

Universidade Federal de Uberlândia (UFU)
Programa de Residência Uniprofissional em Medicina Veterinária
Área: Saúde Animal Integrada à Saúde Pública
Trabalho de Conclusão de Residência
FORMATO: ARTIGO – formatação periódico “*Zoonosis and Public Health*”

Monitoramento de Resistência Antimicrobiana em um Hospital Veterinário e a importância da vigilância contínua

Deborah Araujo Policarpo

Orientadora: Roberta Torres de Melo

Resumo:

Bactérias resistentes a antimicrobianos, especialmente as pertencentes ao grupo ESKAPEE, representam uma preocupação crescente para a saúde pública e a medicina veterinária. O ambiente hospitalar pode atuar como um reservatório importante desses patógenos, favorecendo a disseminação de cepas multirresistentes entre animais e humanos, dentro do conceito de “Uma Só Saúde”. Este estudo foi conduzido entre junho de 2024 e junho de 2025 no Hospital Veterinário da Universidade Federal de Uberlândia (HV-UFU), Minas Gerais, com análises realizadas no Laboratório de Epidemiologia Molecular (LEPMOL-UFU). Foram avaliados nove setores classificados como críticos, semicríticos e não críticos. As amostras de superfícies, mãos de funcionários e água foram coletadas conforme metodologia padronizada (APHA/AWWA, 1998) e processadas para contagem padrão em placa e isolamento de bactérias produtoras de β -lactamases de espectro estendido (ESBL), resistentes a carbapenêmicos (KPC) e *Staphylococcus aureus* resistentes à oxacilina. A identificação e o perfil de resistência foram determinados por testes bioquímicos e pelo sistema automatizado VITEK® 2 (bioMérieux), de acordo com os critérios do BrCAST (2024). No total, 201 amostras foram analisadas. As contagens microbianas variaram entre os setores, mas não apresentaram diferenças estatisticamente significativas entre as categorias críticas, semicríticas e não críticas ($p > 0,05$). Houve associação significativa entre o tipo de amostra e a classificação microbiológica, com maior proporção de resultados aceitáveis em mãos antes da antisepsia e padrões ótimos em superfícies ($p = 0,0001$). Foram isoladas 34 cepas pertencentes a 13 gêneros bacterianos, com predominância de *Acinetobacter spp.* (41,2%), *Pseudomonas putida* (11,8%) e *Klebsiella pneumoniae* subsp. *pneumoniae* (8,8%). A diversidade microbiana foi maior nos setores não críticos, onde também se concentraram os isolados multirresistentes (23,5%). As cepas MDR incluíram *K. pneumoniae*, *E. coli*, *P. putida*, *Pantoea dispersa* e *Leclercia*

adecarboxylata, com resistência principalmente a penicilinas associadas a inibidores de β -lactamase, cefalosporinas de 2ª e 3ª geração e fluoroquinolonas. Os resultados reforçam a importância da vigilância epidemiológica contínua, do aprimoramento dos protocolos de higienização e da capacitação das equipes hospitalares, a fim de mitigar a disseminação de patógenos multirresistentes no ambiente veterinário.

Descritores: multirresistência; antibióticos; patógenos

Abstract:

Antibiotic-resistant bacteria, especially those belonging to the ESKAPEE group, represent a growing concern for public health and veterinary medicine. The hospital environment can act as an important reservoir for these pathogens, favoring the spread of multi-drug resistant strains between animals and humans, within the "One Health" concept. This study was conducted between June 2024 and June 2025 at the Veterinary Hospital of the Federal University of Uberlândia (HV-UFU), Minas Gerais, with analyses performed at the Laboratory of Molecular Epidemiology (LEPMOL-UFU). Nine sectors classified as critical, semi-critical, and non-critical were evaluated. Samples from surfaces, employees' hands, and water were collected according to standardized methodology (APHA/AWWA, 1998) and processed for microbial counting and isolation of bacteria producing extended-spectrum β -lactamases (ESBL), carbapenem-resistant (KPC) bacteria, and oxacillin-resistant *Staphylococcus aureus*. Identification and resistance profiling were determined by biochemical tests and the automated VITEK® 2 system (bioMérieux), according to BrCAST criteria (2024). In total, 201 samples were analyzed. Microbial counts varied among sectors but did not show statistically significant differences between critical, semi-critical, and non-critical categories ($p > 0.05$). A significant association was found between the sample type and microbiological classification, with a higher proportion of acceptable results on hands before antisepsis and optimal standards on surfaces ($p = 0.0001$). A total of 34 strains belonging to 13 bacterial genera were isolated, with a predominance of *Acinetobacter spp.* (41.2%), *Pseudomonas putida* (11.8%), and *Klebsiella pneumoniae* subsp. *pneumoniae* (8.8%). Microbial diversity was higher in non-critical sectors, where the multi-drug resistant isolates were also concentrated (23.5%). The MDR strains included *K. pneumoniae*, *E. coli*, *P. putida*, *Pantoea dispersa*, and *Leclercia adecarboxylata*, with resistance mainly to penicillins associated with β -lactamase inhibitors, 2nd and 3rd generation cephalosporins, and fluoroquinolones. The results reinforce the importance of continuous epidemiological surveillance, improvement of sanitation protocols, and training of

hospital teams, in order to mitigate the dissemination of multi-drug resistant pathogens in the veterinary environment.

Keywords: multidrug resistance; antibiotics; pathogens

Impactos

- O trabalho identificou bactérias multirresistentes em ambiente hospitalar veterinário, as quais apresentam riscos para animais e humanos. Isso alerta para o risco de infecções hospitalares e a disseminação de patógenos nesses ambientes;
- A presença dessas bactérias em ambiente veterinário, reforça a ameaça ao conceito de “Uma Só Saúde”;
- Os resultados indicam a importância e a necessidade de aprimorar protocolos de higienização e capacitar continuamente as equipes dos ambientes hospitalares. Tais medidas são essenciais para mitigar a propagação de microrganismos multirresistentes.

1. Introdução

A resistência bacteriana a antimicrobianos representa um dos maiores desafios no contexto global para a saúde pública e é amplamente reconhecida pela Organização Mundial da Saúde (OMS) como uma ameaça crescente. Essa preocupação está relacionada à capacidade das bactérias de disseminar genes de resistência entre diferentes microrganismos, comprometendo a eficácia dos tratamentos antimicrobianos e dificultando o controle de infecções (OMS, 2023; Abrantes e Nogueira, 2022).

Nesse cenário, o ambiente e as superfícies dos serviços de saúde, assim como as mãos dos profissionais que atuam nesses locais, assumem papel importante na disseminação desses microrganismos. Essas superfícies podem carrear patógenos potencialmente causadores de infecções hospitalares, especialmente bactérias multirresistentes, o que dificulta o controle das infecções, aumenta os custos com tratamento, prolonga o período de internação e eleva o risco de transmissão zoonótica. Essa situação se torna ainda mais preocupante em locais que lidam diretamente com animais, como hospitais veterinários, nos quais o desequilíbrio entre a saúde humana, animal e ambiental configura um problema dentro do conceito de “Uma Só Saúde” (Sebola *et al.*, 2023a).

As infecções nosocomiais, também chamadas de infecções associadas à assistência à saúde (IAAS), são processos infecciosos localizados ou sistêmicos que não estão presentes na admissão e passam a se manifestar durante a internação, geralmente após 48 horas (Monegro

et al., 2021). Entre esses quadros, aquelas causadas por microrganismos multirresistentes (MDR) se destacam pelo impacto direto no tratamento, pelas maiores taxas de morbidade e mortalidade e pelo aumento dos custos em saúde, tanto na medicina humana quanto na veterinária (Sebola *et al.*, 2023a).

Nesse contexto, o grupo ESKAPEE, formado por *Enterococcus faecium*, *Staphylococcus aureus*, *Klebsiella pneumoniae*, *Acinetobacter baumannii*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Enterobacter* spp. e *Escherichia coli*, reúne alguns dos agentes mais frequentemente associados a infecções nosocomiais de difícil manejo, devido ao elevado potencial de resistência e à capacidade de persistir em ambientes hospitalares (Oyenuga *et al.*, 2024; OMS, 2024).

Embora o tema seja amplamente discutido na medicina humana e, apesar do progresso na prática veterinária moderna e os impactos gerados por esses patógenos, ainda existem poucos estudos voltados à medicina veterinária que abordam a ocorrência e a epidemiologia de bactérias resistentes em hospitais veterinários, especialmente no Brasil (Stull e Weese, 2015). Essa lacuna dificulta a vigilância epidemiológica, a implementação de estratégias eficazes de controle da disseminação desses patógenos e o entendimento do papel desses ambientes no contexto da resistência bacteriana (Sebola *et al.*, 2023a; Walther, Tedin e Lübke-Becker, 2017; Willemsen *et al.*, 2019).

Considerando esse contexto, investigar e caracterizar os isolados bacterianos é fundamental para compreender os padrões de contaminação e resistência, principalmente em hospitais veterinários. A análise desses dados permite avaliar a dimensão do problema e orientar medidas mais eficazes de higienização e biossegurança, contribuindo para reduzir a disseminação de cepas resistentes e o risco de infecções hospitalares nesses ambientes.

Assim, o presente estudo teve como objetivo geral avaliar o nível de contaminação bacteriana nos diferentes setores do Hospital Veterinário da Universidade Federal de Uberlândia (HV-UFU), além de isolar e identificar bactérias do grupo ESKAPEE presentes no ambiente, nas superfícies, nas mãos dos profissionais e na água. Também buscou-se determinar o perfil de resistência antimicrobiana das bactérias isoladas e identificar os setores com maior risco de contaminação e presença de microrganismos multirresistentes no período de junho de 2024 a junho de 2025.

2. Materiais e Métodos

2.1. Delineamento do Estudo

O estudo foi realizado entre junho de 2024 e junho de 2025 no Hospital Veterinário da Universidade Federal de Uberlândia, em Uberlândia, Minas Gerais. Considerando a dinâmica do hospital, marcada pela circulação constante de pessoas e animais e pela diversidade de procedimentos realizados, foram selecionados nove setores para monitoramento: Centro Cirúrgico de Grandes Animais (CCGA), Centro Cirúrgico de Pequenos Animais (CCPA), Sala de Técnica Cirúrgica (STC), Unidade de Terapia Intensiva (UTI), Clínica de Pequenos Animais (CPA), Clínica de Grandes Animais (CGA), Setor de Esterilização (SE), Setor de Animais Silvestres (SAS) e Centro Cirúrgico de Animais Silvestres (CCAS) (Tabela 1).

Para fins de vigilância microbiológica, esses setores foram classificados como críticos, semicríticos ou não críticos, de acordo com o tipo de atividade realizada e o nível de risco envolvido, adaptado dos critérios da ANVISA (2021) para classificação de áreas, cujos critérios são estabelecidos para o ambiente de saúde humana, mas foram adequados para a realidade do hospital veterinário. Os setores críticos incluem ambientes de acesso restrito onde são realizados procedimentos invasivos. Os setores semicríticos também possuem acesso controlado, porém sem realização de procedimentos invasivos. Os setores não críticos correspondem a áreas sem procedimentos invasivos, com circulação mais ampla de pessoas e animais.

2.2. Coletas e Processamento Inicial das Amostras

Para as análises microbiológicas realizadas neste estudo, foram coletadas amostras do ambiente, de superfícies, das mãos dos profissionais e da água utilizada nos setores avaliados. As coletas ambientais e de água foram realizadas semestralmente, enquanto as amostras de superfícies e de mãos foram obtidas mensalmente, acompanhando a dinâmica e o fluxo de atividades do hospital. Todas as amostras foram transportadas em caixas térmicas com gelo reutilizável e mantidas sob refrigeração até a chegada ao Laboratório de Epidemiologia Molecular Experimental (LEPMOL - UFU), onde foram imediatamente processadas.

2.2.1. Coleta ambiental

Para as amostras ambientais, utilizou-se o sistema IMA (Pasquarella, Pitzurra e Savino, 2000), adaptado a uma quantificação máxima aceitável conforme a descrita por APHA/AWWA (1998) e Fisher, Fodré e Nehéz (1972). O procedimento seguiu o método 1/1¹/₄, no qual as placas de meio de cultura de 90 mm são posicionadas a um metro do chão e a um metro de qualquer obstáculo, permanecendo expostas por 15 minutos para a sedimentação natural das partículas em suspensão. Após o período de exposição, as placas foram imediatamente fechadas, identificadas e incubadas a 37 °C por 24 horas.

2.2.2. Coleta de superfície ambiental

A coleta das superfícies foi realizada seguindo o protocolo da American Public Health Association (1998). Foram utilizados swabs estéreis e moldes padronizados de 10 × 10 cm, garantindo a amostragem de toda a área delimitada. Após a coleta, cada swab foi imediatamente imerso em 9 mL de caldo Lethen Broth (LB) (Oxoid®), armazenado sob refrigeração e encaminhado ao laboratório para o processamento microbiológico.

2.2.3. Coleta de mão antes e depois da antissepsia

As amostras de mãos foram obtidas mensalmente, antes e depois da antissepsia, sendo a coleta pós-procedimento realizada apenas nos setores CCGA, CCPA e CCAS. O swab estéril, previamente imerso em caldo LB (Oxoid®), foi friccionado sobre a palma e entre os espaços interdigitais da mão dominante do profissional. Em seguida, o swab foi colocado no tubo contendo o meio de transporte, mantido sob refrigeração e encaminhado ao laboratório para o processamento microbiológico.

2.2.4. Coleta de água

A coleta da água foi realizada de forma asséptica, utilizando frascos estéreis e vedados, com capacidade para aproximadamente 100 mL, conforme metodologia proposta por Silva, Junqueira e Silveira (2017). Realizou-se a técnica de número mais provável (NMP) de coliformes totais e termotolerantes (Ministério da Saúde, 2021). O teste do número mais provável consiste na utilização de volumes de 10, 1 e 0,1 mL da amostra, em cinco réplicas,

adicionadas a tubos de ensaio contendo Caldo Lauril Triptose Sulfato (LST). Após a inoculação, as amostras foram incubadas a $35^{\circ}\text{C} \pm 0,5^{\circ}\text{C}$ por 48 horas. As amostras que apresentaram reação presuntiva positiva foram submetidas a teste confirmatório para coliformes totais em caldo Lactose Verde Brilhante Bile (CLVBB) e para coliformes termotolerantes em caldo *Escherichia coli* (EC) e incubadas a 35 e $45^{\circ}\text{C} \pm 0,2^{\circ}\text{C}$, respectivamente, por 48 horas (Silva, Junqueira e Silveira, 2017).

2.3. Análise quantitativa da carga bacteriana

A quantificação da carga bacteriana foi realizada em ágar PCA (Oxoid®). As placas provenientes da coleta ambiental foram incubadas a 37°C por 24 horas e as contagens expressas em unidades formadoras de colônia por área (UFC/área), conforme descrito por Pasquarella, Pitzurra e Savino (2000). Para as superfícies, as amostras foram submetidas a diluições seriadas e plaqueadas por Pour Plate em PCA (Oxoid®), com incubação a 37°C por 48 horas, permitindo a determinação da contagem padrão em placa em UFC por centímetro quadrado (UFC/cm²), conforme a ISO 4833-1:2013. As amostras de mãos seguiram o mesmo princípio de quantificação, com os resultados expressos em UFC/mão (Silva, Junqueira e Silveira, 2017).

Ao final do período de incubação, foi realizada a contagem padrão em placa (CPP). Todas as contagens foram então classificadas segundo os critérios da Anvisa (2021) nas categorias ótimo, aceitável ou inaceitável, conforme estabelecido para cada setor e apresentado na Tabela 2.

2.4. Triagem, Isolamento e Identificação de ESBL, KPC e MRSA em Meios Seletivos

A triagem de microrganismos com perfis de resistência foi realizada nas amostras ambientais, de superfícies e de mãos. Para essa etapa, utilizaram-se meios cromogênicos específicos para detecção de Gram-negativas produtoras de β -lactamase de espectro estendido (ESBL) e de bactérias resistentes a carbapenêmicos (KPC) (Laboreclin®), além do meio Baird Parker (Ionlab®) suplementado com oxacilina a 4 mcg/L (BP-Oxa), empregado para a identificação presuntiva de *Staphylococcus aureus* resistente à meticilina (Flournoy, Wongpradit e Silberg, 1990). As placas seletivas para bactérias gram-negativas foram incubadas a 37 °C por 24 horas e as placas de BP-Oxa foram incubadas a 37°C por 48h, conforme recomendação dos fabricantes.

Nas placas de BP-Oxa, colônias cinza escuro à preta com zonas claras em torno das colônias sugeriram *Staphylococcus* spp. A morfologia e a coloração das colônias nos meios cromogênicos ESBL e KPC auxiliaram na triagem inicial dos grupos bacterianos. Colônias róseas, magentas ou avermelhadas sugeriram *Escherichia coli*, enquanto colônias verde-escuras a azul metálico indicaram possíveis representantes do grupo KESC, como *Klebsiella*, *Enterobacter*, *Serratia* e *Citrobacter*. Colônias cinza-esverdeadas foram compatíveis com *Pseudomonas* spp., e aquelas amareladas a marrons, com halo escuro, apontaram para *Proteus*, *Morganella* ou *Providencia*. Colônias brancas a transparentes foram compatíveis com *Acinetobacter* spp. A ausência de crescimento indicou possível sensibilidade ao antibiótico presente no meio ou a presença de fungos e leveduras.

Após a triagem inicial, foram selecionadas até cinco colônias com características sugestivas de resistência, considerando cor, formato e aspectos compatíveis com microrganismos do grupo ESKAPEE. Essas colônias foram repicadas em novos meios seletivos contendo antibiótico, garantindo o isolamento e a purificação de cada cepa. Quando apresentaram crescimento estável e característico, as cepas foram armazenadas em caldo BHI acrescido de 5% de glicerol, em tubos Eppendorf, e mantidas em ultra-freezer a -80 °C até a etapa de identificação automatizada.

2.5. Identificação e Sensibilidade Antimicrobiana no Sistema VITEK® 2

Após o isolamento e a purificação das colônias provenientes dos meios seletivos, os isolados foram selecionados para identificação automatizada. A identificação foi realizada no sistema VITEK® 2 COMPACT (bioMérieux). As cepas previamente armazenadas em caldo BHI acrescido de 5% de glicerol, mantidas a -80°C , foram reativadas em meios adequados de acordo com a classificação preliminar: isolados Gram-negativos, como *Klebsiella pneumoniae*, *Acinetobacter baumannii*, *Pseudomonas aeruginosa* e *Enterobacter* spp., foram semeados em ágar MacConkey; já os *Staphylococcus* spp. foram reativados em ágar BP. Os meios cromogênicos foram incubados a 37°C por 24 horas e o BP de 24h a 48h.

Após a reativação, para *Staphylococcus aureus* foram realizados testes preliminares, de catalase e coagulase das colônias isoladas no ágar BP, a fim de selecionar apenas cepas positivas nesses testes e, realizou-se a coloração de Gram distinguindo células Gram-negativas (vermelhas/rosadas) de Gram-positivas (roxas) e a morfologia destas. Com essa confirmação, preparou-se uma suspensão bacteriana padronizada em solução salina estéril (NaCl 0,45–0,50%).

As colônias isoladas foram cuidadosamente transferidas para 3 mL de salina e homogeneizadas, ajustando-se a turbidez entre 0,50 e 0,63 na escala de McFarland utilizando o aparelho VITEK® 2 DensiCHEK™ Plus.

As suspensões foram inseridas no cassete do equipamento juntamente com os cartões apropriados de identificação: o cartão GN para bactérias Gram-negativas, contendo 47 testes bioquímicos de utilização de carbono, atividades enzimáticas e perfis metabólicos; e o cartão GP para Gram-positivos, composto por 43 testes bioquímicos.

Em seguida, foi realizado o teste de sensibilidade aos antimicrobianos utilizando os cartões VITEK® 2 específicos para cada grupo. Para Gram-negativos, empregou-se o cartão AST-N409 e para Gram-positivos foi utilizado o cartão AST-P637, que determinam a Concentração Inibitória Mínima (MIC) a uma variedade de classe de antimicrobianos, conforme Quadros 1 e 2. A preparação da suspensão seguiu o protocolo do fabricante: 145 μL da suspensão inicial diluída em 3 mL de solução salina para Gram-negativos e 280 μL diluídos no mesmo volume para Gram-positivos. Os cassetes contendo os cartões e as suspensões padronizadas foram processados automaticamente pelo sistema VITEK® 2 COMPACT. Os resultados de identificação e de sensibilidade antimicrobiana foram analisados e interpretados conforme os critérios estabelecidos pelo BrCAST (2024).

2.6. Capacitação e aprimoramento das práticas de higienização

Os resultados obtidos ao longo do monitoramento eram consolidados mensalmente em relatórios enviados às equipes. Para garantir a confidencialidade, cada setor e cada colaborador receberam um código de identificação. Esses relatórios incluíam a classificação da CPP, a identificação dos microrganismos isolados e seus perfis de resistência, além de orientações técnicas com foco nas ações corretivas necessárias diante de resultados inaceitáveis ou da detecção de cepas resistentes.

Além da devolutiva escrita, também foram realizadas orientações orais para esclarecer dúvidas e reforçar as boas práticas de higienização. Como o hospital possui caráter de hospital-escola, e, portanto, uma alta rotatividade de estagiários, os profissionais responsáveis pela supervisão foram continuamente orientados a repassar os protocolos de biossegurança, incluindo a higienização adequada de superfícies e equipamentos entre atendimentos e, o uso correto dos equipamentos de proteção individual.

2.7. Análise estatística

Os testes Shapiro-Wilk, One-way ANOVA seguido do teste de comparações múltiplas de Kruskal-Wallis foram realizados usando GraphPad Prism versão 10.0.0 para Windows, GraphPad Software, Boston, Massachusetts EUA, www.graphpad.com. Os gráficos foram feitos utilizando o GraphPad Prism 10.0.0 e o RStudio, utilizando o ambiente R (v.4.4.3) R Core Team. R: a language and environment for statistical computing, 2025.

3. Resultados

3.1. Análise da contagem padrão em placa: distribuição e frequência no HV

Foram coletadas 201 amostras ao longo dos 12 meses de monitoramento, distribuídas entre os nove setores avaliados (Tabela 3). A diferença no número de amostras entre os setores ocorreu porque a Sala de Técnica Cirúrgica (STC) esteve fechada durante o recesso e o Centro Cirúrgico de Grandes Animais (CCGA) permaneceu inativo devido à manutenção do equipamento de anestesia e férias da equipe.

Entre as 201 amostras obtidas, duas eram provenientes da água utilizada nos setores e não apresentaram crescimento bacteriano. Foram coletadas também 15 amostras ambientais, das quais 10 (66,67%) foram classificadas como padrão ótimo, três (20,00%) estavam dentro do padrão aceitável para cada setor e duas (13,33%) foram consideradas fora do padrão estabelecido. Nessas amostras ambientais fora do padrão, não houve crescimento de bactérias nas placas contendo antibióticos, o que indica ausência de microrganismos com perfis de resistência detectáveis.

Ao analisar as contagens de UFC (log10) entre os diferentes setores, não foram observadas diferenças relevantes no nível geral de contaminação. De maneira semelhante, a distribuição das classificações microbiológicas (“ótimo”, “aceitável” e “inaceitável”) manteve um padrão próximo entre os grupos de setores classificados como críticos, semicríticos e não críticos (Gráfico 1), sugerindo que o comportamento microbiológico foi relativamente homogêneo no hospital.

Por outro lado, quando avaliado o tipo de amostragem exógena, foi possível identificar um padrão distinto. As amostras obtidas de mãos antes dos procedimentos apresentaram maior frequência de classificações “aceitável”, enquanto as amostras de superfícies demonstraram predominância de classificações “ótimo”.

3.2. Cepas identificadas e resistência aos antimicrobianos

Das amostras coletadas, foi possível isolar 34 cepas, das quais foram identificados 13 gêneros/espécies bacterianas distintas, conforme detalhado no Quadro 3.

A análise microbiológica revelou diferenças marcantes na diversidade bacteriana entre os grupos de avaliação exógena. O gênero/espécie mais identificado no HV foi *Acinetobacter* spp. 14/34 (41,18%), seguido de espécies de *Pseudomonas*, como a *Pseudomonas putida* 4/34 (11,76%) e *Klebsiella pneumoniae* subsp. *pneumoniae* 3/34 (8,82%).

Os setores classificados como Crítico (CCGA, CCPA, STC e CCAS) apresentaram o menor número de isolados, com apenas 1 na STC. Os setores Semicríticos apresentaram três isolados (dois na UTI e um no SE), enquanto os setores Não-Críticos (CPA, CGA, CAS) totalizaram 30 isolados. Dentro do grupo Não-Crítico, a maior ocorrência de isolados com perfil de resistência se concentrou nos setores CAS e CGA, com 16/34 (47,06%) e 12/34 isolados (35,29%), respectivamente, seguidos pelo CPA com 2/34 isolados (5,88%).

Dessa forma, no grupo Não-Crítico, observou-se a maior diversidade microbiana, com isolamento de 11 diferentes gêneros bacterianos, incluindo *Achromobacter*, *Acinetobacter*, *Bordetella*, *Klebsiella*, *Leclercia*, *Moraxella*, *Pantoea*, *Pseudomonas*, *Sphingomonas*, *Staphylococcus* e *Stenotrophomonas*. Dentre essas, 5 espécies apresentaram perfil multirresistente (MDR): *Klebsiella pneumoniae pneumoniae*, *Escherichia coli*, *Leclercia adecarboxylata*, *Pantoea dispersa* e *Pseudomonas putida*, isoladas do SAS 7/8 (87,5%) e do CGA 1/8 (12,5%). Por outro lado, no grupo Semi-Crítico e Crítico não foram observados microrganismos MDR (Gráfico 2).

Avaliou-se o perfil de sensibilidade dos isolados, o qual mostrou uma prevalência de resistência à classe das penicilinas com inibidores de betalactamase e cefalosporinas de 2^a/3^a geração. Em paralelo, observou-se em alguns isolados, resistência à fluoroquinolonas. Quanto aos aminoglicosídeos, observou-se ação efetiva em parte dos isolados, embora a sua eficácia tenha diminuído nas linhagens multirresistentes (Gráfico 3).

Das bactérias identificadas, 23,52% (8/34) foram consideradas MDR. Dentre estas, destacam-se 3 cepas de *Klebsiella pneumoniae pneumoniae* e 1 de *E. coli*, que apresentaram resistência a penicilinas/inibidores de betalactamase, cefalosporinas de 2^a e 3^a geração, fluoroquinolonas, monobactâmicos e aminoglicosídeos, sendo que uma das cepas de *K. pneumoniae pneumoniae* demonstrou resistência adicional a um antibiótico da classe das glicilciclinas.

Ademais, foram isoladas 2 cepas de *Pantoea dispersa* e 1 de *Leclercia adecarboxylata*, as quais apresentaram resistência a penicilinas/inibidores de betalactamase, cefalosporinas de 2^a e 3^a geração e aminoglicosídeos, sendo que uma das cepas de *P. dispersa* também exibiu resistência a antimicrobianos da classe das fluoroquinolonas e dos monobactâmicos. Por fim, outra cepa considerada MDR, *Pseudomonas putida*, demonstrou resistência a antimicrobianos da classe das penicilinas/inibidores de betalactamase, monobactâmicos e fluoroquinolonas. Ainda, ressalta-se que, 7 dos 34 isolados (20,59%) não apresentaram resistência a nenhuma das classes avaliadas.

4. Discussão

Em nosso estudo, a carga microbiológica ambiental, de superfície e mão ficou majoritariamente dentro do padrão aceitável/ótimo e as amostras de água apresentaram ausência de crescimento, corroborando com o trabalho realizado anteriormente nesse hospital veterinário, no qual após a implementação do protocolo de higienização do ambiente, o índice

de amostras dentro do padrão aumentou e houve redução significativa na taxa de microrganismos MDR (Dumont *et al.*, 2024).

Esse protocolo de higienização de superfície manteve-se no hospital, além disso, orientações e relatórios mensais dos resultados foram encaminhados para a equipe, aumentando assim a conscientização sobre a importância do uso de EPIs, higiene das mãos, higienização de superfícies, manejo de pacientes em estado crítico, pós cirúrgico e/ou com infecções, resultando na chamada vigilância direcionada (Timofte e Jepson, 2024; Schmidt *et al.*, 2021).

Em nosso trabalho, os microrganismos MDR concentraram-se em ambientes não críticos, reforçando que, apesar de serem considerados de menor risco, os setores pertencentes ao grupo apresentaram não apenas maior diversidade, mas também a maior concentração de microrganismos multirresistentes. Tal achado é possivelmente explicado devido ao maior fluxo de pessoas/animais e menor rigor de acesso ao ambiente, facilitando a entrada/pressão seletiva de bactérias, sendo consistente aos achados de contaminação em trabalhos de ambientes veterinários (Timofte e Jepson, 2024).

Em concordância, o setor SAS destacou-se pela alta concentração de microrganismo MDR (87,5%). Esse setor lida com um grande fluxo de animais silvestres, esses animais são considerados possíveis sentinelas da RAM no meio ambiente, visto que interagem com ecossistemas poluídos pela cadeia agrícola, hospitalar e alimentar, adquirindo bactérias e genes resistentes (Doyle *et al.*, 2025). Assim, o monitoramento em ambientes veterinários, mesmo nos considerados de menor criticidade é essencial, visto que além do grande fluxo de animais, há circulação de pessoas entre os setores, o que pode atuar como veículo na dispersão cruzada dos microrganismos, evidenciando a importância da vigilância contínua em hospitais (Timofte e Jepson, 2024).

Em relação aos isolados, um estudo realizado em hospitais veterinários de pequenos animais e equinos na Inglaterra, em discordância com os achados deste trabalho, mostraram que as espécies de bactérias mais prevalentes foram *Enterobacter cloacae* complex (21,7%), *Pseudomonas aeruginosa* (20%), *Klebsiella pneumoniae* (15,9%) e *Acinetobacter baumannii* complex (13,6%) (Zendri *et al.*, 2023). De mesma forma, uma metanálise referente aos patógenos ESKAPEE, conduzida no continente africano, divergiu de nossos resultados, pois observaram que *S. aureus* era a espécie mais comum (79,5%), seguida de *A. baumannii* (27,6%) (Khasapane *et al.*, 2024).

Diferente dos nossos achados, nos quais as espécies de *Acinetobacter* apresentaram-se sensíveis ou intermediárias aos antibióticos testados, em um estudo conduzido por Sebola *et al.* (2023b), a maioria das cepas de *A. baumannii* (95%) foram resistentes a pelo menos 1

antibiótico e 60% eram MDR. Estudos relataram outras espécies do complexo *Acinetobacter calcoaceticus*-*Acinetobacter baumannii* (ACB) associadas a infecções do trato urinário, otite e piodermite em animais de companhia (Holmström *et al.*, 2021; Attili *et al.*, 2024).

Embora a maior parte dos trabalhos observaram a presença de *Pseudomonas aeruginosa* entre os isolados ambientais, em nosso estudo isolamos apenas a espécie *P. putida*, a qual é reconhecida como um patógeno oportunista, sendo relatada recentemente em infecções, principalmente em humanos imunocomprometidos. Na veterinária, foi relatado em caso de pneumonia com coinfeção com *S. pseudintermedius* em cão da raça Beagle (Hong *et al.*, 2021; Picollo *et al.*, 2023; Khasapane *et al.*, 2024). Em um trabalho, com o objetivo de determinar a ocorrência de espécies de *Pseudomonas* em animais saudáveis e avaliar a resistência antimicrobiana, *P. aeruginosa* e *P. putida* foram as espécies mais prevalentes, sendo a maior parte resistente à aztreonam, assim como observado para a cepa de *P. putida* MDR isolada (Ruiz-Roldán *et al.*, 2020).

Em concordância com nossos achados, a presença de *K. pneumoniae* e *E. coli* em ambientes hospitalares veterinários é bem documentada na literatura mais recente. Em um trabalho conduzido em um hospital veterinário universitário, 36 cepas de *E. coli* foram isoladas de múltiplas superfícies (teclado/mouse, corredores e áreas de internação), sendo 41,6% (15/36) consideradas multirresistentes e com detecção pontuais de fenótipos ESBL e AmpC (Singaravelu, Leggett e Leonard, 2023). Em paralelo, um abrigo com clínica veterinária de pequenos animais, identificaram *E. coli* e espécies de *Klebsiella* no ambiente clínico e em áreas de alojamento, incluindo cepas multirresistentes desses patógenos, resistentes à ceftazidima, cefepima, gentamicina e amoxicilina com ácido clavulânico, compatível com os achados em nosso trabalho (Horsman *et al.*, 2021).

Ainda que menos frequentes, os microrganismos *Pantoea dispersa* e *Leclercia adecarboxylata* foram associados recentemente em infecções em animais e humanos, e assim como bactérias do grupo ESKAPEE, essas bactérias são formadoras de biofilme (Yescas-Zazueta *et al.*, 2024). A *Pantoea dispersa* é um microrganismo presente no solo, água e plantas (Smoglica *et al.*, 2022). No entanto, cepas de *Pantoea dispersa* foram identificadas em amostras de urina de cães e gatos, um dos isolados demonstrou resistência a tetraciclina e trimetoprima com sulfametoxazol (Smoglica *et al.*, 2022). Em humanos, alguns isolados dessa espécie foram relatados em infecção nosocomial da corrente sanguínea em adultos e criança, rinosinusite afetando principalmente pacientes imunocomprometidos (Ruan, Qin e Li, 2022; Su, Huang e Yeh, 2022; Yu *et al.*, 2025). Por sua vez, *L. adecarboxylata*, presente no trato gastrointestinal de humanos e outros animais, é considerada oportunista emergente em humanos, sendo a

maioria das infecções polimicrobianas e ocorrem principalmente em pacientes imunocomprometidos (Zayet *et al.*, 2021). Em um relato, uma cepa desse patógeno foi descrito como produtor de betalactamase de espectro estendido, sendo resistente à penicilinas sem inibidores de betalactamases, cefalosporinas (exceto cefoxitina) e monobactâmico, semelhante ao isolado descrito em nosso trabalho, o qual apresentou resistência às penicilinas com e sem inibidores de betalactamase, a alguns antibióticos da classe das cefalosporinas e à aminoglicosídeos (Aarab *et al.*, 2021).

Essa emergência de microrganismos MDR de origem ambiental e considerados oportunistas, como *P. dispersa* e *L. adecarboxylata*, gera uma preocupação significativa, comparando-se à trajetória do microrganismo *Acinetobacter baumannii*, o qual atualmente é um dos patógenos hospitalares que está na lista de prioridade crítica da Organização Mundial da Saúde (OMS) (2024) e era considerado um microrganismo oportunista e ubíquo, raramente causador de infecções graves (Ahuatzin-Flores, Torres & Chávez-Bravo, 2024). A capacidade desses microrganismos de evadir e adquirir genes de resistência em ambientes hospitalares como a formação de biofilmes, aliada à sua presença em áreas não críticas, sugere um potencial de estabelecimento e evolução para se tornarem ameaças clínicas mais sérias, como ocorreu com o *A. baumannii* (Yescas-Zazueta *et al.*, 2024).

É importante destacar a ausência de resistência aos antimicrobianos em 20,59% dos isolados pelo sistema Vitek 2. Uma possibilidade para tal fato é o uso de equipamentos com pontos de corte desatualizados para algumas espécies de microrganismos, conforme descrito por um trabalho, que até aquele momento, não havia pontos de corte atualizados para *Acinetobacter* spp. e *P. aeruginosa* para meropenem (carbapenêmico), o que poderia induzir a interpretação de susceptibilidade, mesmo com mecanismos de resistência (Humphries *et al.*, 2019). Outra explicação possível seria os mecanismos cromossômicos que regulam a expressão de enzimas AmpC betalactamases, visto que os meios enriquecidos com antibióticos podem gerar uma pressão seletiva mais intensa comparada ao teste MIC realizado pelo equipamento, estimulando uma maior expressão de resistência (Tamma *et al.*, 2019).

5. Conclusão

Embora as amostras de superfície, ambiente, mãos e água analisadas estivessem dentro dos padrões aceitáveis, confirmando a eficácia dos protocolos de higienização, ainda foi possível isolar patógenos MDR, sendo a maior concentração destas em setores não críticos. A identificação desses microrganismos, reforça a importância da vigilância epidemiológica contínua, da otimização dos protocolos de higienização e da capacitação contínua da equipe de

profissionais em relação ao monitoramento, aos processos de limpeza e uso adequado de EPIs. Este trabalho oferece uma contribuição significativa para o entendimento da RAM e da presença de patógenos ESKAPE em hospitais veterinários no Brasil. Os achados reforçam a necessidade de mais pesquisas, tanto em nível local quanto mundial, para aprofundarmos o conhecimento sobre as espécies bacterianas mais prevalentes e seus padrões de resistência, visando desenvolver estratégias de controle mais eficazes e adaptadas ao ambiente veterinário.

Agradecimentos

As autoras agradecem ao HV-UFU pelo financiamento do projeto.

Declaração de conflito de interesse

Não há conflito de interesse.

Quadros e gráficos

Tabela 1. Determinação de pontos para coleta de amostras por setor, respeitando o rodízio mensal.

Setor	Tipo de amostra	Descrição
CCGA	Ambiente	Sala do centro cirúrgico de grandes
	Superfície	Mesas do centro cirúrgico de grandes
	Mãos (antes/depois)	Colaboradores (do setor) 1, 2, 3, 4 e 5
CCPA	Ambiente	Centro cirúrgico 1, 2, 3 e Sala de preparo
	Superfície	Mesas do centro cirúrgico 1, 2, 3 e Sala de preparo
	Mãos (antes/depois)	Colaboradores (do setor) 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8 e 9
STC	Ambiente	Centro cirúrgico, Sala de preparo
	Superfície	Centro cirúrgico, Sala de preparo
	Mãos (antes/depois)	Colaboradores (do setor) 1, 2, 3, 4 e 5
UTI	Ambiente	Mesa e Bancada
	Superfície	Mesas 1 e 2, Cama Berço, Baías 1, 2, 3, 4, 5, 6 e 7
	Mãos (antes/depois)	Colaboradores (do setor) 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8 e 9
CPA	Ambiente	Ambulatório 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8 , Sala de Triagem e Oncologia
	Superfície	Mesas do ambulatório 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, Sala de Triagem e Oncologia
	Mãos (antes/depois)	Colaboradores (do setor) 1, 2, 3, 4, 5, 6 e 7

CGA	Ambiente	Espaço de manipulação, Baías 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9 e 10
	Superfície	Mesa, bandeja, tronco
	Mãos (antes/depois)	Colaboradores (do setor) 1, 2, 3 e 4
SE	Ambiente	Lavagem, Embalagem, Esterilização e Armazenagem
	Superfície	Lavagem, Embalagem, Esterilização e Armazenagem
	Mãos (antes/depois)	Técnicos (do setor) 1, 2, 3 e 4
SAS	Ambiente	Ambulatório 1 e 2, Sala de emergência, Sala de filhotes
	Superfície	Mesas Ambulatório 1 e 2, Sala de emergência, Sala de filhotes
	Mãos (antes/depois)	Colaboradores (do setor) 1, 2, 3 e 4
CCAS	Ambiente	Sala do centro cirúrgico de animais silvestres
	Superfície	Mesas do centro cirúrgico de animais silvestres
	Mãos (antes/depois)	Colaboradores (do setor) 1, 2, 3, 4 e 5
--	Água	Filtro, torneira do setor CCPA, CCGA, STC, UTI, CP, CG, SE; SAS e CCAS.

CCGA: Centro Cirúrgico de Grandes Animais; CCPA: Centro Cirúrgico de Pequenos Animais; STC: Sala de Técnica Cirúrgica; UTI: Unidade de Terapia Intensiva; CPA: Clínica de Pequenos; CGA: Clínica de Grandes; SE: Setor de Esterilização; SAS: Setor de Animais Silvestres e CCAS: Centro Cirúrgico de Animais Silvestres.

Tabela 2. Padrões de quantificação microbiológica (UFC) empregados por setor.

Classificação do Setor	Setor	Amostra	Padrão*		
			Ótimo	Aceitável	Inaceitável
CRÍTICO	CCGA, CCPA, STC, CCAS	AMB	0-2	2-4	>4
		SUP	0-1	11-100	>100
		MÃOS ANTES	0-100	101-100000	>100000
		MÃOS DEPOIS	0	1-100	>101
SEMI CRÍTICO	UTI e SE (área de esterilização e armazenamento)	AMB	0-12	12-22	>22
		SUP	0-100	101-1000	>1000
		MÃOS	0-100	101-100000	>100000
NÃO CRÍTICO	CPA, CGA, SAS e SE (área de lavagem e embalagem)	AMB	0-112	113-187	>187
		SUP	0-1000	1001-10000	>10000
		MÃOS	0-1000	1001-1000000	>1000000

CCGA: Centro Cirúrgico de Grandes Animais; CCPA: Centro Cirúrgico de Pequenos Animais; STC: Sala de Técnica Cirúrgica; UTI: Unidade de Terapia Intensiva; CPA: Clínica de Pequenos; CGA: Clínica de Grandes; SE: Setor de Esterilização; SAS: Setor de Animais Silvestres e CCAS: Centro Cirúrgico de Animais Silvestres. Adaptado de: ANVISA (ANVISA, 2021); Pasquarella, Pitzurra e Savino, 2000.

Quadro 1. Concentração dos antibióticos testados para Gram-negativos.

Classe de Antibiótico	Abreviatura	Nome do Antibiótico	Concentração (mcg/mL)
Penicilinas com inibidores de β lactamases	AMX/ACC	Amoxicilina/Ác clavulânico	4/2, 8/2, 32/2
Penicilinas com inibidores de β lactamases	PIP/TAZ	Piperacilina/Tazobactam	2/4, 8/4, 24/4, 32/4, 32/8, 48/8
Cefalosporina de 2ª Geração	CFX	Cefuroxima	2, 8, 32
Cefalosporina de 3ª Geração	CZD	Ceftazidima	0,25, 1, 4, 16, 32
Cefalosporina de 3ª Geração	CRO	Ceftriaxona	0,12, 0,25, 1, 4, 16
Cefalosporina de 3ª Geração com inibidor de β -lactamase	CZD/AVI	Ceftazidima/Avibactam	0,06/4, 0,25/4, 1/4, 4/4, 8/4
Cefalosporina de 4ª Geração com inibidor de β -lactamase	CZT/TAZ	Ceftolozane/Tazobactam	0,5/4, 1/4, 4/4, 8/4, 32/4
Cefalosporina de 4ª Geração	CFP	Cefepima	0,25, 1, 4, 16, 32
Monobactâmicos	AZT	Aztreonam	2, 8, 32
Carbapenêmicos	ERT	Ertapenem	0,03, 0,12, 0,5, 2
Carbapenêmicos	MER	Meropenem	0,5, 2, 6, 12
Aminoglicosídeos	AMI	Amicacina	2, 4, 16, 48
Aminoglicosídeos	GEN	Gentamicina	4, 8, 32
Quinolonas	CIP	Ciprofloxacino	0,06, 0,12, 0,5, 1
Tetraciclina	TIG	Tigeciclina	1,5, 4, 8

Quadro 2. Concentração dos antibióticos testados para Gram-positivos.

Classe de Antibiótico	Abreviatura	Nome do Antibiótico	Concentração (mcg/mL)
Penicilina (Penicilina natural)	PEN G	Benzilpenicilina	0,125, 0,25, 1
Penicilina (Aminopenicilina)	AMP	Ampicilina	0,5, 4, 8, 32
Penicilina (Penicilina resistente à penicilinase)	OXA	Oxacilina	0,5, 1, 2
Cefalosporina de 5ª Geração	FTR	Ceftarolina	0,25, 0,5, 1, 2
Aminoglicosídeo	GEN	Gentamicina	8, 16, 64
Fluorquinolona de 3ª Geração	LEV	Levofloxacina	0,25, 2, 8
Macrolídeo	ERI	Eritromicina	0,25, 0,5, 2
Lincosamida	CLI	Clindamicina	0,06, 0,2, 1
Oxazolidinona	LZD	Linezolida	0,5, 1, 2
Lipopeptídeo	DAP	Daptomicina	0,25, 0,5, 1, 2
Glicopeptídeo	VAN	Vancomicina	1, 2, 4, 8, 16
Glicilciclina	TIG	Tigeciclina	0,25, 0,5, 1
Nitrofurano	NIT	Nitrofurantoína	16, 32, 64
Rifamicina	RIF	Rifampicina	0,015, 0,03, 0,125, 0,5
Sulfonamida	SULFA/TMP	Trimetoprim/Sulfametoxazol	8/152, 16/304, 32/608

Tabela 3. Número de amostras coletadas por setor ao longo do período de estudo.

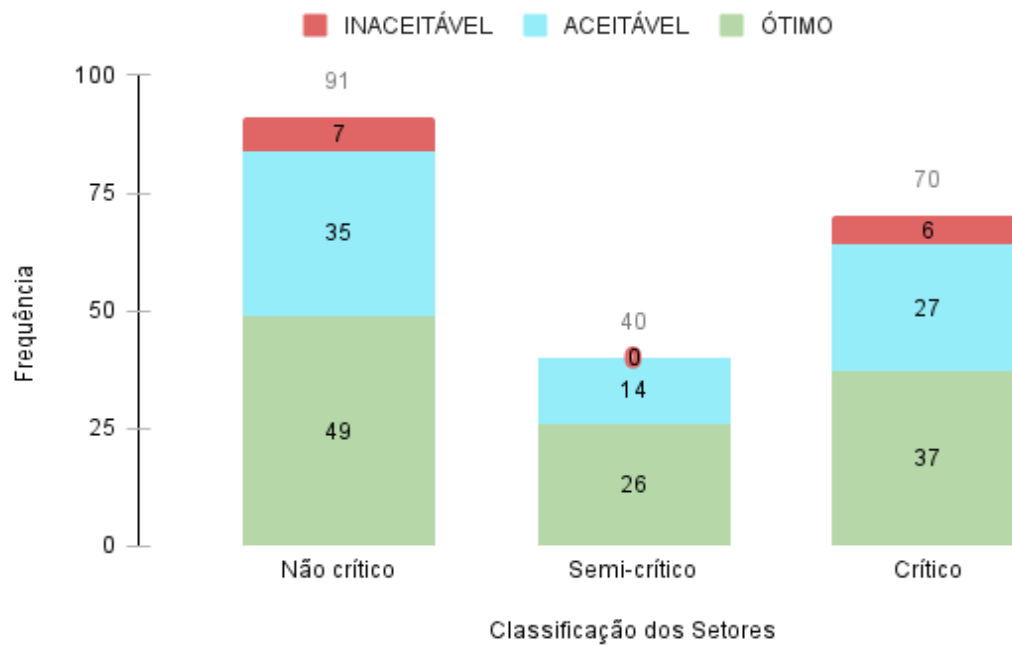
Setor	Nº de amostras	Ambiente	Mãos	Superfície	Água
CCGA	4	1	2	1	-
CCPA	38	2	24	12	-

STC	24	1	11	11	1
CCAS	4	1	2	1	-
CPA	26	2	12	12	-
CGA	27	2	12	12	1
SAS	26	2	12	12	-
UTI	26	2	12	12	-
SE	26	2	12	12	-
Total	201	15	99	85	2

Quadro 3. Diversidade e frequência de espécies bacterianas identificadas pelo Vitek® 2 no estudo – HV/UFU.

Gênero/Espécie	Total
<i>Achromobacter dendritificans</i>	1
<i>Acinetobacter spp.</i>	14
<i>Bordetella bronchiseptica</i>	1
<i>Burkholderia cepacia</i>	2
<i>Escherichia coli</i>	1
<i>Klebsiella pneumoniae subsp. pneumoniae</i>	3
<i>Leclercia adecarboxylata</i>	1
<i>Moraxella spp.</i>	1
<i>Pantoea dispersa</i>	2
<i>Pseudomonas putida</i>	4
<i>Sphingomonas paucimobilis</i>	1
<i>Staphylococcus pseudointermedius</i>	2
<i>Stenotrophomonas maltophilia</i>	1
Total	34 (100%)

Gráfico 1. Frequência da classificação microbiológica (Ótimo, Aceitável e Inaceitável) por classe dos setores (Não Crítico, Semi-Crítico, Crítico).



O gráfico demonstra a distribuição da classificação de contagem padrão em placa (CPP) nas categorias de classificação microbiológica (Ótimo, Aceitável e Inaceitável) em função do nível de criticidade dos setores (Não Crítico, Semi-Crítico, Crítico) - teste exato de Fisher com simulação de Monte Carlo (10.000 replicações) ($p > 0.05$).

Gráfico 2. Frequência de isolados MDR e não-MDR por classificação dos setores (Não Crítico, Semi-Crítico, Crítico).

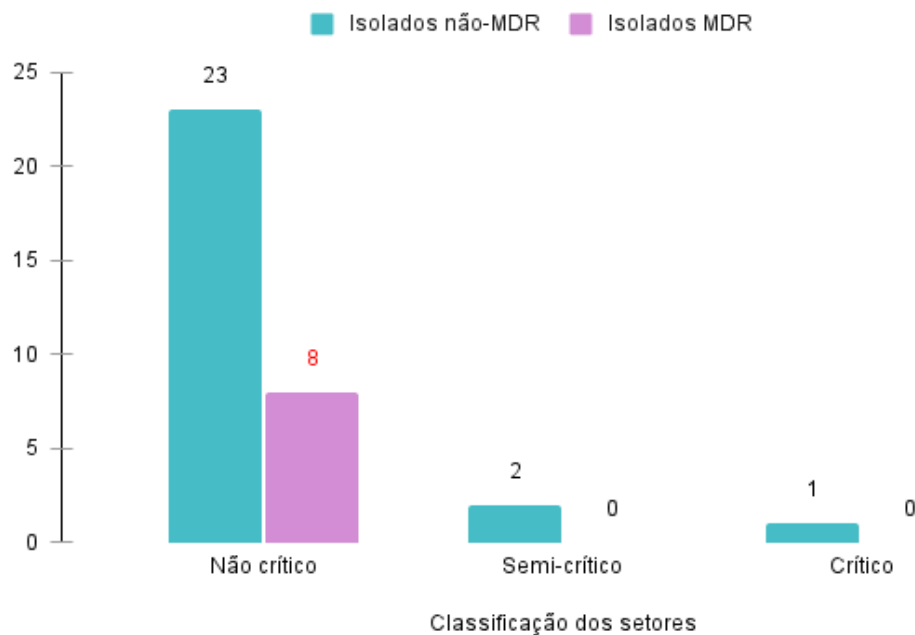
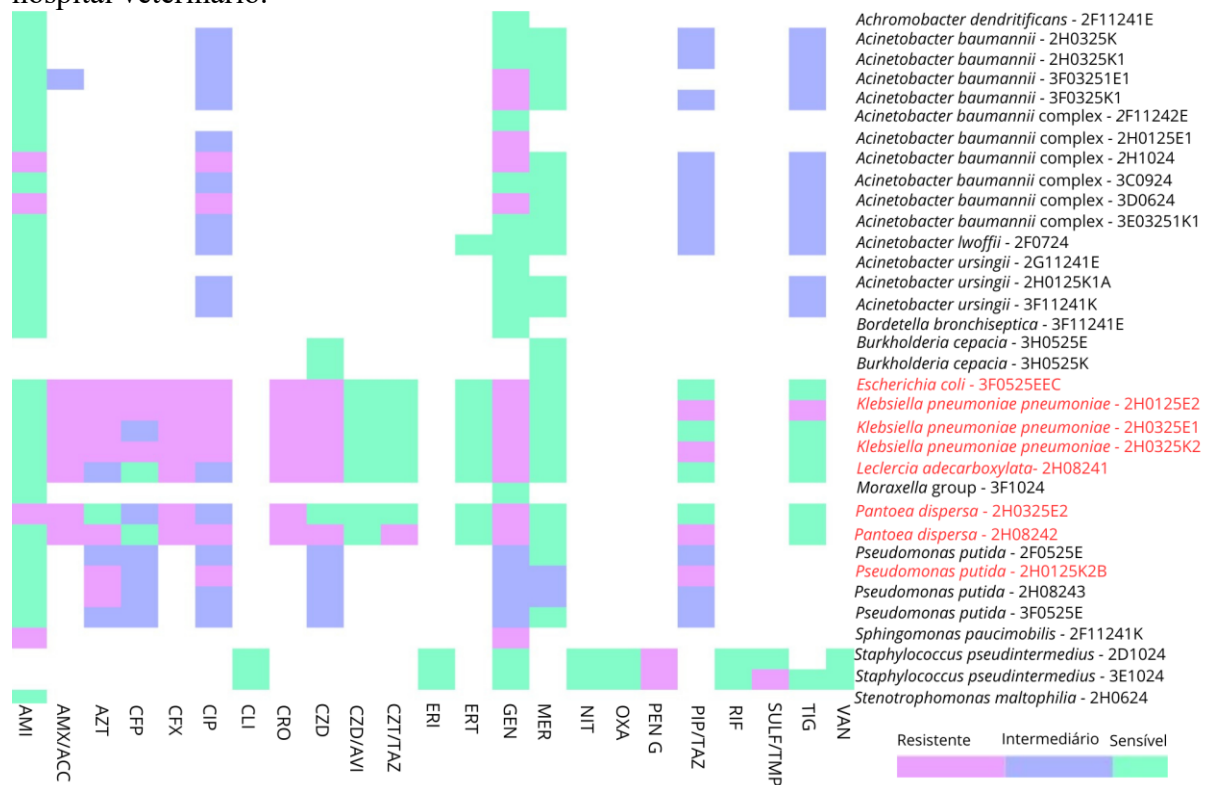


Gráfico 3. Perfil de sensibilidade antimicrobiana de cepas bacterianas (n = 34) isoladas do hospital veterinário.



AMI = Amicacina; AMX/ACC = Amoxicilina/Ácido clavulânico; AZT = Aztreonam; CFP = Cefepima; CFX = Cefuroxima; CIP = Ciprofloxacino; CLI = Clindamicina; CRO = Ceftriaxona; CZD = Ceftazidima; CZD/AVI = Ceftazidima/Avibactam; CZT/TAZ = Ceftolozane/Tazobactam; ERI = Eritromicina; ERT = Ertapenem; GEN = Gentamicina; MER = Meropenem; NIT = Nitrofurantoína; OXA = Oxacilina; PEN G = Benzilpenicilina; PIP/TAZ = Piperacilina/Tazobactam; RIF = Rifampicina; SULFA/TMP = Trimetoprim/Sulfametoxazol; TIG = Tigeciclina; VAN = Vancomicina.

Referências bibliográficas

AARAB, A.; SADDARI, A.; NOUSSAIBA, B.; AYYAD, A.; MESSAOUDI, S.; AMRANI, R.; BENAÏSSA, E.,F; LAHLOU, Y. B.; MALEB, A.; ELOUENNASS, M. *Leclercia adecarboxylata* invasive infection in a patient with Hirschsprung disease: A case report. **Annals of Medicine & Surgery**, v. 71, 2021.

ABRANTES, J. A.; NOGUEIRA, J. M da R. Biofilme e células *persisters*: da persistência à resistência microbiana. **Revista Brasileira de Análises Clínicas**, v. 54, n. 3, p. 228-234, 2022.

AHUATZIN-FLORES, O. E., TORRES, E., & CHÁVEZ-BRAVO, E. *Acinetobacter baumannii*, a Multidrug-Resistant Opportunistic Pathogen in New Habitats: A Systematic Review. **Microorganisms**, v. 12, n. 4, p. 644, 2024.

APHA/AWWA. **Standard methods for the examination of water and wastewater**. 1998. AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION. New York, 1998.

ATTILI, A-R; NOCERA, F. P.; SISTO, M.; LINARDI, M., GIGLI, F; NGWA, V. N; FIORITO, F; CERRACCHIO, C; MELIGRANA, M. C. T; BONACUCINA, E; CUTERI, V; DE MARTINO, L. Evidence and antibiotic resistance profiles of clinical *Acinetobacter calcoaceticus*-*Acinetobacter baumannii* (ACB) and non-ACB complex members in companion animals: A 2020–2022 retrospective study. **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v. 109, 2024.

BRAZILIAN COMMITTEE ON ANTIMICROBIAL SUSCEPTIBILITY TESTING (BrCAST). **Tabelas de pontos de corte para interpretação de CIMs e diâmetros de halos**. 2024.

BRASIL. AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA (ANVISA). **Programa Nacional de Prevenção e Controle de Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde (PNPCIRAS): 2021–2025**. Brasília: ANVISA. 2021. <https://www.gov.br/anvisa/pt-br/assuntos/servicosdesaude/controle-de-infeccoes/pnpciras>

BRASIL. MINISTÉRIO DA SAÚDE (MS). **Portaria Nº 888, de 04 de maio de 2021**. Dispõe sobre os procedimentos de controle e de vigilância da qualidade da água para consumo humano e seu padrão de potabilidade.

DOYLE, C., WALL, K., FANNING, S., & MCMAHON, B. J. Making sense of sentinels: wildlife as the One Health bridge for environmental antimicrobial resistance surveillance. **Journal of applied microbiology**, v. 136, n.1, 2025.

DUMONT, C. F.; FERREIRA, A. L. M.; SANTOS, R. L. M.; DE JESUS E SILVA, B.; COSTA, L. R. M.; DELFIOL, D. J. Z.; ROSSI, D. A. & MELO, R. T. Insight into microbiological control potential of pathogens in a veterinary hospital. **The Journal of hospital infection**, v. 150, p. 169–171, 2024.

FISHER, G.; FODRÉ, S.; NEHÉZ, M. Das Ergebnis der Untersuchungen zur Feststellungs von Gesamtkeimzahl-Grenzwerten in der Luft von Operationsräumen. **Zeitschrift für die gesamte Hygiene und ihre Grenzgebiete**, v. 18, p. 729–733, 1972.

FLOURNOY, D. J.; WONGPRADIT, S. & SILBERG, S. L. Screening media for detection of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* from non-sterile body sites. **Medical microbiology and immunology**, v. 179, n. 1, p. 25-30, 1990.

HORSMAN, S.; RYNHOUD, H.; ZHOU, X.; SOARES MAGALHÃES, R. J.; GIBSON, J. S.; MELER, E. Environmental Recovery of Nosocomial Bacteria in a Companion Animal Shelter Before and After Infection Control Procedures. **Frontiers in Veterinary Science**, v. 7, 2021.

HOLMSTRÖM, T. C. H.; DAVID, L. A.; MOTTA, C. C.; ROCHA-DE-SOUZA, C. M.; MABONI, G.; COELHO, I. S.; MELO, D. A. & SOUZA, M. M. S. *Acinetobacter calcoaceticus*-*Acinetobacter baumannii* complex in animals: identification and antimicrobial resistance profile. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 42, 2021.

HONG, M.; WEI, L.; CHEN, Y.; QIN, Y.; WANG, X.; ZHANG, Y.; CHANG, Y.; LI, H. A Fatal Pneumonia due to Coinfection of *Pseudomonas putida* and *Staphylococcus pseudintermedius* in a Laboratory Beagle Dog. **Acta Scientiae Veterinariae**, v. 49, 2021.

HUMPHRIES, R. M. *et al.* Understanding and addressing CLSI breakpoint revisions: a primer for clinical laboratories. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 57, 2019.

KHASAPANE, N.G.; NKHEBENYANE, S. J.; LEKOTA, K.; THEKISOE, O.; RAMATLA, T. “One Health” Perspective on Prevalence of ESKAPE Pathogens in Africa: A Systematic Review and Meta-Analysis. **Pathogens**, v. 13, p. 787, 2024.

MONEGRO, A. F.; MUPPIDI, V.; REGUNATH, H. **Hospital acquired infections**. In: *StatPearls*. Treasure Island (FL): StatPearls Publishing, 2021. Disponível em: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK441857/>. Acesso em: 13 nov. 2025.

ORGANIZAÇÃO MUNDIAL DA SAÚDE (OMS). **Antimicrobial resistance**. WHO: Geneva, 2023. Disponível em: <https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/antimicrobial-resistance>. Acesso em: 10 jul. 2024.

ORGANIZAÇÃO MUNDIAL DA SAÚDE (OMS). **WHO Bacterial Priority Pathogens List, 2024**: Bacterial pathogens of public health importance to guide research, development and strategies to prevent and control antimicrobial resistance. World Health Organization (WHO): Geneva, 2024.

OYENUGA, N., COBO-DÍAZ, J. F., ALVAREZ-ORDÓÑEZ, A., & ALEXA, E. A. Overview of Antimicrobial Resistant ESKAPEE Pathogens in Food Sources and Their Implications from a One Health Perspective. **Microorganisms**, v.12. n.10, p. 208, 2024.

PASQUARELLA, C.; PITZURRA, O.; SAVINO, A. The index of microbial air contamination. **The Journal of hospital infection**, v. 46, n. 4, p. 241–256, 2000.

PICOLLO, M., FERRARO, D. K., PÉREZ, G., REIJTMAN, V., GOMEZ, S., GARCIA, M. E., MASTROIANNI, A., & ROSANOVA, M. T. *Pseudomonas putida* bacteremia in pediatric patients: A case series study. **Enfermedades infecciosas y microbiología clínica**, v. 41, n. 4, p. 221–224, 2023.

RUAN, X.L.; QIN, X.; LI, M.. Nosocomial bloodstream infection pathogen *Pantoea dispersa*: a case report and literature review, **Journal of Hospital Infection**, v. 127, p. 77-82, 2022.

RUIZ-ROLDÁN, L., ROJO-BEZARES, B., DE TORO, M. *et al.* Antimicrobial resistance and virulence of *Pseudomonas* spp. among healthy animals: concern about exolysin ExlA detection. *Science Reports*, v. 10, 2020.

SCHMIDT, J.S., HARTNACK, S., SCHULLER, S., KUSTER, S.P. AND WILLI, B. Hand hygiene compliance in companion animal clinics and practices in Switzerland: An observational study. **Veterinary Record**, v. 189, 2021.

SEBOLA, D. C.; OGUTTU, J. W.; KOCK, M. M.; QEKWANA, D. N. Hospital-acquired and zoonotic bacteria from a veterinary hospital and their associated antimicrobial-susceptibility profiles: A systematic review. **Frontiers in Veterinary Science**, v. 9, p. 1-14, 2023a.

SEBOLA, D. C.; OGUTTU, J. W.; KOCK, M. M.; QEKWANA, D. N. Antimicrobial resistance patterns of *Acinetobacter baumannii* and *Klebsiella pneumoniae* isolated from dogs presented at a veterinary academic hospital in South Africa. **Veterinary World**. v. 16, n. 9, p. 1880-1888, 2023b.

SILVA, N.; JUNQUEIRA, V. C. A.; SILVEIRA, F. A. **Manual de Métodos de Análise Microbiológica de Alimentos**. 5º ed. São Paulo: Livraria Varela, 2017.

SINGARAVELU, A., LEGGETT, B.; LEONARD, F.C. Improving infection control in a veterinary hospital: a detailed study on patterns of faecal contamination to inform changes in practice. **Irish Veterinary Journal**, v. 76, n. 4, 2023.

SMOGLICA, C.; EVANGELISTI, G.; FANI, C.; MARSILIO, F.; TROTTA, M.; MESSINA, F.; DI FRANCESCO, C. E. Antimicrobial Resistance Profile of Bacterial Isolates from Urinary Tract Infections in Companion Animals in Central Italy. *Antibiotics*, 2022.

STULL, J. W.; WEESE, J. S. Hospital-Associated Infections in Small Animal Practice, **Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice**, v. 45, n. 2, p.217-233 2015.

SU, Y. W.; HUANG, W. H. & YEH, C. F. *Pantoea dispersa* rhinosinusitis: clinical aspects of a rare sinonasal pathogen. **European archives of oto-rhino-laryngology**: official journal of the European Federation of Oto-Rhino-Laryngological Societies (EUFOS): affiliated with the German Society for Oto-Rhino-Laryngology - Head and Neck Surgery, v. 279, n. 9, 2022.

TAMMA, P. D., DOI, Y., BONOMO, R. A., JOHNSON, J. K., SIMNER, P. J., & Antibacterial Resistance Leadership Group. A Primer on AmpC β -Lactamases: Necessary Knowledge for an Increasingly Multidrug-resistant World. **Clinical infectious diseases** : an official publication of the Infectious Diseases Society of America, v. 69, n. 8, p. 1446–1455, 2019.

TIMOFTE, D; JEPSON, R. E. PRO: Environmental microbiological surveillance does support infection control in veterinary hospitals. **JAC-Antimicrobial Resistance**, v. 6, 2024.

WALTHER, B., TEDIN, K., & LÜBKE-BECKER, A. Multidrug-resistant opportunistic pathogens challenging veterinary infection control. **Veterinary microbiology**, v. 200, p. 71–78, 2017.

WILLEMSSEN, A.; COBBOLD, R.; GIBSON, J.; WILKS, K.; LAWLER, S.; REID, S. Infection control practices employed within small animal veterinary practices—A systematic review. **Zoonoses and Public Health**, v. 66, n. 5, p. 439–457, 2019.

YESCAS-ZAZUETA, V., ROCHA-GRACIA, R. D. C., GONZÁLEZ-BONILLA, C. R., AYALA-ZAVALA, J. F., ENCISO-MARTÍNEZ, Y., CARREÓN-LEÓN, E. A., GONZÁLEZ CORONA, B. A., VALENCIA, D., BALLESTEROS-MONRRREAL, M. G., & BARRIOS-VILLA, E. Resistance phenotype and virulence potential of *Leclercia adecarboxylata* strains isolated from different sources. **Microbiology**, v. 170, n. 4, 2024.

YU, W.; SUN, Z.; WANG, M., LI Z, ZHANG C, SUN Y, WANG S. The First Infant Bloodstream Infection Caused by *Pantoea dispersa* in China: A Case Report and Literature Review. **Infection and Drug Resistance**. 2025.

ZAYET, S., LANG, S., GARNIER, P., PIERRON, A., PLANTIN, J., TOKO, L., ROYER, P.-Y., VILLEMAIN, M., KLOPFENSTEIN, T., & GENDRIN, V. *Leclercia adecarboxylata* as Emerging Pathogen in Human Infections: Clinical Features and Antimicrobial Susceptibility Testing. **Pathogens**, v. 10, n. 11, 2021.

ZENDRI, F. ; ISGREN, C. M.; DEVANEY, J.; SCHMIDT, V., RANKIN, R., TIMOFTE, D. Resistome-based surveillance identifies ESKAPE pathogens as the predominant gram-negative organisms circulating in veterinary hospitals. **Frontiers in Microbiology**, v. 14, 2023.