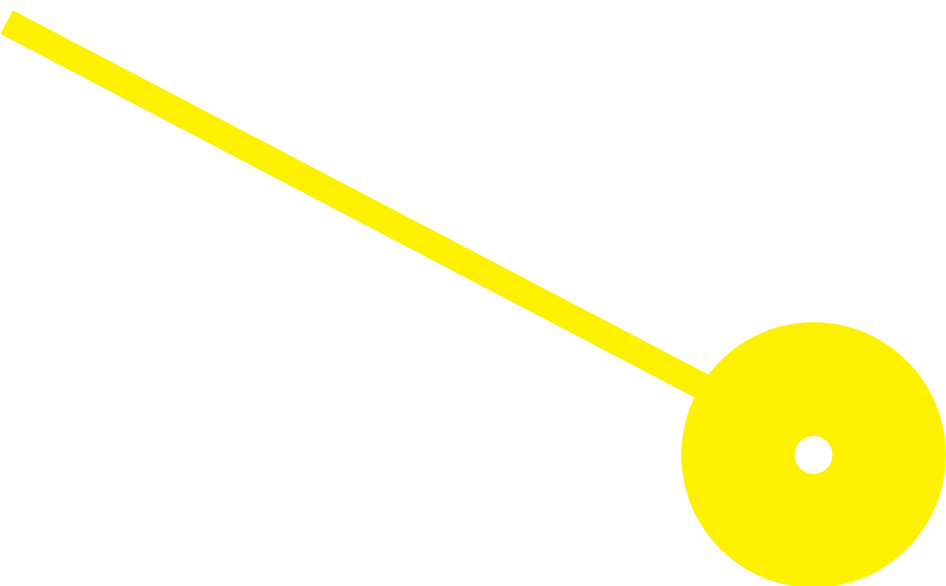




Eficácia dos planos de higienização em período COVID-19: um estudo em instituições de ensino

Fátima Maria Ferreira da Silva

10/2021





**ESCOLA
SUPERIOR
DE SAÚDE**

Eficácia dos planos de higienização em período COVID-19: um estudo em instituições de ensino

Autor

Fátima Maria Ferreira da Silva

Orientador

Professora Doutora Manuela Vieira da Silva, Escola Superior de Saúde do P.Porto

Dissertação apresentada para cumprimento dos requisitos necessários à obtenção do grau de Mestre em Higiene e Segurança nas Organizações pela Escola Superior de Saúde do Instituto Politécnico do Porto.

Agradecimentos

À Professora Doutora Manuela Vieira da Silva da ESS-IPP, por ter aceitado ser minha orientadora, acompanhando-me nesta etapa, por toda a disponibilidade ao longo destes meses, pelo apoio e pela ajuda crucial na parte laboratorial.

Ao Senhor Diretor José Augusto Monteiro, do Agrupamento de Escolas de Rates por ter aceitado o desafio e permitido a realização desta dissertação na sua instituição, cooperando em todos os momentos e demonstrando interesse pelo trabalho desenvolvido.

À Assistente Operacional Maria José pela disponibilidade e acompanhamento no processo de recolha de amostras realizados no Agrupamento de Escolas de Rates, onde se revelou uma ajuda preciosa.

À Rosa Lopes, minha amiga e companheira nesta aventura, por todo o apoio, ânimo e compreensão, tendo um papel fundamental na finalização desta etapa académica.

À minha família que sempre me apoiaram e incentivaram ao longo de toda a minha vida escolar e académica.

Ao meu companheiro pelo apoio e carinho, incentivo, motivação que sempre me transmitiu, e por me ter aturado, principalmente nestes últimos meses.

Resumo

Face à presença do vírus SARS-CoV-2, a segurança e saúde dos trabalhadores nos diferentes sectores de atividade teve que ser assegurada. As empresas/instituições tiveram de aplicar regras e restrições físicas, destacando a área da higienização das mãos e espaços em geral, pois o contato direto com as superfícies contaminadas e/ou a inalação de aerossóis, acresce o risco de exposição humana aos microrganismos.

Este estudo tem como objetivo a avaliação da eficácia dos programas de higienização em instituições de ensino em período COVID-19 através da aplicação do método ATP bioluminescência e método convencional, pela quantificação de bactérias mesófilas aeróbias e fungos totais. Foi ainda efetuado um estudo sobre a resistência aos desinfetantes e a antibióticos dos isolados bacterianos persistentes nas superfícies.

Os resultados sobre a avaliação da qualidade microbiológica das superfícies analisadas indicaram na generalidade valores baixos (≤ 50 UFC/100cm²), o que reflete a eficácia dos planos de higienização das instituições estudadas. As superfícies que mostraram níveis de contaminação superior foram o puxador da porta do WC, mesa da biblioteca e corrimões. Sobre os isolados bacterianos estudados há evidência de sensibilidade aos desinfetantes. No caso do estudo com antibióticos, os resultados mostraram 73,4% de isolados resistentes aos antibióticos penicilina e tetraciclina.

Existem áreas e superfícies críticas apresentando níveis de contaminação microbiológica significativos pelo que o plano de higienização deverá ser revisto. O método ATP bioluminescência revelou resultados interessantes, sendo que deverá ser mais estudado, baseado na identificação de variáveis que influenciam o método.

Palavras-chave: higienização, desinfecção, bactérias, fungos, ATP bioluminescência.

Abstract

Given the presence of the SARS-CoV-2 virus, the safety and health of workers in the different sectors of activity had to be ensured. Companies/institutions had to apply rules and physical restrictions, highlighting the area of hand hygiene and spaces in general, as direct contact with contaminated surfaces and/or inhalation of aerosols increases the risk of human exposure to microorganisms.

This study aims to evaluate the effectiveness of sanitation programs in educational institutions during the COVID-19 period through the application of the ATP bioluminescence method and the conventional method, by quantifying aerobic mesophilic bacteria and total fungi. A study was also carried out on the resistance to disinfectants and antibiotics of bacterial isolates persistent on surfaces.

The results on the evaluation of the microbiological quality of the analyzed surfaces generally indicated low values (≤ 50 CFU/100cm²), which reflects the effectiveness of the hygiene plans of the studied institutions. The surfaces that showed higher levels of contamination were the toilet door handle, library table and handrails. Regarding the bacterial isolates studied, there is evidence of susceptibility to disinfectants. In the case of the antibiotic study, the results showed 73.4% of isolates resistant to the antibiotics penicillin and tetracycline.

There are critical areas and surfaces with significant levels of microbiological contamination, so the sanitation plan must be revised. The ATP bioluminescence method revealed interesting results, and it should be further studied, based on the identification of variables that influence the method.

Keywords: cleaning, disinfection, bacteria, fungi, ATP bioluminescence.

ÍNDICE DE ABREVIATURAS/ ACRÓNIMOS/ SIGLAS

ARSLVT – Administração Regional de Saúde de Lisboa e Vale do Tejo

ASAE – Autoridade de Segurança Alimentar e Económica

ATP – Adenosina Trifosfato

CDC – Centers for Disease Control and Prevention

CLSI – Clinical and Laboratory Standards Institute

DGE – Direção-Geral da Educação

DGEstE – Direção-Geral dos Estabelecimentos Escolares

DGS – Direção-Geral de Saúde

EPA – Environmental Protection Agency

EPI – Equipamento de Proteção Individual

FDA – Food and Drug Administration

ISO – International Organization of Standardization

MEA – Malt Extract Agar

OMS – Organização Mundial de Saúde

OSHA – Occupational Safety and Health Administration

RBCA – Rose Bengal Chloramphenicol Agar

RODAC – Replicate Organism Direct Agar Contact

SNS – Serviço Nacional de Saúde

UFC – Unidades Formadoras de Colónias

UNICEF – United Nations Children's Fund

URL – Unidades Relativas de Luz

WHO – World Health Organization

ÍNDICE DE TABELAS

Tabela 1 – Caraterísticas dos principais desinfetantes	10
Tabela 2 – Avaliação da limpeza ambiental na zona do utente	15
Tabela 3 – Valores de referência para os halos de inibição	24
Tabela 4 – Resumo do plano de higienização da instituição de ensino 1.....	25
Tabela 5 – Resumo do plano de higienização da instituição de ensino 2.	25
Tabela 6 – Valores em UFC/100cm ² e em URL/100cm ² dos microrganismos presentes nas superfícies.	28
Tabela 7 – Valores dos fungos mesófilos totais presentes nas superfícies (UFC/100cm ²).....	31
Tabela 8 – Halos de inibição (mm) dos isolados aos desinfetantes testados.	33
Tabela 9 – Halos de inibição em milímetros (mm) e categorias para avaliação do perfil de suscetibilidade a agentes antimicrobianos.....	35
Tabela 10 – Cálculos dos valores para os agentes antibacterianos com dosagens diferentes.....	36

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 – Medidas a implementar para uma adequada e completa prevenção da COVID-19 nas empresas	2
--	---

ÍNDICE

1. INTRODUÇÃO.....	1
2. CAPÍTULO I - REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	4
2.1 Fontes de contaminação ambiental e ocupacional.....	4
2.2 Higienização e desinfecção.....	4
2.2.1 Princípios e aplicações.....	6
2.2.2 Etapas e procedimentos	6
2.2.3 Detergentes e desinfetantes	8
2.2.4 Legislação relativa à higienização.....	11
2.2.5 Impacto na saúde	12
2.2.6 Resistência a desinfetantes	13
2.2.7 Resistência aos antibióticos	14
2.3. Métodos e técnicas de avaliação da higienização.....	15
2.3.1 Métodos tradicionais.....	16
2.3.2 Métodos rápidos	17
2.4. MEDIDAS EM CONTEXTO DA PANDEMIA COVID-19	20
2.5. MATERIAL E MÉTODOS	21
2.5.1 Instituições e planos de higienização	21
2.5.2 Recolha de amostras de superfície	22
2.5.3 Método rápido – ATP bioluminescência.....	22
2.5.4 Análise microbiológica.....	23
3. CAPÍTULO II – RESULTADOS E DISCUSSÃO	24
3.1 Análise dos resultados de higienização das instituições de ensino	24
3.2 Avaliação da qualidade microbiológica das superfícies	27
3.3 Avaliação fungos totais.....	31
3.4 Perfil de suscetibilidade dos desinfetantes	32
3.5 Perfil de suscetibilidade a agentes antibacterianos	34
4. CAPÍTULO III – CONCLUSÃO.....	37
5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	39
ANEXO I – Plano de Higienização do Agrupamento Escolar	49
ANEXO II – Plano de Higienização de uma Unidade Orgânica do Ensino Superior	66

1. INTRODUÇÃO

A 11 de março de 2020 foi declarada, Organização Mundial de Saúde (OMS), em todo o mundo a pandemia COVID-19 causada pelo vírus SARS-CoV-2, e em Portugal, a confirmação do primeiro caso ocorreu a 2 de março, oriundo da Itália (ONU News, n.d.).

Em consequência desta pandemia, as instituições/empresas tiveram que sofrer profundas alterações no modo de funcionamento, dada a virulência e as características de disseminação do vírus. Tendo como princípio a garantia e a segurança e saúde dos trabalhadores e utentes de todos os sectores de atividade foi urgente a implementação de medidas de propagação da doença e do contágio (DGS, 2020b).

Apesar de ainda ser desconhecido transmissão do vírus através de superfícies contaminadas e da necessidade dos hábitos de desinfeção fora de ambientes relacionados com saúde, a OMS recomenda que essas práticas de limpeza e desinfeção também sejam adotadas para outros ambientes, como igrejas, agências funerárias, locais de trabalho, restauração, hotelaria, aviação, escolas, etc. (WHO, 2020). De acordo com *Centers for Disease Control and Prevention* (CDC), estudos sobre os fatores de transmissão ambiental e com respeito aos dados epidemiológicos, referem que, a transmissão do vírus, ocorre principalmente pela exposição a gotículas respiratórias, onde a transmissão do vírus através das superfícies é de baixo risco e não é uma das principais vias de propagação. Mesmo assim, os seres humanos podem ser infetados com SARS-CoV-2 através do contato com as superfícies contaminadas. Na generalidade dos contextos, limpar as superfícies com sabão ou detergente, é suficiente para reduzir o risco. A desinfeção é aconselhada em ambientes comunitários fechados onde ocorreu um caso suspeito ou confirmado de COVID-19 nas últimas 24 horas (Orientação n.º 014/2020 da DGS). O risco de transmissão pode ser reduzido com o uso de máscaras de forma consistente e correta, com a higienização das mãos, com a limpeza e desinfeção das superfícies mantendo as instalações seguras (CDC, 2021d).

O Estado de Emergência Nacional a 19 de março de 2020 (abrigo do Decreto do Presidente da República n.º 14-A/2020, de 18 de março), obrigou as empresas à aplicação e implementação de medidas emanadas pela Direção-Geral da Saúde (DGS), fundamentais para a prevenção da COVID-19, promovendo locais de trabalho saudáveis e seguros (DGS, 2020b). Neste sentido, como indica a Constituição da República Portuguesa, o Código de Trabalho e a Lei de Bases da Saúde, cada empresa deve assegurar a todos os trabalhadores condições de higiene, segurança e saúde durante a prestação do trabalho, empregando medidas de prevenção e de proteção à infeção por SARS-CoV-2 (DGS, 2020b).

Considerando o diploma da Resolução do Conselho de Ministros n.º 33-A/2020, de 30 de abril, que declarou a situação de calamidade em todo o território nacional, a partir de 3 de maio de 2020. Este define as regras fundamentais em matéria de funcionamento, acesso, prioridade, atendimento, higiene, segurança, horário e outras medidas relevantes e aplicáveis a cada estabelecimento. Segundo a DGS (2020), as medidas de prevenção adequadas passam por: higiene das mãos; etiqueta respiratória; distanciamento social; higienização e desinfeção de superfícies; auto monitorização de sintomas; uso de proteção individual (EPI); e (In)formação, como consta na figura 1.



Figura 1 – Medidas a implementar para uma adequada e completa prevenção da COVID-19 nas empresas (fonte: DGS, 2020).

Perante este cenário, as instituições de ensino que habitualmente são tidas como locais seguros tiveram de focar-se na limpeza e desinfecção de forma abrangente e concisa, de modo a prevenir a propagação de doenças infecciosas (CDC, 2021c). Considerando a aglomeração de estudantes e funcionários, propiciando o toque frequente nas superfícies e objetos, expondo estes indivíduos ao risco de transmissão de doenças infectocontagiosas (WHO, 2021),

Uma medida simples de evitar a propagação do vírus é a limpeza e desinfecção das superfícies e objetos tocados regularmente ou de utilização comum DGS (2020a). São exemplos de superfícies e objetos, comuns em diferentes instituições escolares: mesas, bancadas, cadeiras, puxadores, corrimão de escadas, torneiras, manípulos de autoclismo, botões de elevadores, interruptores, brinquedos, tablets, teclados de computadores e telefones. A existência de ter um plano de limpeza e desinfecção é assim essencial na redução do risco de exposição ao vírus SARS-CoV-2 (CDC, 2021a).

Neste âmbito, surge a necessidade de programar e planear uma estratégia que assegure condições de segurança e higiene nos estabelecimentos de educação e ensino, dando primazia à prevenção da doença e à diminuição do risco de transmissão do SARS-CoV-2 (DGESTE et al., 2021). Assim, a DGS, a Direção-Geral dos Estabelecimentos Escolares (DGEE) e a Direção-Geral da Educação (DGE), em conjunto, publicaram orientações, com o objetivo da disseminação do vírus (SNS, 2021). Em suma, as empresas reforçaram o plano de higienização e desinfecção. A DGS (2020), recomenda:

1. Reconsiderar o plano de higienização e desinfecção, reforçando rotinas e protocolos, principalmente nas zonas de maior risco de infeção;
2. Pensar em planos de higienização e desinfecção para as mais recentes imposições de prevenção (por exemplo: limpar uma superfície após o atendimento ao público, após uma reunião ou após a utilização de equipamentos, etc.);
3. Definir a frequência da desinfecção das superfícies, se diária, se entre cada utilização, ou outra frequência, dependendo das dificuldades presentes;

4. Obter os produtos e equipamentos essenciais, conforme a revisão do plano da empresa;
5. Empregar produtos devidamente rotulados, nas doses certas e conforme as indicações do fabricante;
6. Providenciar aos trabalhadores o material necessário para a desinfecção das superfícies;
7. Realizar monitorizações frequentes e guardar registo;
8. Garantir que os trabalhadores ou empresa prestadora de serviços cumpre as incumbências do plano de higienização e desinfecção.
9. Fazer uso de formas de comunicação para divulgar estas medidas, reuniões, ações de sensibilização, internet, etc.

Como estratégia, a necessidade de dispor de um ou mais métodos de monitorização que permita avaliar a eficácia da limpeza e desinfecção de superfícies, é um objetivo a alcançar. Deste modo, para a avaliação do grau de limpeza e desinfecção, podem ser utilizados métodos tradicionais como inspeção visual e/ou quantificação de microrganismos mesófilos aeróbios ou métodos rápidos, como os marcadores fluorescentes, ATP bioluminescência e o teste de resíduos de glucose/lactose (Furlan et al., 2019). Atualmente, os edifícios públicos ou comerciais é-lhes exigido que sejam mantidos limpos e em boas condições sanitárias, sendo normalmente utilizado o teste da inspeção visual. Lamentavelmente, a inspeção visual está dependente apenas do que é visível, onde os resíduos biológicos não são detetáveis a olho nu, logo não se consegue avaliar eficientemente se as substâncias indesejáveis foram removidas. Razão pela qual, foram identificados ‘reservatórios’ que podem colecionar substâncias indesejáveis sem a limpeza apropriada, podendo converter-se em fontes de agentes potencialmente infecciosos (Shaughnessy et al., 2013). Uma ferramenta importante para a avaliação da limpeza e desinfecção de superfícies, em diversas áreas, é a quantificação de microrganismos mesófilos aeróbios, contudo este método não fornece dados imediatos. Por outro lado, o método ATP bioluminescência é de fácil utilização e disponibiliza dados na hora (Childress III et al., 2017; Furlan et al., 2019; Sogin et al., 2020).

Considerando a importância dos planos de higienização e dos procedimentos de higiene e de segurança que devem constar nas instituições de ensino, este estudo teve como objetivo principal a avaliação da eficácia dos planos de higienização de superfícies no período COVID-19, através da avaliação da qualidade microbiológica de superfícies através da aplicação do método convencional e do método ATP Bioluminescência (quantificação de bactérias mesófilas aeróbias e fungos totais). Foi ainda efetuado o estudo sobre a sensibilidade dos isolados bacterianos presentes nas superfícies aos desinfetantes utilizados pelas instituições e estudos sobre resistência aos antibióticos, Vancomicina, Tetraciclina, Penicilina e Ticarcilina/Ácido Clavulânico.

2. CAPÍTULO I – REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Fontes de contaminação ambiental e ocupacional

Devido a uma multiplicidade de fatores, a persistência de microrganismos nas superfícies depende da espécie, do teor de humidade, da temperatura, do tipo e propriedade da superfície, e no caso dos vírus, da presença ou não de cápsula (Bright et al., 2009). Contudo, os vírus não capsulados são mais estáveis, ou seja, os mais estáveis podem permanecer até 90 dias nas superfícies enquanto que os menos estáveis, como é o caso do vírus SARS coronavírus pode sobreviver até 96 horas em superfícies inanimadas (Duan et al., 2003).

A percentagem de transferência de microrganismos para as mãos é mais favorável se a superfície for dura e não porosa, como o aço inoxidável. Vários estudos científicos, têm comprovado a transferência de vírus e bactérias das superfícies para as mãos e das mãos para as superfícies, porém não existe informação consistente, que confirme que esta transferência de microrganismos contribua para a propagação de doenças (Bright et al., 2009; King et al., 2020).

Relativamente a superfícies consideradas preocupantes quanto à sua potencialidade de transmissão de agentes infecciosos, são as seguintes: pias e vasos sanitários, componentes eletrónicos (écrans táteis e comandos de controlo), móveis e outros itens fixos, como bancadas, corrimãos, pisos e paredes (WHO, 2020). Nos estabelecimentos de ensino, segundo CDC, as salas de aula, vestiários, refeitórios e áreas afins devem ser limpas e higienizadas para evitar a contaminação ambiental e a transmissão através do contato com agentes potencialmente infecciosos. Da mesma forma, as casas de banho devem ser limpas e monitorizadas quanto à eficácia do método, para reduzir a exposição e as doenças relacionadas com agentes patogénicos (Shaughnessy et al., 2013). Os mesmos autores, referem que superfícies inanimadas revelam que a qualidade da limpeza é um fator determinante na propagação de doenças em locais fechados e lotados, incluindo escolas.

Neste sentido, o aperfeiçoamento da higiene nas instituições de ensino e formação e a limpeza direcionada para os pontos de contaminação biológica, como os locais de contato frequente, acabam por resultar na atenuação das doenças, na redução dos sintomas da síndrome do edifício doente e na diminuição do absentismo (Shaughnessy et al., 2013).

2.2 Higienização e desinfecção

O termo higiene, segundo a OMS, “refere a condições e práticas que ajudam a manter a saúde e prevenir a propagação de doenças.” A fase elementar antes da higienização das superfícies é a limpeza, neste processo a superfície deve parecer, sentir-se e cheirar a limpo. O processo de limpeza, normalmente, é executado com recurso a água, sabão e/ou detergentes para remoção de microrganismos, sujidade e impurezas das superfícies ou objetos. Através deste procedimento consegue-se remover uma quantidade significativa de material não desejado, diminuindo assim o risco de disseminação de infeções (CDC, 2016a;

UNICEF, n.d.). A limpeza pode ser realizada por ação química, mecânica (manual ou automatizada) ou térmica. A limpeza manual recorre à fricção usando, por exemplo, escovas, enquanto que na automatizada, dispõe de equipamentos que projetam líquidos sobre pressão (jatos) para a remoção da sujidade. Em muitos casos tem sido dada preferência a esta última devido à sua reprodutibilidade, consistência e à alta eficiência na remoção do material indesejado das superfícies.

A limpeza térmica utiliza água quente ou vapor de água, contudo os materiais têm que ser resistentes às temperaturas altas (Evangelista et al., 2020). Quanto à limpeza, esta pode ser classificada como molhada ou seca, onde a molhada consiste na lavagem da superfície com recurso a água e detergentes. Os fatores chave para a eficiência desta limpeza são o tempo aplicado, a temperatura usada e a concentração do detergente aplicado. Estes fatores podem ser balanceados, de forma a obter melhores resultados, por exemplo: usar menos tempo, mas aumentar a temperatura e a concentração do detergente (Nikoleiski, 2015). A limpeza a seco, realiza-se sem ou com uma quantidade muito reduzida de água, aplicada maioritariamente em partículas secas soltas ou detritos com pouca afinidade à água. Existem poucos métodos e não estão tão sofisticados como os usados na limpeza molhada, que são esfregar, raspar, escovar e a utilização do rodo. Os aparelhos de ar comprimido não são aconselhados pois contribuem para a formação de contaminantes no ar. Em alternativa, o aspirador é o método de eleição para a remoção de pó e outros materiais secos e soltos. Nas situações em que a sujidade se encontra muito aderente às superfícies, pode-se recorrer ao uso de gelo seco, onde este método provou ser muito eficaz (Nikoleiski, 2015).

Assim, segundo FSANZ (2016), para uma limpeza eficaz, deve-se ter em atenção os seguintes pontos:

1. Usualmente é necessária água morna ou quente, esta ajudará a remover a gordura, mas a temperatura não deve ser muito alta ao ponto de assar os resíduos na superfície;
2. Os detergentes devem ser apropriados a cada tarefa – por exemplo, os detergentes domésticos podem ser eficientes para a lavagem manual em extensões menores, mas os detergentes especializados podem ser necessários consoante as características do resíduo a ser removido e o equipamento em uso;
3. Habitualmente os detergentes que contêm desinfetantes não são necessários, mas se for utilizado, aconselha-se que se siga as recomendações do fabricante ou fornecedor sobre o que este pode limpar e higienizar;
4. Quando existe a necessidade de limpar grandes áreas de superfície propõem-se o uso preferencial de máquinas de lavagem, pois é consistentemente mais eficaz do que lavar à mão;
5. A limpeza sem água pode ser essencial em alguns casos.

A desinfecção é um processo que elimina os microrganismos existentes nas superfícies ou objetos, exceto os esporos das bactérias. Recorrendo ao uso de produtos químicos, este processo diferencia-se, pois destrói os microrganismos existentes nas superfícies após a limpeza, contribuindo desta forma para a redução do risco de propagação de agentes infecciosos (CDC, 2016b; UNICEF, n.d.).

Contudo, existem vários fatores que podem afetar a desinfecção de superfícies ou objetos, que de acordo com CDC (2016b) estão relacionados:

- Limpeza prévia;
- Carga orgânica e inorgânica presente;
- Tipo e nível de contaminação microbiana;
- Concentração e tempo de exposição ao germicida;
- Natureza física do objeto ou superfície (fendas, dobradiças, etc.);
- Presença de biofilmes;
- Temperatura e pH do processo de desinfecção.

2.2.1 Princípios e aplicações

A sujidade existente nas superfícies ou objetos pode dificultar a ação direta do desinfetante, anulando assim as suas propriedades germicidas. Para além disso, a concentração do desinfetante e o seu tempo de ação, são fundamentais para uma desinfecção eficaz. Consequentemente, deve-se utilizar um produto químico desinfetante à base de álcool ou cloro, depois de uma limpeza, afim de destruir quaisquer microrganismos remanescentes (WHO, 2020).

As soluções de desinfetante que apresentem diluições inadequadas (muito altas ou muito baixas) levam à diminuição da sua eficácia. Altas concentrações aumentam a exposição a químicos dos seus manuseadores como podem danificar as superfícies ou objetos. Neste âmbito, afim de garantir uma ação adequada, devem ser preparadas de acordo com as recomendações do fabricante, quanto ao volume e tempo de contato, para permitir que as superfícies ou objetos permaneçam húmidos e intocados o tempo necessário para que o desinfetante elimine os microrganismos (WHO, 2020). É importante adotar as recomendações do fabricante quanto à segurança na preparação e no manuseamento dos desinfetantes, utilizando equipamentos de proteção individual (EPI) para evitar a exposição a químicos (WHO, 2020).

A escolha do desinfetante, deve ter em conta o microrganismo, a toxicidade, estabilidade, facilidade de uso, concentração e tempo de ação, compatibilidade com outros químicos e superfícies alvo (WHO, 2020).

2.2.2 Etapas e procedimentos

A limpeza e desinfecção são procedimentos distintos que podem ser realizados separadamente, mas são os dois necessários para reduzir o risco de contaminações. Uma superfície necessita de estar bem limpa antes de ser desinfetada, pois os desinfetantes não cumprem o seu propósito na presença de sujidade ou detergentes (FSANZ, 2016).

Os procedimentos de higienização podem ser resumidos em seis etapas (ASAE, 2015; Queensland Government, 2021):

1. Limpeza prévia (é um ato que recorre à força física: raspar, limpar ou varrer afim de remover os detritos e molhar com água);

2. Limpeza profunda (uso de água quente com utilização de detergentes para remover matéria orgânica e inorgânica, respeitando as dosagens e o tempo de ação prescrito);
3. Enxaguamento (remove qualquer partícula solta ou espuma do detergente);
4. Desinfecção (quando aplicável, é usada para eliminar qualquer microrganismo remanescente e respeitando sempre as indicações de dosagens, tempo de contacto e modo de aplicação);
5. Enxaguamento (lava o desinfetante, verificar se é necessário através da leitura das instruções do desinfetante);
6. Secagem (deixar secar naturalmente, se não for exequível, secar com um pano limpo).

A limpeza e desinfecção podem ser executadas manualmente, com recurso a recipientes, frascos de spray, máquinas de lavar louça ou outro equipamento especializado, consoante o número de objetos e o tamanho a serem limpos e higienizados. Um exemplo é a utilização de um recipiente duplo para a limpeza e desinfecção de objetos ou pequenos equipamentos (FSANZ, 2016).

Uma desinfecção eficaz deve ter em atenção os seguintes fatores (Rutala & Weber, 1999; FSANZ, 2016; Vieira et al., 2016):

1. Uma vez que os desinfetantes não cumprem o seu propósito na presença de sujidade, todas as superfícies devem ser limpas antes de higienizadas;
2. No uso dos desinfetantes deve-se ter em atenção à concentração correta, à temperatura e ao tempo de contato, ver as especificações do fabricante;
3. Alguns desinfetantes precisam que o tempo de contato se prolongue para garantir que os microrganismos sejam diminuídos para um nível seguro;
4. Os desinfetantes quando diluídos apresentam uma vida útil menor, este aspeto deve ser verificado antes da sua utilização;
5. A solução de desinfetante deve cobrir totalmente as superfícies, ao molhar ou a pulverizar, deve-se ter em atenção ao equipamento com superfícies difícil alcance, pois estes necessitam de ser desmontados afim de se conseguir higienizar corretamente essas superfícies;
6. Todos os equipamentos e superfícies devem estar bem secos depois de higienizados, dado que, se usados húmidos existe uma enorme possibilidade de conter sujidade ou outros contaminantes, preferencialmente, espera-se que a superfície ou objeto seque ao ar, se forem usadas toalhas, estas devem estar limpas e secas, sendo de uso único, porque a cada passagem ficam contaminadas transportando microrganismos para outros locais;
7. Deve-se ter especial atenção para não contaminar as superfícies, objetos ou equipamentos já higienizados.

2.2.3 Detergentes e desinfetantes

Produtos como os detergentes removem “solo, sujidade, poeiras, matéria orgânica e germes (como bactérias, vírus e fungos).” Através do uso destes, a sujidade é levantada das superfícies ou objetos e arrastada com a água.

Os detergentes são constituídos por surfactantes (substâncias tensoativas), com porções hidrofílicas e hidrofóbicas, que reduzem a tensão superficial da sujidade, tornando-a mais vulnerável à ação da água, ao conferir humectação, emulsificação das gorduras e suspensão. São ainda classificados como aniónicos (os tradicionais sabões), catiónicos, não iónicos e anfotérico, conforme a sua carga iónica após a sua dissociação em água (Nikoleiski, 2015). Os surfactantes, diminuem a aderência da sujidade às superfícies, diminuindo o seu ângulo de contato, ou seja, se o ângulo for menor que 90%, o surfactante remove a sujidade por destacamento, se o ângulo for superior a 90%, a sujidade é removida por emulsificação ou solubilização (Showell, 2006). Contudo, os detergentes podem ter na sua composição enzimas, agentes oxidantes, agentes coadjuvantes, corantes e fragrâncias. As enzimas atuam sobre as substâncias orgânicas tornando a sua remoção mais fácil, os agentes coadjuvantes potenciam a ação dos detergentes e os agentes oxidantes promovem a remoção de proteínas, branqueando as manchas de sujidade e podem ser à base de cloro (hipoclorito de sódio) ou oxigénio (percarbonato de sódio) (Nikoleiski, 2015).

Segundo a Administração Regional de Saúde de Lisboa e Vale do Tejo (ARSLVT) (2020), a maioria dos microrganismos são removidos através do uso comum de detergentes, contudo eles devem satisfazer os seguintes pressupostos:

1. Estar devidamente rotulados e identificados na embalagem de origem;
2. Possuir o rótulo escrito em português onde conste:
 - a. Composição do produto;
 - b. Indicação de utilização (diluição);
 - c. Indicação de conservação;
 - d. Prazo de validade, antes de diluído;
 - e. Prazo de validade, após diluição;
3. O detergente deve ser:
 - a. Biodegradável, ter pH neutro ou ligeiramente alcalino;
 - b. Preferencialmente não iónico (pois produzem menos espuma);
 - c. Diluído no momento da sua utilização;
 - d. Utilizado na dose correta (com a utilização de doseadores) e de acordo com as instruções do fabricante;
 - e. Adequado à(s) superfície(s) em que vai ser utilizado: não ser corrosivo para metais, vidros e porcelanas;
 - f. Ser compatível com plásticos e borrachas;
 - g. Estar fechado sempre que não esteja a ser utilizado;

h. Não deixar resíduos.

4. O detergente não deve conter desinfetante associado, com exceção do que é usado nas instalações sanitárias, em que se recomenda a utilização de um detergente que contenha desinfetante (ARSLVT, 2020, p.3).

Segundo o CDC (2020) idealmente, os produtos de limpeza têm que comportar, de forma eficaz, a capacidade de remover sujidade, solo e várias substâncias orgânicas. Contudo, necessitam de ser biodegradáveis e não devem promover a poluição ambiental. A limpeza com recurso a detergentes remove, mas não elimina a totalidade dos microrganismos, em contrapartida, os desinfetantes são mais eficazes na eliminação dos microrganismos, mas estes normalmente são mais dispendiosos e menos amigos do ambiente (Dancer, 2011).

Segundo (CDC, 2016c), existem três categorias de desinfetantes, organizados na sua ação germicida: alto nível, nível intermédio e baixo nível. Poucos desinfetantes conseguem eliminar esporos, contudo, os chamados esterilizantes químicos conseguem através de uma exposição mais prolongada entre 3 a 12 horas, eliminar os esporos. Com um tempo de exposição mais curto (20 minutos) e em concentrações idênticas, os desinfetantes de alto nível, são capazes de eliminar todos os microrganismos menos a maior parte dos seus esporos. Os desinfetantes de baixo nível operam por um tempo de exposição entre os 10 minutos e destroem a generalidade das bactérias vegetativas, alguns fungos e vírus. Outros, os desinfetantes de nível intermédio, destroem micobactérias, bactérias vegetativas, a maioria dos vírus e fungos, mas não necessariamente eliminam os esporos das bactérias. Os germicidas divergem sobretudo no seu espectro antimicrobiano e na rapidez de ação. Impreterivelmente, a limpeza deve anteceder a desinfecção (CDC, 2016c).

Os desinfetantes podem ser agentes químicos ou físicos, que atuam num processo de destruição ou inativação dos microrganismos em superfícies inertes. A ARSLVT (2020), Rutala e Weber (2015) e Baptista (2003) sugerem os seguintes produtos de desinfecção de superfícies:

1. Hipoclorito de Sódio (vulgo lixívia) é biocida, usado para a desinfecção de superfícies (Regulamento EU, 2012) e a DGS recomenda a utilização deste produto na concentração de 0,05%v/v. Na desinfecção de superfícies de uso comum deve ser usado numa diluição de 0,05% (1 medida de produto em 99 medidas iguais de água). Perante um caso suspeito ou confirmado de COVID-19, a diluição deve ser de 0,1% (ou seja: 1 medida de hipoclorito de sódio para 49 medidas iguais de água). Assim que empregado o produto deve-se aguardar 10 minutos antes de enxaguar (ou 20 minutos para zonas críticas ou semicríticas), ficando a secar ao ar ambiente, tendo em atenção de manter uma ventilação adequada. Contudo, deve-se ter o cuidado de nunca misturar lixívia com outras substâncias, como por exemplo o amoníaco, pois pode originar a libertação de gases tóxicos. Esta solução desinfetante ao longo do dia vai perdendo a sua eficácia, logo não deve ser guardada mais que um dia. Outra particularidade deste desinfetante é que com o tempo corrói o metal.

2. Solução alcoólica a 70% (vulgo álcool etílico) é uma solução que pode ser usada em todas as superfícies, embora faça perder a cor a alguns plásticos. Nas superfícies de metal é das soluções mais eficazes contra o SARS-CoV-2. Contudo, as soluções superiores a 95% são mais voláteis, tornando-os menos eficazes na desinfecção de superfícies, pelo que deve ser evitado o seu uso.
3. Dicloroisocianurato (Trocloseno), normalmente apresentam-se sob a forma de pastilhas ou grânulos, pelo que permitem uma concentração controlada, são solúveis em água e têm uma ação bactericida contra bactérias Gram-negativo e Gram-positivo. Pode ser aplicado na desinfecção de aço, borracha, plástico, vidro e porcelanas.
4. Peróxido de hidrogénio, (vulgo água oxigenada) é um agente com ação desinfetante, biocida, com capacidade de eliminar o vírus SARS-CoV-2, pode ser utilizado em superfícies metálicas pois não é corrosivo. No entanto, não existe evidência científica, quando utilizado na saúde pública ou privada em superfícies que não entra em contacto com os alimentos.

O CDC (2016a) apresenta uma classificação dos desinfetantes consoante o seu componente principal, posteriormente será apresentada uma tabela com cada substância e respetiva informação detalhada (ver tabela 1).

Tabela 1 – Características dos principais desinfetantes (adaptado de: CDC, 2016a).

Substância	Características
Álcool	O álcool é um ingrediente comum nos desinfetantes, pois destrói bactérias e inativa vírus em altas taxas. Não é eficaz contra esporos bacterianos. O álcool deve ser usado e armazenado em áreas bem ventiladas, porque é inflamável. Também pode exigir mais tempo de permanência do que outros desinfetantes. Para uma concentração bactericida ideal é necessário ter uma solução em água de 60% a 90% (volume/volume). É um desinfetante de nível intermédio.
Cloro e compostos de cloro	O cloro e os compostos à base de cloro, podem combater uma ampla gama de microrganismos patogénicos, incluindo bactérias e vírus. Não deixam resíduos tóxicos, são uma opção barata e de rápida ação, removem organismos secos ou fixos, biofilmes das superfícies e têm uma baixa incidência relativamente à toxicidade grave. Os compostos de cloro podem ser perigosos e mortais, se em grandes doses. Ventilação adequada, proteção da pele e outros EPI's são necessários. O cloro tem sido usado há muito tempo como desinfetante no tratamento da água. É um desinfetante de nível intermédio.
Formaldeído	Tem sido utilizado na esterilização e como desinfetante. A solução aquosa do formaldeído é bactericida, tuberculocida, fungicida, virucida e esporicida. O formaldeído é um potencial carcinogénico, classificado segundo a Occupational Safety and Health Administration (OSHA), que limita a quantidade de tempo a que os trabalhadores podem ficar expostos ao formaldeído. Mesmo em níveis muito baixos, o formaldeído pode deixar um odor muito forte e produzir gases irritantes. Embora seja um desinfetante extremamente eficaz, não é amplamente utilizado devido ao seu cheiro e aos riscos à segurança.
Glutaraldeído	O glutaraldeído é usado para desinfetar equipamentos sensíveis ao calor na área da saúde, como hospitais e clínicas dentárias. Caso contrário, o CDC refere que é muito tóxico e caro para se usar, mesmo quando o produto é diluído. As áreas devem ser bem ventiladas ao usar produtos à base de glutaraldeído.
Peróxido de hidrogénio	Os produtos à base de peróxido de hidrogénio são geralmente conhecidos como opções de desinfetante "mais seguras" e sustentáveis. É um eficaz germicida, ativo contra bactérias, leveduras, fungos, vírus e esporos. O peróxido de hidrogénio separa naturalmente os agentes patogénicos e não deixa cheiro ou odor. É um desinfetante de nível intermédio.

Compostos iodados	Os compostos iodados não são comumente usados como desinfetantes por causa do seu cheiro e toxicidade, mas podem penetrar facilmente nas paredes dos microrganismos patogênicos. Eles também podem manchar as superfícies. Os compostos iodados têm sido usados como antissépticos. Nenhum produto com iodo como ingrediente principal tem aprovação do Food and Drug Administration (FDA).
Ortoftalaldeído	O ortoftalaldeído é considerado um desinfetante de alto nível comparável ao glutaraldeído, mas não irrita a pele e os olhos nem tem um odor forte. Estudos demonstraram que os desinfetantes à base de ortoftalaldeído podem durar mais tempo nas superfícies.
Ácido paracético	O ácido paracético é considerado muito instável quando diluído, vai perdendo rapidamente as suas características ao longo do tempo, mas não deixa resíduos. É de rápida ação contra todos os microrganismos, ótimo na remoção de material orgânico e não deixa resíduos. Mantém a sua capacidade mesmo em presença de matéria orgânica e consegue eliminar esporos, mesmo a baixas temperaturas. O ácido paracético pode corroer cobre, latão, bronze, aço puro e ferro galvanizado. É usado para desinfetar equipamentos médicos em hospitais.
Ácido paracético e peróxido de hidrogénio	A combinação de ácido paracético e peróxido de hidrogénio pode destruir quase todos os microrganismos patogênicos, exceto esporos bacterianos, em 20 minutos.
Fenóis	Os produtos à base de fenol são populares nos hospitais há quase quatro décadas, mas estudos mostram que eles podem não ser capazes de inativar os vírus. Muitos produtos fenólicos estão registrados na Environmental Protection Agency (EPA) para uso em superfícies como: mesas de cabeceira, grades e superfícies de laboratórios, pois estes são absorvidos por materiais porosos, e o desinfetante residual pode irritar a pele.
Compostos de amónio quaternário	Os compostos de amónio quaternário são comumente usados nos produtos desinfetantes, porque são de baixo custo e de ação rápida contra os microrganismos patogênicos. São bons agentes de limpeza, mas com alta dureza da água e materiais como algodão absorvem os ingredientes ativos deste agente, tornando-o menos eficaz. Geralmente são: fungicidas, bactericidas e virucidas contra vírus lipofílicos (com cápsula); eles não são esporicidas e geralmente não são tuberculocidas ou virucidas contra vírus hidrofílicos (sem cápsula). Os produtos com compostos de amónio quaternário podem ser usados em superfícies que variam de móveis e pisos a equipamentos médicos. É um desinfetante de nível baixo.

Na generalidade, os desinfetantes/produtos químicos foram produzidos com um propósito próprio, para serem utilizados de uma certa forma. Por isso, o utilizador deve ler os rótulos e a ficha dos dados de segurança, de modo a confirmar que o produto correto seja escolhido para o uso desejado para que seja empregue de maneira eficiente (CDC, 2016c).

Nesta perspetiva, devido aos custos excessivos e consequências a nível da saúde ocupacional dos trabalhadores, não se devem trocar os desinfetantes por outros, e usar concentrações incorretas e desinfetantes inadequados, sem esquecer de utilizar o EPI mais adequado (CDC, 2016c).

2.2.4 Legislação relativa à higienização

Os agentes microbianos estão regulados pela EPA ou FDA, onde a primeira agência é responsável por regular os produtos antimicrobianos usados nas superfícies, requerem um registo desses produtos e as fontes dos ingredientes ativos. O FDA regula os antimicrobianos usados em humanos ou animais, onde circunscreve se os componentes ativos usados em medicamentos de venda livre são seguros e eficazes.

Na União Europeia (EU), os produtos desinfetantes, encontram-se no Regulamento EU 528/2012, que regulariza os produtos biocidas. Conhecido como Biocidal Products Regulation (BPR), que aprova o Regulamento Técnico-Sanitário para o fabrico, comercialização e uso de biocidas.

Os biocidas são amplamente utilizados em produtos domésticos e alimentos como desinfetantes ou conservantes. Biocida é definido como uma substância química ou microrganismo que é capaz de destruir, dissuadir, tornar inofensivo ou exercer um efeito de controle sobre qualquer organismo prejudicial por meios químicos ou biológicos (EU_Regulation, 2012).

No contexto da emergência de saúde pública de âmbito internacional causada pela doença COVID-19, a 21 de abril, a DGS divulga a informação N.º 014/2020 relativa à limpeza e desinfecção de superfícies em estabelecimentos de atendimento ao público ou similares. Complementarmente, a DGS publica a Ficha Técnica (SAÚDE E TRABALHO | MEDIDAS DE PREVENÇÃO DA COVID-19 NAS EMPRESAS), no qual, sistematiza, as principais medidas de prevenção da COVID-19 que o empregador deve assegurar nos locais de trabalho, incluindo práticas de limpeza e desinfecção dos espaços de trabalho.

2.2.5 Impacto na saúde

O contato direto com as superfícies contaminadas ou a inalação de aerossóis produzidos durante a manipulação dessas superfícies, acresce o risco de exposição humana por contato com os microrganismos, podendo resultar em doenças infecciosas ou não-infecciosas (Kwan et al., 2018).

Neste âmbito, ao limpar as superfícies diminuímos a concentração e a viabilidade dos microrganismos patogénicos, limitando assim a exposição a alérgenos (desencadeantes) da asma e na diminuição dos sintomas respiratórios da árvore brônquica superior (Kwan et al., 2018). Por exemplo, as infeções adquiridas em ambiente hospitalar, representam uma taxa de mortalidade e morbilidade considerável, com aproximadamente 1,7 milhões de infeções e 99 mil mortes por ano, dados publicados pelo CDC em 2007. Porém, calcula-se que 20 a 40% das infeções associadas ao meio hospitalar, são devido à infeção cruzada através das mãos dos profissionais de saúde, após contato direto com os utentes ou indiretamente nas superfícies ocupacionais contaminadas (Rutala & Weber, 2013).

Segundo Rutala e Weber (2013), a contaminação ambiental apresenta um papel relevante na transmissão de microrganismos infecciosos, onde se encontra bem fundamentado na literatura científica. Destacam-se os seguintes microrganismos: *Staphylococcus aureus* resistente à meticilina (MRSA), *Enterococcus* resistente à vancomicina (VRE), *Acinetobacter*, Norovirus e o *Clostridium difficile*. Estes agentes revelaram que conseguem permanecer nas superfícies durante horas ou até dias, e em certos casos meses, contaminam as superfícies dos quartos de utentes colonizados ou infetados, e como resultado os utentes recém-admitidos nesses quartos ficam expostos a um fator de risco acrescido, pois apresentam grande probabilidade de ficarem colonizados ou infetados.

Independentemente, de estarmos a assistir a uma preocupação constante por uma limpeza e desinfecção mais eficaz e eficiente, existem evidências crescentes de que a exposição a certos produtos de limpeza, pode causar efeitos agudos e crónicos na saúde, particularmente doenças respiratórias. A limpeza

convencional e os produtos desinfetantes, são misturas complexas de ingredientes químicos, alguns dos quais estão associados a efeitos adversos à saúde humana, incluindo sensibilidade e irritação cutânea e respiratória, asma ocupacional e bronquite crônica. A exposição ocupacional, é potencialmente prejudicial, devido a vários fatores, como: as características químicas dos produtos de limpeza ou desinfecção, as características físicas (aerossóis), os métodos de aplicação do produto (pulverização), e as características do ambiente ocupacional (ventilação, tamanho da sala) (Quinn et al., 2015).

Muitos desses produtos podem ser aplicados por rotina, em superfícies de ambientes ocupacionais, como: instituições hospitalares, shoppings, escolas, serviços de restauração e hotelaria. De acordo com (Jaakkola & Jaakkola, 2006; Zock et al., 2010), na última década, foi documentado um aumento do risco de asma, bronquite crônica, entre outros sintomas a nível respiratório e dermatites, detetado entre zeladores e outros trabalhadores com exposição regular a agentes de limpeza e atividades de limpeza.

2.2.6 Resistência a desinfetantes

Os desinfetantes têm vindo a exercer um papel vital na saúde ecológica e numa vida mais segura, apresentando aplicações potenciais na medicina, no tratamento e distribuição de água, na indústria alimentar, na indústria agrícola, ambientes hospitalares, entre outros (Sharma et al., 2020; Zare Afifi & Blatchley, 2016). Contudo, a inexistência de planeamento e gestão apropriada, levou ao uso descomedido de desinfetantes, surgindo assim, um aumento de bactérias com genes resistentes aos antibióticos (Kim et al., 2018). Pois, os desinfetantes diluídos e os resíduos que permanecem no ambiente podem aumentar a resistência bacteriana, estas adaptam-se e tornam-se mais tolerantes aos desinfetantes (Cloete, 2003). É surpreendente, pois tem-se vindo assistir a um aumento da taxa de bactérias resistentes a desinfetantes, o que reduzirá muito a eficiência de eliminação dos desinfetantes, representando uma séria ameaça à saúde humana, pois as bactérias resistentes a múltiplas drogas estão a ser detetadas com mais frequência (Zhu et al., 2021).

Contudo, uma forma de resolver este problema e melhorar a eficiência dos desinfetantes passa por compreender os fatores que afetam essa resistência. Primeiro, a resistência dos desinfetantes depende das características das bactérias, distintos tipos de bactérias apresentam diferentes suscetibilidades aos biocidas. Normalmente, os esporos bacterianos dispõem maior resistência aos desinfetantes, seguidos por micobactérias, bactérias Gram-negativas e cocos (Russell, 1999). Segundo, a resistência aos desinfetantes está relacionada com as características bacterianas, com a concentração e ao estado físico dos desinfetantes e às condições ambientais. Além de que, a resistência aos desinfetantes resulta de fatores ambientais, como: temperatura, pH, tempo de exposição, entre outros. Por exemplo, se a temperatura aumentar, pode elevar significativamente a espessura e densidade do biofilme, desenvolvendo assim resistência aos desinfetantes (Naïtali et al., 2009; J. Wang et al., 2019).

Com a redução da eficácia dos desinfetantes, a multiplicação microbiana é inegável, o que poderá levar a que os tratamentos médicos enfrentem grandes desafios. Ora, isto levaria a que doenças transmitidas

através de vários vetores, continuariam a surgir se os agentes patogénicos não passarem a ser mais sensíveis aos desinfetantes, levando a consequências graves na vida e saúde (Tong et al., 2021).

Contudo, a presença de desinfetantes no meio ambiente é altamente prejudicial, dando oportunidade às bactérias de adquirirem multirresistências. Por isso, é inegável que se otimizem estratégias de modo a controlar a utilização de desinfetantes de forma razoável (Tong et al., 2021).

2.2.7 Resistência aos antibióticos

Segundo Watkins e Bonomo (2016), mais de 70% das bactérias patogénicas são resistentes a pelo menos um antibiótico, e pensa-se que 2 milhões de infeções são causadas por esses patogénicos a cada ano, resultando em aproximadamente 23.000 mortes.

Hoje em dia, a maioria dos antibióticos em uso, na medicina ou na agricultura, são resultantes ou produzidos a partir de um grupo de bactérias existentes no solo, chamadas de actinobacteria. Estes organismos são produtores férteis de metabólitos especializados, como: os antibióticos estreptomicina, tetraciclina, cloranfenicol, eritromicina e vancomicina. É claro que estas bactérias são resistentes aos metabólitos que elaboram, pois caso contrário iriam ser eliminadas pela sua própria prole (Perry et al., 2016).

Watkins e Bonomo (2016) fazem referência aos principais fatores que influenciam a resistência aos antibióticos, que são os seguintes:

1. A grande quantidade de bactérias presentes nas unidades de saúde, permite a transferência destas dentro da comunidade, deixando que a resistência surja;
2. Adesão inadequada às práticas de controlo de infeção;
3. Aumento do número de utentes de alto risco (por exemplo: quimioterapia, diálise, transplantados e utentes que residem em instituições de cuidados de longo prazo);
4. Uso excessivo de antibióticos na agricultura;
5. Viagens e turismo global (incluindo turismo médico);
6. Saneamento deficiente e sistemas de água contaminados, pode levar à disseminação de bactérias resistentes nas águas residuais;
7. Prescrição desajustada de antibióticos nos cuidados de saúde (por exemplo: para infeções virais ou para ciclos de terapia inadequadamente longos);
8. Prescrição excessiva de antibióticos de largo espectro, pode exercer pressão seletiva nas bactérias comensais (bactérias da nossa flora);
9. Escassez de testes de diagnóstico rápido para orientar a prescrição adequada de antibióticos;
10. Inexistência de vacinas aprovadas para patogénicos resistentes a medicamentos.

Contudo, a diminuição do consumo de antibióticos por si só não é suficiente, de modo a interromper a resistência aos antibióticos, este fenómeno requer uma abordagem multifacetada. Nesta perspetiva, passaria por fornecer testes de diagnósticos mais rápidos, gerir a administração de antibióticos e redes de vigilância, não são ideias novas, mas, no entanto, são amplamente benéficas. Também é importante o

conceito de visibilidade global, pois atualmente existem várias bases de dados públicas e projetos de vigilância global, de várias agências internacionais, que colaboram no combate a esta problemática, como por exemplo: Global Report on Surveillance da WHO (Holmes et al., 2016; Watkins & Bonomo, 2016).

2.3. Métodos e técnicas de avaliação da higienização

A monitorização da higiene é um processo sistemático, com a finalidade de verificar a eficácia dos planos de higienização ou da limpeza em geral. Normalmente, são utilizados: os métodos tradicionais (inspeção visual e contagem de microrganismos mesófilos aeróbios) e os métodos rápidos (marcadores fluorescentes, ATP bioluminescência, teste de resíduos de glucose/lactose) (Boyce et al., 2011; Carling, 2013; Furlan et al., 2019; Ruiz-Llacsahuanga et al., 2021, Stuart-Moonlight, 2019).

Segundo Luick et al. (2013), é preferível optar pelo uso de mais que um método de monitorização, pois a inspeção visual, isoladamente, é subjetiva. Assim, permite a obtenção de evidências para a promoção da melhoria contínua.

Existem deficiências substanciais nos métodos de monitorização na avaliação do processo de higienização, mas o CDC (2010) realça que se deve ponderar as vantagens e fraquezas de cada método de forma a determinar qual ou quais os métodos a utilizar, que melhor satisfaz os interesses da instituição. Os fatores que distinguem cada abordagem de monitorização são discutidos abaixo e resumidos na tabela 2.

Tabela 2 – Avaliação da limpeza ambiental na zona do utente (fonte: CDC, 2010).

Método	Fácil utilização	Identifica patogénicos	Precisão	Útil para formação	Monitorização programática
Observação direta	Baixo	Não	Variável	Sim	Difícil
Placas de contato	Alto	Sim	Alto	Não	Não
Sistema de culturas agar	Moderado	Possível	Moderado	Não	Possível *
Marcadores fluorescentes	Alto	Não	Alto	Sim	Sim
ATP bioluminescência	Alto	Não	Variável	Sim	Possível *

* avalia a limpeza no momento e não o processo de limpeza

Os microrganismos indicadores, podem ser um organismo ou um grupo de microrganismos que vão refletir as condições microbiológicas em geral, de uma superfície ou objeto. De salientar, que a existência destes microrganismos não significa que estamos perante um microrganismo patogénico ou não (Buchanan & Oni, 2012; Milios et al., 2014).

Conforme Buchanan e Oni (2012), o método de contagem de microrganismos mesófilos aeróbios totais (referido também como bactérias mesófilas aeróbias totais ou método padrão), tem sido utilizado como indicador geral da higienização e na avaliação da eficácia dos procedimentos.

Em seguida, serão apresentados os métodos tradicionais e os rápidos.

2.3.1 Métodos tradicionais

Os métodos tradicionais, mais concretamente as culturas, mensuram a quantidade de microrganismos encontrados nos locais em estudo, porém são influenciados pelo processo de amostragem, tratamento e condições de crescimento (por exemplo: temperatura e tempo de crescimento) (Nivens et al., 2009).

Estes métodos estão sujeitos ao crescimento microbiano, de forma que, consoante o grupo de microrganismos em questão, poder-se-á vir a ter resultados ao fim de 24 a 72 horas. Estes instrumentos de monitorização, assentes na enumeração e sem resultados em tempo real, levam a desvios nas soluções encontradas para uma limpeza eficaz, protelando a realização de ações de correção quando foi verificada uma limpeza ineficaz (Maturin & Peeler, 2001).

Além disso, necessitam de utilizar um local com laboratório, ter profissionais treinados para processar as amostras e adquirir diversos materiais de laboratório (como por exemplo: incubadoras, pipetas, meios de crescimento). Assim, só as empresas que conseguem suportar financeiramente e gerir continuamente ou contratar terceiros para executar essas atividades, podem efetivamente utilizar estas ferramentas de monitorização alicerçadas nas culturas de microrganismos (Sogin et al., 2020).

a) Inspeção visual

Habitualmente é dada preferência à inspeção visual como método para aferir a eficiência da limpeza e desinfecção. Consegue-se verificar falhas grosseiras da limpeza, como sujidade visível, pó, manchas e humidade, pelo que, revela-se útil para avaliar a técnica de higienização (Frota et al., 2020).

A inspeção visual não fornece informação fiável, quer qualitativa quer quantitativa, acerca da limpeza. Os microrganismos são invisíveis e impreterivelmente não estão associados à sujidade visível. Este método é subjetivo, pois está sujeito à interpretação individual do que está limpo ou não. Em muitas ocasiões a impressão de limpeza pode ser afetada pela desordem, excesso de equipamentos, espaços apertados e defeitos das instalações (Dancer, 2011). Portanto, a inspeção visual utilizada isoladamente apresenta-se como um indicador ténue da qualidade da limpeza e desinfecção, pelo facto de se poderem considerar superfícies contaminadas como limpas (Frota et al., 2020).

Carling (2013) refere que, após ter constatado em vários estudos, a inspeção visual fornece uma avaliação objetiva da atividade dos serviços de limpeza e verifica se os protocolos foram cumpridos. Este método é útil para certificar os trabalhadores dos serviços de limpeza com fins educacionais. Mas, esta abordagem de monitorização pragmática apresenta limitações, relativamente, na definição de parâmetros objetivos para um desempenho adequado, como as variáveis inter-observadores e o efeito Hawthorne (alteração do comportamento que os indivíduos em estudo adotam, pelo fato de saberem que estão a ser observados).

b) Contagem de microrganismos aeróbios

Este método tem sido largamente empregado para monitorizar a limpeza de superfícies, que se resume à colheita de amostras possivelmente impregnadas de microrganismos, sendo depois sujeitas a um meio de cultura com condições favoráveis para o seu crescimento. Em consequência, o resultado é expresso em unidades de colónias de aeróbios totais ou em microrganismos específicos, (Frota et al., 2020). Assim, este método apenas é indicado como parte da monitorização, pois leva pelo menos dois dias a realizar a contagem das colónias e a identificar os microrganismos, para além do fato de ser dispendioso (Carling, 2013; Frota et al., 2020). Em contrapartida, fornece dados mais concretos e com elevada especificidade, pois pode identificar e quantificar uma ampla variedade de microrganismos viáveis. É um método de fácil aplicação e acesso, empregue nas mais diversas organizações (Frota et al., 2020).

c) Inoculação por contato

É um método simples de utilizar, basta pressionar o meio de cultura (agar) contra a superfície a estudar e deixar incubar o tempo que for necessário (Stuart-Moonlight, 2019).

O método de inoculação por contato usa placas do tipo RODAC (*Replicate Organism Direct Agar Contact*), pode ser utilizada em função do tipo de microrganismos que se quer investigar, por exemplo:

- Placas para contagem total (*Plate Count Agar* – PCA);
- Recontagem de enterobactérias (*Violet Red Bile Glucose Agar* – VRBG);
- Recontagem de bolores e leveduras (*Saboraud Chloramphenicol Agar*).

Este método originalmente tinha sido desenvolvido para avaliação quantitativa de líquidos, apresenta benefícios quanto à capacidade da área de superfície fixa da placa para quantificar carga microbiana viável, mas possui todas as limitações das culturas de microrganismos (Carling, 2013).

2.3.2 Métodos rápidos

Os métodos rápidos são caracterizados por realizarem a deteção, contagem, caracterização e subtipagem de microrganismos (patogénicos e deterioração), obtendo respostas de forma simples, confiável e em menos tempo do que os métodos convencionais (Leotta, 2009). Os testes rápidos são utilizados para verificar a presença de marcadores biológicos fruto do metabolismo dos microrganismos ou dos alimentos, estes são de uso fácil, portáteis, rápidos e conseguem oferecer melhorias em tempo útil quanto ao processo de limpeza. Em oposição à monitorização por culturas, os métodos rápidos, não necessitam de um laboratório e nem profissionais treinados para a realização dos testes (Sogin et al., 2020).

a) Marcadores fluorescentes

Os marcadores fluorescentes apresentam-se sob a forma de gel, pó e creme. Foram desenvolvidos com o intuito de marcar superfícies ou objetos de toque frequente antes da execução da limpeza. O pó e o creme têm sido usados com o intuito educacional, devido à sua visibilidade evidente (creme e pó); facilidade com que pode ser perturbado (pó) e a dificuldade na remoção (o creme seca à exposição do ar); limita o seu uso

na monitorização, e em contrapartida, também existe pouca ou nenhuma evidência científica publicada do seu uso com esta finalidade (Guh & Carling, 2010).

Contrariamente a isto, o gel fluorescente seca de forma transparente sob as superfícies ou objetos, resiste à abrasão, e existem vários estudos que demonstram a sua exatidão na avaliação objetiva e na quantificação do impacto das intervenções educativas sobre a limpeza (Guh & Carling, 2010). Este método é empregado para avaliar se a limpeza foi executada de forma correta e consiste na aplicação de um gel fluorescente sobre as superfícies. A monitorização, dessa limpeza, é realizada através da passagem de uma luz ultravioleta sobre as superfícies. A ausência de marcas indica que a fricção aplicada foi efetiva, logo a limpeza é considerada conforme. No entanto, este método não determina se a desinfecção é adequada (Gordon et al., 2014).

Nos últimos anos, nos Estados Unidos e noutros países, foram realizados estudos que usaram o gel fluorescente, especificamente desenvolvido para avaliar a limpeza em segredo (sem ser detetado pelo equipa de limpeza), em contextos de saúde e em locais públicos (Carling, 2013).

No entanto, a remoção do gel fluorescente das superfícies, pode significar que a substância aplicada terá que ser retirada com aplicação de força física, uma vez que estas podem ter sido efetivamente desinfetadas, mas não necessariamente bem limpas, podem provavelmente serem sinalizadas como mal limpas (Carling, 2013). Contudo, este método é simples de implementar e exige pouco equipamento. Quando combinado com intuito educativo e a opinião dada aos colaboradores de limpeza sobre o seu desempenho, pode melhorar substancialmente a regularidade com que superfícies são limpas durante o processo de higienização. Em contrapartida, este método não oferece dados sobre o nível de contaminação e não proporciona uma avaliação quantitativa da limpeza (Boyce et al., 2011).

b) ATP bioluminescência

O método adenosina trifosfato (ATP), foi considerado em vários estudos, referentes a ambientes escolares, como viável, rápido, quantitativo, fornece dados em tempo real, e apresenta uma abordagem económica para avaliar a eficácia da limpeza em várias superfícies e objetos. Tradicionalmente, tem sido utilizado com frequência, apresentando-se como um marcador fundamental, na localização e quantificação da matéria indesejável (Shaughnessy et al., 2013).

A molécula de ATP é a fonte imprescindível de energia dentro das células e foi descoberta em 1929. Desde então, o ATP tem sido reconhecido como o combustível universal dentro das células vivas, ele dá energia a atividades moleculares o que vai permitir às células trabalhar e prosperar (Khakh & Burnstock, 2010).

Os primeiros testes, que empregavam a deteção de ATP, foram realizados na indústria alimentar, por volta de 1970 em produtos e nas superfícies em 1980. Ao longo dos anos seguintes, os testes tornaram-se menos dispendiosos, os reagentes apresentaram melhor durabilidade, surgiram luminómetros rápidos e portáteis, com maior reprodutividade, melhorando os custos associados, tornando-se, a partir de 1990, no método de monitorização mais utilizado. É capaz de fornecer resposta aos regulamentos e solicitações industriais, permitindo verificar os sistemas de produção, onde tem em consideração os pontos críticos e a

análise de risco, deste modo, este método permite a manutenção de uma excelente higienização de superfícies e objetos (Mildenhall & Rankin, 2020).

A mensuração do ATP realiza-se através de uma reação enzimática onde é identificada e quantificada como bioluminescência, sendo que o ATP é o reservatório da energia dos sistemas biológicos. Este método converte o ATP num sinal de luz, onde é medido através de um instrumento que fornece uma medição quantitativa de ATP da biomassa em Unidades Relativas de Luz (URL). Neste sentido, a seguir à limpeza e à redução da matéria indesejável, existe uma diminuição do ATP mensurável (Shaughnessy et al., 2013).

Recentemente, este método de monitorização, tem vindo a ser aplicado a nível hospitalar, onde foram testadas várias superfícies de cozinhas e cantinas. Na última década, foram lançadas várias iniciativas pelo Reino Unido, de forma a conter as infeções nosocomiais, onde o método ATP bioluminescência apresenta um papel ativo na monitorização de áreas de cuidados intensivos, blocos operatórios, equipamentos cirúrgicos, postos de enfermeiros e áreas dos utentes, dando especial atenção às superfícies e objetos de toque frequente, como: comandos das camas, telefones, botões de atendimento, interruptores, linhas intravenosas, puxadores, e outros botões de equipamento médico (Carling, 2013; Childress III et al., 2017; Ellis et al., 2018; Frota et al., 2020; Huang et al., 2015; Mildenhall & Rankin, 2020).

Apesar de algumas superfícies terem sido desenhadas para garantir uma adequada higienização, estas são por diversas vezes porosas ou inadequadas, para além de que, a recontaminação é uma realidade pois as áreas são de contínuo uso, tanto na indústria alimentar como a nível hospitalar. Portanto, o teste ATP bioluminescência é regularmente usado como um indicador de limpeza e higienização eficaz ou para validar novos processos de limpeza (Mildenhall & Rankin, 2020).

c) Teste de resíduos de glucose/lactose

É um método rápido de monitorização e consiste na deteção das moléculas de glucose ou lactose nas superfícies ou objetos. Traduz-se numa reação de oxidação catalítica entre a glucose e a enzima glucose oxidase, esta reação origina uma alteração de cores, sendo que quanto mais intensa for a cor mais moléculas de glucose ou lactose vamos ter presentes na superfície ou objeto. Assim, este tipo de teste rápido, classificado como colorimétrico, é prático, pouco dispendioso e consiste numa ferramenta qualitativa em que não são necessários instrumentos adicionais, para efetuar a análise, sem ser a zaragatoa (Ruiz-Llacsahuanga et al., 2021). Tanto o teste de ATP como o de resíduos de glucose/lactose podem ser utilizados no local onde se pretende monitorizar a limpeza e obter resultados em menos de cinco minutos. Da mesma forma, estes testes promovem a confirmação das boas práticas de limpeza em tempo real (Ruiz-Llacsahuanga et al., 2021).

d) Teste de proteínas e carboidratos

Outro método rápido, que se encontra disponível, é o método de proteínas e de carboidratos. É muito usado na indústria alimentar, são fáceis de manusear e as zaragatoas têm reagentes que alteram a cor conforme o nível de contaminação (Stuart-Moonlight, 2019).

Os testes de proteínas estão mais indicados para produtos de origem animal, enquanto que os carboidratos para o sector de padaria. Os resultados são obtidos em poucos minutos, mas não indicam a carga microbiana presente na superfície. Podem ser uma ferramenta útil na monitorização da limpeza, afim de confirmar a sua eficácia (Stuart-Moonlight, 2019).

2.4. MEDIDAS EM CONTEXTO DA PANDEMIA COVID-19

A pandemia COVID-19 converteu-se num desafio para as instituições como hospitais, escolas, hotéis, indústria, entre outros, pois tiveram que se adaptar a novos protocolos e diretrizes emitidas pela OMS e CDC. Aumentando ou reforçando medidas de segurança de modo a reduzir o risco de infeção para os trabalhadores e clientes.

Como já exposto anteriormente, a DGS com a DGE e com a DGEstE (2020), emanaram orientações de forma a fortalecer a prevenção da disseminação do vírus SARS-CoV-2 nas atividades letivas presenciais, não letivas e formativas dos alunos, durante o ano letivo. Designadamente, estas entidades referem que os estabelecimentos de ensino devem definir um Plano de Higienização com informação relativa à “limpeza e desinfecção de superfícies em ambiente escolar, no contexto da pandemia COVID-19” (DGESTE et al., 2021).

As escolas devem-se organizar, sempre que as condições físicas o permitam, de forma a que as turmas evitem a interação nos períodos de aulas, intervalos e refeições; garantir que cada turma tenha aulas na mesma sala com lugar permanente; utilizar de preferência salas amplas e arejadas; instalar as mesas sempre com a mesma orientação, de modo a evitar que os alunos fiquem virados de frente uns para os outros e se viável junto das paredes e janelas; prevenir a aglomeração de alunos na biblioteca e sala de informática; estabelecer e identificar circuitos de entrada e saída; definir intervalos mais curtos e estabelecer zonas específicas para evitar ajuntamento de pessoas; conceber e difundir normas de utilização das salas do pessoal docente e não docente (DGESTE et al., 2021).

De acordo com o CDC (2021b), as escolas exercem um papel importante na vida dos estudantes, pelo que cada pessoa, instituição ou organização deve-se preparar com o intuito de dar resposta à transmissão do vírus. Neste sentido o CDC (2021b), fornece sugestões sobre como reduzir a transmissão da COVID-19 em instituições de ensino. Segue-se, resumidamente, algumas dessas sugestões.

- a) Relativamente ao distanciamento físico: manter uma distância de 2 metros, sempre que possível; limitar a mistura entre grupos, evitar partilha de objetos; alterar as configurações da sala de aulas; restringir aglomerações; estabelecer circulação unidirecional nos corredores, salas de aula e instalações escolares; encerrar espaços como cafetarias e jardins de infância; alterar horários das aulas, a fim de evitar aglomerados; fixar sinais encorajando o distanciamento de 2 metros, para o uso de máscara e higiene das mãos e respiratória;
- b) Em relação à higiene das mãos: ensinar e reforçar a higiene das mãos frequente, entre alunos e funcionários; à entrada e saída da escola estimular a higiene das mãos; colocar sinais que

promovam a higiene frequente das mãos; garantir o acesso às instalações de higiene das mãos; assegurar que as estações de lavagem das mãos permitam a sua correta utilização (que os utilizadores molhem as mãos sob um jato de água corrente, esteja disponível sabonete e material para secar as mãos de utilização única); o produto de limpeza das mãos deve ser à base de álcool, com pelo menos 60% de teor de álcool;

- c) Para a higiene respiratória: recomenda-se o uso de máscara de pano, se for possível; solicitar o uso de máscara sempre que os funcionários e alunos estiverem em território escolar; afixar sinalização a reforçar o uso de máscara, como usar e remover; disponibilizar informação acerca da etiqueta respiratória aos funcionários e alunos; alertar para que estudantes e funcionários fiquem em casa em caso de apresentarem sintomas ou testes positivos; avaliar à entrada a temperatura ou sintomas de doença aos alunos e funcionários;
- d) No que se refere à limpeza e desinfecção: deve-se reforçar a limpeza e desinfecção das superfícies frequentemente tocadas, pelo menos uma vez dia ou mais vezes sempre que possível, pela equipa de limpeza; aumentar a ventilação e fluxo de ar, abrindo janelas e portas; proporcionar ao pessoal de limpeza os materiais necessários de limpeza e EPI específicos; fornecer informação ao pessoal de limpeza sobre quando e como limpar, desinfetar e como preparar com segurança as soluções desinfetantes; deve-se fechar todos os espaços usados por uma pessoa doente até serem limpos e desinfetados.

2.5. MATERIAL E MÉTODOS

2.5.1 Instituições e planos de higienização

As *Guidelines* para o Controlo Ambiental e o CDC recomendam que se “monitore” o desempenho da higienização, a fim de garantir a consistência da limpeza e desinfecção de superfícies. No contexto da COVID-19, foi observado empenho contínuo e mudanças nas instituições de ensino, com a aplicação dos planos de higienização e monitorização.

O estudo foi realizado em duas instituições de ensino, uma pertencente ao agrupamento escolar constituída por 09 unidades educativas (três jardins-de-infância, três escolas básicas com 1.º ciclo, duas escolas básicas com 1.º ciclo e jardim-de-infância e a Escola Básica com 2.º e 3.º ciclo, Escola-Sede) apresentando cerca de 565 alunos e 29 funcionários, a outra pertence a uma unidade orgânica do ensino superior com cerca de 2600 estudantes, 360 docentes e 43 funcionários não docentes.

A 1ª instituição apresenta um plano de higienização diário efetuado por funcionários internos, com uma abrangência a paredes e tetos, superfícies a cima do chão (bancadas, mesas, cadeiras, corrimãos, outros), equipamentos existentes nas áreas, instalações sanitárias e pavimentos (último a limpar). Os produtos de limpeza de limpeza diária são: uma solução amoniacal (cerca de 20 ml desta solução em 500 ml de água) para aplicação nas superfícies acima do chão; solução à base de amónio quaternário (cloreto de benzalcónico) para limpeza e desinfecção das áreas do refeitório e bufete; solução à base de hipoclorito de

sódio (diluição 1/100) usado nas instalações sanitárias e nas áreas de COVID-19 suspeito ou confirmado; e solução à base de álcool a 75% para desinfecção diária das mãos. Relativamente à frequência da limpeza e desinfecção das diferentes áreas, estão explanadas sucintamente na tabela 4.

A 2ª instituição apresenta um plano de higienização global com periodicidade diário para a maioria das superfícies, havendo lugar a limpeza semanal e/ou anual apenas para situações muito particulares (ex: vidros). Neste processo são utilizados cerca de 7 produtos de limpeza diferentes, tais como: detergentes líquidos (sabão, cera acrílica, limpa vidros), detergente à base de hidróxido de sódio, detergente desincrustante com Ácido Fosfórico, detergente amoniacal e pastilhas de cloro. A frequência da limpeza e desinfecção das diferentes áreas, encontra-se exposta, resumidamente, na tabela 5.

Os ensaios realizados, ocorreram após a higienização das superfícies, conforme o Plano de Higienização COVID-19, do agrupamento escolar (ver anexo I) e a da Unidade Orgânica do Ensino Superior (ver anexo II).

2.5.2 Recolha de amostras de superfície

A recolha de amostras para análise microbiológica utilizou-se o método da zaragatoa. O procedimento consistiu em mergulhar a extremidade da zaragatoa num tubo com uma solução estéril, retirou-se (o excesso de líquido foi retirado por compressão contra a parede do tubo) e passou-se na superfície a avaliar, fazendo com que a zaragatoa rodasse em zigzag, compreendendo uma área de 10x10 cm², com ajuda de um molde quadrado. A ponta da zaragatoa foi recolhida dentro de um frasco estéril contendo 5 ml de solução de ringer estéril. Todas as amostras foram condicionadas em mala térmica e enviadas para o laboratório para análise num período inferior a 2h.

Foram recolhidas 86 amostras no total, em dias diferentes, correspondendo a 63 amostras para análise do método convencional e 23 para o método ATP bioluminescência. As amostras recolhidas foram de superfícies como mesas, cadeiras, puxadores de portas, corrimões, teclados de computadores, balcões, entre outros.

As amostras foram recolhidas sempre pela mesma pessoa de forma a diminuir interferências resultantes da colheita, tendo sido cumpridas as regras de higiene e de segurança neste tipo de procedimento.

2.5.3 Método rápido – ATP bioluminescência

A recolha de amostras, foi efetuada de forma asséptica, tendo especial atenção para não tocar com a zaragatoa em qualquer outro local que não o para analisar. Assim, a colheita da amostra foi realizada numa superfície de aproximadamente 100cm² através da utilização de um molde (10x10 cm²).

Material utilizado no teste ATP, foi o Luminómetro Hy-Lite 2 (Merck®) e zaragatoas descartáveis (Merck®). Foram utilizados conjuntos de flaconetes produzidos pela empresa Merck®.

Através da utilização de zaragatoas, recolheu-se a amostra que foi introduzida no flaconete onde ocorreu a reação no compartimento dos reagentes. Para que a reação ocorra é necessário um complexo genericamente conhecido como luciferina-luciferase, que na presença de moléculas de ATP, realiza a

hidrólise destas transformando-as em fotões que são medidos pelo luminómetro portátil (HY-LITE 2 – Merck®). A reação é efetuada logo após a colheita da amostra dentro do próprio flaconete, e após alguns segundos de reação os resultados são expressados em URL.

2.5.4 Análise microbiológica

As amostras recolhidas em tubo, foram previamente homogeneizadas e procedido ao plaqueamento de 0,1 ml em placa pelo método de espalhamento em agar nutritivo (NA, Merck®) e em Malt Extract Agar (MEA, Merck®) e em Rose Bengal Chloramphenicol Agar (RBCA, Merck®). Estes meios de cultura foram utilizados para a quantificação de bactérias mesófilas aeróbias totais e fungos mesófilos (os 2 últimos). Todas as placas foram a incubar durante 2 e 7 dias. Após a incubação, procedeu-se à contagem das colónias existentes e respetivo cálculo das Unidades Formadoras de Colónias (UFC) por 100 cm² e a testes de morfologia (teste Gram), catalase e oxidase para a identificação preliminar dos isolados bacterianos.

2.5.5 Estudo sobre resistência a desinfetantes e antibióticos dos isolados bacterianos

Para os estudos da suscetibilidade dos isolados bacterianos foram repicadas as colónias representativas das superfícies analisadas e procedeu-se ao isolamento em agar nutritivo e incubação durante 48h a 37°C. Após este período foram efetuadas suspensões de cada isolado bacteriano em 2 ml de caldo nutritivo e posterior inoculação de 0,2 ml em agar nutritivo. Foram analisados 30 isolados bacterianos.

Foi utilizado o método de difusão em disco em agar nutritivo, para os testes de sensibilidade/resistência aos desinfetantes [solução amoniacal (20ml de solução diluída em 500ml água), solução à base álcool de 75%, solução à base de amónio quaternário e solução álcool gel a 75%] e aos seguintes antibióticos [vancomicina 5µg, penicilina 1,5 unidades (un), tetraciclina 30µg e ticarcilina 75µg/ácido clavulânico 10µg]. A escolha dos desinfetantes, incidiu nos utilizados, durante o período em estudo, nas duas instituições.

Os resultados foram analisados de acordo com as normas do *Clinical and Laboratory Standards Institute* (CLSI) (CLSI, 2020), segundo as quais foi medido o diâmetro do halo de inibição observado em milímetros (mm) e classifica as estirpes nas seguintes categorias: resistente (R), intermédio (I) ou sensível (S). Nas situações que não foi possível testar um determinado antibiótico é referido nos resultados como não determinado (ND). Os valores obtidos foram comparados com os valores de referência do CLSI, apresentados na tabela 3.

Tabela 3 – Valores de referência para os halos de inibição, segundo CLSI (2019).

Agente	Conteúdo do disco	Diâmetro do halo de inibição, em mm		
		Resistente	Intermédia	Sensível
Valores de halos inibitórios esperados para <i>Enterococcus</i>				
Vancomicina	30 µg	≤ 14	15-16	≥17
Penicilina	10 un	≤ 14	-	≥15
Tetraciclina	30 µg	≤ 14	15-18	≥19
Valores de halos inibitórios esperados para <i>Enterobacteriaceae</i>				
Ticarcilina/Ácido Clavulânico	75/10 µg	≤ 14	15-19	≥20
Tetraciclina	30 µg	≤ 11	12-14	≥15
Valores de halos inibitórios esperados para <i>Staphylococcus</i>				
Vancomicina	30 µg	-	-	≥15
Penicilina	10 un	≤28	-	≥29
Tetraciclina	30 µg	≤ 14	15-18	≥19
Valores de halos inibitórios esperados para <i>Neisseria gonorrhoeae</i>				
Penicilina	10 un	≤26	27-46	≥47
Tetraciclina	30 µg	≤30	31-37	≥38

3. CAPÍTULO II – RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1 Análise dos resultados de higienização das instituições de ensino

Conforme tabela 4 e 5, observa-se que as instituições cumprem as orientações emanadas pela DGS, no que concerne às frequências e produtos de limpeza, para as diferentes áreas. Após algumas conversas informais, com colaboradoras das instituições, constatou-se que a classificação das áreas estava bem definida (suja, intermédia e limpa) e demonstraram conhecimento em termos dos diferentes níveis de atuação, relativos a cada área. Notou-se que utilizavam baldes diferentes consoante a área e no final eram higienizados. O uso de detergentes e desinfetantes, aparentemente, mostrou-se adequado. Durante o período em que as instituições estiveram fechadas, as funcionárias, tiveram formação na área de higienização de superfícies em contexto COVID-19.

Em relação às superfícies de toque frequente, notou-se que nem sempre o planeado era cumprido e durante a recolha de amostras, podemos observar que algumas superfícies continham poeiras e marcas digitais das mãos.

Na instituição de ensino 1, as tarefas de higienização eram essencialmente realizadas pelas colaboradoras, ficando a higienização das mãos ao cargo de cada indivíduo, dado que, esta instituição é ocupada, essencialmente por crianças e jovens. Contudo, na instituição de ensino 2, o plano de higienização está a cargo de uma empresa subcontratada com tarefas diárias de higienização de pavimentos, essencialmente, áreas de instalações sanitárias, salas e áreas administrativas. As tarefas de higienização de superfícies por cada utilização, ficam à responsabilidade de cada utilizador (estudantes e docentes e funcionários não docentes), havendo instruções precisas no manual de higiene e segurança disponível a toda a comunidade escolar.

Tabela 4 – Resumo do plano de higienização da instituição de ensino 1.

INSTITUIÇÃO DE ENSINO 1				
Espaço escolar	Áreas	Frequência da limpeza	Procedimentos e produtos	Responsável
1º, 2º e 3º ciclos	Casas de banho	• 2 vezes de manhã • 1 vez ao fim do almoço • 2 vezes à tarde	1. Água e detergente/desinfetante 2. Espalhar uniformemente, deixar atuar no mínimo 10 minutos 3. Enxaguar com água 4. Deixar secar ao ar	Funcionário
	Salas de aula	No final de cada utilização e sempre que haja mudança de turma		
	Salas de professores	• 1 vez de manhã • 1 vez ao fim do almoço • 1 vez à tarde		
	Refeitório	Logo após a utilização de um grupo e antes de outro entrar		
	Zonas e objetos de uso comum	Corrimões, maçanetas das portas, interruptores, zonas de contacto frequente: • 2 vezes de manhã • 1 vez ao fim do almoço • 2 vezes à tarde		

Tabela 5 – Resumo do plano de higienização da instituição de ensino 2.

INSTITUIÇÃO DE ENSINO 2				
Espaço escolar	Áreas	Frequência da limpeza	Procedimentos e produtos	Responsável
Ensino Superior	Casas de banho	Diário (várias vezes)	1. Água e detergente/desinfetante 2. Espalhar uniformemente e deixar atuar no mínimo 10 minutos 3. Enxaguar com água 4. Deixar secar ao ar	Funcionário
	Salas de aula	Diário		Funcionário/Estudantes e Docentes
	Salas de professores	Diário		Funcionário/Estudantes e Docentes
	Refeitórios	Diário (várias vezes)		Funcionário/Estudantes e Docentes
	Zonas e objetos de uso comum	Diário		Funcionário

Quando se fala de higiene, e essencialmente no período da pandemia COVID-19, as primeiras preocupações centraram-se na importância de lavar e desinfetar as mãos e na desinfecção regular das superfícies, de forma a impedir que o vírus se propague e contamine trabalhadores, fornecedores, utentes e visitantes nas instalações das organizações/instituições.

A higiene de todas as superfícies e objetos apresenta um elevado impacto na qualidade de vida e segurança dos trabalhadores, alunos e visitantes destes estabelecimentos de ensino. A higiene traduz as condições e medidas necessárias para controlar a disseminação de doenças.

Atenta a esta realidade em todo o mundo, a OMS recomendou a adoção de medidas, hábitos e condutas, nos locais onde vivemos e trabalhamos, que resultem numa mudança de atitude e comportamento de modo a reduzir e, se possível, evitar a propagação de doenças (WHO, 2021).

O cenário de COVID-19, implicou alterações de comportamentos a vários níveis, e levou à necessidade de se adequarem os planos de higienização organizacionais à nova realidade, e consequentemente, uma mudança de comportamento dos profissionais, consciencializando-os da importância da mesma. A mudança é um processo demorado porque não depende exclusivamente dos agentes que a desejam, mas também de todos aqueles envolvidos e da própria organização. Pois a mudança precisa de ser uma necessidade sentida, uma vez que pode ser entendida como aumento da carga de trabalho (Turrini & Lacerda, 2004).

Neste caso, podem existir dificuldades em cumprir as ações do plano de higienização implementado, relacionado com os recursos humanos, por motivos pessoais e organizacionais, sendo que, algumas características individuais refletem a cultura da organização e as condições da sua realidade social, mas não só, como também os valores e padrões culturais individuais. Isto leva a que, muitas vezes, a capacitação técnica, as condições das infraestruturas, a iniciativa pessoal isolada e a boa vontade, inviabilizem o plano de higienização, tornando-se impossível a sua generalização, pelo que é necessário contextualizá-lo à realidade em que se insere (Turrini & Lacerda, 2004).

O processo de formação/educação dos trabalhadores deve ser promovido pela instituição empregadora, viabilizando a adesão destes às novas tarefas. É importante, pois através da produção e reprodução contínua desses conhecimentos adquiridos e da sua aplicação na prática quotidiana, os trabalhadores a nível individual e coletivo vão demonstrando adesão aos novos conceitos, conduzindo à eficiência e eficácia do plano de higienização implementado (Azambuja et al., 2004).

Contudo, quando se realiza monitorizações dos processos de limpeza, Herzing e Jacobsson (2019) referem que, é importante comunicar os resultados dessa monitorização aos colaboradores, pois isto trará efeitos positivos.

Segundo Zhang et al. (2021), afim de controlar e prevenir infeções é importante realizar a higienização das superfícies de hora em hora, mas a lavagem das mãos feita mais que uma vez em duas horas, revela-se crucial para a redução de microrganismos patogénicos. Estes autores referem ainda, que os teclados e os ratos evidenciam-se como grandes reservatórios de microrganismos patogénicos e são potenciais vetores associados à transmissão de infeções.

Almeida (2020), relativamente à evolução da pandemia, refere que, surgiram novos riscos a uma velocidade maior do que a prevenção. Desta forma, como emergiram novas situações no local de trabalho, os trabalhadores necessitam de ser incentivados a ter atenção (por exemplo: através de formações, comunicações), de modo a conseguirem dar uma resposta correta na execução das suas tarefas, no combate à pandemia. Também se recomenda que se dê relevo às novas interações entre trabalhadores, assim como a novos instrumentos e contextos.

Sublinha-se a importância do adequado dimensionamento da equipa de profissionais de limpeza, pois para a promoção da eficácia e eficiência dos planos de higienização de qualquer instituição, torna-se imperativo adequar o número destes profissionais a cada área e a situações extraordinárias como: surtos, obras e reformas (Divisão de Infecção Hospitalar et al., 2019). Assim, como se pode observar nas tabelas 4 e 5, e na sequência da pandemia COVID-19, houve um aumento no número de tarefas executadas para o mesmo número de funcionários.

Pois devido à pandemia, este grupo de profissionais garantiu a correta execução do plano de higienização nas duas instituições de ensino em estudo, através do aumento da frequência de novas tarefas e de novos procedimentos, recorrendo ao uso de novos produtos e equipamentos (por exemplo EPI).

É importante salientar que as comunidades de microrganismos, existentes nas superfícies, conseguem reaparecer mesmo após uma higienização eficiente. Segundo, Kwan et al. (2018), os microrganismos conseguem se restabelecer nas superfícies ao fim de 2 a 5 dias, pelo que, é recomendável uma limpeza frequente.

3.2 Avaliação da qualidade microbiológica das superfícies

São apresentados na tabela 6 os resultados globais da avaliação relativa à contagem de microrganismos mesófilos aeróbios totais e à avaliação por URL. Genericamente, os resultados evidenciam valores baixos de contaminação microbiológica das superfícies.

Das 63 amostras analisadas, 23 amostras (36,5%) não obtiveram crescimento microbiano nas superfícies, e 35% amostras mostraram uma contaminação inferior a 50 UFC/100cm². Comparando as 2 instituições, a Instituição 1 representa a maioria das contaminações acima deste valor, com 25,4% das amostras.

As superfícies que evidenciaram maior contaminação dizem respeito à porta da casa de banho feminino, em aglomerado revestido a melamina, apresentando 500 UFC/100cm²; uma mesa da biblioteca (aglomerado revestido a melamina) com 380 UFC/100cm², um teclado (plástico) do computador da receção pertence com 360 UFC/100cm² e 310 e 290 UFC/100cm² pertencentes a dois corrimões das escadas (madeira), todos pertencentes à instituição 1.

Comparativamente com o método ATP Bioluminescência, cerca de 52% das amostras foram a baixo ou igual a 250 URL/100cm². No caso das amostras que apresentaram valores > 250 URL/100cm², foram uma porta do wc feminino, teclado do computador da biblioteca, corrimão das escadas, puxador de sala de aulas (duas vezes), mesa do refeitório, mesa sala de apoio, balcão do bufete (duas vezes), suporte de lavatório do refeitório e puxador wc dos estudantes. Os materiais que constituem estas superfícies são: aglomerado revestido a melamina, plástico, madeira, metal e inox.

Tabela 6 – Valores em UFC/100cm² e em URL/100cm² dos microrganismos presentes nas superfícies.

Superfícies	Material das superfícies	UFC/100 cm ²	URL/100 cm ²	Superfícies	Material das superfícies	UFC/100 cm ²	URL/100 cm ²	Superfícies	Material das superfícies	UFC/100 cm ²	URL/100 cm ²
Instituição de ensino 1 – amostras				Instituição de ensino 1 – amostras				Instituição de ensino 2 – amostras			
Mesa	Aglomerado	70	-	Mesa	Aglomerado	50	-	Balcão	Madeira	80	-
Mesa	Aglomerado	10	27	Puxador	Metal	30	190	Mesa	Aglomerado	10	-
Mesa	Aglomerado	0	-	Mesa	Aglomerado	30	-	Puxador	Metal	0	-
Puxador	Metal	10	22	Puxador	Metal	30	200	Teclado	Plástico	0	-
Puxador	Metal	0	-	Corrimão	Madeira	310	-	Puxador	Metal	10	-
Porta	Aglomerado	30	-	Teclado	Plástico	10	16	Mesa	Aglomerado	0	-
Porta	Aglomerado	500	1400*	Mesa	Aglomerado	380	-	Corrimão	Pedra	10	170
Teclado	Plástico	360	-	Corrimão	Madeira	210	-	Palmatória de cadeira	Plástico	0	-
Teclado	Plástico	0	4100*	Mesa	Aglomerado	10	-	Corrimão	Pedra	20	80
Mesa	Aglomerado	30	-	Cadeira	Madeira	0	250	Mesa	Aglomerado	0	-
Corrimão	Madeira	100	10000*	Teclado	Plástico	50	-	Puxador	Metal	10	320*
Mesa	Aglomerado	0	-	Puxador	Metal	0	830*	Mesa	Aglomerado	10	-
Puxador	Metal	10	4100*	Palmatória de cadeira	Plástico	50	-	Mesa	Aglomerado	0	-
Corrimão	Madeira	0	-	Interruptor	Plástico	30	-	Mesa	Pedra	0	-
Mesa	Aglomerado	10	-	Corrimão	Madeira	290	-	Mesa	Pedra	20	-
Suporte de laboratório	Inox	230	1400*	Ecrã tátil	Plástico	0	120	Mesa	Aglomerado	0	120
Mesa	Aglomerado	100	-	Mesa	Aglomerado	0	240	Teclado máq. café	Plástico	60	-
Mesa	Plástico	10	2300*	Corrimão	Inox	50	130	Mesa	Aglomerado	0	-
Mesa	Aglomerado	50	-	Suporte de laboratório	Inox	200	530*	Mesa	Aglomerado	10	-
Puxador	Metal	10	-	Balcão	Inox	0	580*	Mesa	Aglomerado	0	-
Mesa	Aglomerado	0	-								
Balcão	Inox	0	2800*								
Balcão	Pedra	0	-								

Legenda: * – níveis não aceitáveis [níveis de referência: método ATP bioluminescência $\leq$ 250 URL/100cm² – aceitável, segundo (Boyce et al., 2011; Chan et al., 2015; Shimoda et al., 2015); método convencional $<$ 250 UFC/100cm² – aceitável, segundo (Boyce et al., 2011; Dancer, 2014; Giovino et al., 2018; Huang et al., 2015)].

Atualmente, não existem regulamentações técnicas ou diretrizes sobre a monitorização microbiológica de superfícies. Segundo Giovino et al. (2018), quando se procura na literatura sobre a avaliação quantitativa dos níveis de contaminação microbiana das superfícies, não se observam padrões ou referências legislativas, logo não existem limites oficiais de contaminação para serem usados como critério a nível nacional e internacional, de modo a triar por meio do ATP e microbiologicamente as superfícies. Exceto para a área alimentar, onde apresentam valores guia para avaliação da qualidade microbiológica de alimentos prontos a comer, e a nível hospitalar, mais precisamente na área do bloco operatório. Neste contexto, para superfícies de toque frequente foram propostas como referência microbiológica $<$ 2,5 UFC/cm² e $<$ 1 UFC/cm² para a contagem de potenciais organismos patogénicos (Boyce et al., 2011; Dancer, 2014; Giovino et al., 2018; Huang et al., 2015). Numa revisão sobre o uso do teste ATP-bioluminescência nos hospitais e na indústria alimentar de Mildenhall e Rankin (2020), os valores de referência podem variar entre $<$ 100 a $<$ 500 URL e a área de amostragem preferencialmente utilizada foi de 100 cm². Para este estudo de investigação, foi considerado o valor $\leq$ 250 URL ou $\leq$ 2,5 URL/cm² como valor de referência para níveis aceitáveis de limpeza, tendo como fundamento outros trabalhos de investigação (Boyce et al., 2011; Chan et al., 2015; Shimoda et al., 2015).

A contagem das colónias de microrganismos totais evidencia grande quantidade de resultados aceitáveis referentes à limpeza das superfícies das duas instituições, tendo como referência microbiológica para

níveis aceitáveis de limpeza $<2,5\text{UFC}/\text{cm}^2$. Conforme Boyce et al. (2011), estes níveis de limpeza podem ser atribuídos devido à atenção dada às práticas de higiene diária nas organizações/instituições nos últimos anos. Além de que, devido ao estado de pandemia COVID-19 que atravessamos, a DGS (2020b, 2020a) propôs procedimentos e frequências de limpeza mais incisivas afim de evitar a propagação do vírus de forma a diminuir a mortalidade e a morbidade. De igual forma a WHO (2020) e a UNICEF (n.d.) dão ênfase à frequência da higienização das mãos e superfícies.

Relativamente aos materiais das superfícies avaliadas, com base na literatura existente, Rheinbaben et al. (2000) e Rusin et al. (2002) referem, que todas as superfícies examinadas nos seus estudos eram suscetíveis de terem altas taxas de transferência das mãos das crianças e adultos através do contato normal e uso durante o dia, porque grande parte das superfícies eram feitas de materiais não porosos, como os plásticos, laminados e o inox.

No presente estudo, verificamos que o plástico, aglomerado revestido a melamina, metal e o inox, são os materiais não porosos que evidenciaram mais microrganismos, independente do método utilizado. Neste seguimento, existem outros estudos, que sugerem que o material do qual é feito as superfícies ou objeto, pode influenciar o nível de carga microbiana (Shimoda et al., 2015; Veerachamy et al., 2014; Wang et al., 2014).

Conforme, Shimoda et al. (2015), deve-se ter em conta as propriedades do material de que é feito a superfície ou objeto, pois este pode influenciar os valores de ATP, levando a que sobrevalorize a limpeza. No que diz respeito aos objetos de inox, podemos constatar que nas avaliações realizadas às superfícies deste material, como por exemplo: o balcão, o suporte de lavatório e o corrimão do refeitório, evidenciaram valores altos de URL/100cm². Verran e Whitehead (2005), especificam que a fixação de microrganismos nas superfícies de inox é muito induzida pela temperatura e humidade, levando à sobrevivência e proliferação de organismos. Como o balcão de inox pertence ao bufete, um local propício a diferenças de temperatura devido à existência de equipamentos normais, para a confeção de refeições, que levam ao aumento da temperatura, e por ser um local favorável à proliferação de microrganismos devido à existência de bastante matéria prima, e por isso nutriente disponíveis.

Relativamente às superfícies em inox, estas segundo Colbert et al. (2015), podem apresentar uma propensão para a regeneração de microrganismos. Portanto, este fato pode justificar alguns dos valores obtidos, pois no caso do balcão e o suporte do lavatório, ambos de inox, obtivemos valores URL/cm² não aceitáveis de limpeza, sendo que a razão principal pode estar associada a resíduos de alimentos, e por isso ATP disponível.

O teclado do computador da receção e a mesa da biblioteca, são superfícies que apresentaram contaminação, pois são frequentemente usadas por mais que uma pessoa e por deterem de um tempo de contato prolongado com mãos e braços, durante o uso. Este facto vai de encontro aos achados do estudo de Bright et al. (2009).

Comparativamente aos resultados URL/100cm² das superfícies de inox, os de madeira como o corrimão, no primeiro dia, foram bastante altos do que outros materiais. Podendo indicar que estas superfícies foram mais tocadas que as superfícies de aglomerado revestido a melamina ou as de plástico.

Contudo, podemos estar perante um fator físico desconhecido, como rugosidade ou desgaste, o que proporciona aos microrganismos esconderijos (Shimoda et al., 2015).

A leitura dos valores URL, pode ser influenciada pelo tipo de material da superfície onde é realizado o teste, conforme Shama e Malik (2013) e Shimoda et al. (2015), como se pode verificar pelos resultados obtidos neste estudo. As características físicas das superfícies avaliadas interferiram com a acumulação de ATP, como por exemplo a rugosidade da madeira.

No nosso estudo procurou-se estabelecer uma relação direta entre o método microbiológico e o ATP bioluminescência. Assim, quando consideramos a correlação entre as leituras efetuadas pelos dois métodos, observou-se que muitas superfícies onde se utilizaram estes métodos de monitorização, a classificação quanto aos níveis de aceitação de limpeza, não foram comparáveis.

Por exemplo, quando observamos o valor mais alto de ATP de 10000 URL/100cm², o valor correspondente em termos microbiológicos não é dos mais altos, seria de esperar outro valor. Desta forma, Boyce et al. (2011) explica, no seu estudo, que os resultados obtidos para o método ATP eram menos propensos a serem considerados aceitáveis do que de acordo com os critérios do método convencional, relativamente a superfícies de toque frequente. Da mesma forma, outros autores, descrevem esta falta de correlação observada nos valores dos dois métodos, encontrada neste estudo (Aycicek et al., 2006; Boyce et al., 2011; Kwan et al., 2018; Mulvey et al., 2011; Oliveira et al., 2014). Esta carência de correlação, de acordo com Shaughnessy et al. (2013), Boyce et al. (2011) e Russotto et al. (2016), deve-se ao facto do método ATP bioluminescência não medir diretamente microrganismos, mas uma variedade de formas microbiológicas, que podem indicar a presença de material celular. Em suma as culturas microbiológicas mensuram microrganismos viáveis enquanto que o método ATP avalia o ATP total: matéria orgânica, microrganismos vivos ou mortos.

Colbert et al. (2015) evidencia que é possível que bactérias como a *Escherichia coli*, que têm a capacidade de passar para uma fase dormente, não são viáveis de ser desenvolvidos nos meios de cultura padrão, logo não são quantificáveis em termos de UFC. Este facto pode explicar porque temos, no nosso estudo, valores obtidos através do método ATP e não dispomos de dados das análises microbiológicas, como no caso do teclado (4100 URL/100cm² – 0 UFC/10cm²), balcão (2800 URL/100cm² – 0 UFC/10cm²), puxador (830 URL/100cm² – 0 UFC/10cm²), balcão (580 URL/100cm² – 0 UFC/10cm²). Além disso, podemos ter nestas superfícies resíduos orgânicos de outras células, como referido anteriormente.

A presença de matéria orgânica, desinfetantes e químicos nas superfícies, pode interferir com os dados obtidos através do método ATP bioluminescência, como menciona Mildenhall e Rankin (2020), estes resíduos podem afetar a reação enzimática que produz o sinal de luz medido pelo luminómetro (Vogel et al., 2014). Apesar disso, no momento da recolha das amostras, as superfícies aparentemente estavam sem resíduos de químicos.

Contudo, Ruiz-Llacsahuanga et al. (2021) especifica que, os métodos rápidos como o do ATP bioluminescência são uma mais valia, mas para a monitorização dos processos de higienização, os métodos tradicionais ainda são necessários.

3.3 Avaliação fungos totais

Os fungos apesar das suas propriedades benéficas também podem ser prejudiciais à saúde humana, através das suas micotoxinas, patogenia, alérgenos, deterioração dos alimentos e da biodeterioração de materiais (Sterflinger, 2010). Pelo que, despertou interesse em avaliar a exposição a estes agentes fúngicos, pois estão associados a um conjunto de efeitos adversos, com grande impacto na saúde pública (Viegas et al., 2016). Como apresentado na tabela 7, podemos observar que as superfícies não apresentam contaminação por fungos, e apenas os três corrimões de madeira, o suporte do lavatório do refeitório e a mesa da biblioteca, apresentaram crescimento em meio de cultura MEA. Parte destes resultados foram confirmados no meio de cultura RBCA (a mesa da biblioteca, dois corrimões de madeira). Portanto, ao que tudo indica, os corrimões de madeira e a mesa da biblioteca de aglomerado revestido a melamina, são as superfícies que revelaram presença de fungos. Segundo Kwan et al. (2018), 25% dos fungos encontrados no ambiente são alérgenos, estes agravam doenças como asma atópica e não atópica (Dannemiller et al., 2016).

Tabela 7 – Valores dos fungos mesófilos totais presentes nas superfícies (UFC/100cm²).

Superfícies	Material das superfícies	Fungos mesófilos (UFC/100m2)		Superfícies	Material das superfícies	Fungos mesófilos (UFC/100m2)		Superfícies	Material das superfícies	Fungos mesófilos (UFC/100m2)	
		MEA	RBCA			MEA	RBCA			MEA	RBCA
Instituição de ensino 1 – amostras				Instituição de ensino 1 – amostras				Instituição de ensino 2 – amostras			
Mesa	Aglomerado	ND	ND	Mesa	Aglomerado	3	4	Balcão	Madeira	5	ND
Mesa	Aglomerado	ND	ND	Puxador	Metal	6	ND	Mesa	Aglomerado	19	5
Mesa	Aglomerado	ND	ND	Mesa	Aglomerado	4	ND	Puxador	Metal	ND	ND
Puxador	Metal	ND	ND	Puxador	Metal	ND	ND	Teclado	Plástico	ND	ND
Puxador	Metal	ND	ND	Corrimão	Madeira	30	12	Puxador	Metal	ND	ND
Porta	Aglomerado	ND	ND	Teclado	Plástico	4	ND	Mesa	Aglomerado	ND	ND
Porta	Aglomerado	ND	ND	Mesa	Aglomerado	15	21	Corrimão	Pedra	2	1
Teclado	Plástico	ND	ND	Corrimão	Madeira	16	2	Palmatoria de cadeira	Plástico	ND	ND
Teclado	Plástico	ND	ND	Mesa	Aglomerado	ND	ND	Corrimão	Pedra	2	3
Mesa	Aglomerado	ND	ND	Cadeira	Madeira	ND	ND	Mesa	Aglomerado	ND	ND
Corrimão	Madeira	ND	ND	Teclado	Plástico	5	ND	Puxador	Metal	ND	ND
Mesa	Aglomerado	ND	ND	Puxador	Metal	2	ND	Mesa	Aglomerado	ND	ND
Puxador	Metal	ND	ND	Palmatoria de cadeira	Plástico	9	ND	Mesa	Aglomerado	ND	ND
Corrimão	Madeira	ND	ND	Interruptor	Plástico	3	ND	Mesa	Pedra	1	1
Mesa	Aglomerado	ND	ND	Corrimão	Madeira	40	17	Mesa	Pedra	2	1
Suporte de lavatório	Inox	ND	1	Ecrã tátil	Plástico	ND	0	Mesa	Aglomerado	1	ND
Mesa	Aglomerado	ND	ND	Mesa	Aglomerado	2	ND	Teclado máq. café	Plástico	3	ND
Mesa	Plástico	ND	ND	Corrimão	Inox	3	3	Mesa	Aglomerado	ND	ND
Mesa	Aglomerado	ND	ND	Suporte de lavatório	Inox	15	8	Mesa	Aglomerado	1	ND
Puxador	Metal	ND	2	Balcão	Inox	2	0	Mesa	Aglomerado	1	ND
Mesa	Aglomerado	ND	ND								
Balcão	Inox	ND	ND								
Balcão	Pedra	ND	ND								

Porém, apesar de os fungos apresentarem interesse em vigilância da saúde dos locais de trabalho e da Diretiva 2000/54/CE dar importância à segurança dos trabalhadores expostos a agentes biológicos, estes são referidos ao nível da Qualidade do Ar Interior pela legislação nacional, sendo por isso na Portaria n.º 353-A/2013 identificados os géneros com impacto na saúde humana. Pois não é considerada a capacidade do fungo se disseminar e quais as principais vias de propagação dos esporos e metabolitos, em ambiente ocupacional (Viegas et al., 2016).

A exposição a fungos no interior dos edifícios, tem vindo a ser relacionada a reações alérgicas e a doenças infecciosas que se desenvolvem em pessoas imunodeprimidas, entre outros efeitos imputados às toxinas dos fungos. As alergias do foro respiratório são as mais documentadas em estudos, pelo que, existe mais informação disponível (Roussel et al., 2008).

Outra fonte de fungos é a cavidade oral, Ghannoum et al. (2010) demonstrou uma ampla presença de fungos na cavidade oral do ser humano. Adams et al. (2013) descreve a pele como outro fator, que contribui para a dispersão dos fungos.

Neste contexto, as superfícies que evidenciaram maior intensidade de fungos, foram superfícies onde existe mais atividade humana, a mesa da biblioteca e os corrimões são utilizados por múltiplas pessoas.

A exposição a fungos no interior de edifícios, causa preocupações, das quais se destacam: os efeitos potenciais na saúde através do contato com fungos e os seus produtos metabólicos, o efeito da contaminação fúngica na integridade estrutural do edifício e os efeitos de estética negativos que os fungos podem fornecer tanto visualmente como olfativamente ao ser humano (Portnoy et al., 2004).

A resistência a agentes antifúngicos, tem-se revelado nas últimas décadas uma preocupação. As vias potenciais de exposição a agentes infecciosos são através do contato direto com superfícies contaminadas e da inalação do ar (Ekowati et al., 2017).

3.4 Perfil de suscetibilidade dos desinfetantes

No âmbito deste estudo, a escolha dos desinfetantes incluiu os desinfetantes em uso, durante o período em estudo, nas duas instituições de ensino, com o intuito de estudar a sua eficácia. Os resultados da suscetibilidade dos isolados aos desinfetantes encontram-se na tabela 8. Verifica-se que grande parte dos desinfetantes estudados apresentaram efeito inibitórios nos isolados bacterianos estudados, sendo facilmente visíveis pelos halos de inibição produzidos, apresentando na generalidade um perfil alto de sensibilidade antimicrobiana.

O desinfetante que apresentou menor eficácia bacteriana foi o de superfícies com solução amoniacal diluída (superfícies), enquanto, que o desinfetante utilizado na cozinha, à base de amónio quaternário, foi o que apresentou resultados mais satisfatórios. Acsa et al. (2021), mostra no seu estudo, que os isolados de estafilococos foram 100% sensíveis ao produto à base de amónio quaternário, o que vai de encontro aos nossos achados. Para além, de que, foram observados ótimos halos de sensibilidade para os restantes

microrganismos, pois, conforme CDC (2020), os compostos à base de amônio quaternário, são bactericidas, virucidas (apenas para vírus capsulados) e fungicidas.

Num estudo, sobre limpeza e desinfecção de superfícies, numa unidade de cuidados intensivos, onde as superfícies apresentavam isolados Gram negativos e Gram positivos, verificou-se com uma única aplicação da solução à base de amônio quaternário, uma redução eficaz da contaminação dessas superfícies (Edmiston et al., 2020).

Tabela 8 – Halos de inibição (mm) dos isolados aos desinfetantes testados.

Valores do diâmetro medidos em milímetros (mm)						
Superfícies	Morfologia celular	Gênero provável	Tipo de desinfetante			
			Mãos (1)	Cozinha	Superfícies	Mãos (2)
Instituição de ensino 1						
Mesa	Cocos Gram +	<i>Staphylococcus</i>	>20	>20	ND	>20
Porta	ND	ND	>20	>20	>20	>20
Corrimão	Cocos Gram +	<i>Staphylococcus</i>	>20	>20	>20	>20
Mesa	Bacilos Gram -	Enterobactérias	>20	>20	>20	>20
Mesa	Cocobacilos Gram -	<i>Neisserias</i>	>20	>20	2	0
Mesa	Cocos Gram + agrupados	<i>Staphylococcus</i>	10	>20	1	>20
Puxador	Cocos Gram +	<i>Staphylococcus</i>	>20	>20	1	>20
Puxador	Cocos Gram +	<i>Staphylococcus</i>	>20	>20	0	>20
Corrimão *	Cocos Gram -	<i>Neisserias</i>	4	2	0	0
Corrimão	Cocos Gram +	<i>Staphylococcus</i>	>20	>20	7	6
Mesa	Diplococos Gram -	<i>Neisserias</i>	9	>20	0	>20
Mesa	Diplococos Gram +	Enterococcus	>20	>20	6	5
Corrimão *	Cocobacilos	ND	6	0	12	0
Corrimão *	Cocobacilos	ND	4	18	0	0
Corrimão	Bacilos Gram +	ND	>20	>20	0	0
Teclado	Bacilos Gram +	ND	>20	>20	7	7
Interruptor	Diplococos Gram + agrupados	Enterococcus	0	>20	0	0
Corrimão	Cocobacilos Gram -	<i>Neisserias</i>	>20	>20	0	>20
Corrimão *	Bacilos Gram +	ND	8	>20	0	0
Suporte de lavatório	Bacilos Gram -	Enterobactérias	>20	>20	>20	>20
Suporte de lavatório	Bacilos Gram -	Enterobactérias	>20	>20	>20	>20
Suporte de lavatório	Diplobacilos Gram +	ND	>20	>20	0,1	8
Instituição de ensino 2						
Balcão	Cocos Gram +	<i>Staphylococcus</i>	0	0	0	0
Balcão	Cocos Gram +	<i>Staphylococcus</i>	19	10	0	0
Balcão	Cocos Gram -	ND	7	7	0	0
Mesa	Cocos Gram +	<i>Staphylococcus</i>	6	9	0	4
Mesa	Cocos Gram +	<i>Staphylococcus</i>	13	9	0	0
Corrimão *	Cocos Gram - agrupados	<i>Neisseria</i>	16	8	0	0
Mesa	Cocos Gram + agrupados	<i>Staphylococcus</i>	8	6	0	3
Teclado	Diplococos Gram +	Enterococcus	0	0	0	0

Os resultados apresentados na tabela 8 indicam que 56,6% dos isolados bacterianos são sensíveis aos desinfetantes estudados, sendo facilmente observados pelos halos de inibição superiores a 20 mm. É observada resistência, quando a bactéria supera as concentrações de pelo menos dois desinfetantes

(Wieland et al., 2017). No nosso estudo, foi observada uma resistência predominante no corrimão (na tabela com *).

Em termos de eficácia, o desinfetante da cozinha foi o que se demonstrou mais eficiente, com 63,3%, seguido do desinfetante de mãos (1) com 50%, desinfetante de mão (2) com 36,7% e com menos eficácia foi o desinfetante de superfícies com 16,7%.

Dos isolados bacterianos são mais resistentes, podemos constatar que foram os *Staphylococcus*.

De acordo com a literatura é recomendado ter em atenção algumas considerações para a escolha do desinfetante apropriado, tais como: possuir amplo espectro de ação, ser não tóxico e não irritante aos tecidos do ser humano e animal, não corrosivo, apresentar estabilidade, alergénico e ter custo acessível (Acsa et al., 2021; Iñiguez-Moreno et al., 2018).

3.5 Perfil de suscetibilidade a agentes antibacterianos

Com o objetivo de compreender se durante a pandemia COVID-19, o uso excessivo de desinfetantes de mãos e de superfícies, seria efetivo e se em contrapartida potenciariam a uma seleção, foram incorporados testes de sensibilidade aos desinfetantes utilizados e a estudos de resistência a antibióticos. Pois, os desinfetantes podem apresentar uma considerável pressão na seleção das comunidades bacterianas presentes nas superfícies.

Este estudo, foi por uma questão de curiosidade, e os dados obtidos são preliminares. Mesmo assim, os resultados obtidos são pertinentes, pois podemos observar e apontar algumas hipóteses de relevo.

Os princípios ativos testados foram vancomicina 5µg, penicilina 1,5 units, tetraciclina 30µg, ticarcilina 75µg/ácido clavulânico 10µg. Os resultados obtidos encontram-se na tabela 9.

Tabela 9 – Halos de inibição em milímetros (mm) e categorias para avaliação do perfil de suscetibilidade a agentes antimicrobianos.

Valores do diâmetro medidos em milímetros (mm)						
Superfícies	Morfologia celular	Gênero provável	Vancomicina 5 µg	Penicilina 1,5 un	Tetraciclina 30 µg	Ticarcilina /ácido clavulânico 75 µg/10µg
Instituição de ensino 1						
Mesa	Cocos Gram +	<i>Staphylococcus</i>	0	19** S	4 R	0
Porta	ND	ND	6*	13*	12*	0
Corrimão	Cocos Gram +	<i>Staphylococcus</i>	4S	2** R	5 R	0
Mesa	Bacilos Gram –	Enterobactérias	0	0	9 R	0
Mesa	Cocobacilos Gram –	<i>Neisserias</i>	0	0	8 R	0
Mesa	Cocos Gram + agrupados	<i>Staphylococcus</i>	3 S	10** S	9 R	0
Puxador	Cocos Gram +	<i>Staphylococcus</i>	0	0	0	0
Puxador	Cocos Gram +	<i>Staphylococcus</i>	8 S	5** S	9 R	0
Corrimão	Cocos Gram –	<i>Neisserias</i>	5■	0	5 R	0
Corrimão	Cocos Gram +	<i>Staphylococcus</i>	7 S	0	12 R	0
Mesa	Diplococos Gram –	<i>Neisserias</i>	8■	17** S	14 R	0
Mesa	Diplococos Gram +	Enterococcus	7 S	9** S	13 R	0
Corrimão	Cocobacilos	ND	5*	9*	10*	0
Corrimão	Cocobacilos	ND	4*	5*	13*	0
Corrimão	Bacilos Gram +	ND	6*	7*	2*	0
Teclado	Bacilos Gram +	ND	0	2*	11*	0
Interruptor	Diplococos Gram + agrupados	Enterococcus	7 S	7** S	11 R	0
Corrimão	Cocobacilos Gram –	<i>Neisserias</i>	7■	12** S	11 R	0
Corrimão	Bacilos Gram +	ND	4*	0	1*	0
Suporte de lavatório	Bacilos Gram –	Enterobactérias	9 ■	6**	14 I	0
Suporte de lavatório	Bacilos Gram –	Enterobactérias	10 ■	10**	11 R	0
Suporte de lavatório	Diplobacilos Gram +	ND	7*	9*	13*	0
Instituição de ensino 2						
Balcão	Cocos Gram +	<i>Staphylococcus</i>	6 S	12** S	13 R	0
Balcão	Cocos Gram +	<i>Staphylococcus</i>	4 S	16** S	13 R	0
Balcão	Cocos Gram –	ND	1*	2*	13*	0
Mesa	Cocos Gram +	<i>Staphylococcus</i>	7 S	22** S	13 R	5■
Mesa	Cocos Gram +	<i>Staphylococcus</i>	5 S	4** R	11 R	0
Corrimão	Cocos Gram – agrupados	<i>Neisseria</i>	7■	8** S	11 R	0
Mesa	Cocos Gram + agrupados	<i>Staphylococcus</i>	3 S	14** S	11 R	0
Teclado	Diplococos Gram +	Enterococcus	8 S	0	11 R	0

Legenda: R – resistente; I – intermédio; S – sensível; ND – não determinado.

* – Não foi possível identificar o gênero provável, pelo que, não conseguimos tirar relação.

** – Valores correspondem a 1,5 un de penicilina, sendo que a classificação foi calculada com base na referência de 10 un de penicilina do CLSI.

■ – O CLSI não apresenta valores de referência para a vancomicina relativos às *Neisserias* e *Enterobactérias*. A vancomicina deve ser testada pelo método de concentração mínima inibitória, conforme CLSI. O mesmo para Ticarcilina /ácido clavulânico em relação ao *Staphylococcus*.

Como as dosagens, relativas á penicilina e á vancomicina, utilizadas neste estudo são diferentes das referências do CLSI, procedeu-se ao seu cálculo. Os resultados são expostos na tabela 10, afim de se poder interpretar a tabela 9.

Tabela 10 – Cálculos dos valores para os agentes antibacterianos com dosagens diferentes.

Agente	Conteúdo do disco	Dados após cálculos através da regra de três simples		
		Diâmetro do halo de inibição, em mm		
		Resistente	Intermédia	Sensível
Valores de halos inibitórios esperados para <i>Enterococcus</i>				
Vancomicina	5 µg	≤ 2,3	2,4-2,7	≥ 2,8
Penicilina	1,5 un	≤ 2,1	-	≥ 2,1
Valores de halos inibitórios esperados para <i>Staphylococcus</i>				
Vancomicina	5 µg	-	-	≥ 2,5
Penicilina	1,5 un	≤ 4,2	-	≥ 4,3
Valores de halos inibitórios esperados para <i>Neisseria gonorrhoeae</i>				
Penicilina	1,5 un	≤ 3,9	4-7,04	≥ 7,05

Como se pode verificar na tabela 9, das bactérias isoladas das superfícies analisadas apresentaram resistência para os antibióticos estudados (6,7% penicilina e 66,7% tetraciclina). Este fato poderá ser expectável, dada a intensidade e frequência de higienização com agentes desinfetantes utilizados em fase da pandemia.

As estripes estudadas que mostraram mais sensibilidade é a vancomicina, com 40% e a penicilina, cerca de 40%. E apenas uma classificada como intermédio para o caso da tetraciclina, pertencente ao bacilos Gram negativo recolhido do suporte do lavatório do refeitório. Ainda, relativamente ao suporte do lavatório, bacilos Gram negativo mostraram-se sensíveis para a vancomicina.

Podemos verificar que quase todas as estripes estudadas, são resistentes à tetraciclina e que o antibiótico que mostrou menos eficácia em relação às estripes estudadas foi a ticarcilina/ácido clavulânico.

Os resultados mostram também que existem isolados que são resistentes a mais que um agente quimioterápico (assinalado a cinza na tabela 9).

Os desinfetantes são amplamente usados na maioria dos países e têm sido essenciais para atender a padrões de qualidade e saúde. São usados extensivamente no processamento de alimentos, indústria agrícola, em cuidados de saúde, no uso doméstico e até estão presentes na indústria cosmética e farmacêutica (Kim et al., 2018). Segundo Bragg et al. (2014), as bactérias apresentam mecanismos que lhes conferem resistência aos desinfetantes, e com os crescentes problemas devido à resistência aos antibióticos, será que não substituímos um conjunto de problemas (aumentando a resistência aos antibióticos) com outro (aumentando a resistência aos desinfetantes)?

Conforme referem Watkins e Bonomo (2016), a resistência aos antibióticos é consequência de um resultado evolutivo inevitável, pois todos os organismos vão desenvolvendo mutações genéticas de forma a evitar a pressão seletiva mortal. As bactérias vão continuar a evoluir e a utilizar os seus mecanismos de resistência, ao mesmo tempo que os antibióticos são usados no seu combate. A nível global, tem-se atendido a uma preocupação pública acerca da resistência aos antibióticos, devido às suas potenciais ameaças à saúde humana e ao ecossistema ambiental (Lian et al., 2021). No nosso estudo, aparentemente, dos isolados efetuados em diferentes superfícies, o género com maior incidência é o *Staphylococcus*. Na última década, segundo Arabzadeh et al. (2018) temos assistido a um aumento na prevalência de espécies de estafilococos, em todo o mundo. Este grupo de microrganismos consegue crescer em diferentes tipos

de condições no meio ambiente, são resistentes, capazes de colonizar a pele e as mucosas. São considerados um dos patogênicos mais perigosos para o ser humano, devido à sua tenacidade destrutiva, seu poder e pelo aumento da resistência aos antibióticos. A infecção por estafilococos pode ser adquirida na comunidade ou no hospital. Verifica-se que devido ao uso crescente de vancomicina, pelo aumento sucessivo de cirurgias, diálise e outros métodos médicos, o *Staphylococcus aureus* poderá aumentar a sua resistência ao antibiótico. Este fato, chama a atenção, pois a vancomicina é, hoje em dia, um dos poucos medicamentos capazes de combater esta bactéria.

É óbvio que estudar a resistência a vários medicamentos, como a resistência simultânea à vancomicina, penicilina, tetraciclina e ticarcilina/ácido clavulânico, abre o caminho para detectar espécies resistentes com mais eficácia. É aceite, como regra geral que a resistência à tetraciclina causa resistência a outros antibióticos (Arabzadeh et al., 2018).

A vancomicina é um antibiótico glicopeptídeo e detém a capacidade de combater uma série de patogênicos que são resistentes a outros medicamentos, pelo que é considerado a última linha de defesa (Stephenson & Hoch, 2002). Segundo Appelbaum e Jacobs (2005), este antibiótico é um dos poucos medicamentos ativos no combate a todos os estafilococos.

Para o grupo das enterococcus também revelou em alguns casos resistência, assim como algumas *Neisserias*. A metodologia utilizada deverá ser sustentada na reprodutividade do teste. Recordamos que o método utilizado foi difusão do disco em placa, havendo a necessidade de várias réplicas em alguns testes (no caso do enterococcus e do *Staphylococcus*, utilizar no máximo 12 discos para placas de 140x15 mm e no máximo 6 discos para placas de 90x15mm).

4. CAPÍTULO III – CONCLUSÃO

O estudo evidenciou que os planos de higienização aplicados nas instituições de ensino, demonstraram resultados satisfatórios, uma vez que os valores dos níveis de contaminação foram baixos. Excluindo um valor de 50 UFC/100cm² e outros dois com cerca de 40 UFC/100cm², que demonstram que são locais mais difíceis de higienizar e de toque frequente. O nível de contaminação fúngica foi muito reduzido.

Quando se comparou os dois métodos de monitorização da limpeza e desinfecção, verificamos que o ATP bioluminescência detetava o ATP presente na matéria orgânica e de fato algumas amostras obtiveram valores altos, mas não significa necessariamente bactérias. Assim sendo, demonstrou ser um bom indicador do estado da limpeza e rápido na obtenção de dados, servindo com um complemento à educação/formação, pelo fato de fornecer no momento informação, pelo que, permite aplicar ações corretivas no local.

O método de contagem de microrganismos mesófilos aeróbios é um bom indicador da contaminação microbiana. Portanto, estes dois métodos tornam-se complementares para a avaliação da higiene ambiental e para fornecer um amplo diagnóstico das condições sanitárias e higiênicas.

Na generalidade parece haver uma percentagem significativa de bactérias sensíveis aos antibióticos, onde apenas se mostraram mais resistentes à tetraciclina, no entanto este estudo deverá ser repetido. Em estudos futuros, necessita de ser aumentado o número amostras e de discos, de forma a indicar repetibilidade dos resultados.

Contudo, os desinfetantes estudados apresentaram bons níveis de eficácia contra os isolados bacterianos e grande parte desses isolados demonstraram sensibilidade para a penicilina.

Depois de aplicados os processos que contemplam os planos de higienização, é possível que sobrevivam as bactérias mais resistentes, pelo que é importante manter as medidas de precaução, controlo de disseminação dos microrganismos patogénicos.

O conhecimento das propriedades químicas, características e utilização dos produtos de higienização, bem como a aplicação do procedimento adequado, constitui uma mais valia, pois permite maximizar as ações de higiene.

Importa salientar que este estudo, pela sua reduzida dimensão, dá-nos meramente indicações sobre as problemáticas abordadas em instituições deste género, mais futuras abordagens são necessárias para completar a informação preliminar obtida.

Os pontos fortes deste estudo incluem sua consistência com a literatura anterior e a contribuição para futuras discussões sobre o tema.

Recomenda-se, para futuras investigações nesta temática, aumentar a repetição de amostras, de forma a tentar identificar causas que influenciem os resultados para os dois métodos, como por exemplo o desinfetante utilizado nas superfícies.

A utilização de placas de contacto em substituição das zaragatoas pelo método de contagem em placa, seja uma boa hipótese, uma vez que, a sua aplicação permite absorver maior quantidade de microrganismos numa área, pelo contacto direto com o objeto em estudo.

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Acsa, I., Lilly Caroline, B., Philip Njeru, N., & Lucy Wanjiru, N. (2021). Preliminary Study on Disinfectant Susceptibility/Resistance Profiles of Bacteria Isolated from Slaughtered Village Free-Range Chickens in Nairobi, Kenya. *International Journal of Microbiology*, 2021, 1–7. <https://doi.org/10.1155/2021/8877675>
- Adams, R. I., Miletto, M., Taylor, J. W., & Bruns, T. D. (2013). The diversity and distribution of fungi on residential surfaces. *PLoS ONE*, 8(11). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0078866>
- Almeida, I. M. (2020). Proteção da saúde dos trabalhadores da saúde em tempos de COVID-19 e respostas à pandemia. *Revista Brasileira de Saúde Ocupacional*, 45. <https://doi.org/10.1590/SCIELOPREPRINTS.140>
- Appelbaum, P. C., & Jacobs, M. R. (2005). Recently approved and investigational antibiotics for treatment of severe infections caused by Gram-positive bacteria. *Current Opinion in Microbiology*, 8(5), 510–517. <https://doi.org/10.1016/J.MIB.2005.07.001>
- Arabzadeh, F., Aeini, F., Keshavarzi, F., & Behrvash, S. (2018). Resistance to Tetracycline and Vancomycin of Staphylococcus aureus Isolates from Sanandaj Patients by Molecular Genotyping. *Annals of Clinical and Laboratory Research*, 06(04). <https://doi.org/10.21767/2386-5180.100260>
- ARSLVT. (2020). *Controlo Ambiental - Higienização das Unidades de Saúde: Limpeza e Desinfecção*. https://www.arslvt.min-saude.pt/uploads/writer_file/document/8666/Higieniza__o_das_Unidades_de_Sa_de_-_Limpeza_e_Desinfe__o.pdf
- ASAE. (2015). *Plano de higienização*. <https://www.asae.gov.pt/seguranca-alimentar/haccp/plano-de-higienizacao.aspx>
- Aycicek, H., Oguz, U., & Karci, K. (2006). Comparison of results of ATP bioluminescence and traditional hygiene swabbing methods for the determination of surface cleanliness at a hospital kitchen. *International Journal of Hygiene and Environmental Health*, 209(2), 203–206. <https://doi.org/10.1016/J.IJHEH.2005.09.007>
- Azambuja, E. P., Pires, D. P., & Vaz, M. R. C. (2004). Prevenção e controle da infecção hospitalar: as interfaces com o processo de formação do trabalhador. *Texto & Contexto - Enfermagem*, 13(spe), 79–85. <https://doi.org/10.1590/S0104-07072004000500009>
- Baptista, P. (2003). Higienização de Equipamentos e Instalações na Indústria Agro-Alimentar. *L. Forvisão - Consultoria em Formação Integrada*, Ed.; 1ª edição, Vol. 1. Forvisão.
- Boyce, J. M., Havill, N. L., Havill, H. L., Mangione, E., Dumigan, D. G., & Moore, B. A. (2011). Comparison of Fluorescent Marker Systems with 2 Quantitative Methods of Assessing Terminal Cleaning Practices. *Infection Control & Hospital Epidemiology*, 32(12), 1187–1193. <https://doi.org/10.1086/662626>

- Bragg, R., Jansen, A., Coetzee, M., Westhuizen, W. van der, & Boucher, C. (2014). Bacterial Resistance to Quaternary Ammonium Compounds (QAC) Disinfectants. *Advances in Experimental Medicine and Biology*, 808, 1–13. https://doi.org/10.1007/978-81-322-1774-9_1
- Bright, K. R., Boone, S. A., & Gerba, C. P. (2009). Occurrence of Bacteria and Viruses on Elementary Classroom Surfaces and the Potential Role of Classroom Hygiene in the Spread of Infectious Diseases, 26(1), 33–41. <https://doi.org/10.1177/1059840509354383>
- Buchanan, R. L., & Oni, R. (2012). Use of microbiological indicators for assessing hygiene controls for the manufacture of powdered infant formula. *Journal of Food Protection*, 75(5), 989–997. <https://doi.org/10.4315/0362-028X.JFP-11-532>
- Carlie, S. M. C., Boucher, C. E., & Bragg, R. R. (2020). Molecular basis of bacterial disinfectant resistance. *Drug Resistance Updates*, 48. <https://doi.org/10.1016/J.DRUP.2019.100672>
- Carling, P. (2013). Methods for assessing the adequacy of practice and improving room disinfection. *American Journal of Infection Control*, 41(5), S20–S25. <https://doi.org/10.1016/J.AJIC.2013.01.003>
- CDC. (2010). *Options for Evaluating Environmental Cleaning / HAI / CDC*. <https://www.cdc.gov/hai/toolkits/appendices-evaluating-enviro-cleaning.html>
- CDC. (2016a). *Chemical Disinfectants / Disinfection & Sterilization Guidelines / Guidelines Library / Infection Control / CDC*. <https://www.cdc.gov/infectioncontrol/guidelines/disinfection/disinfection-methods/chemical.html>
- CDC. (2016b). *Cleaning / Disinfection & Sterilization Guidelines / Guidelines Library / Infection Control / CDC*. <https://www.cdc.gov/infectioncontrol/guidelines/disinfection/cleaning.html>
- CDC. (2016c). *Introduction Disinfection & Sterilization Guidelines / Guidelines Library / Infection Control / CDC*. <https://www.cdc.gov/infectioncontrol/guidelines/disinfection/introduction.html>
- CDC. (2020). *Environmental Cleaning Supplies and Equipment / Environmental Cleaning in RLS / HAI / CDC*. <https://www.cdc.gov/hai/prevent/resource-limited/supplies-equipment.html>
- CDC. (2021a). *Cleaning, Disinfection, and Hand Hygiene in Schools – a Toolkit for School Administrators / CDC*. <https://www.cdc.gov/coronavirus/2019-ncov/community/schools-childcare/clean-disinfect-hygiene.html#>
- CDC. (2021b). *Escolas: Considerações operacionais para medidas de mitigação da COVID-19 em contextos internacionais de baixos recursos*. www.cdc.gov/coronavirus/2019-ncov/global-covid-19
- CDC. (2021c). *Operational Considerations for Preventing COVID-19 Transmission in Schools in non-U.S. Settings / CDC*. <https://www.cdc.gov/coronavirus/2019-ncov/global-covid-19/schools.html>
- CDC. (2021d). *Science Brief: SARS-CoV-2 and Surface (Fomite) Transmission for Indoor Community Environments / CDC*. <https://www.cdc.gov/coronavirus/2019-ncov/more/science-and-research/surface-transmission.html>
- Chan, M. C., Lin, T. Y., Chiu, Y. H., Huang, T. F., Chiu, S. K., Liu, T. L., Hung, P., Chang, C. M., & Lin, J. C. (2015). Applying ATP bioluminescence to design and evaluate a successful new intensive care unit cleaning

- programme. *The Journal of Hospital Infection*, 90(4), 344–346.
<https://doi.org/10.1016/J.JHIN.2015.04.008>
- Childress III, J., Burch, D., Kucharski, C., Young, C., Kazerooni, E. A., & Davenport, M. S. (2017). Bacterial Contamination of CT Equipment: Use of ATP Detection and Culture Results to Target Quality Improvement. *Academic Radiology*, 24(8), 923–929. <https://doi.org/10.1016/j.acra.2017.01.022>
- Cloete, T. E. (2003). Resistance mechanisms of bacteria to antimicrobial compounds. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 51(4), 277–282. [https://doi.org/10.1016/S0964-8305\(03\)00042-8](https://doi.org/10.1016/S0964-8305(03)00042-8)
- CLSI. (2020). *Performance standards for antimicrobial susceptibility testing*. Clinical and Laboratory Standards Institute. <https://www.nih.org.pk/wp-content/uploads/2021/02/CLSI-2020.pdf>
- Colbert, E. M., Sayles, H., Lowe, J. J., Chaika, O., Smith, P. W., & Gibbs, S. G. (2015). Time series evaluation of the 3M™ Clean-Trace™ ATP detection device to confirm swab effectiveness. *Healthcare Infection*, 20(4), 108–114. <https://doi.org/10.1071/HI15011>
- Dancer, S. J. (2011). Hospital cleaning in the 21st century. *European Journal of Clinical Microbiology & Infectious Diseases: Official Publication of the European Society of Clinical Microbiology*, 30(12), 1473–1481. <https://doi.org/10.1007/S10096-011-1250-X>
- Dancer, S. J. (2014). Controlling hospital-acquired infection: Focus on the role of the environment and new technologies for decontamination. *Clinical Microbiology Reviews*, 27(4), 665–690. <https://doi.org/10.1128/CMR.00020-14>
- Dannemiller, K. C., Gent, J. F., Leaderer, B. P., & Peccia, J. (2016). Indoor microbial communities: influence on asthma severity in atopic and non-atopic children. *The Journal of Allergy and Clinical Immunology*, 138(1), 76. <https://doi.org/10.1016/J.JACI.2015.11.027>
- DGESTE, DGE, & DGS. (2021). *Orientações - ano letivo 2020/2021*. https://www.dgeste.mec.pt/wp-content/uploads/2020/07/Orientacoes-DGESTE_DGE_DGS-20_21.pdf
- DGS. (2020a). *Infeção por SARS-CoV-2 (COVID-19): Limpeza e desinfeção de superfícies em estabelecimentos de atendimento ao público ou similares*. <https://www.dgs.pt/directrizes-da-dgs/orientacoes-e-circulares-informativas/orientacao-n-0142020-de-21032020-pdf.aspx>
- DGS. (2020b). *Saúde e Trabalho: medidas de prevenção da COVID-19 nas empresas*. <https://www.dgs.pt/documentos-e-publicacoes/saude-e-trabalho-medidas-de-prevencao-da-covid-19-pdf.aspx>
- Directiva 2000/54/CE. (2000). *Proteção dos trabalhadores contra a exposição a agentes biológicos*. Conselho Europeu. <https://eur-lex.europa.eu/legal-content/PT/LSU/?uri=celex:32000L0054>
- Divisão de Infecção Hospitalar, Centro de Vigilância Epidemiológica, Coordenadoria de Controle de Doenças, & Secretaria de Estado da Saúde. (2019). *Melhores práticas para a higiene e limpeza em ambiente hospitalar*. <https://proqualis.net/sites/proqualis.net/files/Melhores%20pr%C3%A1ticas%20para%20higien%20e%20limpeza%20hospitalar.pdf>

- Duan, S. M., Zhao, X. S., Wen, R. F., Huang, J. J., Pi, G. H., Zhang, S. X., Han, J., Bi, S. L., Ruan, L., & Dong, X. P. (2003). Stability of SARS Coronavirus in Human Specimens and Environment and Its Sensitivity to Heating and UV Irradiation. *Biomedical and Environmental Sciences*, 16, 246–255.
- Edmiston, C. E., Spencer, M., Lewis, B. D., Rossi, P. J., Brown, K. R., Malinowski, M., Seabrook, G. R., & Leaper, D. (2020). Assessment of a novel antimicrobial surface disinfectant on inert surfaces in the intensive care unit environment using ATP-bioluminescence assay. *American Journal of Infection Control*, 48(2), 143–146. <https://doi.org/10.1016/J.AJIC.2019.08.026>
- Ekowati, Y., van Diepeningen, A. D., Ferrero, G., Kennedy, M. D., de Roda Husman, A. M., & Schets, F. M. (2017). Clinically relevant fungi in water and on surfaces in an indoor swimming pool facility. *International Journal of Hygiene and Environmental Health*, 220(7), 1152–1160. <https://doi.org/10.1016/J.IJHEH.2017.07.002>
- Ellis, O., Godwin, H., David, M., Morse, D. J., Humphries, R., & Uslan, D. Z. (2018). How to better monitor and clean irregular surfaces in operating rooms: Insights gained by using both ATP luminescence and RODAC assays. *American Journal of Infection Control*, 46(8), 906–912. <https://doi.org/10.1016/J.AJIC.2018.03.024>
- EU_Regulation. (2012). N° 528/2012 of the European Parliament and of the Council of 22 May 2012 concerning the making available on the market and use of biocidal products. *Official Journal of the European Union*, 167, 1–123.
- Evangelista, S. S., Guimaraes, N. R., Garcia, N. B., Santos, S. G., & Oliveira, A. C. (2020). Effectiveness of manual versus automated cleaning on Staphylococcus epidermidis biofilm removal from the surface of surgical instruments. *American Journal of Infection Control*, 48(3), 267–274. <https://doi.org/10.1016/J.AJIC.2019.08.024>
- Frota, O. P., Ferreira, A. M., Rigotti, M. A., Andrade, D., Borges, N. M. A., & Ferreira Júnior, M. A. (2020). Effectiveness of clinical surface cleaning and disinfection: evaluation methods. *Revista Brasileira de Enfermagem*, 73(1). <https://doi.org/10.1590/0034-7167-2018-0623>
- Furlan, M. C. R., Ferreira, A. M., Rigotti, M. A., Guerra, O. G., Frota, O. P., Sousa, A. F. L., & Andrade, D. (2019). Correlação entre métodos de monitoramento de limpeza e desinfecção de superfícies ambulatoriais. *Acta Paulista de Enfermagem*, 32(3), 282–289. <https://doi.org/10.1590/1982-0194201900039>
- Ghannoum, M. A., Jurevic, R. J., Mukherjee, P. K., Cui, F., Sikaroodi, M., Naqvi, A., & Gillevet, P. M. (2010). Characterization of the Oral Fungal Microbiome (Mycobiome) in Healthy Individuals. *PLoS Pathogens*, 6(1). <https://doi.org/10.1371/JOURNAL.PPAT.1000713>
- Giovinazzo, R., Caradonna, L., Giaquinta, G., Guerrera, E., Mameli, M., Mansi, A., Marena, G., Mastromartino, T., Sarto, D., & Tomao, P. (2018). *Benchmark Guidance Values for Microbiological Monitoring on Surfaces: A Literature Overview*. <https://doi.org/10.19252/0000000087>
- Gordon, L., Bruce, N., Suh, K. N., & Roth, V. (2014). *Evaluating and operationalizing an environmental auditing program: A pilot study*. <https://doi.org/10.1016/j.ajic.2014.04.007>

- Guh, A., & Carling, P. (2010). *Options for Evaluating Environmental Cleaning / HAI / CDC*. <https://www.cdc.gov/hai/toolkits/evaluating-environmental-cleaning.html>
- Herzing, M., & Jacobsson, A. (2019). Measuring the effects of feedback from inspections on cleanliness in Swedish pre-schools – A field experiment. *Journal of Behavioral and Experimental Economics*, 78, 1–9. <https://doi.org/10.1016/J.SOCEC.2018.11.002>
- Holmes, A. H., Moore, L. S. P., Sundsfjord, A., Steinbakk, M., Regmi, S., Karkey, A., Guerin, P. J., & Piddock, L. J. V. (2016). Understanding the mechanisms and drivers of antimicrobial resistance. In *The Lancet*, 387(10014), 176–187. Lancet Publishing Group. [https://doi.org/10.1016/S0140-6736\(15\)00473-0](https://doi.org/10.1016/S0140-6736(15)00473-0)
- Huang, Y. S., Chen, Y. C., Chen, M. L., Cheng, A., Hung, I. C., Wang, J. T., Sheng, W. H., & Chang, S. C. (2015). Comparing visual inspection, aerobic colony counts, and adenosine triphosphate bioluminescence assay for evaluating surface cleanliness at a medical center. *American Journal of Infection Control*, 43(8), 882–886. <https://doi.org/10.1016/J.AJIC.2015.03.027>
- Iñiguez-Moreno, M., Avila-Novoa, M. G., & Gutiérrez-Lomelí, M. (2018). Resistance of pathogenic and spoilage microorganisms to disinfectants in the presence of organic matter and their residual effect on stainless steel and polypropylene. *Journal of Global Antimicrobial Resistance*, 14, 197–201. <https://doi.org/10.1016/J.JGAR.2018.04.010>
- Jaakkola, J. J. K., & Jaakkola, M. S. (2006). Professional cleaning and asthma. *Current Opinion in Allergy and Clinical Immunology*, 6(2), 85–90. <https://doi.org/10.1097/01.ALL.0000216849.64828.55>
- Khakh, B. S., & Burnstock, G. (2010). *The Double Life of ATP*. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC2877495/>
- Kim, M., Weigand, M. R., Oh, S., Hatt, J. K., Krishnan, R., Tezel, U., Pavlostathis, S. G., & Konstantinidis, K. T. (2018). Widely Used Benzalkonium Chloride Disinfectants Can Promote Antibiotic Resistance. *Applied and Environmental Microbiology*, 84(17). <https://doi.org/10.1128/AEM.01201-18>
- King, M. F., López-García, M., Atedoghu, K. P., Zhang, N., Wilson, A. M., Weterings, M., Hiwar, W., Dancer, S. J., Noakes, C. J., & Fletcher, L. A. (2020). Bacterial transfer to fingertips during sequential surface contacts with and without gloves. *Indoor Air*, 30(5), 993–1004. <https://doi.org/10.1111/ina.12682>
- Kwan, S. E., Shaughnessy, R. J., Hegarty, B., Haverinen-Shaughnessy, U., & Peccia, J. (2018). The reestablishment of microbial communities after surface cleaning in schools. *Journal of Applied Microbiology*, 125(3), 897–906. <https://doi.org/10.1111/JAM.13898>
- Leotta, G. A. (2009). Revista Argentina de Microbiología. *Revista Argentina de Microbiología*, 41(2), 63–64. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=213016783001>
- Lian, S., Shi, X., Lu, M., Zhang, M., Dong, X., Li, X., Feng, Q., & Guo, R. (2021). Accelerated adsorption of tetracyclines and microbes with FeO_n(OH)_m modified oyster shell: Its application on biotransformation of oxytetracycline in anaerobic enrichment culture. *Chemical Engineering Journal*, 425. <https://doi.org/10.1016/J.CEJ.2021.130499>

- Luick, L., Thompson, P. A., Loock, M. H., Vetter, S. L., Cook, J., & Guerrero, D. M. (2013). Diagnostic assessment of different environmental cleaning monitoring methods. *American Journal of Infection Control*, 41(8), 751–752. <https://doi.org/10.1016/J.AJIC.2012.09.019>
- Maturin, L., & Peeler, J. T. (2001). *BAM Chapter 3: Aerobic Plate Count*. FDA. <https://www.fda.gov/food/laboratory-methods-food/bam-chapter-3-aerobic-plate-count>
- Mildenhall, K. B., & Rankin, S. A. (2020). Implications of Adenylate Metabolism in Hygiene Assessment: A Review. *Journal of Food Protection*, 83(9), 1619–1631. <https://doi.org/10.4315/JFP-20-087>
- Milios, K. T., Drosinos, E. H., & Zoiopoulos, P. E. (2014). Food Safety Management System validation and verification in meat industry: Carcass sampling methods for microbiological hygiene criteria – A review. *Food Control*, 43, 74–81. <https://doi.org/10.1016/J.FOODCONT.2014.02.041>
- Mulvey, D., Redding, P., Robertson, C., Woodall, C., Kingsmore, P., Bedwell, D., & Dancer, S. J. (2011). Finding a benchmark for monitoring hospital cleanliness. *The Journal of Hospital Infection*, 77(1), 25–30. <https://doi.org/10.1016/J.JHIN.2010.08.006>
- Naïtali, M., Dubois-Brissonnet, F., Cuvelier, G., & Bellon-Fontaine, M. N. (2009). Effects of pH and oil-in-water emulsions on growth and physicochemical cell surface properties of *Listeria monocytogenes*: Impact on tolerance to the bactericidal activity of disinfectants. *International Journal of Food Microbiology*, 130(2), 101–107. <https://doi.org/10.1016/J.IJFOODMICRO.2009.01.008>
- Nikoleiski, D. (2015). Hygienic design and cleaning as an allergen control measure. *Handbook of Food Allergen Detection and Control*, 89–102. <https://doi.org/10.1533/9781782420217.1.89>
- Nivens, D. E., Co, B. M., & Franklin, M. J. (2009). Sampling and quantification of biofilms in food processing and other environments. *Biofilms in the Food and Beverage Industries*, 539–568. <https://doi.org/10.1533/9781845697167.5.539>
- Oliveira, A. B. A., Cunha, D. T., Stedefeldt, E., Capalonga, R., Tondo, E. C., & Cardoso, M. R. I. (2014). Hygiene and good practices in school meal services: Organic matter on surfaces, microorganisms and health risks. *Food Control*, 40(1), 120–126. <https://doi.org/10.1016/J.FOODCONT.2013.11.036>
- ONU News. (n.d.). *Organização Mundial da Saúde declara novo coronavírus uma pandemia*. Retrieved October 31, 2021, from <https://news.un.org/pt/story/2020/03/1706881>
- Perry, J., Waglechner, N., & Wright, G. (2016). The prehistory of antibiotic resistance. *Cold Spring Harbor Perspectives in Medicine*, 6(6). <https://doi.org/10.1101/cshperspect.a025197>
- Portnoy, J. M., Barnes, C. S., & Kennedy, K. (2004). Sampling for indoor fungi. In *Journal of Allergy and Clinical Immunology*, 113(2), 189–198. <https://doi.org/10.1016/j.jaci.2003.11.021>
- Queensland Government. (2021). *Cleaning and sanitising / Health and wellbeing*. Queensland Government. <https://www.qld.gov.au/health/staying-healthy/food-pantry/starting-a-food-business/premises-and-equipment/cleaning-and-sanitising>
- Quinn, M. M., Henneberger, P. K., Braun, B., Delclos, G. L., Fagan, K., Pharmd, H., Knaack, J. L. S., Kusek Mph, L., Lee, S.-J., le Moual, N., Maher, K. A. E., Mccrone, S. H., Hogan, A., Drph, M., Rosenman, K., Sehulster Phd, L., Stephens, A. C., Bsn, S. W., Zock, J.-P., & Quinn, M. M. (2015). Cleaning and disinfecting

- environmental surfaces in health care: Toward an integrated framework for infection and occupational illness prevention. *American Journal of Infection Control*, 43, 424–434. <https://doi.org/10.1016/j.ajic.2015.01.029>
- Regulamento EU. (2012). *Regulamento (UE) n.º 528/2012 do Parlamento Europeu e do Conselho, de 22 de maio de 2012, relativo à disponibilização no mercado e à utilização de produtos biocidas Texto relevante para efeitos do EEE*. <https://eur-lex.europa.eu/legal-content/PT/TXT/?uri=CELEX:32012R0528>
- Rheinbaben, F., Schünemann, S., Gross, T., & Wolff, M. H. (2000). Transmission of viruses via contact in a household setting: experiments using bacteriophage straight phiX174 as a model virus. *The Journal of Hospital Infection*, 46(1), 61–66. <https://doi.org/10.1053/JHIN.2000.0794>
- Roussel, S., Reboux, G., Bellanger, A. P., Sornin, S., Grenouillet, F., Dalphin, J. C., Piarroux, R., & Millon, L. (2008). Characteristics of dwellings contaminated by moulds. *Journal of Environmental Monitoring*, 10(6), 724–729. <https://doi.org/10.1039/b718909e>
- Ruiz-Llacsahuanga, B., Hamilton, A., Zaches, R., Hanrahan, I., & Critzer, F. (2021). Utility of rapid tests to assess the prevalence of indicator organisms (Aerobic plate count, Enterobacteriaceae, coliforms, *Escherichia coli*, and *Listeria spp.*) in apple packinghouses. *International Journal of Food Microbiology*, 337. <https://doi.org/10.1016/J.IJFOODMICRO.2020.108949>
- Rusin, P., Maxwell, S., & Gerba, C. (2002). Comparative surface-to-hand and fingertip-to-mouth transfer efficiency of gram-positive bacteria, gram-negative bacteria, and phage. *Journal of Applied Microbiology*, 93(4), 585–592. <https://doi.org/10.1046/J.1365-2672.2002.01734.X>
- Russell, A. D. (1999). Bacterial resistance to disinfectants: present knowledge and future problems. *Journal of Hospital Infection*, 43(SUPPL. 1), S57–S68. [https://doi.org/10.1016/S0195-6701\(99\)90066-X](https://doi.org/10.1016/S0195-6701(99)90066-X)
- Russotto, V., Cortegiani, A., Raineri, S. M., Gregoretti, C., & Giarratano, A. (2016). Adenosine triphosphate bioluminescence in intensive care units: Be careful with its use. *American Journal of Infection Control*, 44(6), 732–733. <https://doi.org/10.1016/J.AJIC.2015.12.045>
- Rutala, W. A., & Weber, D. J. (1999). Selection and use of disinfectants in health care. *Mayhall CG. Hospital Epidemiology and Infection Control*, 1161–1187. <https://basicmedicalkey.com/selection-and-use-of-disinfectants-in-healthcare/>
- Rutala, W. A., & Weber, D. J. (2013). Disinfectants used for environmental disinfection and new room decontamination technology. *American Journal of Infection Control*, 41(5), S36–S41. <https://doi.org/10.1016/J.AJIC.2012.11.006>
- Rutala, W. A., & Weber, D. J. (2015). Disinfection, Sterilization, and Control of Hospital Waste. *Mandell, Douglas, and Bennett's Principles and Practice of Infectious Diseases*, 2, 3294–3309. <https://doi.org/10.1016/B978-1-4557-4801-3.00301-5>
- Shama, G., & Malik, D. J. (2013). The uses and abuses of rapid bioluminescence-based ATP assays. *International Journal of Hygiene and Environmental Health*, 216(2), 115–125. <https://doi.org/10.1016/J.IJHEH.2012.03.009>

- Sharma, A., Shukla, A., Attri, K., Kumar, M., Kumar, P., Suttie, A., Singh, G., Barnwal, R. P., & Singla, N. (2020). Global trends in pesticides: A looming threat and viable alternatives. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 201. <https://doi.org/10.1016/J.ECOENV.2020.110812>
- Shaughnessy, R. J., Cole, E. C., Moschandreas, D., & Haverinen-Shaughnessy, U. (2013). ATP as a marker for surface contamination of biological origin in schools and as a potential approach to the measurement of cleaning effectiveness. *Journal of Occupational and Environmental Hygiene*, 10(6), 336–346. <https://doi.org/10.1080/15459624.2013.784633>
- Sheraba, N. S., Yassin, A. S., & Amin, M. A. (2010). High-throughput molecular identification of *Staphylococcus* spp. isolated from a clean room facility in an environmental monitoring program. *BMC Research Notes* 2010 3:1, 3(1), 1–7. <https://doi.org/10.1186/1756-0500-3-278>
- Shimoda, T., Yano, R., Nakamura, S., Yoshida, M., Matsuo, J., Yoshimura, S., & Yamaguchi, H. (2015). ATP bioluminescence values are significantly different depending upon material surface properties of the sampling location in hospitals. *BMC Research Notes*, 8(1), 1–8. <https://doi.org/10.1186/S13104-015-1757-9>
- Showell, M. (2006). Handbook of Detergents, Part D: Formulation. *The Surfactant Science*, CRC Press, 128.
- SNS. (2021). *Desconfinamento / SNS24*. <https://www.sns24.gov.pt/tema/doencas-infecciosas/covid-19/desconfinamento/#sec-4>
- Sogin, J. H., Lopez-Velasco, G., Yordem, B., Lingle, C. K., David, J. M., Çobo, M., & Worobo, R. W. (2020). Implementation of ATP and Microbial Indicator Testing for Hygiene Monitoring in a Tofu Production Facility Improves Product Quality and Hygienic Conditions of Food Contact Surfaces: a Case Study. *Applied and Environmental Microbiology*, 87(5), 1–12. <https://doi.org/10.1128/AEM.02278-20>
- Standards Australia New Zealand, F. (2016). *Safe Food Australia: A Guide to the Food Safety Standards*, 3, 1–221. <https://www.foodstandards.gov.au/publications/Documents/Safe%20Food%20Australia%20third%20edition%20web.pdf>
- Stephenson, K., & Hoch, J. A. (2002). Virulence- and antibiotic resistance-associated two-component signal transduction systems of Gram-positive pathogenic bacteria as targets for antimicrobial therapy. *Pharmacology & Therapeutics*, 93(2–3), 293–305. [https://doi.org/10.1016/S0163-7258\(02\)00198-5](https://doi.org/10.1016/S0163-7258(02)00198-5)
- Sterflinger, K. (2010). Fungi: Their role in deterioration of cultural heritage. *Fungal Biology Reviews*, 24(1–2), 47–55. <https://doi.org/10.1016/J.FBR.2010.03.003>
- Stuart-Moonlight, B. (2019). Hygiene management. In *Swainson's Handbook of Technical and Quality Management for the Food Manufacturing Sector*. Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-1-78242-275-4.00012-5>
- Tong, C., Hu, H., Chen, G., Li, Z., Li, A., & Zhang, J. (2021). Disinfectant resistance in bacteria: Mechanisms, spread, and resolution strategies. *Environmental Research*, 195. <https://doi.org/10.1016/J.ENVRES.2021.110897>

- Turrini, R. N. T., & Lacerda, R. A. (2004). Capacitação de recursos humanos para a implementação do programa de controle de infecção. *Texto & Contexto - Enfermagem*, 13(spe), 25–33. <https://doi.org/10.1590/S0104-07072004000500003>
- UNICEF. (n.d.). *Orientação para a prevenção e o controle da COVID-19 nas escolas. Conteúdo complementar A: Recomendações de limpeza e suprimentos*. <https://www.unicef.org/lac/media/12321/file>
- Veerachamy, S., Yarlagadda, T., Manivasagam, G., & Yarlagadda, P. K. (2014). Bacterial adherence and biofilm formation on medical implants: a review. *Proceedings of the Institution of Mechanical Engineers. Part H, Journal of Engineering in Medicine*, 228(10), 1083–1099. <https://doi.org/10.1177/0954411914556137>
- Verran, J., & Whitehead, K. (2005). Factors affecting microbial adhesion to stainless steel and other materials used in medical devices. *The International Journal of Artificial Organs*, 28(11), 1138–1145. <https://doi.org/10.1177/03913988050280111>
- Viegas, C., Faria, T., Meneses, M., Carolino, E., Viegas, S., Gomes, A. Q., & Sabino, R. (2016). Analysis of surfaces for characterization of fungal burden – Does it matter? *International Journal of Occupational Medicine and Environmental Health*, 29(4), 623–632. <https://doi.org/10.13075/ijomeh.1896.00562>
- Vieira, A., Félix, A., Coelho, C., Fernandes, C., Borralho, L., & Borges, T. (2016). *Manual de Antissépticos e Desinfetantes*. <http://www.arscentro.min-saude.pt/wp-content/uploads/sites/6/2020/06/Manual-de-Antissepticos-e-Desinfetantes.pdf>
- Vogel, S. J., Tank, M., & Goodyear, N. (2014). Variation in detection limits between bacterial growth phases and precision of an ATP bioluminescence system. *Letters in Applied Microbiology*, 58(4), 370–375. <https://doi.org/10.1111/LAM.12199>
- Wang, J., Sui, M., Yuan, B., Li, H., & Lu, H. (2019). Inactivation of two Mycobacteria by free chlorine: Effectiveness, influencing factors, and mechanisms. *Science of The Total Environment*, 648, 271–284. <https://doi.org/10.1016/J.SCITOTENV.2018.07.451>
- Wang, Z., Shen, Y., & Haapasalo, M. (2014). Dental materials with antibiofilm properties. *Dental Materials: Official Publication of the Academy of Dental Materials*, 30(2). <https://doi.org/10.1016/J.DENTAL.2013.12.001>
- Watkins, R. R., & Bonomo, R. A. (2016). Overview: Global and Local Impact of Antibiotic Resistance. In *Infectious Disease Clinics of North America*, 30(2), 313–322. <https://doi.org/10.1016/j.idc.2016.02.001>
- WHO. (2020). *Cleaning and disinfection of environmental surfaces in the context of COVID-19*. <https://www.who.int/publications/i/item/cleaning-and-disinfection-of-environmental-surfaces-inthe-context-of-covid-19>
- WHO. (2021). *Advice for the public*. <https://www.who.int/emergencies/diseases/novel-coronavirus-2019/advice-for-public>

- Wieland, N., Boss, J., Lettmann, S., Fritz, B., Schwaiger, K., Bauer, J., & Hölzel, C. S. (2017). Susceptibility to disinfectants in antimicrobial-resistant and -susceptible isolates of *Escherichia coli*, *Enterococcus faecalis* and *Enterococcus faecium* from poultry–ESBL/AmpC-phenotype of *E. coli* is not associated with resistance to a quaternary ammonium compound, DDAC. *Journal of Applied Microbiology*, *122*(6), 1508–1517. <https://doi.org/10.1111/JAM.13440>
- Zare Afifi, M., & Blatchley, E. R. (2016). Effects of UV-based treatment on volatile disinfection byproducts in a chlorinated, indoor swimming pool. *Water Research*, *105*, 167–177. <https://doi.org/10.1016/J.WATRES.2016.08.064>
- Zhang, N., Wang, P., Miao, T., Chan, P. T., Jia, W., Zhao, P., Su, B., Chen, X., & Li, Y. (2021). Real human surface touch behavior based quantitative analysis on infection spread via fomite route in an office. *Building and Environment*, *191*. <https://doi.org/10.1016/J.BUILDENV.2020.107578>
- Zhu, Z., Shan, L., Zhang, X., Hu, F., Zhong, D., Yuan, Y., & Zhang, J. (2021). Effects of bacterial community composition and structure in drinking water distribution systems on biofilm formation and chlorine resistance. *Chemosphere*, *264*. <https://doi.org/10.1016/J.CHEMOSPHERE.2020.128410>
- Zock, J. P., Vizcaya, D., & le Moual, N. (2010). Update on asthma and cleaners. *Current Opinion in Allergy and Clinical Immunology*, *10*(2), 114–120. <https://doi.org/10.1097/ACI.0B013E32833733FE>

ANEXO I – Plano de Higienização do Agrupamento Escolar

A

E

R



AGRUPAMENTO DE ESCOLAS DE RATES

PLANO DE HIGIENIZAÇÃO COVID-19

setembro de 2020



Índice

1. Introdução.....	3
2. Técnicas de limpeza	3
3. Materiais de limpeza	4
4. Procedimentos	4
5. Frequência da limpeza	5
6. Operacionalidade e execução	6
7. Anexos	8



1. Introdução

Atendendo à situação atual em que vivemos, a pandemia da doença COVID-19, e como os estabelecimentos de educação ou ensino são locais de convívio e partilha, importa estabelecer medidas de saúde pública, em alinhamento com as medidas implementadas a nível comunitário. Assim, impõe-se que sejam assegurados procedimentos, através da implementação, em cada unidade orgânica, de um plano de medidas que, sob as orientações da DGS, mitigue a possibilidade de contágio, garantindo a segurança da comunidade educativa através de condições específicas de funcionamento, incluindo regras de lotação, utilização de equipamentos de proteção individual, agendamento e distanciamento físico que acrescem às condições gerais para o levantar de medidas de confinamento. Neste âmbito, ressalva a importância das condições de higiene, a serem asseguradas pelos assistentes operacionais do agrupamento de escolas, como fator crucial para travar a possibilidade de contágio, garantindo a segurança da comunidade educativa.

2. Técnicas de limpeza

A limpeza deve ser sempre húmida não devendo usar-se aspiradores em zonas públicas. Deve ser realizada sempre no sentido de cima para baixo e, das áreas mais limpas, para as mais sujas, de acordo com a seguinte ordem:

- 1.º Paredes e teto (se aplicável);
- 2.º Superfícies acima do chão (bancadas, mesas, cadeiras, corrimãos, outros);
- 3.º Equipamentos existentes nas áreas;
- 4.º Instalações sanitárias;
- 5.º Chão – é o último a limpar, devendo ser lavado com água e detergente comum, seguido da desinfecção com solução de hipoclorito de sódio pronta a usar, ou solução diluída em água fria no momento da utilização, conforme instruções do fabricante (ver anexo 4 da Informação da Direção-Geral dos Estabelecimentos Escolares com a orientação da Direção-Geral de Saúde).

Devem aplicar-se os seguintes procedimentos:

- 1.º Lavar primeiro as superfícies com água e detergente e, em seguida, espalhar uniformemente a solução de hipoclorito de sódio nas superfícies;
- 2.º Deixar atuar o desinfetante nas superfícies durante, pelo menos, 10 minutos, sempre que possível;
- 3.º Enxaguar as superfícies só com água;



4.º Deixar secar ao ar, sempre que possível.

3. Materiais de limpeza

Quanto aos materiais a usar na limpeza devem cumprir-se os seguintes critérios:

- Os materiais de limpeza são distintos (de uso exclusivo) de acordo com o nível de risco das áreas a limpar;
- Os panos de limpeza serão diferenciados por cores, para cada uma das áreas: bancadas, mesas, cadeiras, uma cor; mesas de refeição e áreas de preparação de alimentos, outra cor e casas de banho, um pano só para limpar o lavatório, de cor diferenciada do pano para lavagem exterior das sanitas;
- A parte interior da sanita não precisa de pano. Deve ser esfregada com o próprio piaçaba e com detergente de base desinfetante;
- O balde e esfregona para o chão são habitualmente reutilizáveis, pelo que se deve garantir uma limpeza e desinfeção destes equipamentos no final de cada utilização. O balde e esfregona devem ser diferentes, para as áreas atrás referidas. Por exemplo: o balde e esfregona usados nas casas de banho, não devem ser usados nas áreas de alimentação, ou em outros espaços públicos.
- Sobre a distribuição destes materiais, semanalmente, o Encarregado Operacional ou quem o substituir, procederá à sua distribuição, de acordo com o enunciado.

4. Procedimentos

Equipamentos de Proteção Individual – EPI – (Máscara, Protetor Ocular; Luvas descartáveis, Avental Impermeável e protetor de calçado descartável).

Este equipamento visa proteger as assistentes operacionais, quer dos produtos utilizados, quer de eventual contaminação existente na área onde irão operar, e que evite, ainda, que “transportem” agentes contaminadores do exterior para a área da desinfeção. Sobre a utilização do EPI devem observar as imagens do anexo da Informação da Direção-Geral dos Estabelecimentos Escolares com a orientação da Direção-Geral de Saúde.

Entrada na “área suja”:

As assistentes operacionais devem entrar nos locais a limpar totalmente equipadas com o EPI envergado e com o material de limpeza, levando também consigo sacos prontos para a recolha dos resíduos. Ao entrar na “área a desinfetar” devem abrir as janelas e arejar a área, sempre que possível.

**Operação dentro da “área suja”:**

- 1.º Começar a limpar de alto para baixo e das zonas mais distantes da porta de entrada para a porta de entrada/saída;
- 2.º Ter um cuidado especial na limpeza de objetos mais tocados (ex: interruptores; maçanetas das portas; torneiras; corrimãos; mesas; cadeiras; teclados de computadores; telefones e outros) e áreas mais frequentadas;
- 3.º À medida que vão limpando, depositar os materiais descartáveis em sacos apropriados (de cor diferente dos habituais, ou devidamente identificados), tendo o cuidado de não contaminar o exterior do saco.

Saída da “área suja”

- 1.º No final da limpeza, esperar para ter o espaço totalmente arejado e só depois fechar as janelas;
- 2.º Limpar os frascos e produtos de limpeza antes de sair;
- 3.º Limpar as luvas e calçado por fora sem os retirar;
- 4.º Colocar o saco sujo dentro de outro limpo e fechar o saco;
- 5.º Sair da área e fechar a porta, sempre que possível;
- 6.º Terminadas as limpezas, colocar os EPI reutilizáveis, em embalagem própria hermeticamente fechada, para os transportar até à zona de desinfeção/lavagem do material e colocar os EPI descartáveis nos sacos de resíduos.

Os sacos de resíduos devem ser colocados no contentor (“caixote do lixo”) dos resíduos indiferenciados. Estes resíduos não devem, em caso algum, ser colocados no contentor de recolha seletiva, nem depositados no ecoponto. Nunca devem ser deixados em espaços públicos, ou zonas de acesso fácil.

5. Frequência da limpeza

A desinfeção dos espaços e superfícies deve ser efetuada da seguinte forma:

Pré-escolar

- Casas de banho – pelo menos duas vezes de manhã, uma vez ao fim do almoço e duas vezes à tarde;



- Zonas e objetos de uso comum – corrimãos, maçanetas das portas, interruptores, zonas de contacto frequente – pelo menos duas vezes de manhã, uma vez ao fim do almoço e duas vezes à tarde;
- Salas de aula – no final de cada utilização e sempre que haja mudança de turma;
- Salas de professores – uma vez de manhã, uma vez ao fim do almoço e uma vez à tarde;
- Refeitórios – logo após a utilização de um grupo e antes de outro entrar na área, especialmente as mesas e cadeiras.

1.º Ciclo

- Casas de banho – pelo menos duas vezes de manhã, uma vez ao fim do almoço e duas vezes à tarde;
- Zonas e objetos de uso comum – corrimãos, maçanetas das portas, interruptores, zonas de contacto frequente – pelo menos duas vezes de manhã, uma vez ao fim do almoço e duas vezes à tarde;
- Salas de aula – no final de cada utilização e sempre que haja mudança de turma;
- Salas de professores – uma vez de manhã, uma vez ao fim do almoço e uma vez à tarde;
- Refeitórios – logo após a utilização de um grupo e antes de outro entrar na área, especialmente as mesas e cadeiras.

2.º e 3.º Ciclos

- Casas de banho – pelo menos duas vezes de manhã, uma vez ao fim do almoço e duas vezes à tarde;
- Zonas e objetos de uso comum – corrimãos, maçanetas das portas, interruptores, zonas de contacto frequente – pelo menos duas vezes de manhã, uma vez ao fim do almoço e duas vezes à tarde;
- Salas de aula – no final de cada utilização e sempre que haja mudança de turma;
- Salas de professores – uma vez de manhã, uma vez ao fim do almoço e uma vez à tarde;
- Refeitórios – logo após a utilização de um grupo e antes de outro entrar na área, especialmente as mesas e zonas de self-service.

6. Operacionalidade e execução

Os assistentes operacionais, destacados para cada setor, são os responsáveis pela execução da limpeza da área que lhes for atribuída pela Direção, incluindo todos os espaços da escola à exceção do refeitório.



Os assistentes operacionais da área de preparação e confeção dos alimentos devem:

- Usar sempre máscara durante as fases de preparação, confeção e distribuição dos alimentos;
- Lavar as mãos com água e sabão imediatamente antes e após a manipulação de alimentos crus ou antes e após a utilização da casa de banho;
- Higienizar frequentemente as mãos com água e sabão ou com solução antisséptica de base alcoólica;
- Cumprir a etiqueta respiratória.

Rates, 14 de setembro de 2020

O Diretor,

(José Augusto Monteiro)



7. Anexos

Equipamentos de proteção individual (EPI) para efetuar limpeza:

- Bata ou avental impermeável por cima da farda (não usar roupa que traz de casa);
- Máscara;
- viseira;
- Luvas resistentes aos desinfetantes (de usar e deitar fora);

Utilizar uma farda limpa todos os dias e um calçado próprio só para as limpezas.



ANEXO I

SEQUÊNCIA DA COLOCAÇÃO DO EPI

1

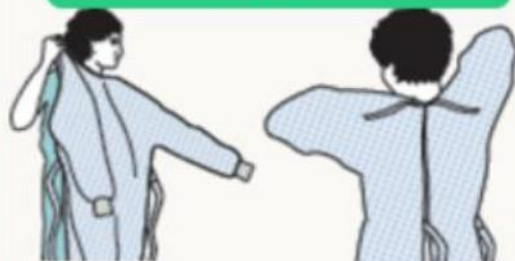
Amarre o cabelo
Remova anéis ou joias

2

Higienize as mãos
antes de colocar o EPI

3

Coloque a bata impermeável ou
avental



4

Coloque a máscara



5

Coloque a Proteção Ocular



6

Coloque as luvas





ANEXO I

SEQUÊNCIA DA REMOÇÃO DOS EPI

O EPI deve ser removido numa ordem que minimize o potencial de contaminação cruzada

Sequência de remoção dos EPI

1

Luvas :

A parte externa das luvas está contaminada



Higienize as mãos com água e sabão ou SABA

2

Bata ou avental :
A parte da frente da bata está contaminada



3

PROTETOR OCULAR:
A parte exterior dos Óculos ou da Viseira está contaminada



4

MÁSCARA

Higienize novamente as mãos.
Não toque na frente da máscara porque está contaminada.



5

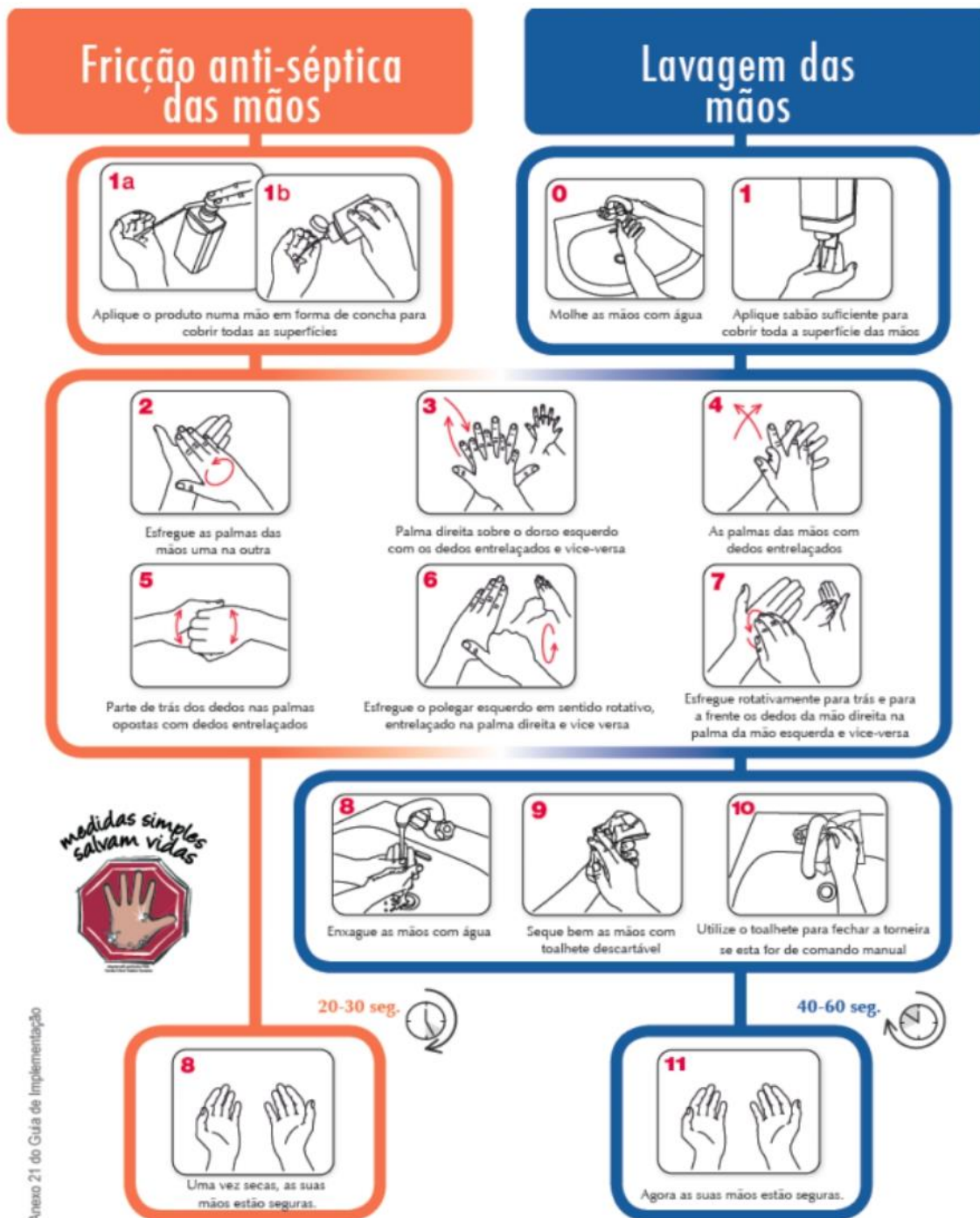
Higienize as mãos com água e sabão ou SABA





ANEXO II

Técnica de Higienização das mãos com solução antisséptica de base alcoólica (SABA) ou água e sabão



ANEXO III

Materiais de limpeza

Devem existir materiais de limpeza distintos (de uso exclusivo), de acordo com o nível de risco das áreas a limpar.

Materiais de limpeza	Imagem	Comentários
Pulverizador manual		Não usar nas áreas de exposição e preparação de alimentos
Panos de limpeza		Os panos de limpeza devem ser, preferencialmente, de uso único e descartável. Se forma panos reutilizáveis, devem ser de microfibras e que aguentem a lavagem e desinfeção pelo calor em máquina de lavar.
Balde		O balde e a esfregona para o chão são habitualmente reutilizáveis, pelo que se deve garantir uma limpeza e desinfeção destes equipamentos no final de cada utilização. O balde e a esfregona usados nas casas de banho não devem ser usados nas áreas de alimentação, ou em outros espaços.
Esfregona		



ANEXO IV

Preparação da solução à base de hipoclorito de sódio (diluição de 1/100)

Concentração original do hipoclorito de sódio de 5% de cloro ativo	Quantidade final de solução pretendida 1000 ppm	Volume de hipoclorito de sódio	Volume de água
	1 l	10 ml	990 ml
	5 l	50 ml	4,950 l
	10 l	100 ml	9,900 l

Nota:

1. Preferir sempre a solução de hipoclorito de sódio adquirida no mercado, já pronta a usar, sem ter de fazer diluições.
2. Diluição: deitar primeiro no balde e quantidade de água que se pretende adicionar, de seguida, a quantidade do desinfetante, para evitar acidentes por salpicos. Seguir sempre as instruções do fabricante inscritas nos rótulos dos produtos para as diluições.
3. Segurança no uso de desinfetantes e seu acondicionamento: rotular bem os frascos dos desinfetantes; não colocar desinfetantes em garrafas de água; manter os desinfetantes em local inacessível a crianças.



HIGIENIZAÇÃO DAS ÁREAS DE TRABALHO



Verificar os detergentes e desinfetantes e diluições



Utilizar sempre **limpeza húmida**



Limpar zonas de toque **frequente** (interruptores da luz, telefones, teclados, corrimãos e maçanetas)



Panos e baldes/esfregona **exclusivo por zonas** e no fim desinfetar tudo imergindo em solução de lixívia* durante 10 minutos



Registrar a data e hora da limpeza



EQUIPAR-SE COM:

- Avental impermeável
- Máscara cirúrgica ou máscara reutilizável
- Luvas resistentes de uso único
- Calçado próprio só para limpezas

PROCEDIMENTOS:

HIGIENIZAÇÃO DE SUPERFÍCIES

LIMPAR no sentido de **cima para baixo** e das

áreas **mais limpas para as mais sujas**:

- Paredes (até a altura do braço)
- Superfícies acima do chão (bancadas, mesas, cadeiras, corrimãos)
- Equipamentos existentes nas áreas
- Chão

- 1 • Lavar as superfícies com água e detergente
- 2 • Espalhar uniformemente a solução de lixívia* nas superfícies e esperar 10 minutos
- 3 • Enxaguar as superfícies só com água (quente)
- 4 • Lavar o chão com água quente e detergente comum, seguido da desinfecção com solução de lixívia* diluída e deixar secar ao ar

* Solução de lixívia - 50ml lixívia comum/5 litros água

RECOLHA DE RESÍDUOS

Os resíduos nunca devem ser calcados, nem deve ser apertado o saco para sair o ar.

O saco de plástico apenas deve ser cheio até 2/3 da sua capacidade e deve ser bem fechado com 2 nós bem apertados

O saco fechado deve ser colocado dentro de um segundo saco de plástico, que será fechado de modo igual ao primeiro

Descartar no contentor dos resíduos urbanos
NÃO COLOCAR NO ECOPONTO





LIMPEZA DAS INSTALAÇÕES SANITÁRIAS



Utilizar detergente misto



Limpar zonas de toque frequente com álcool 70% (torneiras, botão autoclismo, botão secador de mãos e maçanetas)



Registar a data e hora da limpeza



Utilizar sempre limpeza húmida



Panos e baldes/esfregona exclusivos (Pano exclusivo para sanita); no fim desinfetar tudo imergindo em solução de lixívia* durante 10 minutos



EQUIPAR-SE COM:

- Avental impermeável
- Máscara cirúrgica ou máscara reutilizável
- Luvas resistentes de uso único
- Calçado próprio só para limpezas
- Óculos/viseira de proteção**

PROCEDIMENTOS:

LIMPAR no sentido de cima para baixo e das áreas mais limpas para as mais sujas:

1. Lavar as paredes com detergente misto e passar um pano só com água
2. Lavar as bancadas e lavatórios com detergente misto, iniciando com a lavagem das torneiras e finalizando com o ralo. Passar por água
3. Lavar o mobiliário e equipamentos com detergente misto, enxaguando de seguida com um pano
4. Lavar a zona de duche com detergente misto, não esquecendo de desenroscar o chuveiro
5. Aplicar o desinfetante misto na sanita, após uma descarga inicial do autoclismo
6. Deixar atuar durante 10 minutos e esfregar bem por dentro com o piçaba
7. Descarregar o autoclismo ainda com o piçaba dentro da sanita. Desinfetar suporte piçaba
8. Com um pano limpo e exclusivo da sanita, lavar a parte externa da sanita com o desinfetante misto, começando pelo tampo, seguindo-se a parte de cima da sanita e todas as partes exteriores. Passar com pano com água e deixar secar
9. Lavar o chão com água quente e detergente comum, seguido da desinfecção com solução de lixívia* e deixar secar ao ar
10. Desinfetar o botão do autoclismo, do secador de mãos, torneiras e maçanetas das portas com álcool 70%

* Solução de lixívia - 50ml lixívia comum/5 litros água

**Utilizar apenas em caso de haver derrame de produtos orgânicos

RECOLHA DE RESÍDUOS



Os resíduos nunca devem ser calcados, nem deve ser apertado o saco para sair o ar.

O saco de plástico apenas deve ser cheio até 2/3 da sua capacidade e deve ser bem fechado com 2 nós bem apertados

O saco fechado deve ser colocado dentro de um segundo saco de plástico, que será fechado de modo igual ao primeiro

Descartar no contentor dos resíduos urbanos

Na presença de DERRAME de sangue, secreções respiratórias, vômitos, fezes ou urina.

1. Absorver os líquidos com papel absorvente;
2. Aplicar lixívia diluída em água na proporção de uma medida de lixívia, para 9 medidas iguais de água;
3. Deixar atuar durante 10 minutos;
4. Recolher o papel absorvente para o saco dos resíduos;
5. Lavar o local com água e detergente;
6. Enxaguar só com água quente;
7. Deixar secar ao ar e abrir as janelas para ventilação do espaço.





LIMPEZA DOS REFEITÓRIOS E ÁREAS DE PREPARAÇÃO E CONFEÇÃO DE ALIMENTOS



Verificar detergentes, desinfetantes e diluições



Limpar zonas de toque frequente (interruptores, corrimãos e maçanetas), 6 vezes ao dia.



Desinfetar a linha de refeições com toalhetes embebidos em álcool 70%, a cada 20 minutos.



As mesas e cadeiras devem ser limpas entre cada refeição, com um toalhete de papel, com detergente misto ou álcool 70%, por cada área



Panos e baldes/esfregona exclusivos; no fim desinfetar tudo imergindo em solução de lixívia* durante 10 minutos

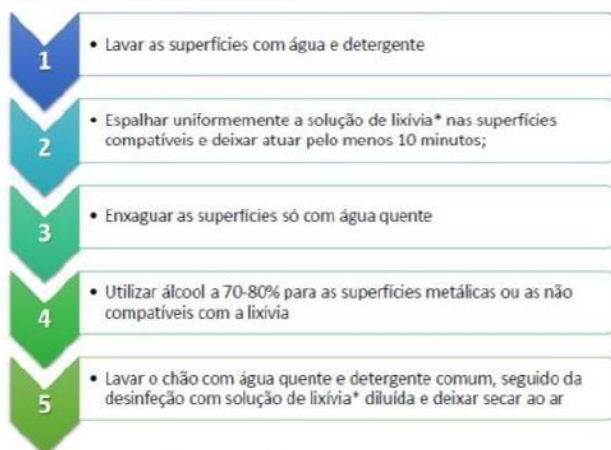


EQUIPAR-SE COM:

- Avental impermeável
- Máscara cirúrgica ou máscara reutilizável
- Luvas resistentes de uso único
- Calçado próprio só para limpezas

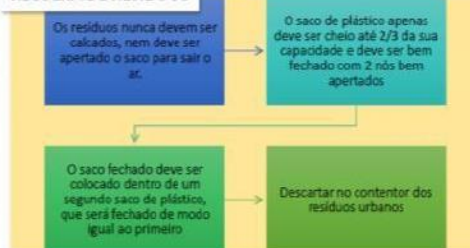
PROCEDIMENTO:

LIMPAR no sentido de cima para baixo e das áreas mais limpas para as mais sujas, evitando o horário da refeição:



* Solução de lixívia - 50ml lixívia comum/5 litros água

RECOLHA DE RESÍDUOS



Áreas de preparação e confeção de alimentos:

1. Higienização das mãos com água quente e detergente a cada 20 minutos
2. Utilização de utensílios adequados para evitar o contacto direto com géneros alimentícios
3. Utilização obrigatória de máscara cirúrgica ou reutilizável sempre que contate com alimentos já confeccionados
4. Todos os procedimentos de base devem ser relembrados e todos os procedimentos de limpeza e desinfecção devem ser escrupulosamente seguidos



ANEXO II – Plano de Higienização de uma Unidade Orgânica do Ensino Superior

SUPERFÍCIE PODE SER USADO	ÁREA A HIGIENIZAR	ÁREA FUNCIONAL	PRODUTO	TIPO PRODUTO	ACÇÃO	TIPO LAVAGEM	EQUIPAMENTO	FREQUÊNCIA (em conformidade com o plano trabalhos)	MODO DE UTILIZAÇÃO/EMPREGO	EPI'S	PERIGOS	FRASES SEGURANÇA	OBS.
Multi- superfícies	Diversas	Qualquer Superfície lavável.	GLOW PROFISSIONAL DISH LEMON	Detergente líquido neutro.	Lavagem	Manual	Baldes; Panos;	Diário	1. Usar à concentração de 2 a 3mL de produto por litro de água morna; 2. Molhar os utensílios e lavar com pano, escova ou esfregão; 3. Enxaguar e deixar secar ao ar. Em caso de sujidade mais difícil pode ser necessário aumentar a concentração.	Fardamento; Luvas.	Nenhum perigo relevante;	Nenhum perigo relevante.	
Pavimentos	Pavimentos	Ideal para limpeza de pavimentos com grande tráfego e com necessidades de limpeza profundas;	GLOW PROFISSIONAL 7 MIL	Detergente alcalino suavemente perfumado.	Lavagem de pavimentos.	Mecânica Manual	Máquina para o Baldes; efeito.	Diário	• Dosagem mínima: 100mL de produto para 10L de solução (1%) • Aumentar a concentração até 5% para sujidades difíceis. Aplicação • Manual: Dosear o produto para um balde com água e aplicar a solução. Deixar atuar, esfregar, em seguida remover a solução suja. • Máquina: Dosear o produto para o tanque com água da máquina. Deixar atuar brevemente e esfregar, em seguida remover a solução suja com auxílio de um aspirador de líquidos. Importante: Não aplicar a solução em pavimentos sensíveis a alcalinos. Não aplicar em superfícies de alumínio.	Fardamento; Calçado Fechado; Luvas.	H314 - Provoca queimaduras na pele e lesões oculares graves		
---	---	Ambientador líquido para desodorizar todo o tipo de instalações, como escritórios, gabinetes, salas de estar, salas de congressos, casas de banho, salas de reunião, quartos, hall,	ASC ASCARE AIR PLUS	Ambientador	Ambientador	---	---	A necessária.	Aplicar o produto por pulverização, ou nebulização, nos locais a tratar. Repetir periodicamente, este processo de acordo com a contaminação local.	Fardamento; Calçado Fechado;	H226 Líquidos e Vapores inflamáveis.		

		corredores, etc.											
Multi-superfícies	Diversas	Ideal para limpezas profundas e para retirar as sujidades entranhadas nas juntas de azulejos.	CIPAC	DETERGENTE DESINCRUSTANTE CONCENTRADO	Detergente desincrustante ácido concentrado, sem perfume, especialmente formulado para a eliminação de incrustações calcárias e sujidades permanentes em pavimentos com grandes frequências de utilização.	Manual	Balde. Panos	Diário	Diluir o produto entre 2 a 10%, consoante a sujidade, e aplicar nas superfícies a limpar e deixar a atuar. Esfregar com uma escova ou esfregona e de seguida enxaguar abundantemente. Repetir a operação se necessário. Para eliminação de fungos, algas e musgos em piscinas, depósitos de água, etc., aplicar o produto numa proporção de 50%. Importante: Evitar o contacto com alumínio e ferro. Não misturar a solução com produtos clorados. Não usar em superfícies sensíveis a ácidos, ex.: mármore, tijoleira, travertino ou outras superfícies calcárias. Testar a resistência aos ácidos antes de aplicar. Aquando da desincrustação, molhar previamente as juntas com água. Remover imediatamente a solução de superfícies sensíveis a ácidos e enxaguar abundantemente. Enxaguar abundantemente os utensílios cromados da casa de banho para evitar danos.	Fardamento; Calçado Fechado; Luvas.	H314 - Provoca queimaduras na pele e lesões oculares graves. H317 - Pode provocar uma reação alérgica cutânea		
Multi-superfícies	Vidros ou superfície vidradas.	Excelente na remoção de dedadas e manchas causadas por outras substâncias aderentes.	GLOW PROFISSIONAL GLASS	Detergente líquido.	Detergente em spray, pronto a usar, para limpeza sem resíduos em vidros e outras superfícies vidradas.	Manual	Panos	Diário	Pulverizar o produto para um pano macio que não solte fibras e limpar a superfície. Repetir a aplicação para retirar sujidades mais resistentes. Importante: Antes de usar, testar a compatibilidade do material numa área pequena e pouco visível.	Fardamento; Calçado Fechado; Luvas.	H319 - Provoca irritação ocular grave H226 - Líquido e vapor inflamáveis		
Multi-superfícies	Diversas	Produto ultra concentrado perfumado para diluir com água e obter um detergente neutro perfumado	GLOW PROFISSIONAL FLORAL	Detergente Líquido.	Produto ultra concentrado perfumado para diluir com água e obter um detergente neutro perfumado para limpeza diária de	Manual	Baldes; Esfregona; Panos:	Diário	Encher o jerrican de 5L com água (cerca de 4,8L) e verter o concentrado. Agitar ligeiramente o jerrican para que o concentrado se dissolva.	Fardamento; Calçado Fechado; Luvas.	H302 - Nocivo por ingestão H412 - Nocivo para os organismos aquáticos com efeitos duradouros H226 - Líquido e vapor		

		para limpeza diária de pavimentos e superfícies duras resistentes à água.			pavimentos e superfícies duras resistentes à água.						inflamáveis H315 - Provoca irritação cutânea H317 - Pode provocar uma reação alérgica cutânea		
Multi-superfícies	Adequado para fogões, lava-loiças, azulejos, sanitários, banheiras e cromados.	Poderoso creme de limpeza com micropartículas, eficaz na sujidade e suave com as superfícies.	GLOW YOUR LIFE - CREME LIMÃO	Detergente creme.	Dissolve rapidamente as sujidades nas superfícies resistentes a água através da ação poderosa das suas micropartículas	Manual	Panos	Diário	Aplicar diretamente nas superfícies e esfregar com um pano húmido ou esfregão. De seguida enxaguar com água limpa. Repetir a operação se necessário.	Fardamento; Calçado Fechado; Luvas.	H319 - Provoca irritação ocular grave		
Multi-superfícies	Diversas	Produto ultra concentrado perfumado para diluir com água e obter um detergente neutro perfumado para limpeza diária de pavimentos e superfícies duras resistentes à água.	GLOW PINHO AMONIACAL	Detergente Líquido.	Produto ultra concentrado perfumado para diluir com água e obter um detergente neutro perfumado para limpeza diária de pavimentos e superfícies duras resistentes à água.	Manual	Baldes; Esfregona; Panos:	Diário.	Encher o jerrican de 5L com água (cerca de 4,8L) e verter o concentrado. Agitar ligeiramente o jerrican para que o concentrado se dissolva.	Fardamento; Calçado Fechado; Luvas.	H302 - Nocivo por ingestão H412 - Nocivo para os organismos aquáticos com efeitos duradouros H226 - Líquido e vapor inflamáveis H315 - Provoca irritação cutânea H317 - Pode provocar uma reação alérgica cutânea		
Multi-superfícies	Diversas	Pastilhas efervescentes para higienização.	VERECLORO	Pastilhas	Pastilhas efervescentes para higienização.	Manual	Esfregona; Baldes; Panos:	Diário.	1. Dissolver 1 pastilha em 20 litros de água num recipiente de plástico; 2. Mergulhar totalmente as frutas, legumes ou verduras durante 10 minutos; 3. Passar por água limpa. IMPORTANTE: Não manipular o produto com as mãos molhadas. Antes de aplicar sobre materiais de forma generalizada, efetuar numa pequena porção de resistência ao cloro. Alguns materiais corados podem sofrer descoloração permanente.	Fardamento; Calçado Fechado; Luvas.	H302 - Nocivo por ingestão H410 - Muito tóxico para os organismos aquáticos com efeitos		
											duradouros H319 - Provoca		

											irritação ocular grave H335 - Pode provocar irritação das vias respiratória		
Pavimentos	Diversas	Emulsão formulada com polímeros acrílicos e de poliuretano de modo a garantir o máximo brilho e resistência ao tráfego. Fórmula anti amarelecimento.	SUTTER METEOR MAXIMA	Detergente Líquido.	Depois de ter cuidadosamente e decapado o pavimento com o decapante apropriado da linha SUTTER PROFESSIONAL, aplique duas demãos de cera com o aplicador de cera apropriado. Deixe secar durante cerca de 30 - 60 min. entre uma demão e outra.	Manual.	Esfregona.	A definir.	Pronto a usar.	Fardamento; Calçado Fechado; Luvas.	Nenhum perigo relevante;	Nenhum perigo relevante.	
Pavimentos	Pavimentos	Decapante enérgico de ceras de baixa espuma para pavimentos de mármore, barro cozido, PVC, parquet, etc., especialmente concebido para aplicação com máquinas rotativas.	GLOW MAX REM	Detergente Líquido.	Proporciona uma decapagem rápida e eficaz. Indicado para todo o tipo de pavimentos exceto superfícies pintadas. Eficaz em áreas de decapagem difícil. Grande rendimento e fácil aplicação. Fórmula de baixa espuma.	Mecânico.	Rotativa.	A definir.	Dosagem: Diluir o produto em água, entre 10 a 20 %. Para camadas mais difíceis aumentar a concentração até 50%. Aplicação: Dosear o produto para o tanque da máquina com água. Cobrir o pavimento a decapar com a solução preparada uniformemente. Deixar atuar no mínimo, 5-10 minutos (não deixar secar a solução). Em seguida esfregar o pavimento, aspirar a solução suja com um aspirador de líquidos e enxaguar abundantemente com água limpa. Após este tratamento, deixar secar e proteger com uma emulsão. Decapagem Seca: Este processo destina-se exclusivamente à eliminação seletiva de ceras. Diluir 1:3, pulverizar uniformemente a solução em pequenas áreas de 1 a 2 m2. Passar a máquina rotativa	Fardamento; Calçado Fechado; Luvas.	H314 - Provoca queimaduras na pele e lesões oculares graves		

									provida de disco castanho. Aspirar ou varrer o pavimento com vassoura de franjas. Importante: Não aplicar em pavimentos sensíveis à água, ex.: madeira não protegida. Remover imediatamente, com um pano molhado, quaisquer salpicos na madeira/superfícies pintadas. Testar a compatibilidade do material antes de usar. Em pavimentos de linóleo verificar a consistência da cor.				
--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--