

MICRO-ORGANISMOS ISOLADOS EM SUPERFÍCIES DE MESAS DE EXAMES E PROCEDIMENTOS DESCONTAMINADAS DE HOSPITAL VETERINÁRIO E A INATIVAÇÃO *IN VITRO* POR DESINFETANTES

César Augusto Marchionatti Avancini¹
Nestor Hugo Gonzáles

RESUMO

Superfícies fixas de hospitais e clínicas veterinárias podem servir como locais de infecção para micro-organismos, muitos potencialmente patogênicos comuns entre animais e seres humanos, promovendo riscos para a saúde tanto dos pacientes quanto dos profissionais veterinários. O presente estudo teve como objetivos isolar e identificar a microbiota presente em superfícies inox de mesas de exames e procedimentos de áreas do setor de pequenos animais de um hospital veterinário de ensino, sobre as quais rotineiramente é procedida a descontaminação (desinfecção sem prévia limpeza), e verificar *in vitro* a capacidade de inativação microbiana dos grupos químicos desinfetantes ácido peracético, iodóforo, hipoclorito de sódio, quaternário de amônio, fenol sintético, clorhexidina e álcool. Quinze coletas, em três dias de meses diferentes, procederam-se com *swabs* rolados sobre as superfícies, de onde foram isolados *Staphylococcus* spp. coagulase (+) e (-), *Sphingomonas paucimobilis*, *Streptococcus* spp. (não grupo D), *Enterobacter* spp., *Acinetobacter Iwoffii*, *Bacillus cereus*, *Pseudomonas* spp., *Micrococcus* spp., *Enterococcus* spp., *Cocobacilo* não fermentador, *Bacillus* spp., *Citrobacter* spp. e *Candida guilliermondii*. O método da avaliação desinfetante foi o de diluição, pela técnica de suspensão microbiana, composta por três *pools* de bactérias (um por dia de coleta) e uma cultura de levedura, em três concentrações dos desinfetantes nos tempos de contato 1, 5 e 10 minutos. Observou-se que todos os desinfetantes inativaram todos os micro-organismos, tendo quaternário de amônio, fenol sintético, clorhexidina e álcool inativado nas menores concentrações e tempos de contato testados. Concluiu-se que nas superfícies das mesas de todos os ambientes puderam ser isolados micro-organismos, muitos destes de importância à saúde humana e animal; os testes *in vitro* evidenciaram que todos os grupos químicos avaliados podem ser usados no procedimento de desinfecção para inativar os isolados; a descontaminação, adotada como único procedimento de higienização de rotina nas superfícies onde os veterinários e seus pacientes entram em contato, pareceu não ser segura para proteger a saúde dos animais e dos profissionais de saúde animal.

Palavras-chave: isolamento bacteriano, hospital veterinário, desinfetantes, descontaminação de superfícies inanimadas, controle de infecção hospitalar.

MICROORGANISMS ISOLATED FROM DECONTAMINATED SURFACES OF EXAM AND PROCEDURE TABLES OF VETERINARY HOSPITAL AND THEIR *IN VITRO* INACTIVATION BY DISINFECTANTS

SUMMARY

Inanimate surfaces of hospitals and veterinary clinics can be a source of infection by microorganisms, many potentially pathogenic common between animals and humans, promoting the health risks of both patients and veterinary professionals. The aims of the

¹ Faculdade de Veterinária, Departamento de Medicina Veterinária Preventiva - Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Contato principal para correspondência.

present study were to isolate and identify the microbiota found on stainless steel surfaces of exam and procedure tables of the small animal ward of a veterinary teaching hospital, on which decontamination (disinfection without prior cleaning) is carried out on a routine basis, and to check *in vitro* inactivation by chemical disinfectants. Fifteen collections in three days of different months, we proceeded with swabs rolled over the surfaces of which were isolated coagulase-positive and coagulase-negative *Staphylococcus* spp., *Sphingomonas paucimobilis*, (non-group D) *Streptococcus* spp., *Enterobacter* spp., *Acinetobacter Iwoffii*, *Bacillus cereus*, *Pseudomonas* spp., *Micrococcus* spp., *Enterococcus* spp., non-fermenting coccobacilli, *Bacillus* spp., *Citrobacter* spp. and *Candida guilliermondii*. The inactivation capacity of peracetic acid, iodophor, sodium hypochlorite, quaternary ammonium, synthetic phenol, chlorhexidine and alcohol was assessed. The dilution method by microbial suspension test was performed using an experimental design consisting of three pools of bacteria (one per collection day) and a yeast culture at three disinfectant concentrations at 1, 5 and 10 minutes. All disinfectants inactivate all microorganisms, with quaternary ammonium, synthetic phenol, chlorhexidine and alcohol inactivated at lower concentration and contact times. It may be concluded that microorganisms – many of them deleterious to human and animal health – could be isolated from all of the sampled surfaces; the *in vitro* tests showed that all of the assessed chemicals can be used to inactivate the isolates; decontamination, as a unique hygiene routine procedure used on surfaces in direct contact with health professionals and patients, did not seem to safely protect the health of animals and health professionals.

Keywords: bacterial isolation, veterinary hospital, disinfectants, decontamination of hard surfaces, hospital infection control.

MICROORGANISMOS AISLADOS EN SUPERFICIES DE MESAS DE EXÁMENES Y PROCEDIMIENTOS DESCONTAMINADAS DE HOSPITAL VETERINARIO, Y SU INACTIVACIÓN *IN VITRO* POR DESINFECTANTES

RESUMEN

Superficies fijas de hospitales y clínicas veterinarias pueden servir de fuente de infección por microorganismos, muchos potencialmente patogénicos comunes entre animales y seres humanos, promoviendo riesgos para la salud tanto de los pacientes como de los profesionales veterinarios. El presente estudio tuvo como objetivos aislar e identificar la microbiota presente en superficies inox de mesas de exámenes y procedimientos de áreas del sector de pequeños animales de un hospital veterinario de enseñanza, sobre las cuales rutinariamente es procedida la descontaminación (desinfección sin previa limpieza), y verificar *in vitro* la capacidad de inactivación microbiana de los grupos químicos desinfectantes ácido peracético, yodóforo, hipoclorito de sodio, cuaternario de amonio, fenol sintético, clorhexidina y alcohol. Fueron realizadas quince colectas, en tres días de meses diferentes, con *swabs* rodados sobre las superficies, de donde fueron aislados *Staphylococcus* spp. coagulasa (+) y (-), *Sphingomonas paucimobilis*, *Streptococcus* spp. (no grupo D), *Enterobacter* spp., *Acinetobacter Iwoffii*, *Bacillus cereus*, *Pseudomonas* spp., *Micrococcus* spp., *Enterococcus* spp., Cocobacilo no fermentador, *Bacillus* spp., *Citrobacter* spp. y *Candida guilliermondii*. El método de la evaluación desinfectante fue el de dilución, por la técnica de suspensión microbiana, compuesta por tres *pools* de bacterias (uno por día de colecta) e una cultura de levadura, en tres concentraciones de los desinfectantes en los tiempos de contacto 1, 5 y 10 minutos. Fue observado que todos los desinfectantes inactivaron todos los microorganismos, teniendo el cuaternario de amonio, fenol sintético, clorhexidina y alcohol inactivado con las menores concentraciones y tiempos de contacto. Se concluye que en las superficies de las

mesas de todos los ambientes pudieron aislarse microorganismos, muchos de los cuales de importancia para la salud humana y animal; las pruebas *in vitro* evidenciaron que todos los grupos químicos evaluados pueden ser usados en el procedimiento desinfección para inactivar los aislados; la descontaminación, adoptada como único procedimiento de higienización de rutina en las superficies donde los veterinarios y sus pacientes entran en contacto, pareció no ser seguro para proteger la salud de los animales y de los profesionales de salud animal.

Palabras clave: aislamiento bacteriano, hospital veterinario, desinfectantes, descontaminación de superficies inanimadas, control de la infección hospitalaria.

INTRODUÇÃO

A infecção nosocomial é aquela que ocorre tendo como local de contaminação o ambiente hospitalar. No ambiente hospitalar veterinário, a proximidade dos profissionais e trabalhadores de serviços de saúde animal com os animais doentes oferece condições favoráveis para a transmissão de micro-organismos pelo contato direto, por meio de secreções ou fluidos orgânicos, por exemplo, ou indiretamente por meio de utensílios e superfícies inanimadas de contato. Ademais, micro-organismos patogênicos podem sobreviver por longos períodos no ambiente, à espera de uma oportunidade para infectar um hospedeiro suscetível (1). A via oposta de transmissão, ou seja, do humano para o animal igualmente pode acontecer nas mesmas condições.

As superfícies fixas hospitalares são aquelas superfícies inanimadas de grande extensão, tais como pisos, paredes, mobiliários etc.. Estas superfícies apresentam baixo risco de transmissão de patógenos aos pacientes, quando em contato com a pele íntegra, pois esta é uma importante barreira de proteção. Ainda que estas superfícies geralmente não impliquem diretamente na transmissão de doenças, elas podem contribuir para a transmissão cruzada, principalmente pelo contato das mãos dos profissionais de saúde com objetos invasivos, com os pacientes e superfícies ou vice versa (2, 3, 4).

Na prevenção e no controle das infecções nosocomiais que têm como fonte de infecção o ambiente/superfícies dos hospitais, entre outros procedimentos, é indicada a adoção de protocolo de higienização. Este protocolo é composto por duas etapas: a limpeza e a desinfecção. A primeira refere-se à remoção de sujidades diversas e matéria orgânica, e a segunda a ação direta sobre os micro-organismos (5). Já a descontaminação, como procedimento higiênico, utiliza os mesmos produtos químicos desinfetantes, porém difere da desinfecção por ser adotado sem prévia limpeza (6). A finalidade tanto da desinfecção quanto da descontaminação é a destruição de patógenos e outros micro-organismos, mas não necessariamente todas as formas microbianas, em superfícies. No entanto, diminuir ou eliminar a carga microbiana presente nas superfícies não é tarefa simples (7, 8), sendo para tanto imprescindível a escolha certa do processo adotado, do agente químico, além de capacitação de pessoal, enfatizando as condições de uso conforme grau de risco.

Pesquisas demonstram que micro-organismos sobrevivem a este procedimento. O fato pode ser atribuído à possíveis deficiências na higienização, ou à resistência intrínseca dos micro-organismos. Por exemplo, Sundhein et al. (9) relataram sobre micro-organismos que apresentaram diferentes graus de resistência frente ao quaternário de amônio. Além disso, a experiência com o uso de antibióticos e biocidas de ambiente indica que não há agente químico que não possa, eventualmente, selecionar ou induzir resistência nos micro-organismos (10).

O presente estudo teve como objetivos isolar e identificar a microbiota presente em superfícies descontaminadas de mesas de exames e procedimentos em áreas do setor de

pequenos animais de um hospital veterinário de ensino, e verificar a ação de inativação de grupos químicos desinfetantes sobre estes micro-organismos.

MATERIAL E MÉTODOS

Coleta e identificação dos micro-organismos

Foram realizadas três coletas (meses sucessivos) em superfícies fixas de áreas consideradas críticas, do setor de pequenos animais em hospital de clínicas veterinárias de instituição de ensino superior. Foram escolhidas superfícies inox de mesas de contato com os pacientes, nos setores de atendimento clínico-ambulatorial, no de animais internados, no de fluidoterapia, no pré-operatório e no de cirurgia, totalizando quinze amostras. As coletas foram realizadas sem interferir na rotina de higienização adotada na instituição. *Swabs* umedecidos em água peptonada acrescida de neutralizantes, a saber, 3% de polissorbato 80, 0,1% de l-histidina e 0,3% de lecitina (11) incorporados para neutralizar o resíduo de desinfetantes, foram rolados em movimento zigzague por toda superfície das mesas (isolamento qualitativo). No laboratório, as amostras foram homogeneizadas em agitador de tubos e alíquotas de 0,1 mL foram transferidas para placas de agar sangue e agar batata dextrose pH 3,5. As placas foram incubadas a 35° C/48 horas e 25° C/5 dias, respectivamente. Após o período de incubação, as colônias foram identificadas pela coloração de Gram, características macroscópicas e provas bioquímicas usualmente utilizadas para identificação de micro-organismos de importância clínica, recomendadas pelo Ministério da Saúde (12) e Koneman et al. (13). Todo material utilizado para crescimento e identificação dos micro-organismos foram do fabricante Laborclin®.

Para composição do inóculo a ser confrontado com os desinfetantes, uma igual alíquota de cultura de 24 h de cada bactéria foi transferida para tubo de ensaio com caldo BHI (Difco®). Deste modo, três *pools* de bactérias foram obtidos (um para cada dia de coleta) e as densidades populacionais resultando em 10⁸, 10¹⁰ e 10¹² UFC/mL. O inóculo da levedura foi obtido transferindo uma colônia para caldo Sabouraud (Difco®), que com 72 h de incubação resultou na densidade populacional de 10⁶ UFC/mL.

Desinfetantes e teste de eficácia

Cada desinfetante foi avaliado em três concentrações. Ácido peracético e iodóforo a 0,0025% (25ppm), 0,005% (50ppm) e 0,01% (100ppm), hipoclorito de sódio, quaternário de amônio (cloreto de cetil trimetil amônio) e fenol sintético (orto-fenilfenol, orto-benzil paraclorofenol, para-terciário amifenol) a 0,025% (250ppm), 0,05% (500ppm) e 0,1% (1000ppm), clorhexidina (digluconato de clorhexidina) a 0,125 (1.250ppm), 0,25% (2.500ppm) e 0,5% (5.000ppm), e álcool etílico 60, 70 e 90° GL (14, 15).

Utilizou-se o método de diluição e teste de suspensão (16). Em tubos com 10 mL das concentrações dos desinfetantes eram acrescidos 0,1 mL da suspensão de *pool* microbiano, resultando diluição logarítmica de confronto 10⁻² UFC/ml. Os tempos de contato foram de 1, 5 e 10 minutos, quando uma alçada (10 microlitros) de cada concentração era transferida, em duplicata, para tubos contendo 3,0 mL de caldo BHI (Difco®) ou caldo Sabouraud (Difco®) acrescidos dos mesmos neutralizantes informados. Em seguida, os tubos eram incubados em temperatura e período apropriados.

Os resultados foram lidos como tubo sem turvação/sedimentação/crescimento (micro-organismos inativados) e com turvação/sedimentação/crescimento (micro-organismos viáveis/ativos). Realizou-se a identificação microbiana naqueles tubos que desenvolveram turvação ou sedimentação.

Os testes foram realizados em ambiente climatizado, com temperatura constante no entorno de 24° C.

RESULTADOS

As observações realizadas no hospital de clínicas veterinárias evidenciaram, através de entrevistas informais com clínicos, e visualizações do ambiente, que o procedimento de higienização adotado rotineiramente nas superfícies das mesas é o de descontaminação. Ela é executada pelos médicos veterinários, pelos residentes e estudantes e consiste, na maior parte das vezes, no uso de algodão embebido para distribuição dos produtos álcool iodado 1%, peróxido de hidrogênio 3% e álcool etílico 92,8-96° GL. Nas superfícies das mesas do bloco cirúrgico também foi observado o uso de álcool glicerinado 70% e hipoclorito de sódio em concentração não informada. O procedimento de descontaminação executado nos setores de atendimento clínico-ambulatorial, no de animais internados e no de fluidoterapia não segue um protocolo controlado, como por exemplo, após ou antes de consultas ou quaisquer procedimentos clínicos, ou sempre após o expediente ou uso da mesa. Pareceu estar mais associado à percepção de grau de risco que individualmente o clínico tem sobre o ambiente como fonte de infecção e de agravos à saúde.

No total das coletas, foram isolados 28 micro-organismos. Todas as superfícies estavam contaminadas por bactérias, e uma por levedura (Tabela 1). *Staphylococcus coagulase* (-) teve maior frequência com 32,14% de ocorrência, seguido por *Staphylococcus coagulase* (+) com 25%. Os demais doze micro-organismos identificados corresponderam a 42,86% do total, tendo cada um sido isolados uma única vez.

Tabela 1. Micro-organismos isolados em superfícies inox de mesas de exames e procedimentos em áreas do setor de pequenos animais de hospital veterinário de ensino.

Local	Micro-organismos isolados
Coleta 1	Pool 1
Mesa de procedimentos em internados	<i>Staphylococcus coagulase</i> (+) e (-)
Mesa do pré-operatório	<i>Staphylococcus coagulase</i> (-)
Mesa da fluidoterapia	<i>Staphylococcus coagulase</i> (-)
Mesa cirúrgica	<i>Acinetobacter Iwoffii</i>
Mesa de atendimento clínico	<i>Staphylococcus coagulase</i> (+), <i>Sphingomonas paucimobilis</i> , <i>Streptococcus</i> não grupo D, <i>Enterobacter</i> spp.
Coleta 2	Pool 2
Mesas (duas) de procedimentos em internados	<i>Staphylococcus coagulase</i> (+) e (-), <i>Micrococcus</i> spp.; <i>Staphylococcus coagulase</i> (+) e (-), <i>Candida guilliermondii</i>
Mesa do pré-operatório	<i>Staphylococcus coagulase</i> (+) e (-)
Mesa da fluidoterapia	<i>Enterococcus</i> spp.
Mesa cirúrgica	Cocobacilo não fermentador
Mesa de atendimento clínico	<i>Staphylococcus coagulase</i> (+), <i>Bacillus cereus</i> , <i>Pseudomonas</i> spp.
Coleta 3	Pool 3
Mesa de procedimentos em internados	<i>Bacillus</i> spp., <i>Citrobacter</i> spp.
Mesa da fluidoterapia	<i>Staphylococcus coagulase</i> (-)
Mesa cirúrgica	<i>Staphylococcus coagulase</i> (-)
Mesa de atendimento clínico	<i>Staphylococcus coagulase</i> (+) e (-)

Mesmo estando viáveis nas superfícies fixas descontaminadas, *in vitro* todos os micro-organismos foram inativados pelos desinfetantes confrontados. Os grupos químicos clorhexidina, quaternário de amônio, fenol sintético e álcool etílico provocaram a inativação nas menores concentrações e menores tempos de contato. No entanto o ácido peracético, o iodóforo e o hipoclorito de sódio, frente a determinados micro-organismos, variaram quanto a eficácia com relação a concentração e tempos necessários para promover a inativação (Tabela 2).

Tabela 2. Concentração, tempo de contato e capacidade de inativação de desinfetantes, sobre micro-organismos isolados em superfícies inox de mesas de exames e procedimentos em áreas do setor de pequenos animais de hospital veterinário de ensino.

Desinfetante	Conc (%)	TC (min)	Pool 1	Pool 2	Pool 3	Levedura <i>C. guilliermondii</i>
Ácido Peracético	0,0025	1	ni 1	ni 3	ni 5	ni
		5	ni 2	ni 4	ni 5	ni
		10	ni 2	ni 4	ni 5	ni
	0,005	1	ni 2	ni 3	ni 5	ni
		5	ni 2	ni 4	ni 5	ni
		10	i	i	ni 6	ni
	0,01	1	ni 2	ni 4	ni 6	ni
		5	i	i	ni 6	ni
		10	i	i	i	i
Iodóforo	0,0025	1	ni 2	i	ni 5	i
		5	i	i	ni 7	i
		10	i	i	ni 7	i
	0,005	1	ni 2	i	ni 7	i
		5	i	i	ni 7	i
		10	i	i	i	i
	0,01	1	ni 2	i	i	i
		5	i	i	i	i
		10	i	i	i	i
Hipoclorito de sódio	0,025	1	i	i	ni 7	ni
		5	i	i	i	ni
		10	i	i	i	i
	0,05	1	i	i	i	ni
		5	i	i	i	i
		10	i	i	i	i
	0,1	1	i	i	i	ni
		5	i	i	i	i
		10	i	i	i	i

Pool: conjunto de bactérias por dia de amostragem das superfícies; TC: tempo de contato; ni: não inativou; i: inativou. Microorganismos sobreviventes: 1- *Enterobacter* spp. e *Staphylococcus* coagulase (-); 2- *Staphylococcus* coagulase (-); 3- *Bacillus cereus* e *Staphylococcus* coagulase (+); 4- *Staphylococcus* coagulase (+); 5- *Bacillus* spp. e *Staphylococcus* coagulase (+); 6- *Staphylococcus* coagulase (+); 7- *Bacillus* spp.

Frente ao *Pool 1*, o ácido peracético na concentração 0,0025%, precisou de 5 minutos de contato para inativar *Enterobacter* spp., e necessitou na concentração 0,01% de 5 minutos de contato para inativar *Staphylococcus* coagulase (-). O iodóforo nas três concentrações testadas, precisou de 5 minutos de contato para inativar o *Staphylococcus* coagulase (-).

Quando confrontando o *Pool 2*, o ácido peracético inativou o *Bacillus cereus* quando nas concentrações 0,0025% e 0,005% aos 5 minutos de contato, e para inativar *Staphylococcus coagulase (+)* precisou estar na concentração 0,01% em contato por 5 minutos. Quando frente ao *Pool 3*, o ácido peracético precisou estar na concentração 0,005% e 10 minutos de contato para inativar *Bacillus spp.* e para inativar *Staphylococcus coagulase (+)* a mais alta concentração, de 0,01%, e 10 minutos de contato. O mesmo *Staphylococcus coagulase (+)* foi inativado pelo iodóforo aos 5 minutos de contato na concentração 0,0025%, mas o *Bacillus spp.* exigiu a concentração 0,005% e 10 minutos de contato para ser inativado. Confrontando esse *Pool*, o hipoclorito não inativou o *Bacillus spp.* apenas quando na concentração de 0,025% e no menor tempo de contato.

A levedura *Candida guilliermondii* sobreviveu ao ácido peracético até a concentração 0,01% aos 5 minutos de contato, e ao hipoclorito de sódio por tempo de contato que variou conforme a concentração.

DISCUSSÃO

As provas bioquímicas utilizadas foram suficientes para identificação de quase todos isolados bacterianos. Exceções, *Acinetobacter Iwoffii*, que se mostrou inerte às provas, foi identificado pelo método automatizado Vitek 2 compact – Biomérieux[®]. Um cocobacilo, identificado como não fermentador, isolado na mesa cirúrgica, também apresentou resultado insuficiente às provas bioquímicas testadas, mesmo em sistema automatizado, provavelmente por ser uma bactéria com perfil não catalogado no sistema. Já para levedura, a partir das colônias desenvolvidas em agar batata dextrose pH 3,5, reconheceu-se características macro e microscópicas típicas e encaminhou-se para identificação por método semi-automatizado ID 32C – Biomérieux[®], muito utilizado em laboratórios que necessitam de uma identificação rápida e relativamente precisa, visto o número de provas.

Mesmo estando determinada a importância das superfícies fixas na epidemiologia das infecções hospitalares, encontrou-se poucos estudos sobre monitoramento microbiológico e de higienização realizados em ambientes hospitalares veterinários. Como exemplo, Andrade et al. (17) que também detectaram, com grande frequência, bactérias do gênero *Staphylococcus spp.*, além de *Enterobacter spp.*

Os *Staphylococcus spp.* são amplamente distribuídos na natureza, são espécie não-específica e podem fazer parte da microbiota normal da pele e mucosas de mamíferos e aves (18). A frequência de isolamento de *Staphylococcus spp.* nas superfícies das mesas do hospital de clínicas veterinárias agora em estudo merece preocupação, posto que o *Staphylococcus aureus* é considerado um dos principais patógenos para humanos e animais, provocando diversas enfermidades desde lesões superficiais até severas infecções sistêmicas, principalmente em pacientes imunodeprimidos. Surto por *Staphylococcus*, relatado por Seguin et al. (19) ocorrido com cavalos em hospital veterinário, teve a origem humana como provável fonte de infecção visto que os animais infectados vieram de diferentes localidades, períodos e sem aparente infecção estafilocócica no momento da entrada ao hospital. A via oposta de transmissão, ou seja, do animal para humano igualmente pode acontecer, como casos de dermatite infecciosa por *Staphylococcus aureus* meticilina resistente (MRSA) que acometeu profissionais que cuidaram de um potro doente, e supostamente foram infectados por este animal (20).

Como *Staphylococcus coagulase (-)* e um cocobacilo não fermentador, cepa de *Acinetobacter Iwoffii* foram isolados nas mesas cirúrgicas. A presença de *Acinetobacter* neste local onde o paciente está debilitado e submetido a procedimentos invasivos é crítico, como pôde ser verificado no surto de infecções hospitalares, em humanos, ocorrido no período de 2007-2008 em hospitais do município de Porto Alegre/RS/Brasil, por bactéria deste gênero,

multirresistente, que esteve implicada em 32 mortes (21). Em animais, o estudo epidemiológico de infecções hospitalares em cães e gatos descritos por Francey et al. (22), relataram que 100% dos pacientes com infecção sistêmica por *Acinetobacter baumannii* foram a óbito. *Acinetobacter Iwoffii*, depois de *Acinetobacter baumannii* é a espécie mais comumente encontrada em amostras clínicas humanas (13). Foi a espécie mais isolada em investigação feita por Seifert et al. (23) na pele e mucosas de humanos. Viu-se que a pele é reservatório deste gênero bacteriano, e locais do corpo que estão sujeitos ao toque das mãos (orelha e testa) e as próprias mãos, foram os que apresentaram maiores taxas de colonização. Mesmo a água pode ser fonte de contaminação por esse organismo, como observado por Samie et al. (24), os quais relataram que, dos 37 diferentes micro-organismos isolados na água de dessedentação de indivíduos portadores de HIV em zona rural da África do Sul, 7,5% era de *Acinetobacter Iwoffii*.

Com menor presença, encontrou-se nesta observação bactérias pertencentes à microbiota normal do sistema digestivo de humanos e animais, micro-organismos considerados oportunistas e normalmente associados a infecções endógenas. Mesmo que o perfil de resistência aos antibióticos não tenha sido objeto de investigação deste trabalho, os achados por Sidjabat et al. (25) provocaram alerta. Eles isolaram *Enterobacter* spp. resistente a antibióticos em dez cães que apresentavam infecções. Como até aquele momento não se havia relatado *Enterobacter* com este perfil de resistência consideraram a presença desta bactéria resistente, no ambiente hospitalar veterinário, um grande risco para novas infecções aos pacientes e veterinários. Da mesma forma, linhagens de *Enterococcus* resistentes a vancomicina foram isoladas tanto de animais de estimação como em animais de produção, em amostras de intestino e fezes (26).

Outro isolado comensal da microbiota animal é *Candida guilliermondii*, levedura oportunista que pode causar infecções em pacientes debilitados, como o caso de candidíase cutânea descrito por Mueller et al. (27). Esse microrganismo foi também encontrado entre as 61 leveduras isoladas na cavidade oral de 59 cadelas examinadas (28).

Os testes realizados *in vitro* para avaliação da eficácia dos grupos químicos frente a microbiota isolada, demonstrou que todos podem ser usados para inativar os micro-organismos quando em processo de desinfecção. No entanto, devido ao fato de no ambiente hospitalar estudado eles estarem sendo usados como descontaminantes, sua eficácia sanitária evidenciou ficar comprometida.

A descontaminação, sendo por definição procedimento adotado para agir sobre os micro-organismos no ambiente (em vida livre) sem prévia limpeza, faz com que os grupos químicos antimicrobianos enfrentem restrição em sua eficácia, devido a presença da matéria orgânica nas superfícies. Nas mesas amostradas pode-se citar como matéria orgânica a gordura, tendo como origem a existente no corpo dos animais, resíduos de sangue e outros fluidos, pus, urina, fezes, entre outros. A remoção mecânica, principalmente adotada por meio de toalha papel, é sabidamente insuficiente para a eliminação desses resíduos orgânicos.

Para reforçar o que foi aqui observado, Lewis e Arens (29) consideraram a limpeza dos instrumentos e outros materiais a serem desinfetados como atitude fundamental para melhor atuação de diversos produtos químicos, pois a presença de matéria orgânica tanto poderia alterar as moléculas do desinfetante, tornando-o inativo, quanto servirem de barreira mecânica de proteção aos micro-organismos.

CONCLUSÕES

Nas superfícies inox das mesas de exames e procedimento de todos os ambientes puderam ser isolados micro-organismos, muitos destes de importância em saúde humana e animal.

Os testes *in vitro* evidenciaram que todos os grupos químicos avaliados podem ser usados como desinfetantes para inativar os isolados, tendo quaternário de amônio, fenol sintético, clorhexidina e álcool inativado ao tempo de contato de um minuto e o ácido peracético, iodóforo e hipoclorito de sódio necessitando entre 5 e 10 minutos para essa ação

A descontaminação, adotada como único procedimento de higienização de rotina nas superfícies onde os veterinários e seus pacientes entram em contato, pareceu não ser seguro para proteger a saúde dos animais e dos profissionais de saúde animal.

REFERÊNCIAS

1. Jawad A, Seifert H, Snelling AM, Heritage J, Hawkey PM. Survival of *Acinetobacter baumannii* on dry surfaces: comparison of outbreak and sporadic isolates. J Clin Microbiol. 1998;36:1938-41.
2. Boyce JM, Potter-Bynoe G, Chenevert C, King T. Environmental contamination due to methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*: possible infections control implications. Infect Cont Hosp Ep. 1997;18:622-27
3. Rutala WA, Weber DJ. Surface disinfection: should we do it? J Hosp Infect. 2001;48:64-8.
4. Dawson, S. Contamination in veterinary hospital. J Small Anim Pract. 2010;51:563-64.
5. Romão CMCA. Desinfecção esterilização química. In: Teixeira P, Valle S. Biossegurança: uma abordagem multidisciplinar. Rio de Janeiro : FIOCRUZ, 1998. p.133-62.
6. Favero MS, Bond WW. Chemical disinfection of medical and surgical materials. In: Block, S. S. Disinfection, Sterelization and Preservation, 4th ed. Philadelphia-London : Lea & Febiger, 1992. p. 617-41.
7. Andrade D, Angerami ELS,Padovani CR. Condição microbiológica dos leitos hospitalares antes e depois de sua limpeza. Rev Saude Públ. 2000;34:163-69.
8. Santos LR, Neto JFS, Rizzo NN, Bastiani PV, Rodrigues LB, Ferreira D, et al. Avaliação dos procedimentos de limpeza, desinfecção e biossegurança no Hospital Veterinário da Universidade de Passo Fundo (HV-UPF). Acta Scient. Vet. 2007;35:357-62.
9. Sundhein G, Langsrud S, Heir E, Holck AL. Bacterial resistance to disinfectants containing quaternary ammonium compounds. Int Biodet Biodeg. 1998;4:235-39.
10. Russel A.D. Bacterial resistance to disinfectants: present knowledge and future problems. J hosp infect. 1998;43(suplemnt):S57 – S68.
11. British Standard - BS EN 1040:2005: Chemical disinfectants and antiseptics - Quantitative suspension test for the evaluation of basic bactericidal activity of chemical disinfectants and antiseptics - ICS 11.080.20; 71.100.35.

12. Brasil. Ministério da Saúde. Detecção e identificação de bactérias de importância médica, Módulo V, Manual de Microbiologia Clínica para o Controle de Infecção em Serviços de Saúde. 2004. [cited 2009 13 February] Available from: http://portal.anvisa.gov.br/wps/wcm/connect/e03a7c0043390bc6aa1aaeff30613c2e/mod_5_2004.pdf?MOD=AJPERES.
13. Koneman EW, Allen SD, Janda WM, Schreckenberger PC, Winn Jr W. C. Color Atlas and Textbook of Diagnostic Microbiology. 5th ed. Baltimore/Philadelphia : Lippincott Williams & Wilkins, 1997.
14. Brasil. Ministério da Saúde - Coordenação de Controle de Infecção Hospitalar. Processamentos de Artigos e Superfícies em Estabelecimentos de Saúde. 1994. [cited 2009 15 January] Available from: <http://bvsmms.saude.gov.br/bvs/publicacoes/superficie.pdf>.
15. Center for Disease Control and Prevention (CDC). Guideline for Disinfection and Sterilization in Health-Care Facilities. 2008. [cited 2009 14 January 2009] Available from: http://www.cdc.gov/hicpac/pdf/guidelines/Disinfection_Nov_2008.pdf.
16. Brasil. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Portaria nº101, de 17 de agosto de 1993. Métodos de Análise Microbiológica para Alimentos. Diário Oficial da República Federativa do Brasil, Brasília, DF, 17 de agosto de 1993, Seção 1, p. 11937-11945.
17. Andrade MA, Mesquita AJ, F. Silva LA, Paulo NM. Frequência de bactérias isolados no ambiente, em feridas cirúrgicas, em médicos veterinários, enfermeiros e auxiliares de enfermagem – Infecção em hospital veterinário. Anais Esc Agron e Vet. 1991/1992;21/22:101-11.
18. Acha PN, Szyfres B. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. Washington, D.C : Organización Panamericana de la Salud, 1989. Publicación Científica No. 503.
19. Seguin JC, Walker RD, Caron JP, Kloos WE, George CG, Hollis R. J. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* outbreak in a Veterinary Teaching Hospital: potential human-to-animal transmission. J Clin Microbiol. 1999;37:1459-63.
20. Weese JS, Caldwell F, Willey BM, Kreiswirth BN, Mcgeer A, Rousseau J, Low DE. An outbreak of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* skin infections resulting from horse to human transmission in a veterinary hospital. Vet Microbiol. 2006;114:160-64.
21. Porto Alegre, Secretaria Municipal da Saúde. Comunicação social. 2008. [cited 2010 27 November]. Available from: http://www2.portoalegre.rs.gov.br/cs/default.php?reg=90742&p_secao=3&di=2008-06-03
22. Francey T, Gaschen F, Nicolet J, Burnens A. P. The role of *Acinetobacter baumannii* as a nosocomial pathogen for dogs and cats in an intensive care unit. J Vet Intern Med. 2000;14: 177-83.

23. Seifert H, Dijkshoorn L, Gerner-Smidt P, Pelzer N, Tjernberg I, Vaneechoutte M., Distribution of *Acinetobacter* species on human skin: comparison of phenotypic and genotypic identification methods. J Clin Microbiol. 1997;35:2819-25.
24. Samie S, Mashao MB, Bessong PO, NKagau TF, Momba MN, Obi CL. Diversity and antibiograms of bacterial organisms isolated from samples of household drinking-water consumed by HIV-positive individuals in rural settings, South Africa. J Health Popul Nutr. 2012;3:241-9.
25. Sidjabat HE, Hanson ND, Smith-Moland E, Bell JM, Gibson JS, Filippich LJ et al. Identification of plasmid-mediated extended-spectrum and β -lactamases in *Enterobacter* spp. isolated from dogs. J Med Microbiol. 2007;56:426-34.
26. Devriese LA, Ieven M, Goossens H, Vandamme P, Pot B, Hommez J, Haesebrouck F. Presence of vancomycin-resistant enterococci in farm and pet animals. Antimicrob Agents Chemother. 1996;40:2285-87.
27. Mueller RS, Bettenay SV, Shipstone M. Cutaneous candidiasis in a dog caused by *Candida guilliermondii*. Vet Rec. 2002;150:728-30.
28. Santin R, Mattei AS, Waller AS, Madrid IM, Cleff MB, Xavier MO, Nobre MO, Nascente PS, Mello, JRB. Clinical and mycological analysis of dog's oral cavity. Braz. J. Microbiol. [online]. 2013;1: 139-44.
29. Lewis DL, Arens M. Resistance of microorganisms to disinfection in dental and medical devices. Nat Med. 1995;1:956-58.

Recebido em: 05/06/2013

Aceito em: 01/09/2014