **12.2. Persistência e degradabilidade**

Dados não disponíveis.

### **12.3. Potencial de bioacumulação**

Dados não disponíveis.

### **12.4. Mobilidade no solo**

Dados não disponíveis.

### **12.5. Resultados da avaliação PBT e mPmB**

Dados não disponíveis.

### **12.6. Outros efeitos adversos**

forte contaminante da água

# ANA FERNANDES MORENO FERREIRA DE LEMOS - Contaminação Bacteriana e Fúngica dos Tubos Endotraqueais e Traqueias Respiratórias

Ficha de dados de segurança de acordo com o Regulamento (CE) n.º 1907/2006.

B. Braun Melsungen AG

Data de revisão: 27.03.2013

N.º revisão: 1,01

Lifo-Scrub

00056-0155

Produto contém Halogênio orgânico, pode contribuir para valor AOX.

## Conselhos adicionais

Se manuseado e utilizado de acordo com as instruções não é provável que cause problemas ecológicos.

Em caso de liberação de quantidades maiores por fugas acidentais ou qualquer outro incidente. Não deixar entrar o concentrado nas águas superficiais ou subterrâneas ou na canalização pública.

As substâncias em formas catiónicas são conhecidas para ser eliminadas pela maior parte por adsorção nos processos de Purificação de água canalizada.

## SECÇÃO 13: Considerações relativas à eliminação

### 13.1. Métodos de tratamento de resíduos

#### Eliminação

A reciclagem deverá ser preferida em relação à deposição ou incineração.

Pode ser incinerado de acordo com regulamentação local.

#### Número de identificação de resíduo - Excedentes/produto não utilizado

070699 RESÍDUOS DE PROCESSOS QUÍMICOS ORGÂNICOS; resíduos do FFDU de gorduras, sabões, detergentes, desinfetantes e cosméticos; outros resíduos não anteriormente especificados

#### Eliminação das embalagens contaminadas

Recipientes vazios devem ser enviados para unidades locais de reciclagem, recuperação ou eliminação de resíduos.

Embalagens contaminadas devem ser esvaziadas ao máximo. Então, após uma limpeza adequada, podem ser enviadas para reutilização.

Embalagens que não possam ser limpas devem ser dispostas como a substância.

## SECÇÃO 14: Informações relativas ao transporte

### Transporte terrestre (ADR/RID)

#### 14.1. Número ONU:

UN3082

#### 14.2. Designação oficial de transporte da ONU:

MATÉRIA PERIGOSA DO PONTO DE VISTA DO AMBIENTE, LÍQUIDA, N.S.A. (Gluconato de clorexidina)

#### 14.3. Classes de perigo para efeitos de transporte:

9

#### 14.4. Grupo de embalagem:

III

Rótulos:

9



Código de classificação:

M6

Quantidade limitada (LQ):

5 L / 30 kg

Categoria de transporte:

3

N.º Risco:

90

Código de restrição de túneis:

E

### Transporte fluvial (ADN)

#### 14.1. Número ONU:

UN3082

#### 14.2. Designação oficial de transporte da ONU:

MATÉRIA PERIGOSA DO PONTO DE VISTA DO AMBIENTE, LÍQUIDA, N.S.A. (Gluconato de clorexidina)

#### 14.3. Classes de perigo para efeitos de transporte:

9

#### 14.4. Grupo de embalagem:

III

Rótulos:

9

# ANA FERNANDES MORENO FERREIRA DE LEMOS - Contaminação Bacteriana e Fúngica dos Tubos Endotraqueais e Traqueias Respiratórias

Ficha de dados de segurança de acordo com o Regulamento (CE) n.º 1907/2006.

B. Braun Melsungen AG

Data de revisão: 27.03.2013

N.º revisão: 1,01

Lifo-Scrub

00056-0155



Código de classificação:  
Quantidade limitada (LQ):  
**Transporte marítimo (IMDG)**

M6  
5 L / 30 kg

**14.1. Número ONU:**

UN3082

**14.2. Designação oficial de transporte da ONU:**

ENVIRONMENTALLY HAZARDOUS SUBSTANCE, LIQUID, N.O.S.  
(Chlorhexidine gluconate)

**14.3. Classes de perigo para efeitos de transporte:**

9

**14.4. Grupo de embalagem:**

III

Rótulos:

9



Quantidade limitada (LQ):  
EmS:

5 L / 30 kg  
F-A, S-F

**Transporte aéreo (ICAO)**

**N.º da ONU/ID:**

UN3082

**14.2. Designação oficial de transporte da ONU:**

ENVIRONMENTALLY HAZARDOUS SUBSTANCE, LIQUID, N.O.S.  
(Chlorhexidine gluconate, solution)

**14.3. Classes de perigo para efeitos de transporte:**

9

**14.4. Grupo de embalagem:**

III

Rótulos:

9



Quantidade limitada (LQ) Passenger:

Y964 / 30 kg G

IATA Instruções de embalagem - Passenger:

964

IATA Quantidade máxima - Passenger:

450 L

IATA Instruções de embalagem - Cargo:

964

IATA Quantidade máxima - Cargo:

450 L

**14.5. Perigos para o ambiente**

Perigoso para o ambiente:

sim



**14.6. Precauções especiais para o utilizador**

Manusear de acordo com as boas práticas industriais de higiene e segurança.

**14.7. Transporte a granel em conformidade com o anexo II da Convenção Marpol 73/78 e o Código IBC**

O transporte é efetuado somente em embalagens apropriadas e homologadas.

## SECÇÃO 15: Informação sobre regulamentação

**15.1. Regulamentação/legislação específica para a substância ou mistura em matéria de saúde, segurança e ambiente**

Informação sobre regulamentação UE

# ANA FERNANDES MORENO FERREIRA DE LEMOS - Contaminação Bacteriana e Fúngica dos Tubos Endotraqueais e Traqueias Respiratórias

**Ficha de dados de segurança** de acordo com o Regulamento (CE) n.º 1907/2006.

B. Braun Melsungen AG

Data de revisão: 27.03.2013

N.º revisão: 1,01

**Lifo-Scrub**

00056-0155

---

1999/13/CE (COV): 4 %

## **Informação regulatória nacional**

Limitações ocupação de pessoas: Observar limitações de emprego de jovens. Observar limitações de emprego de mulheres grávidas e mães que amamentam.

Contaminante da água-classe (D): 3 - Forte perigo para a água.

## **15.2. Avaliação da segurança química**

Para esta substância não foi realizada qualquer avaliação de segurança química.

## **SECÇÃO 16: Outras informações**

### **Texto integral das frases R mencionadas nas secções 2 e 3**

- 11 Facilmente inflamável.
- 22 Nocivo por ingestão.
- 36 Irritante para os olhos.
- 38 Irritante para a pele.
- 41 Risco de lesões oculares graves.
- 50 Muito tóxico para os organismos aquáticos.
- 51 Tóxico para os organismos aquáticos.
- 51/53 Tóxico para os organismos aquáticos, podendo causar efeitos nefastos a longo prazo no ambiente aquático.
- 53 Pode causar efeitos nefastos a longo prazo no ambiente aquático.
- 67 Pode provocar sonolência e vertigens, por inalação dos vapores.

### **Texto integral das advertências de perigo mencionadas nas secções 2 e 3**

- H225 Líquido e vapor facilmente inflamáveis.
- H302 Nocivo por ingestão.
- H315 Provoca irritação cutânea.
- H318 Provoca lesões oculares graves.
- H319 Provoca irritação ocular grave.
- H336 Pode provocar sonolência ou vertigens.
- H400 Muito tóxico para os organismos aquáticos.
- H410 Muito tóxico para os organismos aquáticos com efeitos duradouros.
- H411 Tóxico para os organismos aquáticos com efeitos duradouros.

### **Outras informações**

As regras dos itens 4 a 8 e 10 a 12 não se referem ao uso e emprego normal (ver informação sobre o emprego e sobre o produto), mas à libertação de quantidades consideráveis, na hipótese de acidente ou de irregularidades.

Estas informações descrevem apenas e tão-somente as exigências de segurança do(s) produto(s) e fundamentam-se no estado actual do nosso conhecimento.

As características do produto podem ver-se na ficha técnica do mesmo.

Elas não constituem garantia das propriedades do/s produto/s descrito/s no sentido das regulamentações legais da garantia.

(n.a. = não aplicável; n.d. = não determinado).

---

*(Todos os dados referentes aos ingredientes nocivos foram retirados da versão mais recente da folha de dados de segurança correspondente do subempreiteiro.)*