

UNIVERSITÄTSKLINIKUM HAMBURG-EPPENDORF

Institut für Medizinische Mikrobiologie, Virologie und Hygiene

Prof. Dr. med. Aepfelbacher

Grad der Rekontamination aufbereiteter Medizinprodukte durch mikrobielle Belastungen in Steckbeckenspülen

Dissertation

zur Erlangung des Grades eines Doktors der Medizin
an der Medizinischen Fakultät der Universität Hamburg.

vorgelegt von:

Lutz Uthoff
aus Oelde

Hamburg 2024

(wird von der Medizinischen Fakultät ausgefüllt)

**Angenommen von der
Medizinischen Fakultät der Universität Hamburg am: 08.01.2025**

**Veröffentlicht mit Genehmigung der
Medizinischen Fakultät der Universität Hamburg.**

Prüfungsausschuss, der/die Vorsitzende: Prof. Dr. Alexandra M. Preisser

Prüfungsausschuss, zweite/r Gutachter/!: Prof. Dr. Johannes K.-M. Knobloch

Inhaltsverzeichnis

1	ARBEITSHYPOTHESE UND FRAGESTELLUNG	5
2	EINLEITUNG	6
2.1	NOSOKOMIALE INFEKTIONEN.....	6
2.2	DIE ROLLE DER KRANKENHAUSUMWELT BEI NOSOKOMIALEN INFEKTIONEN.....	8
2.2.1	TRANSMISSION VON ERREGERN AUS DER KRANKENHAUSUMWELT.....	8
2.2.2	DIE ÜBERTRAGUNG VON NOSOKOMIALEN ERREGERN DURCH VORHERIGE PATIENTEN	12
2.2.3	STELLENWERT DER REINIGUNG, DESINFEKTION UND SURVEILLANCE DER KRANKENHAUSUMWELT	13
2.2.4	BEPROBUNG DER KRANKENHAUSUMWELT	15
2.3	AUFBEREITUNG VON MEDIZINPRODUKTEN	15
2.4	PRAXIS DER REINIGUNG UND DESINFEKTION VON MEDIZINPRODUKTEN IM KRANKENHAUS UNTER DEM ASPEKT DES EXCRETA-MANAGEMENTS	17
2.5	FUNKTIONSWEISE EINER STECKBECKENSPÜLE.....	18
2.6	THERMISCHE DESINFEKTION UND A₀-DEFINITION.....	19
2.6.1	DAS A ₀ -KONZEPT IN DER PRAXIS	21
2.7	ROLLE DER STECKBECKENSPÜLEN BEI NOSOKOMIALEN INFEKTIONEN	22
2.8	AUFBEREITUNG VON WASCHSCHÜSSELN IN STECKBECKENSPÜLEN	26
3	MATERIAL UND METHODEN	29
3.1	ORT DER MESSUNG UND TESTGERÄTE	29
3.2	QUANTITATIVE UNTERSUCHUNG SUMPFWASSER	31
3.3	ABSTRICH-UNTERSUCHUNG GERÄTEINNENRAUM STECKBECKENSPÜLER	32
3.4	OBERFLÄCHENUNTERSUCHUNG DER INNENSEITE DER WASCHSCHÜSSELN MITTELS KRATZSCHWAMM	34
3.5	A₀-WERT BESTIMMUNG.....	35
3.6	LABORANALYTIK	36
3.6.1	SUMPFWASSER-UNTERSUCHUNG	36
3.6.2	ABSTRICH-UNTERSUCHUNG.....	36
3.6.3	POLYWIPE-KRATZSCHWAMM-BEPROBUNG	36
3.7	AUSWERTUNG.....	37
3.7.1	SUMPFWASSER / ABSTRICHE / POLYWIPE-KRATZSCHWÄMME	37
3.8	STATISTISCHE DATENANALYSE.....	37
4	ERGEBNISSE.....	38
4.1	A₀-WERTE DER BEPROBTEN STECKBECKENSPÜLEN	38
4.2	ERGEBNISSE DER WASSERPROBEN	41
4.2.1	NACHWEISE VON <i>PSEUDOMONAS AERUGINOSA</i>	42
4.2.2	NACHWEISE VON <i>PSEUDOMONAS SPP.</i>	42
4.2.3	NACHWEISE VON <i>ACINETOBACTER</i> / NONFERMENTERN	43
4.2.4	NACHWEISE VON KOAGULASE NEGATIVE STAPHYLOKOKKEN / HAUTFLORA	44
4.2.5	NACHWEISE VON ENTEROKOKKEN	44
4.2.6	<i>ENTEROBACTERIALES</i>	45
4.2.7	NACHWEISE VON UMWELTKEIMEN	45
4.3	MIKROBIELLE NACHWEISE AUS ABSTRICHUNTERSUCHUNGEN.....	47
4.3.1	NACHWEISE VON <i>PSEUDOMONAS AERUGINOSA</i>	48
4.3.2	NACHWEISE VON <i>ACINETOBACTER</i> / NONFERMENTERN	49

4.3.3	NACHWEISE VON KOAGULASE NEGATIVEN STAPHYLOKOKKEN / HAUTFLORA	50
4.3.4	NACHWEISE VON ENTEROKOKKEN	51
4.3.5	NACHWEISE VON <i>ENTEROBACTERALES</i>	52
4.3.6	NACHWEISE VON UMWELTKEIMEN	53
5	<u>DISKUSSION.....</u>	54
5.1	A ₀ -WERTE – THERMISCHE DESINFEKTION	54
5.2	GRAD DER MIKROBIELLEN BELASTUNG DER WASSERPROBEN	57
5.3	GRAD DER MIKROBIELLEN BELASTUNG DES INNENRAUMES DER STECKBECKENSPÜLEN	58
5.4	GRAD DER MIKROBIELLEN BELASTUNG DER WASCHSCHÜSSELN	59
5.5	FAZIT	63
6.	<u>ZUSAMMENFASSUNG.....</u>	65
6.	<u>LITERATURVERZEICHNIS.....</u>	67
7.	<u>ANHANG.....</u>	87
7.1.	ABBILDUNGSVERZEICHNIS	87
7.2	TABELLENVERZEICHNIS.....	88
7.3	ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS	89
8.	<u>DANKSAGUNG</u>	91
9.	<u>LEBENS LAUF</u>	92
10.	<u>EIDESSTATTLICHE VERSICHERUNG.....</u>	93

1 Arbeitshypothese und Fragestellung

Die Transmission von Erregern zwischen Patienten stellt einen wichtigen Faktor bei der Ausbreitung von multiresistenten Mikroorganismen mit möglicher nachfolgender nosokomialer Infektion dar. Einen potenziellen Übertragungsweg stellen nicht hinreichend aufbereitete unkritische Medizinprodukte wie Steckbecken, Urinflaschen und Waschschüsseln dar. In sogenannten Steckbeckenspülen werden diese Medizinprodukte in einem Reinigungs- und Desinfektionsprozess auf den jeweiligen Stationen aufbereitet. Dieses Vorgehen ist im Hinblick auf die Aufbereitung von Waschschüsseln in der Fachwelt umstritten.

Da in einem Gramm menschlichen Stuhls bis zu 10^{14} Bakterien enthalten sein können, wird regelmäßig diskutiert, dass nach einem Aufbereitungsprozess von mit Fäkalien kontaminierten Steckbecken die Innenseite von Steckbeckenspülgeräten am Ende eines Reinigungs- und Desinfektionsprozesses mit Flora des Patienten kontaminiert sein können. Dies kann theoretisch zu einer Kontamination von nachfolgend aufbereiteten Medizinprodukten führen.

Im Rahmen dieser Arbeit sollte untersucht werden, wie hoch der Grad der Rekontamination von Medizinprodukten im Routinebetrieb von Steckbeckenspülen ist. Zudem sollte das Risiko der Übertragung von Keimen durch solche Rekontaminationen untersucht werden. Hierdurch sollte erstmalig wissenschaftlich geprüft werden, ob ein standardisierter Aufbereitungsprozess von Waschschüsseln in Steckbeckenspülen bei gleichzeitiger Aufbereitung von Steckbecken möglich ist oder hierdurch eine Patientengefährdung entsteht. Im Routinebetrieb eines Grund- und Regelversorgers (Bundeswehrkrankenhaus Hamburg) wurden zu jeweils 10 zufälligen Untersuchungszeitpunkten in 10 verschiedenen Steckbeckenspülen autoklavierte / keimfreie Edelstahlwaschschüsseln einem Reinigungs- und Desinfektionsprozess unterzogen und anschließend auf das Vorliegen mikrobiologischer Kontamination untersucht. Vor dem Aufbereitungsprozess wurde jeweils eine mögliche innenseitige Kontamination der Steckbeckenspülgeräte mittels mehrerer Abstriche dokumentiert. Bei jedem Reinigungs- und Desinfektionszyklus wurde der technische A_0 -Wert durch Aufzeichnung des Temperaturverlaufs während des Prozesses mit Hilfe eines Thermologgers bestimmt, um den Einfluss unterschiedlicher Gerätespezifikationen zu identifizieren.

2 Einleitung

2.1 Nosokomiale Infektionen

Nosokomiale Infektionen stellen mittlerweile die häufigste Komplikation eines Krankenhausaufenthaltes dar und sorgen für steigende Kosten im Gesundheitswesen (Gastmeier *et al.* 2004). Im Oktober 2022 veröffentlichte die Weltgesundheitsorganisation (WHO) gemeinsam mit der Organisation für wirtschaftliche Zusammenarbeit und Entwicklung (OECD) ihren ersten globalen Bericht zur Infektionsprävention und -kontrolle. Demnach entwickeln 7 % der Patienten in Akuteinrichtungen der Hochlohn-Länder eine nosokomiale Infektion und in Niedriglohn- sowie Mitteleinkommen-Ländern sogar nahezu doppelt so viele (OECD/WHO 2022). Für die Europäische Union wird geschätzt, dass bis zu 4.544.100 nosokomiale Infektionen jährlich auftreten, die wiederum bis zu 37.000 Toten und 16 Millionen zusätzlichen Krankenhaustagen führen (Zingg *et al.* 2015). Dabei betreffen nach Daten aus den USA einen Großteil (ca. 50 %) der nosokomialen Infektionen Intensivstationen, obwohl diese nur 20 % der belegbaren Betten betreiben (Bearman *et al.* 2006). Hauptrisikofaktoren für eine nosokomiale Infektion sind Diabetes mellitus, Immunsuppression, Körpertemperatur $\leq 36,0$ °C oder $\geq 38,5$ °C, Operationsdauer in Minuten, Reoperation, Cephalosporin-Exposition, Liegedauer eines Zentralen Venenkatheters (ZVK), Aufnahme auf die Intensivstation (ITS), ITS -Aufenthalt in Tagen und mechanische Beatmung (Rodriguez-Acelas *et al.* 2017).

Für Deutschland konnte in der NIDEP-Studie 1994 eine Prävalenz von 3,5 % für nosokomiale Infektionen und 10 % für ambulant erworbene Infektionen bei insgesamt 14.966 Patienten aus 72 teilnehmenden Krankenhäusern gefunden werden. Führend waren hierbei Infektionen der unteren Atemwege und Harnwegsinfektionen (Rüden *et al.* 1997). Für einen besseren Überblick der nosokomialen Infektionen im deutschen Gesundheitssystem wurde ein deutschlandweites Überwachungssystem etabliert, das Krankenhaus-Infektions-Surveillance-System (KISS) in dem drei Marker-Infektionen [Ventilator-assoziierte Pneumonien (VAP), Katheter-assoziierte Blutstrominfektionen (CLABSI) und postoperative Wundinfektionen (SSI)] dokumentiert werden. Durch die Teilnahme an diesem System konnte die Rate von VAP um 29 %, die von CLABSI um 28 % und die SSI-Rate um 28 % gesenkt werden (Gastmeier *et al.* 2006). Ähnliche Surveillance Systeme wurden international etabliert, wie z.B. NHH in den USA,

NINSS in England, HELICS in Europa, PREZIES in den Niederlanden, KONIS in Korea und SNICH in Italien. Insgesamt konnte gezeigt werden, dass durch diese Surveillance Systeme eine Reduktion nosokomialer Infektionen erzielt werden konnte (Gastmeier *et al.* 2006, Zingg *et al.* 2015). Gründe für diese Reduktion sind eine Darstellung von Infektionstrends und damit frühe Warnung vor Ausbrüchen, ein Benchmarking und Feedback an die Mitarbeiter als Ansporn und zur Förderung der Hygienecompliance sowie die Identifikation von Protektiv- oder Risikofaktoren (Li *et al.* 2017). Hierbei sind multimodale Interventionen in der Lage, die Rate von nosokomialen Infektionen um 35 bis 55 % zu senken (Schreiber *et al.* 2018), abhängig von der Patientenpopulation, der Adhärenz zu Präventionsmaßnahmen und der Art der Infektion (Blot *et al.* 2022).

Der Stellenwert von verbesserten Hygienemaßnahmen wird dadurch hervor-gehoben, dass Schätzungen zufolge durch verbesserte Praktiken im Bereich der Hygienemaßnahmen bis zu 28.000 Tote in den G7-Staaten und 18.000 Tote in den Staaten der Europäischen Union / im Europäischen Wirtschaftsraum (EU/EEA) verhindert werden könnten (OECD/WHO 2022). Hierbei stellt die Händedesinfektion weiterhin die wichtigste Intervention dar und könnte bei Verbesserungen nach Berechnung der OECD/WHO zwischen 2015 bis 2050 in den G7-Ländern 30.000 Tote und in den EU/EEA Mitgliedsstaaten 19.000 Tote verhindern.

Eine zusätzliche Herausforderung ergibt sich durch Antibiotikaresistenzen. Laut Daten der Europäischen Union sind ca. 63,5 % (426.277 von 671.689) der Infektionsfälle mit antibiotikaresistenten Keimen mit dem Gesundheitswesen assoziiert und dadurch stehen 72,4 % (23.976 von 33.110) der Todesfälle im Zusammenhang mit Antibiotikaresistenzen (OECD / WHO 2022). Die relevantesten Keime im Zusammenhang mit einer Übertragung sowie einer sich anschließenden Infektion und damit im Fokus der Aufmerksamkeit sind die sogenannten ESKAPE-Organismen (*Enterococcus faecium*, *Staphylococcus aureus*, *Klebsiella pneumoniae*, *Acinetobacter baumannii*, *Pseudomonas aeruginosa* und *Enterobacter spp.*) (Mulani *et al.* 2019). Zur Behandlung dieser Bakterien sind unter anderem auch neue Wege der Therapie wie Kombinationstherapien, Bakteriophagentherapie, antimikrobielle Peptide, photodynamische Lichttherapie oder Silbernanopartikel notwendig (Mulani *et al.* 2019).

Einen besonderen Aspekt mit bis zu 2-10 % aller nosokomialen Infektionen stellen Ausbruchsgeschehen dar (Vonberg *et al.* 2011). Basierend auf Daten der

Worldwide Outbreak Database kam es bis August 2020 zu 3.632 berichteten nosokomialen Ausbrüchen (Vonberg *et al.* 2011). Den Hauptanteil an diesen Ausbrüchen hatten folgende Bakterien: *S. aureus* (431 Ausbrüche, 11,9 %), *K. pneumoniae* (mit 288 Ausbrüchen; 7,9 %), *P. aeruginosa* (mit 259 Ausbrüchen, 7,1 %), *A. baumannii* (253, 7,0 %), *Serratia marcescens* (168, 4,6 %), *E. faecium* (131, 3,6 %), *Escherichia coli* (86, 2,4 %) und *E. cloacae* (82, 2,3 %) (Katzenberger *et al.* 2021). Ein Teil dieser Ausbruchsgeschehen in Gesundheitseinrichtungen steht in Zusammenhang mit Fehlern bei der Aufbereitung von Medizinprodukten (Villegas *et al.* 2003, Rutala *et al.* 2016). Somit könnte durch Verbesserungen im Bereich der systematischen Reinigung und Medizinproduktaufbereitung im Krankenhaus eine Reduktion von Ausbruchsgeschehen erreicht werden (Dancer *et al.* 2019).

2.2 Die Rolle der Krankenhausumwelt bei nosokomialen Infektionen

2.2.1 Transmission von Erregern aus der Krankenhausumwelt

Die Krankenhausumwelt lässt sich grob in die Bereiche Infrastruktur (Gebäude und Räumlichkeiten), Equipment aus der direkten und indirekten Patientenversorgung sowie Menschen (Patienten, Mitarbeiter und Besucher) unterteilen (Suleyman *et al.* 2018). Dabei hat sich das Bewusstsein für die Bedeutung der unbelebten Umwelt und der Oberflächen im Krankenhaus in den vergangenen Jahren verändert. Noch bis in die 1980er Jahre wurde die Rolle der Krankenhausumwelt bei der Übertragung von Infektionen als vernachlässigbar betrachtet (Maki *et al.* 1982). Bis zu Beginn der 2000er Jahre wurde sogar noch bezweifelt, dass es durch diesen Bereich zu einer relevanten Transmission mit anschließender Kolonisation oder gar Infektion kommen kann (Dettenkofer *et al.* 2004). Zwar stammen die meisten Infektionen mit ca. 40-60 % aus der endogenen Patientenflora, allerdings werden für bis zu 20 % der nosokomialen Infektionen Umwelt- und Umgebungskontaminationen als ursächlich angesehen. (Rawlinson *et al.* 2019, Blot *et al.* 2022). Für eine Übertragung kommen mehrere Wege in Betracht (Otter *et al.* 2011). Zum einen kann ein kolonisiertes und/oder infiziertes Individuum zu einer Kontamination der umgebenden Umwelt beitragen, indem Oberflächen bzw. Medizinprodukte kontaminiert werden. Diese betroffenen Oberflächen können nun direkt durch andere Patienten berührt werden und damit zu einer Transmission führen. Auch kontaminierte Medizinprodukte können ohne entsprechende vorherige Aufbereitung beim nächsten Patienten zum Einsatz kommen und so zu einer

Übertragung führen. Zum anderen kann es zu einer direkten Übertragung eines Pathogens durch die Hände des Personals kommen, indem diese zuvor durch Kontakt mit Oberflächen/Equipment/Patienten kontaminiert wurden und dann bei mangelhafter Händehygiene aufs nächste Individuum übertragen werden (Ray *et al.* 2002, Bahlla *et al.* 2004, McBryde *et al.* 2004, Hayden *et al.* 2008). Eine weitere Möglichkeit stellt eine Kontamination von (Ab-) wasserführenden Systemen dar, die dann wiederum bei einer empfänglichen Person zu einer Übertragung von Keimen via Aerosole oder durch direkten Kontakt führen (Otter *et al.* 2011, Weber *et al.* 2013).

Übertragung von Erregern

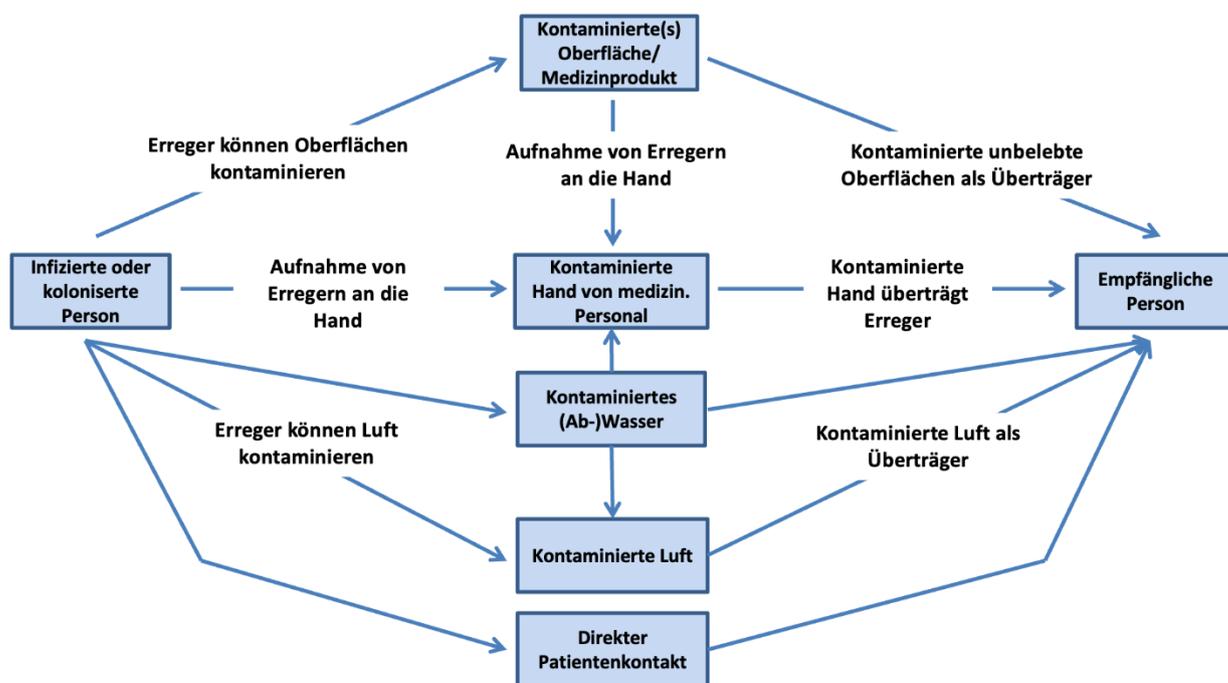


Abbildung 1 Übertragung von Erregern; modifiziert nach Otter, Journal of Hospital Infection 2011

Die Häufigkeit des Vorkommens und die Dauer des Überlebens (Tenazität) von Bakterien in der Umwelt schwanken in der Literatur, abhängig von mehreren Faktoren wie der Bakterienart, des Oberflächenmaterials, der Umgebungstemperatur, der UV-Strahlung, dem lokalen pH-Wert, der relativen Luftfeuchtigkeit, der Verfügbarkeit von Wasser und Nährstoffen, der Präsenz von chemischen Noxen, der Anwesenheit anderer Bakterien und anderer Faktoren wie Pigmentation und Biofilmbildung (Katzenberger *et al.* 2021). Ob es zu einer temporären oder dauerhaften Kontamination kommt, ist auch davon abhängig, wie hoch der Grad der Kontamination ist, sowie weitere Variablen wie Händehygiene-

Compliance und Reinigung sowie Interventionen zur Verbesserung dieser Maßnahmen (Hota 2004, Weber *et al.* 2013, Assadian *et al.* 2021).

Bereits in Untersuchungen aus den 70er Jahren wurden im Bereich von Wasch- und Toilettenräumen vor allem Keime nachgewiesen, die auch in menschlichen Fäkalien vorkommen, wie *E. coli*, *S. faecalis*, *Bacteroides spp.*, Klebsiellen, *Proteus spp.* und *Clostridioides spp.* (Mendes *et al.* 1976). Bezogen auf die Verteilung von gram-positiven und gram-negativen Keimen in der Krankenhausumwelt fand eine Arbeit der Universitätsklinik Rheinisch-Westfälisch-Technische-Hochschule Aachen auf Grund unterschiedlicher Tenazität eine Umweltdetektionsrate für *Methicillin-resistente S. aureus* (MRSA) / *Vancomycin-resistente Enterokokken* (VRE) von bis zu 24,7 % und für gramnegative Keime bis zu 4,9 %. Zwischen den Normalstationen und den Intensivstationen gab es keine Unterschiede, obwohl die Intensivstationen zweimal am Tag gereinigt wurden (Lemmen 2004). Bei einer Untersuchung in drei britischen Krankenhäusern konnte bei 61 durchgeführten Proben in 95 % der Proben Keime nachgewiesen werden, insbesondere *S. aureus* und *Bacillus spp.* (Ledwoch *et al.* 2018). Grampositive Keime wie Enterokokken (*E. faecalis* und *E. faecium* sowie VRE) und *S. aureus* können mehrere Tage auf Oberflächen überleben, in Einzelfällen auf trockenen Oberflächen sogar mehrere Monate (Wißmann *et al.* 2021). Nachweisbar sind z.B. Methicillin-sensible *S. aureus* (MSSA) und MRSA für bis zu 9 Wochen abhängig vom Trocknungsgrad und der jeweiligen Oberfläche. Auf rostfreiem Stahl überlebten MRSA-Erreger bis zu 6 Wochen (Otter *et al.* 2009). Enterokokken wurden noch nach bis zu 58 Tagen nachgewiesen (Hota 2004). Gramnegative Keime wie *E. coli*, *K. aerogenes*, *Salmonella spp.* überleben auf Oberflächen deutlich kürzer und sind meist nach Stunden bzw. nach spätestens 2 Tagen nicht mehr nachweisbar (Hirai 1991, Cozad *et al.* 2003). Allerdings gab es auch Nachweise nach längeren Zeiträumen, z.B. von *K. pneumoniae* auf rostfreiem Stahl nach 3-6 Wochen (Otter *et al.* 2009) oder *P. aeruginosa* auf rostfreiem Stahl nach bis zu 5 Tagen (Webster *et al.* 2000). Mit am längsten war der Nachweis eines *C. difficile*, der über einen Zeitraum von 25 Monaten in einem Krankenhaus nachgewiesen werden konnte (Cozad *et al.* 2003). Die Kollegen um Lankford konnten im Rahmen einer experimentellen Arbeit zeigen, dass nach der Inokulation verschiedener Oberflächen mit einer Bakteriensuspension aus VRE oder *Pseudomonas*, diese sich nach unterschiedlichen Zeiträumen nachweisen und anzüchten ließen (24 h in 92,9 %

der Fälle VRE und 100 % *Pseudomonas*). Sogar nach Reinigung konnten noch in 50 % der Fälle VRE und zu 35,7 % Pseudomonaden nachgewiesen werden (Lankford *et al.* 2006). Als typische Umweltkeime kommen Pseudomonaden und andere Nonfermenter wie *Acinetobacter spp.* als Vertreter dieser Gruppe im Krankenhaus vor. Bei *A. baumannii* ist eine hohe Umweltresistenz und ein Überleben von bis zu 3 Jahren beschrieben (Musa 1990, Hota 2004, Kramer *et al.* 2006, Russotto *et al.* 2015). Auf unterschiedlichen Oberflächen wie Metall und Plastik können sie in hoher Konzentration kultiviert werden (Webster *et al.* 2000, Camp *et al.* 2010). Bereits in den 80er Jahren gab es dazu Untersuchungen. Während eines 28-tägigen Zeitraums nahm die Konzentration zwar um 4-log-Stufen ab, eine Kultivierung war aber weiterhin möglich (Getchell-White *et al.* 1989). In einer weiteren Centers-for-Disease-and-Prevention-Control (CDC)-Studie waren Carbapenemase-produzierende Enterobakterien weniger widerstandsfähig, allerdings ließen sich auch diese noch nach 5 bis 6 Tagen nachweisen (Strich *et al.* 2017). Manche Mikroorganismen wie z.B. *Stenotrophomonas*, *Pseudomonas*, *Aeromonas* oder *Sphingomonas* sind in der Lage vor allem bei feuchter Umgebung Biofilme zu bilden und können dann wasserführende Materialien kolonisieren (Orsinger-Jacobsen *et al.* 2013, Strich *et al.* 2017). Zum Stellenwert der Umweltkontamination durch Pseudomonaden schwanken die Kontaminationsraten in der Literatur zwischen 14,2 und 50 %, basierend auf Studien die Ausbruchsgeschehen untersucht hatten (Cholley *et al.* 2008). In dieser Studie konnte in einem Zeitraum über 8 Wochen auf zwei Intensivstationen *Pseudomonas* in 86,2 % der Abflüsse festgestellt werden. Es kam allerdings nur bei einem Patienten im Untersuchungszeitraum zur Kolonisation, nachweisbar durch den gleichen Klon wie in der Umwelt (Cholley *et al.* 2008). Das es sich hierbei nicht um einen Einzelfall handelt, zeigte ein Ausbruch mit einer multiresistenten Imipenemase-8 (IMP-8) produzierenden *K. oxytoca* auf einer spanischen Intensivstation, in der als Ursache eine Umweltkontamination durch das Drainagesystem der Intensivstation nachgewiesen werden konnte (Vergara-Lopez *et al.* 2013). Die Zunahme von multiresistenten gramnegativen Keimen bei nosokomialen Infektionen veranlasste Kollegen aus dem Vereinigten Königreich zur Verfassung einer Leitlinienempfehlung zu Prävention und Infektionskontrolle speziell für diese Mikroorganismen (Wilson *et al.* 2016). Ein Umweltscreening soll laut dieser Leitlinie erwogen werden, wenn es zu einer unerklärlichen Häufung von

multiresistenten gramnegativen Keimen kommt. Möglicherweise spielt bei diesen zunehmenden Resistenzen auch eine Belastung aus den Krankenhaus-Abwässern eine Rolle (Hocquet *et al.* 2016, Kanamori *et al.* 2016, Voigt *et al.* 2019, Sib *et al.* 2019).

2.2.2 Die Übertragung von nosokomialen Erregern durch vorherige Patienten

In den letzten Jahren verdichtete sich die Evidenz dafür, dass eine Übertragung von nosokomialen Keimen wahrscheinlicher wird, wenn der vorherige Raumbewohner kontaminiert oder infiziert war. In verschiedenen Arbeiten konnte gezeigt werden, dass es zu einer Kreuzübertragung von VRE von Vorpatienten auf nachfolgende Patienten kommt (Bonten *et al.* 1996, Noble 1998, Martinez 2003, Drees *et al.* 2008). Ähnliches konnte für die Transmission von MRSA gezeigt werden (McBryde *et al.* 2004, Hardy *et al.* 2006), insbesondere bei MRSA-positiven Patienten mit Diarrhoe, die zu einer signifikant größeren Kontamination ihrer Umwelt führen können (Boyce *et al.* 2007). Allerdings gibt es auch Untersuchungen, die diesen Zusammenhang für eine Transmission von VRE nicht belegen konnten (Ford *et al.* 2016). Klinisch relevant ist dies, da eine Transmission in bis zu 29 % der Fälle zu einer Infektion in den nachfolgenden 18 Monaten führen kann (Huang *et al.* 2006). Um eine MRSA-Infektion zu verhindern, müssen laut dieser Studie 94 Räume intensiviert gereinigt werden und 59 Räume, um eine VRE-Infektion zu vermeiden (Huang *et al.* 2006). Für gramnegative Keime ist der Zusammenhang der Kreuzübertragung weniger klar. Zwar konnte eine prospektive Observationsstudie aus Frankreich zeigen, dass eine Besiedlung durch *P. aeruginosa* oder *A. baumannii* ein unabhängiger Risikofaktor für nachfolgende Patienten ist, eine Kolonisation zu erleiden. Dieser Zusammenhang scheint für andere gramnegative Extended-Spectrum-Beta-Lactamase (ESBL)-Bildner jedoch nicht zu bestehen. Allerdings konnte in dieser Studie nicht geklärt werden, ob die Übertragung durch die unbelebte Umwelt oder direkt durch das Personal erfolgte (Nseir *et al.* 2011). Eine weitere Metanalyse gab die Odds Ratio für die Transmission von Vorpatienten auf nachfolgende Patienten mit 2,13 (95 % KI 1,62-2,82) an. Dabei lag die höchste Wahrscheinlichkeit für *A. baumannii* bei einer Odds Ratio von 4,91 (95 % CI 2,79 - 8,64) und *C. difficile* bei einer Odds-Ratio von 2,57 (95 % KI 1,28 -5,15) (Russotta *et al.* 2017). Die Rate an Kreuzübertragungen auf der Intensivstation schwankt in der Literatur zwischen 13 und 34,6 %. Für gramnegative Keime liegt sie zwischen

5 und 23,3 %, für grampositive Keime wie *S. aureus* und Enterokokken eher bei bis zu 50 % (Lemmen *et al.* 2003).

2.2.3 Stellenwert der Reinigung, Desinfektion und Surveillance der Krankenhausumwelt

Obwohl bereits Florence Nightingale in ihrer Schrift „Notes on Nursing“ von 1859 den Stellenwert der Reinigung hervorhob (Nightingale 1859), gab es lange Zeit keine Standardisierung für die Reinigung im Krankenhaus. Bezüglich der mikrobiologischen Beprobung der Krankenhausumwelt fehlen bis dato evidenzbasierte Leitlinien und es gibt keinen Konsens, welche Methode zum optimalen Monitoring der Krankenhausumwelt geeignet ist (Galvin *et al.* 2012). Laut den „National Specifications für Cleanliness in the UK“ (National Patient Safety Agency 2010) werden Oberflächen hinsichtlich ihrer Verschmutzungen untersucht. Ein dezidiertes mikrobiologisches Screening wird nicht empfohlen (Rawlinson *et al.* 2019), außer im Zusammenhang mit Ausbruchsgeschehen von multiresistenten Keimen (Wilson *et al.* 2016). Aufgrund dessen forderte Stephanie Dancer zur besseren Objektivierung des Reinigungsprozesses, dass der Nachweis von bestimmten Indikatorkeimen wie *S. aureus* (insbesondere MRSA), *C. difficile*, VRE und anderen gramnegativen Keimen eine intensivierete Reinigung nach sich ziehen müsse. Ziel sollte sein, dass erstens weniger als eine Kolonie-Bildende-Einheiten (KBE)/cm² der Indikatorkeime nachzuweisen und zweitens, dass weniger als 5 KBE/cm² Keime insgesamt auf Oberflächen nachzuweisen sind, die regelhaft von Händen berührt werden (sog. High-Touch-Oberflächen). Diese Richtwerte orientieren sich an Werten aus dem Bereich der Lebensmittelhygiene, in der schon viel länger entsprechende Vorgaben existieren (Galvin *et al.* 2012, Dancer 2004, Dancer 2014). Die Kollegen um Adams ergänzten dies noch um eine Einteilung des Grades der Kontamination abhängig vom Wachstum der aeroben KBE/cm². Von einer groben Verschmutzung kann ausgegangen werden beginnend bei einem moderaten Bakterienwachstum mit 12-40 KBE/cm² und starken Wachstum mit >40 KBE/cm² (Adams *et al.* 2017). Mit der heutigen Zeit hat sich insbesondere das Bewusstsein dafür gewandelt, dass die kontaminierte Umwelt durchaus eine relevante Rolle für die Übertragung von nosokomialen Infektionen spielt und Reinigung und Desinfektion der Krankenhausumwelt wichtig sind (Rutala *et al.* 2019, Anderson *et al.* 2017). Die Kollegen Rutala und Weber plädieren in einer ihrer

aktuellen Veröffentlichungen für einen gebündelten Ansatz mit der Schaffung Evidenz-basierter Regeln und Prozeduren, Auswahl geeigneter Reinigungs- und Desinfektionsprodukte, einer besseren Ausbildung des Personals inklusive des Reinigungspersonal und, bezogen auf den Stellenwert des Patientenequipments und der Pflege, Monitoring der Compliance mit Feedback und Einführung einer "No-Touch"-Raumdekontaminationstechnik, z.B. durch H₂O₂-Desinfektion oder UV-C-Licht-Desinfektion (Rutala *et al.* 2019). Ergänzend hierzu haben die Kollegen um Dancer eine Vorgehensweise bestehend aus 4 Schritten empfohlen („Look, Plan, Clean, Dry“), um die Reinigung im Krankenhaus zu verbessern (Dancer *et al.* 2019). Verschiedene Studien konnten einen positiven Effekt einer intensivierten Reinigung im Hinblick auf eine Reduktion der Transmission von Keimen wie z.B. MRSA und VRE zeigen (Rampling *et al.* 2001, Hota *et al.* 2009, Goodman *et al.* 2008, Datta *et al.* 2011, Mitchell *et al.* 2019). Im Gegensatz dazu konnte eine randomisierte Cross-Over-Studie keine signifikante Reduktion im Hinblick auf die MRSA-Akquisition feststellen. Allerdings war ein Effekt im Sinne einer reduzierten Umweltkontamination und verringerter Handbesiedelung feststellbar (Wilson *et al.* 2011). Für *C. difficile* konnte eine Arbeitsgruppe aus Lübeck belegen, dass ein Bündel an Präventionsmaßnahmen bei hoher *Clostridioides-difficile*-assoziierte-Diarrhoe (CDAD)-Inzidenz geeignet ist, diese Inzidenz zu senken (Mattner *et al.* 2008). Dass es weiterhin Verbesserungsbedarf bezüglich der Reinigung gibt, konnte an einem Lehrkrankenhaus in den USA gezeigt werden, in dem die Reinigung nur in 63 % der Fälle korrekt ausgeführt wurde, obwohl der Hausstandard ein Minimum von 80 % vorsah (Meyer *et al.* 2021). Zusammenfassend lässt sich die Rate an nosokomialen Infektionen durch unterschiedliche Maßnahmen senken. Dabei bleibt die einfachste und wichtigste Intervention eine Verbesserung der Händehygiene (Rampling *et al.* 2001, Fournier *et al.* 2012). Ein mikrobiologisches Screening der Patienten stellt einen weiteren Ansatz dar, wobei durch ein generelles Patientenscreening keine signifikante Reduktion gefunden werden konnte (Huskins *et al.* 2011, Derde *et al.* 2014). Eine andere Möglichkeit zur Reduktion insbesondere grampositiver Infektionen ist die tägliche Chlorhexidin-Waschungen (Strich *et al.* 2017). Das Risiko-Assessment sollte aus drei essenziellen Ebenen bestehen (Assadian *et al.* 2021):

1. Patientenrisikoprofil (Empfänglichkeit für Kolonisation und Infektion)

2. Oberflächenrisikoprofil (Wahrscheinlichkeit der Kontamination mit Pathogenen und das Potential für die Exposition bzw. indirekte Transmission und Häufigkeit des Handkontakts)
3. Pathogenrisikoprofil (Persistenz, antibiotische Resistenz und primärer Modus der Transmission)

Leider gibt es bis dato keine universelle globale oder europäische Leitlinie oder praktische Handlungsempfehlung bezüglich der Routinereinigung und Desinfektion im Krankenhaus.

2.2.4 Beprobung der Krankenhausumwelt

Laut einem Review der Kollegen um Rawlinson aus 2019 können zur Beprobung der Krankenhausumwelt Abstrichtupfer, Schwämme, Kontaktplatten sowie Eintauchprobenträger in Kombination mit diversen Universal- sowie Selektivmedien genutzt werden. Die genannten Probenmaterialien haben unterschiedliche Stärken und Schwächen. Methicillin-enthaltene Kontaktplatten zum Nachweis von MRSA sind im Vergleich mit Eintauchprobenträger oder Abstrichtupfer am besten in der Lage, Probenmaterial von rostfreiem Stahl zu gewinnen, . Bei den Abstrichtupfern haben sich Makroschwammtupfer bewährt. Dabei sollten diese, wie auch andere Abstrichtupfer, angefeuchtet werden, um eine bessere Probengewinnung zu erzielen. Aufgrund ihrer großen Oberfläche und ihrer Flexibilität auch schwer erreichbare Oberflächen zu beproben, werden Vorteile für die Nutzung von Schwämmen gesehen (Rawlinson *et al.* 2019). Insbesondere für die Suche nach *C. difficile* sind Schwämme deutlich besser geeignet als Abstrichtupfer (Otter *et al.* 2009, Galvin *et al.* 2012). Eine andere Möglichkeit bieten sterile Gauzepads, insbesondere für den Nachweis von Keimen aus der *Acinetobacter*-Gruppe. (Corbella *et al.* 1999). Die Nutzung von Molekularmethoden wie PCR kann zu schnelleren Ergebnissen führen (Galvin *et al.* 2012).

2.3 Aufbereitung von Medizinprodukten

Für die Aufbereitung von Medizinprodukten und die Anforderungen an die Hygiene bei der Aufbereitung wurden durch die Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention (KRINKO) beim Robert Koch-Institut (RKI) und das Bundesinstitutes für Arzneimittel und Medizinprodukte (BfArM) im Jahre 2012 entsprechende Empfehlungen veröffentlicht. Der Vorgang der Aufbereitung besteht

hierbei aus mehreren Einzelschritten, die aufeinander aufbauen. Hierbei handelt es sich um die sachgerechte Vorbereitung, die Reinigung (ggf. inkl. Zwischenspülung, Desinfektion, Spülung, Trocknung), der Prüfung auf Sauberkeit und Unversehrtheit, die Pflege und Instandsetzung, die Funktionsprüfung, die Kennzeichnung und Verpackung sowie die Sterilisation. Der Prozess endet mit der Freigabe des Medizinproduktes (KRINKO 2012). Diese Empfehlungen, wie auch weitere internationale Empfehlungen, z.B. die „Guidelines for Environmental Infection Control in Healthcare Facilities“ (Sehulster *et al.* 2004) und „Guidelines for Disinfection and Sterilization in Healthcare Facilities“ (Rutala *et al.* 2008) basieren auf der Klassifizierung nach Earle Spaulding aus den 1960er Jahren. Dieser erkannte, dass es sinnvoll sei, Medizinprodukte abhängig von Ihrer Anwendung am Patienten in unterschiedliche Risikoklassen einzuteilen, insbesondere unter dem Aspekt, dass eine Sterilisation von wiederverwendbaren Medizinprodukten nicht in jedem Fall möglich ist, z.B. aufgrund fehlender Hitzestabilität (Spaulding 1968). Die Einteilung erfolgt abhängig vom Patientengewebe, welches mit dem Medizinprodukt in Kontakt kommt. Kommt das Medizinprodukt nur mit intakter Haut in Kontakt, handelt es sich um ein unkritisches Medizinprodukt. Beispiele für unkritische Medizinprodukte sind EKG-Elektroden, Stethoskope oder auch Steckbecken. Bei Kontakt des Medizinproduktes zu Schleimhaut oder verletzter Haut handelt es sich um ein semi-kritisches Medizinprodukt, z.B. Endoskope. Bei Durchdringung der Hautbarriere oder bei Kontakt zu sterilem Gewebe wie Blut erfolgt die Einteilung in die Kategorie kritisches Medizinprodukt, z.B. chirurgisches Instrumentarium oder eine TAVI-Herzklappe. Je nach Klassifizierung des jeweiligen Medizinproduktes in die Klassen „unkritisch“, „semi-kritisch“ oder „kritisch“ ist vor der Wiederverwendung an einem anderen Patienten eine entsprechende Aufbereitung (Desinfektion / Sterilisation) gemäß den Empfehlungen der KRINKO bzw. der Deutschen Gesellschaft für Sterilgutversorgung zu gewährleisten und zu fordern. Durch die Anwendung dieser Empfehlungen soll die Patientensicherheit verbessert und das Risiko für die Infektionsübertragung im Gesundheitswesen reduziert werden (KRINKO 2012). Obwohl die Einteilung nach Spaulding bereits mehr als 60 Jahre alt ist und neue Herausforderungen durch verschiedene Infektionserreger und Resistenzen wie z.B. Protozoen, Prionen hinzugekommen sind, erscheint diese Einteilung weiterhin plausibel und bietet eine gute Hilfestellung im praktischen Gebrauch (McDonnell *et al.* 2011, Rutala *et al.* 1999, Rutala *et al.* 2004, Rutala *et*

al. 2016, Protano *et al.* 2019). Entscheidend für den Erfolg oder Misserfolg von Reinigungs- und Desinfektionsmaßnahmen ist eine entsprechende Compliance mit den jeweils gültigen Empfehlungen und Leitlinien. Insbesondere im Bereich der Aufbereitung von semi-kritischen Medizinprodukten kann Noncompliance zu nachgewiesenen Ausbrüchen von nosokomialen Infektionen führen (Rutala *et al.* 2004 und Rutala *et al.* 2016). Sinnvoll zur Reduktion von Fehlern ist eine Nutzung von entsprechenden Checklisten (Weber *et al.* 2013). Reinigung an sich muss als Basismaßnahme der Infektionskontrolle im 21. Jahrhundert verstanden werden (Dancer 2014).

2.4 Praxis der Reinigung und Desinfektion von Medizinprodukten im Krankenhaus unter dem Aspekt des Excreta-Managements

Die Ausstattung der Krankenhäuser für das menschliche Abfallmanagement in den 70er Jahren in Deutschland ähnelte durchaus der heutigen Zeit, insbesondere die Ausstattung mit technischen Apparaten wie Steckbeckenspülen. Allerdings waren diese wohl bezüglich ihrer Funktion und Leistungsfähigkeit im Hinblick auf die chemisch-technische Desinfektion eingeschränkter (Botzenhart 1977, Botzenhart 1978). Auch Kollegen in den skandinavischen Ländern favorisieren für die Aufbereitung von Steckbecken und Urinalen entsprechende apparative Lösungen (Fryklund 1994, Nyström 2007). Für den nordamerikanischen Raum stellte eine Übersichtsarbeit den aktuellen Stand des Bettpfannenmanagements inkl. der Prozessierung und Reinigung dar (Lobè *et al.* 2011). Sowohl manuelle Aufbereitungen als auch die Nutzung von Steckbeckenspülen oder Mazeratoren wurden und werden mit den jeweiligen Limitationen und Risiken benutzt.

Durch die International Federation of Infection Control (IFIC) erfolgte in den Jahren 2012 und 2013 eine weltweite Umfrage zum Umgang mit Fäkalien und Urin in Krankenhäusern. In 76 % der befragten Institutionen wurden wiederverwendbare Bettpfannen benutzt, die zu 51 % aus rostfreiem Edelstahl bestanden und in Steckbeckenspülen aufbereitet wurden (Popp *et al.* 2014). Dabei favorisierten einige Länder wie die USA, Uruguay, Tunesien und Indien chemische Desinfektionsprozesse, wohingegen eine thermische Desinfektion in Ländern wie Australien, Dänemark, Niederlande, Deutschland und Hongkong bevorzugt wurde (Popp *et al.* 2014). Für das Management von Bettpfannen beschrieb Gertie van Knippenberg-Gordebeke einen 7-schrittigen Prozess von der Nutzung der Bettpfanne am Patientenbett, dem Transport der benutzten Bettpfanne, der

Entleerung über die Reinigung, Desinfektion, Trocknung bis hin zur Lagerung (van Knippenberg-Gordebeke 2012). In einer Arbeit von 2016 wurden verschiedene Varianten des Umgangs mit menschlichem Abfall anschaulich dargestellt, insbesondere auch unter dem Aspekt der jeweiligen Probleme (Apple 2016). Eine konkrete Empfehlung welches Verfahren zu nutzen sei, konnte nicht ausgesprochen werden, sondern sei abhängig von den Zielen und Bedürfnissen der jeweiligen Institutionen.

2.5 Funktionsweise einer Steckbeckenspüle

In Krankenhäusern und Pflegeeinrichtungen dienen Reinigungs- und Desinfektionsgeräte für Steckbecken (RDG) zur Entleerung, Reinigung und Desinfektion von Steckbecken, Urinflaschen und weiterem Pflegegeschirr. Die ersten Steckbeckenspüler stammen aus den 1930er Jahren und wurden von Walter Fischer aus Stuttgart gebaut (Wikipedia). Die DIN EN ISO 15883 Teil 1 „Allgemeine Anforderungen, Begriffe und Prüfverfahren“ und die DIN EN ISO 15883 Teil 3 „Anforderungen an und Prüfverfahren für Reinigungs-Desinfektionsgeräte mit thermischer Desinfektion für Behälter für menschliche Ausscheidungen“ von 2009 definieren die Anforderungen an Steckbeckenspüler. Die Reinigung und Desinfektion läuft in einem mehrschrittigen Prozess ab. Mit dem Öffnen der Gerätetür kann das zu reinigende Medizinprodukt in den Gefäßhalter platziert werden. Durch das Schließen der Gerätetür kommt es zu einer Entleerung des Inhalts in den Abfluss des Gerätes und das Reinigungsgut wird in Spülstellung gebracht. Anschließend erfolgt eine Verriegelung der Tür, so dass der Reinigungsprozess nicht akzidentell unterbrochen werden kann. Durch das Betätigen der entsprechenden Taste wird das Reinigungsprogramm gestartet. Der Programmablauf (Abbildung 2) besteht aus einer Vorreinigung mit kaltem Wasser, um Verunreinigungen zu lösen und diese direkt in den Abfluss zu entsorgen. Dadurch sinkt die Wahrscheinlichkeit einer Verstopfung der verbauten Düsen durch größere Verunreinigungen. Es schließt sich ein Spülgang mit warmem Wasser an. Während dieser beiden Reinigungsphasen kommen starre und rotierende Reinigungsdüsen zum Einsatz. Im Gegensatz zu gewöhnlichen Spülmaschinen erfolgt keine Reinigung im Umlaufprinzip. Danach erfolgt eine Desinfektion des platzierten Materials mittels thermischer Desinfektion durch Aufheizen auf einen voreingestellten A_0 -Wert je nach Reinigungsprogramm. Laut der aktuellen DIN EN ISO 15883-3 wird als Minimum ein A_0 -Wert von 60 für unkritische Medizinprodukte

gefordert. Nach erfolgter Desinfektion beginnt eine Rückkühlung und Trocknung des Reinigungsgut. Mit Abschluss des Programmes entriegelt die Tür und das Material kann entnommen werden (TopLine Gebrauchsanweisung; MEIKO Maschinenbau GmbH & Co.KG, Offenburg, Deutschland).

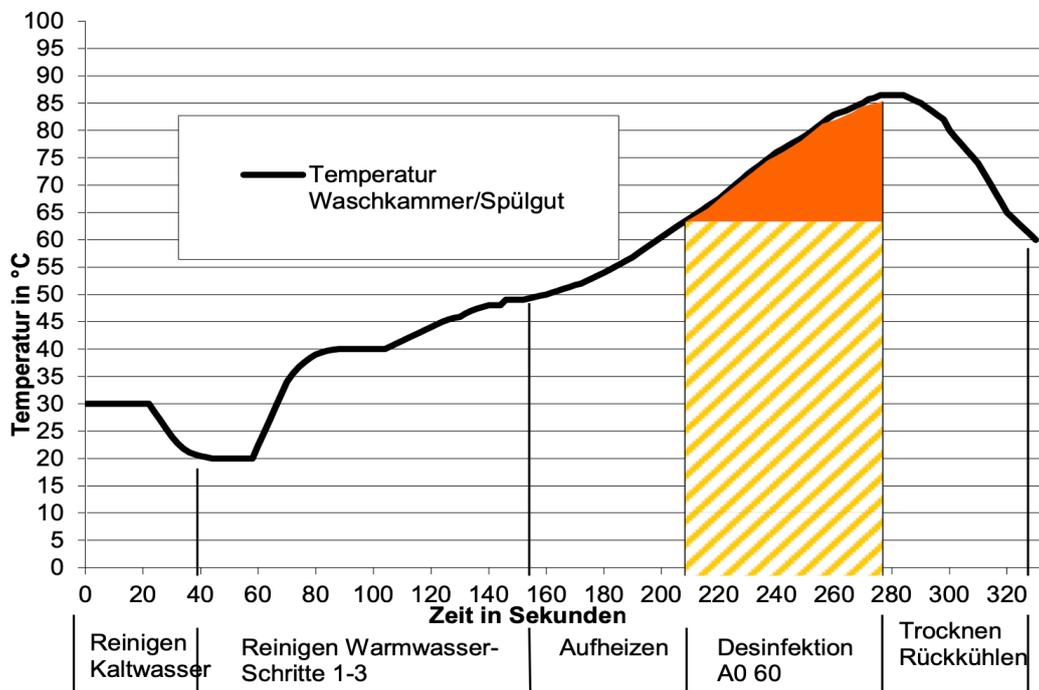


Abbildung 2 Ablauf eines Reinigungsprogramm MEIKO TopLine Steckbeckenspüle. Quelle: Gebrauchsanweisung Reinigungs- und Desinfektionsgerät TopLine

2.6 Thermische Desinfektion und A_0 -Definition

Die Abtötung von Bakterien durch thermische Prozesse verläuft nach einer Reaktion 1. Ordnung. Bei der thermischen Desinfektion besteht eine Beziehung zwischen der Temperatur und der Einwirkzeit. Bei höheren Temperaturen verkürzt sich die erforderliche Einwirkzeit und bei niedrigeren verlängert sich diese. Bereits bei Temperaturen um 56 °C kommt es zur Koagulation von Eiweißen, solange der Wassergehalt des jeweiligen Mikroorganismus mindestens 50 % beträgt (Thiel 1977). Nach der DIN EN ISO 15883 kann die Reinigungs- und Desinfektionswirkung mittels physikalischer Überprüfung kontrolliert werden, indem die Einwirkung der Temperatur über eine definierte Zeit gemessen wird. Hierzu können sogenannte Thermologger genutzt werden (DIN EN 15883-1, 2006) Alternativ besteht die Möglichkeit Bio-Indikatoren (z. B. *E. faecium* ATCC 6057, DSM 2146) zu nutzen (Renner *et al.* 1999, Nilehn *et al.* 1972, Ransjö 2000).

Um die Desinfektionswirkung für thermische Desinfektionsverfahren, die mit feuchter Hitze arbeiten, vergleichbar zu machen, wurde in der DIN EN 15883 das A_0 -Konzept eingeführt. Dieses dient der parametrischen Erfassung der Desinfektionswirkung, als Maßstab der Abtötung von Mikroorganismen (ÖGSV-Leitlinie 2022).

Die mathematische Formulierung für die Berechnung des A_0 -Wertes ist:

$$A_0 = \sum 10^{(T-80)/z} \Delta t$$

Δt = ausgewählte Zeitperiode in Sekunden

T = Temperatur der Ladung in °C (unteres Limit 65 °C)

z = Wert der Temperaturerhöhung, die notwendig ist, um den D-Wert eines bestimmten Mikroorganismus um 90% zu erniedrigen (A_0 : z=10 °C).

D-Wert = Zeit, die bei einer bestimmten Temperatur notwendig ist, um die Keimzahl auf 10% zu senken (um 1 \log_{10} -Stufe)

A steht für das Zeitäquivalent in Sekunden bei 80 °C Temperatur, die eine Reduktion der Mikroorganismen um den Faktor 10^5 bei einem definierten z-Wert ermöglicht. Der z-Wert gibt die Temperaturerhöhung an, die zu einer Verkürzung der dezimalen Reduktionszeit (D-Wert) auf ein Zehntel führt und ist aufgrund der unterschiedlichen Hitzeresistenz von Mikroorganismen abhängig vom jeweiligen Erreger. Der z-Wert steigt mit zunehmender Hitzeresistenz des Organismus.

Im Rahmen der A_0 -Definition wird der z-Wert z=10 °C gewählt, da dieser dem z-Wert von bakteriellen Sporen entspricht, eine der resistentesten Formen von Mikroorganismen. Dadurch erhält man eine Sicherheitsreserve bei der Benutzung des A_0 -Wertes (Pisot *et al.* 2011). Weiterhin ist der z-Wert abhängig vom Temperaturbereich. Wird z.B. im Bereich zwischen 80-88 °C gemessen, liegt der z-Wert für Bakteriensporen bei z=8. Steigert man die Temperatur weiter, z.B. auf 92-94 °C liegt dieser bei z=2. Das bedeutet, dass bei sehr hohen Temperaturen, (>95 °C) und einer bestimmten Einwirkzeit alle Organismen abgetötet werden, unabhängig von der Ausgangskeimanzahl (ÖGSV-Stellungnahme zum A_0 -Konzept 2010). Gemäß DIN EN ISO 15883 wird als Minimalforderung für die Aufbereitung von unkritischen Medizinprodukten ein A_0 -Wert von 60 gefordert. Das heißt im konkreten Fall, dass für 60 Sekunden eine Temperatur von 80 °C am

Medizinprodukt erreicht werden muss. Der A_0 -Wert entspricht also einer Desinfektionswirkung mit feuchter Hitze, angegeben als Zeitäquivalent in Sekunden bei einer Temperatur von 80 °C und einem z-Wert von 10 °C.

2.6.1 Das A_0 -Konzept in der Praxis

In einem Experiment erfolgte die Überprüfung des A_0 -Konzepts für Steckbecken (Diab-Elschahawi *et al.* 2010). Dazu wurden in dieser Untersuchung Steckbecken mit Bakterien (Enterokokken und *B. subtilis*) in Salzlösung, künstlichem Boden (zur Simulation von Verschmutzung wie z.B. durch Fäkalien) sowie nach Antrocknen der Untersuchungsmaterialien untersucht. Im Rahmen dieser Untersuchung zeigte sich, dass der künstliche Boden einen protektiven Effekt hatte, der durch Antrocknen noch verstärkt wurde. Aufgrund dieser Beobachtungen empfahlen die Autoren einen A_0 -Wert von >180 , um eine Desinfektion sicherzustellen. Durch die hohen mikrobiellen Belastungen in benutzten Steckbecken empfehlen auch die Autoren um Röhm-Rodewald höhere A_0 -Werte >180 bei der Aufbereitung von Steckbecken (Röhm-Rodewald *et al.* 2013). Haften die Bakterien an anderen Oberflächen, wie z.B. Metall, kann dies auch zu einer Verlängerung der notwendigen Einwirkzeit führen, da die Metalloberfläche, an der die Bakterien haften, sich langsamer erhitzt als das umgebende Wasser (Pisot *et al.* 2011). Weitere Störgrößen können durch eine Biofilmbildung auftreten. Hierzu wurde in einem Experiment mittels planktonischer Organismen und einem Biofilmmodell bei verschiedenen A_0 -Werten von 60, 600 und 3000 die Keimreduktion untersucht (McCormick *et al.* 2016). Hierbei zeigte sich eine adäquate Keimreduktion um 10^6 -Logstufen bei allen untersuchten A_0 -Werten, außer bei einem Isolat eines *Micrococcus luteus*, bei dem es unter einem A_0 von 60 nur zu einer 2-fachen Log Reduktion kam. Dementsprechend wurde postuliert, dass es unter bestimmten Umständen zu einer geringen Einschränkung der Desinfektionsleistung kommen kann. In einer aktuellen Untersuchung konnte gezeigt werden, dass das A_0 -Konzept eine deutlich konservativere Methode darstellt als mikrobielle Reduktionsmodelle und damit besser geeignet erscheint zur Überprüfung der Desinfektionsleistung (Kremer *et al.* 2021). Da Einflussgrößen wie Grad der Verschmutzung oder Antrocknen des Materials eine Rolle spielen können, empfiehlt der Fachausschuss Prüfwesen der ÖGSV eine Anpassung des A_0 -Konzepts im Gesundheitswesen, und zwar für unkritische Medizinprodukte einen A_0 -Wert von 180 und für semikritische Medizinprodukte einen A_0 -Wert von > 600 (ÖGSV 2010). Die Leitlinie der Deutschen

Gesellschaft für Krankenhaushygiene (DGKH), Deutsche Gesellschaft für Sterilgutversorgung (DGSV), Arbeitskreis Instrumentenaufbereitung (AKI): „Validierung und Routineüberwachung von thermischen Reinigungs- und Desinfektionsprozessen für Medizinprodukte und zu Grundsätzen der Geräteauswahl“ geht darüber hinaus und fordert bereits für die Aufbereitung von unkritischen Medizinprodukten einen A_0 -Wert von 600 (DGKH, DGSV & AKI 2008). Unkritische Medizinprodukte sollten nur in Kontakt mit intakter Haut zum Einsatz kommen. Wird das Medizinprodukt patientenübergreifend genutzt und kommt es dabei zu Kontakt mit verletzter Haut (z.B. Dekubitus) wird gemäß der Leitlinie sogar eine Aufbereitung als formal (semi-) kritisches Medizinprodukt mit einem A_0 -Wert von 3000 gefordert (Leitlinie DGKH, DGSV & AKI 2008). Allerdings ist dies bei den meisten Steckbeckenspülgeräten nicht möglich, so dass entweder eine chemische Desinfektionskomponente zusätzlich erforderlich wäre oder eine Aufbereitung in entsprechenden Geräten, die technisch in der Lage sind einen A_0 -Wert von 3000 zu erreichen.

2.7 Rolle der Steckbeckenspülen bei nosokomialen Infektionen

Über die vergangenen Jahrzehnte unterlag die Nutzung von Steckbeckenspülen im Zuge des menschlichen Abfallmanagements einem Entwicklungsprozess. In den 1960er Jahren erfolgte im englischsprachigen Raum zum Teil noch eine Reinigung und Aufbereitung mittels Handreinigung und damit einhergehender Gefährdung des Personals durch eine mögliche Kontamination und einer insuffizienten Aufbereitung. Durch die Weiterentwicklung der automatisierten Steckbeckenspülen konnte eine Verbesserung erzielt werden, die zu einer höheren Akzeptanz beim Personal und zu einer besseren Reinigungsleistung führte. Allerdings bestand mit den damaligen Verfahren weiterhin das Risiko einer Kontamination (Darmady *et al.* 1961). Im Gegensatz zur Wiederaufbereitung von Medizinprodukten erfolgte in anderen Ländern der Einsatz von Einmalprodukten mit anschließender maschineller Entsorgung durch sogenannte Mazeratoren, die allerdings Ihre eigenen spezifischen Probleme aufwiesen (Gibson 1973a, Gibson 1973b).

Bei einem *Acinetobacter*-Ausbruch auf einer urologischen Normalstation konnte als wahrscheinlichste Quelle für die folgenden Transmissionen eine defekte Steckbeckenspüle identifiziert werden (Lowes *et al.* 1980). Ayliffe *et al.* untersuchten die Aufbereitung von Steckbecken aus Plastik und Metall bei unterschiedlichen

Bakterienarten wie *P. aeruginosa*, *E. coli*, *S. aureus* und *E. faecalis*. Eine Reduktion der Keimlast konnte für metallene Bettpfannen mit 10^4 Logstufen erzielt werden, allerdings nur wenn die gewünschte Temperatur von 80°C erreicht wurde. Die Desinfektionsleistung bzgl. der Plastikbettpfannen war schlechter. Ein möglicher Erklärungsansatz der Autoren war, dass sich die Plastikpfannen weniger aufheizten (Ayliffe *et al.* 1974). Eine ähnliche Untersuchung einer neuen Waschdesinfektionsanlage im Vergleich zu älteren Modellen in einem laufenden Krankenhausbetrieb konnte darstellen, dass auch nach Aufbereitung eine Keimbelastung auf den aufbereiteten Steckbecken nachweisbar war. Als ursächlich wurde hier zum einen eine mangelnde Reinigungsleistung durch z.B. Verstopfung an den Geräten bei suboptimaler Wartung vermutet als auch Anwenderfehler der Bediener (Mostafa *et al.* 1976). Der Kollege Nyström untersuchte die Desinfektionsleistung von Steckbeckenspülen in den 1980er Jahren. Die Untersuchung fand auf einer orthopädischen Normalstation statt und es wurden sowohl Steckbecken als auch Urinflaschen und Waschschrüsseln nach Aufbereitung auf ihre mikrobielle Belastung untersucht. Die Reinigung und Desinfektion erfolgte bei den eingesetzten Maschinen zum einen durch ein chemisches Detergens als auch einen thermischen Spülvorgang. Hierbei kamen Temperaturen von entweder $< 70^\circ\text{C}$ oder $> 85^\circ\text{C}$ zum Einsatz. Bei Temperaturen $> 85^\circ\text{C}$ konnte bei allen Steckbecken eine deutliche Reduktion der Keimbelastung erzielt werden, und zwar bei 98% der Steckbecken auf weniger als 10 KBE/100 cm^2 (Nyström 1983). Block verglich die Reinigungsleistung von Desinfektionslösungen mit einem Reinigungsmittel, allerdings bei deutlich geringeren Temperaturen um 60°C . Hier zeigte sich ein ineffektiver Reinigungseffekt (Block *et al.* 1990). In einer Arbeit aus dem Jahre 1994 konnte über einen Zeitraum von 12 Monaten eine steigende Anzahl an VRE-Isolaten bei Patienten festgestellt werden. Durch eine epidemiologische Untersuchung dieses Ausbruches konnte VRE auf Bettpfannen und in einer der beiden genutzten Steckbeckenspülen auf dieser Station nachgewiesen werden, so dass diese als ursächlich für die Transmission angesehen wurden. Dabei ließ sich nachweisen, dass die betroffene Steckbeckenspüle aufgrund einer Verstopfung von Düsen nicht korrekt arbeitete (Chadwick *et al.* 1994). In einer australischen Studie wurde das Gerät DEKO-190 auf seine Effektivität hin untersucht. Dieses Gerät war in der Lage eine effektive Reduktion der Keimzahl um 10^6 -Logstufen zu erzielen, allerdings muss einschränkend erwähnt werden, dass bei fäkaler Verschmutzung nur eine

Keimreduktion von 10^4 Logstufen nachgewiesen werden konnte (Dempsey *et al.* 2000). Das Ziel einer weiteren Studie war festzustellen, ob eine effektive Reinigung und Desinfektion auch von *Clostridoides*-Sporen möglich war. Hierzu wurden zwei Geräte miteinander verglichen. Im Rahmen der Untersuchung wurde festgestellt werden, dass das auf einer Normalstation genutzte Gerät mit vertauschten Anschlüssen arbeitete, somit nicht korrekt arbeiten konnte und die eingestellte thermische Desinfektionsleistung insuffizient war. Bei dieser Maschine kam ein A_0 -Wert von 60 zum Einsatz. Dieser war nicht in der Lage eine effektive Elimination der *C. difficile*-Sporen von Steckbecken zu erzielen (Alfa *et al.* 2008). In einer Folgestudie wurde untersucht, ob die zusätzliche Applikation eines alkalischen Reinigungsmittels zu einer effektiveren *C. difficile*-Elimination führt. Im Intensivprogramm (85 °C für 60 Sekunden) konnte durch Zusatz des Reinigungsmittels eine effektive Elimination erzielt werden (Alfa *et al.* 2013). Zum gleichen Ergebnis kamen australische Kollegen, die auch feststellten, dass eine effektive *C. difficile*-Elimination durch eine thermische Desinfektion allein nicht gelang, sondern nur durch Zusatz eines alkalischen Reinigungsmittels (MacDonald *et al.* 2016). Gemäß Collins *et al.* müsste eine zusätzliche Desinfektion der Steckbeckenspülen nach jedem Spülvorgang erfolgen, um *C. difficile*-Sporen sicher zu eliminieren (Collins *et al.* 2019).

Zur Rolle von Steckbeckenspülen und möglichen Transmissionen erfolgte 1990 in den Niederlanden eine Befragung durch Gertie van Knippenberg-Gordebeke bzgl. des Bettpfannenmanagements, die insgesamt schlechte Reinigungs- und Aufbereitungsergebnisse feststellte. Im Jahre 2010 erfolgte eine Wiederholung dieser Befragung, um zu überprüfen, ob sich in der Zwischenzeit etwas geändert hatte. Im Rahmen dieser erneuten Befragung konnte eine deutliche Verbesserung festgestellt werden. Allerdings berichteten 6,5 % der Befragten von Ausbrüchen in Zusammenhang mit Steckbeckenspülen (van Knippenberg-Gordebeke 2011). Eine internationale Befragung in 55 Ländern durch dieselbe Autorin gab vermutete Raten in Höhe von 4-21 % für nosokomiale Infektionen im Zusammenhang mit Steckbecken und Urinalen an, allerdings wurde keiner dieser Ausbrüche durch die Betroffenen veröffentlicht (van Knippenberg-Gordebeke 2013 und van Knippenberg-Gordebeke 2015). Das eine entsprechende Schulung des Personals für die Nutzung von Steckbeckenspülen erforderlich ist, konnte in einer Interventionsstudie aus den USA gezeigt werden. Insbesondere eine falsche

Beladung der Maschinen oder eine suboptimale, fehlerhafte Wartung waren hier Faktoren, die zu einer nicht korrekten Aufbereitung führten (Bryce *et al.* 2011). Dass ein A_0 -Wert von 60 möglicherweise nicht ausreichend für die Aufbereitung von Steckbecken sein könnte, zeigte sich in einer Untersuchung aus dem Jahre 2013. Hierzu wurden Steckbecken mit einem VRE-Stamm sowie einem *K. pneumoniae* OXA-48-Stamm kontaminiert. Nach Kontamination erfolgte eine Aufbereitung bei unterschiedlichen Temperaturen mit anschließender Probennahme. Eine adäquate Keimabtötung erfolgte erst bei einem A_0 -Wert von 180 für den VRE und einem A_0 -Wert von 120 für die *K. pneumoniae*. Aufgrund dessen empfahlen die Autoren eine Erhöhung des A_0 -Wertes auf mindestens A_0 von 180 für die Aufbereitung von Steckbecken (Van der Velden *et al.* 2013). Eine Studie aus Straßburg untersuchte Steckbeckenspülen, die mittels eines A_0 -Wertes von 60 aufbereiteten. Es wurden durch Patienten benutzte Steckbecken im Anschluss an die Aufbereitung beprobt. Die visuelle Kontrolle zeigte bereits eine suboptimale Reinigungsleistung, da weiterhin Verschmutzungen sichtbar waren. Die nachgewiesenen Keime waren zu einem Drittel Umweltkeime und zu zwei Drittel Hautkeime. Indikatorkeime wie *S. aureus*, *Enterobacterales*, Enterokokken, *P. aeruginosa*, *Pseudomonas spp.* oder *Stenotrophomonas* konnten nicht gefunden werden (Bros *et al.* 2018). In einer aktuellen Studie wurde die Effektivität der Steckbeckenspüle „MeikoTopLine-Steckbeckenspüle“ in Kombination mit dem Einsatz eines alkalischen Reinigungsmittels untersucht. Während der Warmwasserspülung wurde zusätzlich das Reinigungsmittel zugeführt. Die Steckbecken wurden zuvor mit entsprechenden Bakterienlösungen (*E. coli* und *C. difficile*-Lösungen) kontaminiert. Nach dem Spülvorgang erfolgte eine thermische Desinfektion mit einem A_0 -Wert von 60. Eine signifikante Keimreduktion konnte für beide untersuchten Bakterienarten dargestellt werden. Die mikrobielle Belastung mit *E. coli* konnte um rund 8 Logstufen reduziert werden, die für *C. difficile* um rund 4 Logstufen. Laut den Autoren stellen Steckbeckenspülen dementsprechend ein effektives Werkzeug zur Aufbereitung von Steckbecken dar (Hatt *et al.* 2020). Die neueste verfügbare Studie zur Aufbereitung von Steckbecken stammt aus Brasilien. Hier wurden zwei Aufbereitungsmethoden miteinander verglichen, und zwar eine manuelle Aufbereitung unter Zuhilfenahme von 70 %-Ethylalkohol oder durch thermische Desinfektion (Mineli *et al.* 2021). Visuell erschienen alle Steckbecken nach Aufbereitung sauber, allerdings konnte mittels eines Proteinnachweistest bei zwei

Bettpfannen nach Aufbereitung in Steckbeckenspülen noch Protein nachgewiesen werden. Multiple Faktoren spielen demnach eine Rolle bei der Aufbereitung. Die Beschaffenheit des aufzubereitenden Materials, der Grad und die Art an Verschmutzungen, die Wasserqualität und Temperatur, sowie die Verfügbarkeit und Verwendung von Reinigungsprodukten sowie die Ausbildung, Schulung und Training der Anwender erwiesen sich als wichtige Einflussfaktoren auf die Ergebnisqualität (Mineli *et al.* 2021).

2.8 Aufbereitung von Waschschüsseln in Steckbeckenspülen

Die Nutzung von Steckbeckenspülen wurde zur Aufbereitung von Medizinprodukten, die mit menschlichem Abfall wie Fäkalien und Urin in Kontakt kommen, konzipiert. Es ist dennoch gelebte Praxis in vielen Krankenhäusern und Einrichtungen des Gesundheitswesens, Steckbeckenspülen auch zur Aufbereitung von Waschschüsseln zu nutzen. Dieses Vorgehen ist in der Fachwelt umstritten. Laut einer Empfehlung des „Fachausschusses Qualität“ der DGSV wird eine Aufbereitung von Waschschüsseln in RDG explizit nicht empfohlen. Hierbei spielen mehrere Faktoren eine Rolle. Die Aufbereitung von Waschschüsseln in einem Gerät, das auch Fäkalienspüler genannt wird, sorgt für Unbehagen und entsprechende ethische Bedenken. Bei Untersuchungen habe man immer wieder Verschmutzungen im Bereich des Innenraumes, der Türen und am Spülgut festgestellt. Weiterhin könne es hierdurch zu Rekontaminationen nach Aufbereitung kommen. Diese rekontaminierten, aufbereiteten Medizinprodukte könnten dann in Folge zu einer Transmission von Keimen (z.B. 3-MRGN oder 4-MRGN) führen. Zusätzlich wird bemängelt, dass viele Steckbeckenspüler nicht ausreichend und regelmäßig validiert würden, um eine ordnungsgemäße Funktionsweise der RDG sicherzustellen. Weiterhin wird eine Hochstufung in der Risikobewertung von semikritisch auf kritisch empfohlen, wenn aufzubereitende Produkte zur Körperpflege bei bestimmten Risikogruppen, wie z.B. beatmungspflichtigen, immunsupprimierten Intensivpatienten, zum Einsatz kommen. Dann wäre eine Aufbereitung mit einem A₀-Wert von 3000 in einem Aufbereitungsgerät für Medizinprodukte zu fordern oder alternativ die Nutzung von Einwegartikeln (DGSV 2018).

Die österreichischen Kollegen widersprechen den deutschen Kollegen in diesem Zusammenhang in mehreren Punkten. Es sei zu diskutieren, ob Waschschüsseln

überhaupt in die Kategorie Medizinprodukt fallen, insbesondere in die Risikobewertung nach Spaulding in unkritische oder semikritische Medizinprodukte, da sie nicht direkt mit der Patientenhaut in Kontakt treten und keinen intrinsischen, medizinischen Zweck haben. Unbenommen davon ist aber eine entsprechende Aufbereitung zu fordern. Bei Einhalten der normativen Anforderungen mit einem A_0 -Wert von mindestens 180 sei nicht davon auszugehen, dass relevante Mikroorganismen überleben. Dementsprechend ist eine Transmission von Bakterien auf nachfolgende Patienten unwahrscheinlich (ÖGSV 2018). Da Steckbeckenspülen mit Frischwasser betrieben werden und eben nicht nach dem Umlaufprinzip wie z.B. Spülmaschinen im Hausgebrauch, ist eine Rekontamination über diesen Mechanismus unwahrscheinlich. Bei funktionierendem Gerät ist eine Rekontamination durch das Innenleben desselben auszuschließen. Gemäß der ÖGSV ist eine Aufbereitung von Waschschüsseln in RDGs möglich, wenn durch regelmäßige, mindestens jährliche, Kontrollen sichergestellt ist, dass die Geräte die entsprechenden, gesetzlichen Normen erfüllen (ÖGSV 2018).

Wie in den voran gegangenen Kapiteln ausgeführt, ist die Evidenz für die Transmission von Keimen aus der unbelebten Umwelt nicht mehr wegzudiskutieren. Auch die Nutzung und Aufbereitung von Medizinprodukten in Steckbeckenspülen könnte für diese Übertragungen, insbesondere im Rahmen von potenziellen Ausbruchsgeschehen, eine Rolle spielen, wie sich in der Vergangenheit bereits nachweisen ließ (Lowe *et al.* 1980., Chadwick *et al.* 1994). Hierbei könnte auch eine vorherige Kontamination oder Verschmutzung der Steckbeckenspülen mit anschließender Rekontamination eine Rolle spielen. Auch wenn die offiziellen Anforderungen der DIN EN 15883-3 weiterhin einen A_0 -Wert von 60 für die Aufbereitung in Steckbeckenspülen erlauben, erscheint dies aufgrund der verfügbaren Literatur als nicht ausreichend, so dass eine Aufbereitung mit einem A_0 -Wert von mindestens 180 empfohlen wird (ÖGSV 2010) und die Leitlinie von DGKH, DGSV und AKI sogar mindestens einen A_0 -Wert von 600 fordern (DGSV 2018).

Bis dato gibt es unserer Kenntnis nach nur eine Untersuchung zur Aufbereitung von Waschschüsseln in Steckbeckenspülen, insbesondere unter dem Aspekt einer möglichen Rekontamination mit mikrobiellen Organismen (Nyström 1984). Quantifizier- oder qualifizierbare Daten bezüglich dieser möglichen Risikokonstellation stehen für aktuelle Steckbeckenspülen mit thermischer

Desinfektion jedoch nicht zur Verfügung. Um diese Wissenslücke zu schließen und mit entsprechenden Daten zu belegen, wurde die folgende Studie konzipiert und durchgeführt.

3 Material und Methoden

3.1 Ort der Messung und Testgeräte

Die Probengewinnung im Rahmen dieser Arbeit erfolgte am Bundeswehrkrankenhaus Hamburg. Das Bundeswehrkrankenhaus Hamburg ist ein Krankenhaus der erweiterten Grund- & Regelversorgung in der Hansestadt Hamburg und führt den Status Akademisches Lehrkrankenhaus und ist in den Bereich der Lehre an das Universitätsklinikum Hamburg-Eppendorf (UKE) angeschlossen. In 16 medizinischen Fachabteilungen und 14 medizinischen Abteilungen erfolgt die medizinische Betreuung von zivilen und militärischen Patienten. Das Krankenhaus verfügt über 307 Betten, wovon 22 Betten zum High-Care-Bereich (Intensivstation und Intermediate-Care) zählen.

Die Probengewinnung erfolgte am Bundeswehrkrankenhaus Hamburg an 10 verschiedenen Steckbeckenspülgeräten auf unterschiedlichen Stationen über einen Zeitraum von 12 Monaten, und zwar vom 20. Oktober 2021 bis zum 21. September 2022. Für diese Untersuchung wurden sechs stationäre Bereiche ausgewählt, die den Großteil der stationären Patienten des Patientenkollektivs im Bundeswehrkrankenhaus abbilden. Auf den jeweiligen Stationsfluren befinden sich in der Regel je zwei Räume zur Aufbereitung von nicht-reinem Material. Diese sind jeweils mit einem Steckbeckenspülgerät TopLine (TopLine, Meiko, Offenburg, Deutschland) ausgestattet. Dieses Gerät wurde baugleich auf allen Stationen im Bundeswehrkrankenhaus Hamburg verbaut (Tabelle 1). Die beprobten Steckbeckenspülgeräte befinden sich in den zugeordneten Spülräumen auf den Stationen der Allgemein- & Viszeralchirurgie, der Orthopädie und Unfallchirurgie, der Mund-Kiefer-Gesichts-Chirurgie, der Urologie und der Inneren Medizin/Onkologie sowie der Interdisziplinären Intensivstation und werden für die Aufbereitung von entsprechenden Medizinprodukten genutzt. Zwei der untersuchten Steckbeckenspülen sind direkt Patientenzimmern mit Barrierefunktion für Isolationspatienten zugeordnet.

Es wurden in der Regel jeweils 5 unterschiedliche Steckbeckenspülgeräte pro Untersuchungstag beprobt. Zwischen den einzelnen Probenentnahmen lagen mindestens 7 Tage (meistens 1-2 Wochen) pro Steckbeckenspülgerät. Die Probennahme erfolgte im laufenden Betrieb der Stationen und Patientenbetreuung. In den einzelnen Steckbeckenspülen befanden sich zum Teil frisch aufbereitete Medizinprodukte, wie z.B. Steckbecken, Urinflaschen und Waschschrüsseln. Die

Steckbeckenspülgeräte werden regelmäßig (jährlich) gewartet und alle Geräte verfügten zum Zeitpunkt der Untersuchung über eine gültige TÜV-Zertifizierung (Tabelle 1).

Tabelle 1 Übersicht der untersuchten Steckbeckenspülgeräte

Nr.	Raumnr.	Gerätetyp	Raumtyp	Inbetriebnahme	TÜV bis
M1	1.071	TopLine	Spülraum	2008	12/2022
M2	1.073	TopLine	Patientenzimmer	2008	12/2022
M3	1.076	TopLine	Patientenzimmer	2008	12/2022
M4	2.065	TopLine	Spülraum	2008	12/2022
M5	2.074	TopLine	Spülraum	2008	12/2022
M6	2.007	TopLine	Spülraum	2008	12/2022
M7	2.016	TopLine	Spülraum	2008	12/2022
M8	3.007	TopLine	Spülraum	2008	12/2022
M9	3.016	TopLine	Spülraum	2008	12/2022
M10	3.097	TopLine	Spülraum	2008	12/2022

Jedes der 10 ausgewählten Steckbeckenspülgeräte wurde über den Untersuchungszeitraum von 12 Monaten 10-mal beprobt, so dass sich ein Gesamtuntersuchungsumfang von 100 Messungen ergab. Nach dem Öffnen der Steckbeckenspülen wurde vorhandenes zuvor aufbereitetes Material von einem vorherigen Reinigungsgang entfernt. Die Beprobung vor Ort teilte sich immer in einen 5-schrittigen Untersuchungsgang auf. Dieser bestand aus einer quantitativen Untersuchung des Sumpfwassers, einer Abstrichuntersuchung der Düsen, eine Abstrichuntersuchung der Dichtung, einer Abstrichuntersuchung des Sumpfes, einer A_0 -Wert Messung während des Reinigungsvorgangs und einer anschließenden Oberflächenuntersuchung der Waschschüsselinnenseite mittels Polywipe Schwamm. Vor jedem einzelnen Schritt erfolgte eine gründliche Händedesinfektion.

3.2 Quantitative Untersuchung Sumpfwasser

Nach Händedesinfektion und unter Benutzung von unsterilen Einmalhandschuhen erfolgte die Probenentnahme mittels einer Blasenspritze (3-teilige Wund- und Blasenspritze Omnifix Solo 50 ml, B. Braun Melsungen, Melsungen, Deutschland) und einem aufgesetzten 50 cm langen Absaugkatheter (Absaugkatheter, 2 seitl. Augen 16 Ch., Dahlhausen, Köln, Deutschland). Hiermit wurde aus dem Sumpf der Steckbeckenspüle 40 ml Wasser entnommen. Nach Gewinnung des Probenmaterials wurde dieses unter weiterhin sterilen Bedingungen in ein Falcon-Probenröhrchen (Schraubröhre, 50 ml, Firma Sarstedt, Nürnberg, Deutschland) überführt und verschlossen. Anschließend erfolgte eine entsprechende Etikettierung der Probe und das Ausfüllen des entsprechenden Materialbegleitscheines mit den Angaben Datum, Uhrzeit und Ort.



Abbildung 3 Entnahmeort Wasserprobe Abwassersumpf

3.3 Abstrich-Untersuchung Geräteinnenraum Steckbeckenspüler

Nach erneuter Händedesinfektion und anlegen von Einweghandschuhen erfolgte eine Beprobung des Geräteinnenraumes in einem dreiteiligen Prozess. Im ersten Arbeitsschritt wurde der Abstrichtupfer (Abstrichtupfer eSwab, Firma Copan Italia SpA, Brescia, Italien) im Transportmedium angefeuchtet und dann alle 14 Düsen im Inneren der Steckbeckenspüle damit abgestrichen (Abbildung 4 und Abbildung 5). Im zweiten Arbeitsschritt wurde der 2. Abstrichtupfer ebenfalls mit etwas Transportmedium angefeuchtet und die Gummidichtung an der Seite zur Spülkammer abgestrichen (Abbildung 6). Im dritten Arbeitsschritt wurde mit einem weiteren Abstrichtupfer dann die Innenseite des Sumpfes sowohl oberhalb als auch unterhalb des Wasserspiegels abgestrichen (Abbildung 7). Direkt im Anschluss an jede Probenentnahme erfolgte eine Etikettierung der Probe mit den Angaben Datum, Uhrzeit und Ort.

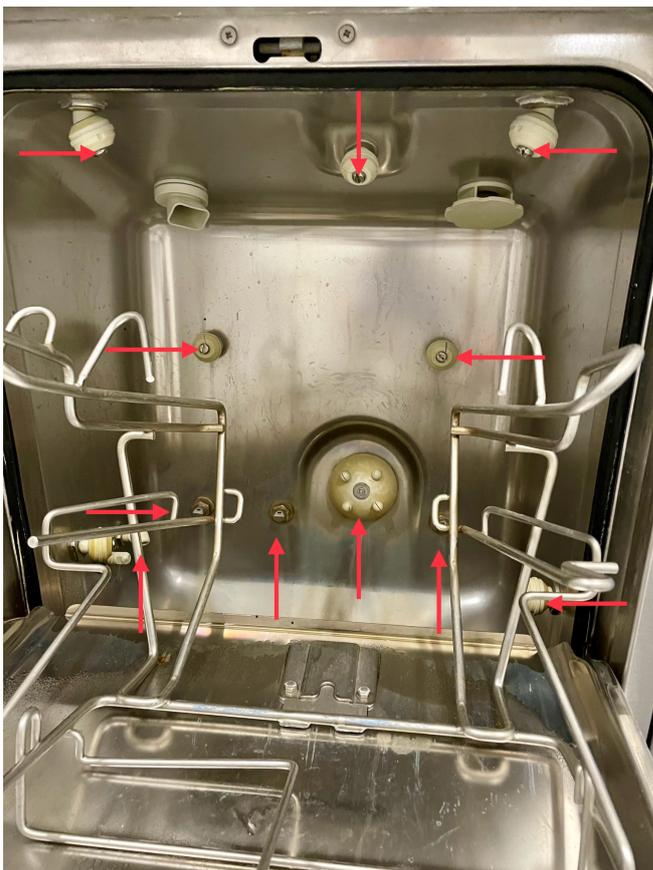


Abbildung 4 Probenentnahmeorte Düsen. Die roten Pfeile markieren die 14 Düsen, die mittels eines befeuchteten Abstrichtupfers beprobt wurden



Abbildung 5 Probennahme der Düsen mit einem angefeuchteten Abstrichtupfer



Abbildung 6 Probennahme Dichtungen. Die Gummidichtung wurde mit einem angefeuchteten Abstrichtupfer umlaufend von jeweils links unten im Uhrzeigersinn bis rechts unten abgestrichen.

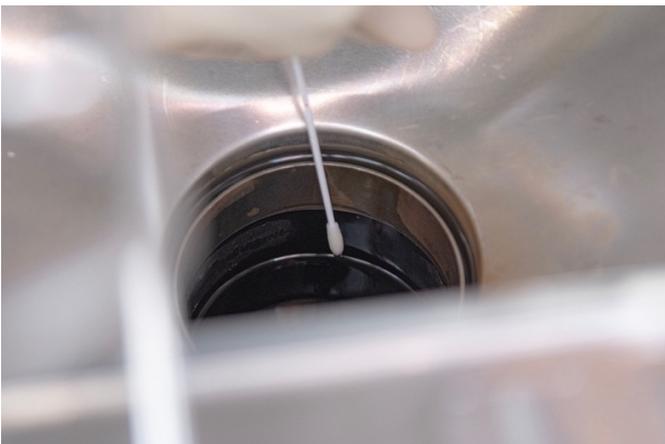


Abbildung 7 Probenentnahme Sumpf. Die Innenseite des Gerätesumpfes der Steckbeckenspüle wurde oberhalb und unterhalb der Wasseroberfläche abgestrichen.

3.4 Oberflächenuntersuchung der Innenseite der Waschschüsseln mittels Kratzschwamm

Die zu untersuchenden rostfreien Edelstahlwaschschüsseln (Waschschüssel 4 Ltr, Ø-außen 32 cm, 8,5 cm Höhe, megro GmbH & Co. KG, Wesel, Deutschland) wurden jeweils vor jedem Untersuchungsgang in einer Aufbereitungseinheit für Medizinprodukte (AEMP) im Labor der Krankenhaushygiene des Universitätsklinikums Eppendorf in einer Primärverpackung autoklaviert/sterilisiert. Zum Beginn des Arbeitsschrittes wurde nach Händedesinfektion und Anlage von Einweghandschuhen die Arbeitsfläche mittels Flächendesinfektionsmittel (Flächendesinfektionsmittel Bode Bacillol AF, Bode Chemie GmbH, Hamburg, Deutschland) vorbereitet. Dann wurde die Waschschüssel kontaminationsfrei aus der Primärverpackung ausgepackt. Die Innenseite der Primärverpackung wurde als sterile Ablagefläche weiterverwendet. Nach erneuter Händedesinfektion und Anlage von sterilen Handschuhen wurde die sterile Waschschüssel im Gefäßhalter der Steckbeckenspüle platziert. Anschließend wurde noch der Temperatur-Datenlogger EBI 12 (Ebro, Ingolstadt, Deutschland) platziert. Die Gerätetür wurde geschlossen und das Intensivprogramm gestartet. Nach Abschluss des Reinigungs- und Desinfektionsprogramms der Steckbeckenspüle und Entriegelung der Gerätetür wurde die Waschschüssel kontaminationsfrei (zuvor erneute Händedesinfektion / Anlage sterile Handschuhe) entnommen und auf der noch sterilen Unterlage (Primärverpackung) platziert. Nach 3 Minuten Abkühlzeit wurde die Waschschüssel innen-seitig in der Gesamtheit mittels eines Probenschwämmchens mit beiden Seiten des Schwämmchens (Polywipe MW728, Firma Medical Wire & Equipment, Corsham, Wiltshire, England) ausgewischt/beprobt. Dann wurde das Schwämmchen kontaminationsfrei in das Probengefäß überführt, dieses etikettiert und der Materialbegleitschein ausgefüllt.



Abbildung 8 Oberflächenuntersuchung der Innenseite der Waschschüsseln. Die gesamte Innenseite der Waschschüssel wurde mit dem Polywipe-Kratzschwamm ausgewischt.

3.5 A₀-Wert Bestimmung

Der Thermologger (Thermologger EBI 12, Firma Ebro, Ingolstadt, Deutschland) wurde vor jedem Untersuchungstag programmiert. Dazu erfolgte unter Nutzung des Thermologger Interface Set SI 2150 (Firma Ebro, Ingolstadt, Deutschland) die Programmierung mittels der entsprechenden Softwarelösung „Winlog.med“ (Ebro, Ingolstadt, Deutschland) und einem handelsüblichen PC/Laptop.

Im Rahmen der Programmierung wurden folgende Parameter festgelegt:

- Messbeginn: sofort
- Messdauer: 4 Stunden
- Messintervall: 1 Sekunde

Nach Beladung der RDG mit der zu beprobenden Waschschüssel wurde der Thermologger am Gefäßhalter mittels eines Karabinerhakens am Gestänge positioniert. Um eine valide Messung zu ermöglichen, musste der Thermologger frei hängen. Im Rahmen der Messung erfolgte eine Dokumentation der Start – und Endzeitpunkte für die nachfolgende Auswertung. Für die A₀-Wert Bestimmung zur Erfassung der Desinfektionswirkung wurde die Winlog-Auswertungssoftware und das Thermologger Interface unter Einhaltung folgender definierter Messparameter genutzt, um die A₀-Wert-Bestimmung vorzunehmen.

Gemäß der A₀-Wert-Definition wurde eine Basistemperatur von 80 °C eingestellt (Tabelle 2).

Tabelle 2 Einstellungen Thermologger

Einstellungen	Parameter
Basistemperatur [°C]	80° C
Starttemperatur [°C]	65° C
z-Wert	10
A ₀ -Wert	600

Im Anschluss an die Untersuchungen erfolgte mittels der Software „Winlog.med“ eine Auswertung der einzelnen Messungen. Als Ergebnis wurde eine Bewertung des Aufbereitungsprozesses mit „Bestanden“ oder „Nicht bestanden“ sowie eine Auswertungsgrafik mit dem tatsächlich gemessenen A₀-Wert erstellt.

3.6 Laboranalytik

Die gewonnenen Proben wurden direkt im Anschluss an die Beprobung in das Labor der Krankenhaushygiene des Universitätsklinikums Hamburg-Eppendorf verbracht und dort durch das Laborpersonal bearbeitet und weiterverarbeitet. Die Validierung aller mikrobiologischen Untersuchungen erfolgte durch das Laborteam.

3.6.1 Sumpfwasser-Untersuchung

Aus den Falcon-Röhrchen (Schraubröhre, 50ml, Firma Sarstedt, Nürnberg, Deutschland) wurde je 20 ml des gewonnenen Sumpfwassers mittels Membranfiltration untersucht. Die Filter wurden auf einem McConkey-Agar (Hersteller) als Selektivmedium zur Isolierung von gramnegativen Bakterien sowie einem CNA-Agar (Colistin-Nalidixinsäure) (Hersteller) zum Nachweis von Staphylokokken und Streptokokken ausplattiert und für 24-48 h bebrütet.

3.6.2 Abstrich-Untersuchung

Es erfolgte ein 3-Ösenausstrich auf den Selektivmedien. Dabei wurde die erste Öse mit dem Abstrichstuffer eSwab ausgestrichen und danach weiter mit der Öse fraktioniert.

3.6.3 Polywipe-Kratzschwamm-Beprobung

Im ersten Schritt wurde das Probengefäß mit dem Schwämmchen bis zur 80 ml Markierung mit Tryptic-Soy-Bouillon (Caso-Bouillon) (Hersteller) aufgefüllt und mit geöffnetem Deckel über Nacht in den Brutraum 37°C gestellt. Am Folgetag wurde nach Homogenisierung der Probe durch schwenken des Probengefäßes mit einer geeichten 10 µl-Ösen 10 µl entnommen und jeweils ein 3-Ösenausstrich auf den drei verschiedenen Selektivmedien durchgeführt. Verwendet wurde ein Slanetz Bartley (SB) Medium, um auf *Enterokokken* zu selektieren, ein Chapman Agar (CHAP) um auf *Staphylokokken* zu selektieren und McConkey-Agar um gramnegative Bakterien zu selektieren. Die so beimpften Selektivmedien wurden für ca. 24-48 Stunden bei 37 °C in den Brutraum gestellt.

3.7 Auswertung

3.7.1 Sumpfwasser / Abstriche / Polywipe-Kratzschwämme

Die auf den Selektivmedien gewachsenen Kolonie-Bildenden Einheiten wurden gezählt und in einem Tabellenkalkulationsprogramm (Excel Software, Microsoft Corporation, Redmond, Washington, USA) dokumentiert. Bei Wachstum eines Bakteriums erfolgte eine Identifizierung der Spezies mittels Massenspektrometrie (Gerät, Hersteller benennen). Für die Auswertung der Mikroorganismen erfolgte eine Einteilung der entsprechenden Bakterienarten in die Gruppen *P. aeruginosa*, *Pseudomonas spp.*, *Acinetobacter/Nonfermenter*, Koagulasenegative Staphylokokken (KNS)/Hautflora, Enterokokken, *Enterobacterales* und (sonstige) Umweltkeime.

3.8 Statistische Datenanalyse

Für die deskriptive Statistik und Aufbereitung der Daten erfolgte die Nutzung der Software eines Tabellenkalkulationsprogramms (Microsoft Excel 2021, Microsoft Corporation, Redmond, Washington, USA) und die Software GraphPad Prism 9 (GraphPad Software, Boston, Massachusetts, USA).

4 Ergebnisse

4.1 A_0 -Werte der beprobten Steckbeckenspülen

Das Intensivreinigungsprogramm der beprobten Meiko TopLine-Steckbeckenspülen ist so voreingestellt, dass ein A_0 -Wert von 600 erreicht werden soll. Mit dem verwendeten Thermologger (Temperatur-Datenlogger EBI 12, Firma Ebro, Ingolstadt, Deutschland) konnten bei 100 Messungen 95 Messungen aufgezeichnet und ausgewertet werden.

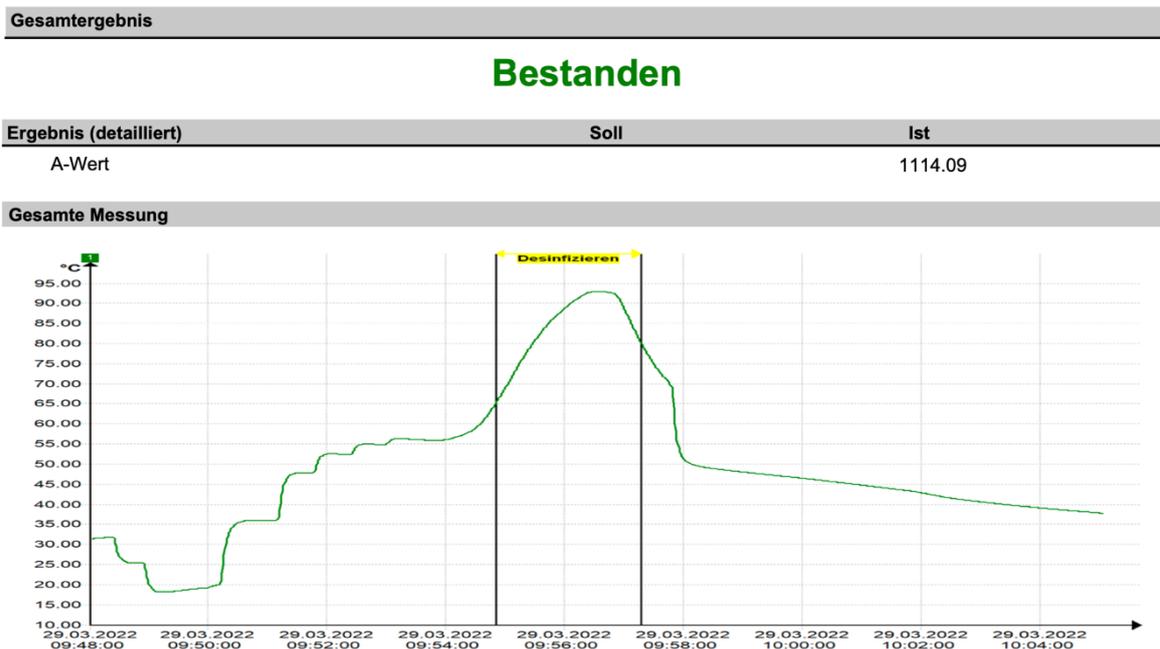


Abbildung 9 Exemplarische Messauswertung A_0 -Wert mit dem Thermologger Ebro EBI 12. Der typische Ablauf des Aufbereitungsprozesses ist erkennbar. Zu Beginn eine ansteigende Temperaturkurve während der Reinigung mit Warmwasser, gefolgt von einer Aufheizphase und Beginn der thermischen Desinfektion (ab 65° C beginnend) und einer anschließenden Trocknungs- und Rückkühlungsphase.

Der Thermologger wurde jeweils am Vortag für ein bestimmtes Zeitfenster programmiert. Nur in diesem Zeitfenster können Messungen aufgezeichnet werden. Am 16.12.21 erfolgte die Probennahme außerhalb des vorprogrammierten Zeitfenster, so dass die 5 Messungen vom 16.12.21 nicht aufgezeichnet wurden und dementsprechend für die Auswertung nicht zur Verfügung stehen.

Der niedrigste gemessene A_0 -Wert der gesamten Messreihe lag bei $A_0 = 676,4$, der höchste gemessene Wert bei $A_0 = 2557$ mit einem 95%-Konfidenzintervall von 1137 – 1289 und einem mittleren Wert von $A_0 = 1213$ und einer Standardabweichung von $\pm 373,0$ (Tabelle 3).

Tabelle 3 Gesamtergebnisse A₀-Werte - Messungen M1-M10

Anzahl an Messungen	95
A ₀ -Wert Minimum	676,4
A ₀ -Wert Maximum	2557
Bereich der A ₀ -Werte	1880
Mittlerer A ₀ -Wert	1213
Standardabweichung	373,0
Standardfehler des Mittelwerts	38,27
Unteres 95%-Konfidenzintervall des Mittelwerts	1137
Oberes 95%-Konfidenzintervall des Mittelwerts	1289

Zwischen den einzelnen Geräten wurde eine gewisse Schwankungsbreite bezogen auf die jeweiligen Steckbeckenspülen beobachtet (Tabelle 4).

Tabelle 4 A₀-Werte der Steckbeckenspülen M1-M10

Steckbeckenspüle	M1	M2	M3	M4	M5	M6	M7	M8	M9	M10
<i>Anzahl der Messungen</i>	10	10	10	10	10	9	9	9	9	9
<i>Minimum A₀-Werte</i>	676,4	1130	1021	931,0	733,2	795,4	2000	1025	791,2	848,3
<i>Maximum A₀-Werte</i>	1119	1449	2238	1460	1351	1162	2557	1423	1403	1330
<i>Mittlerer A₀-Wert</i>	966,8	1273	1287	1146	1116	975,8	2151	1192	1019	1029
<i>Standardabweichung</i>	151,8	118,7	344,0	170,9	221,9	142,3	167,4	148,3	172,7	183,4

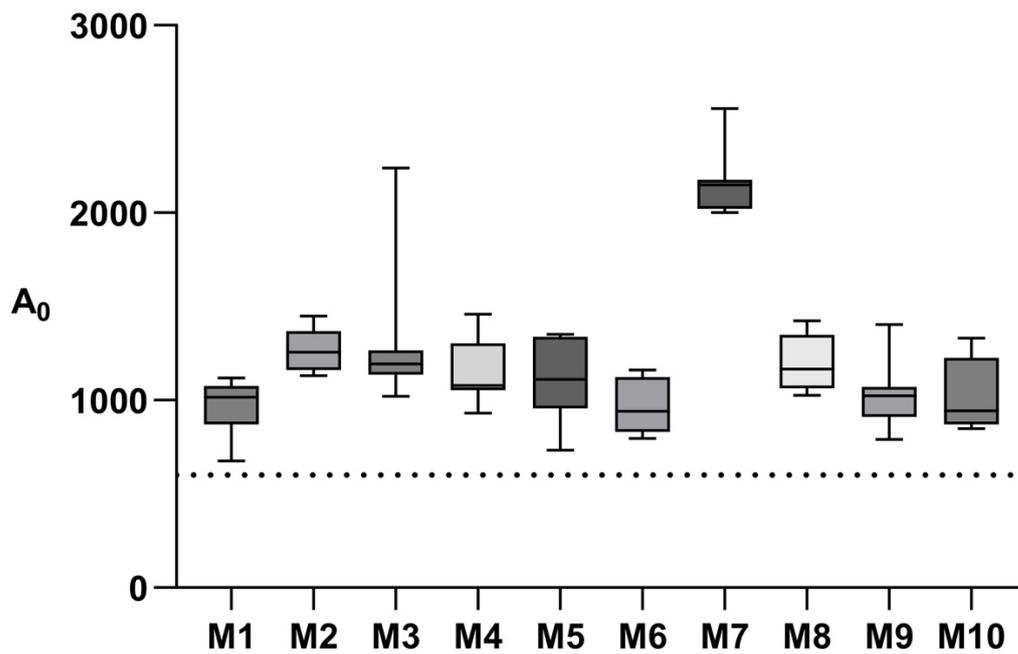


Abbildung 10 A_0 -Werte der Steckbeckenspülen M1-M10.

Dargestellt sind die Messergebnisse der A_0 -Wert-Bestimmung der Steckbeckenspülen M1-M10 *im untersuchten Zeitraum*. Die Minimalanforderung eines $A_0=600$ (gestrichelte Linie) wurde in jeder Messung erfüllt, und teilweise sogar deutlich übererfüllt. Ein A_0 -Wert = 3000 konnte in keiner Messung nachgewiesen werden.

4.2 Ergebnisse der Wasserproben

In 38 von 100 Proben des Sumpfwassers wurde das Wachstum von Mikroorganismen festgestellt. Insgesamt wurden 23 unterschiedliche Spezies identifiziert (Tabelle 5). Bei den positiven Proben handelte es sich entweder um Monokulturen einzelner Bakterienarten oder um Mischkulturen aus mehreren Arten.

Tabelle 5 Mikrobielle Nachweise in den Wasserproben Allgemein

<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Pseudomonas spp.</i>	<i>Acinetobacter / Nonfermenter</i>
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Pseudomonas pseudoalcaligenes</i>	<i>Stenotrophomonas maltophilia</i>
	<i>Pseudomonas koreensis</i>	<i>Acinetobacter johnsonii</i>
	<i>Pseudomonas oleovorans</i>	
	<i>Pseudomonas putida</i>	

KNS / Hautflora	Enterokokken	Enterobacterales	Umweltkeime
<i>Staphylococcus hominis</i>	<i>Enterococcus faecium</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	<i>Bacillus sp.</i>
<i>Micrococcus luteus</i>	<i>Enterococcus faecalis</i>	<i>Enterobacter cloacae complex</i>	<i>Bacillus pumilus</i>
<i>Corynebacterium striatum</i>		<i>Escherichia coli</i>	<i>Brevundimonas albigilva</i>
			<i>Burkholderia cenocepacia</i>
			<i>Achromobacter xylosooxidans</i>
			<i>Sphingomonas paucimobilis</i>
			<i>Acidovorax temperans</i>
			<i>Achromobacter species</i>

4.2.1 Nachweise von *Pseudomonas aeruginosa*

In insgesamt 25 Wasserproben konnte *P. aeruginosa* identifiziert werden (Abbildung 11). Dabei schwankten die Kolonie-bildenden Einheiten (KBE) von minimal 1 KBE/20 ml bis hin zu >300 KBE/20 ml *P. aeruginosa*. Über den Untersuchungszeitraum eines Jahres konnte nur in Steckbeckenspüle Nr. 9 zu keinem Messzeitpunkt *P. aeruginosa* nachgewiesen werden. Dafür ließ sich in den Wasserproben von Maschine 2 in jeweils 8 von 10 Fällen dieser Keim nachweisen sowie bei Maschine 5 in jeweils 5 von 10 Proben.

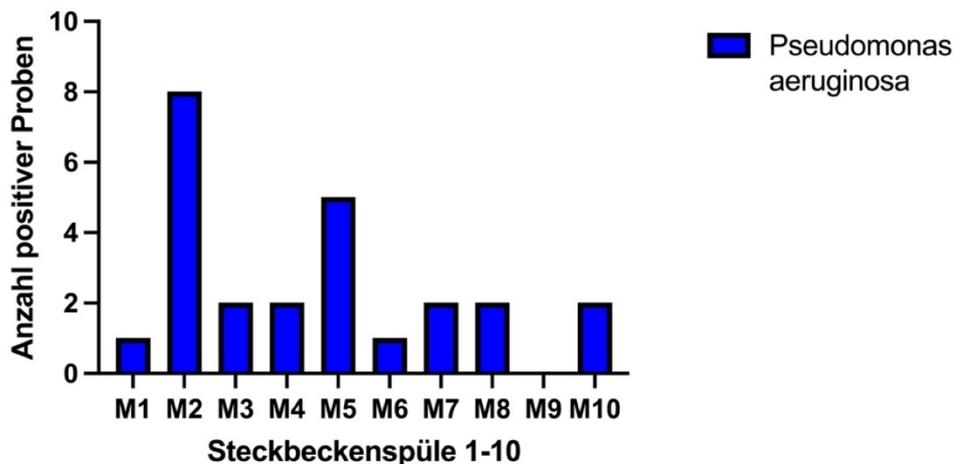


Abbildung 11 Nachweise von *Pseudomonas aeruginosa* in den quantitativen Wasserproben der Steckbeckenspülen M1-M10

4.2.2 Nachweise von *Pseudomonas* spp.

Andere non-*aeruginosa* *Pseudomonas* spp. ließen sich 10-mal in den Wasserproben nachweisen (Abbildung 12). Bei den nachgewiesenen Mikroorganismen aus dieser Gruppe handelt es sich in 5 Fällen um *P. pseudoalcaligenes*. In Maschine 3 war diese Spezies einmal mit 1 KBE/20 ml nachweisbar, in Maschine 6 am 20.10.2021 mit 1 KBE/20 ml, in Maschine 8 einmalig mit >300 KBE/20 ml am 12.01.2022 und in Maschine 9 am 12.01.2022 mit >300 KBE/20 ml.

P. koreensis wurde einmalig in Maschine 6 vorgefunden mit >300 KBE/20 ml. *P. oleovorans* wurde 2-mal identifiziert und zwar in Maschine 8 mit 35 KBE/20 ml am 08.11.2021 und mit 4 KBE/20 ml am 08.11.2021. *P. putida* wurde am 25.01.22 in Maschine 8 einmalig nachgewiesen in einer Mischkultur aus > 300 KBE/20 ml, zusammen mit *Burkholderia cenocepacia*, *E. coli* und *Achromobacter xylosoxidans*.

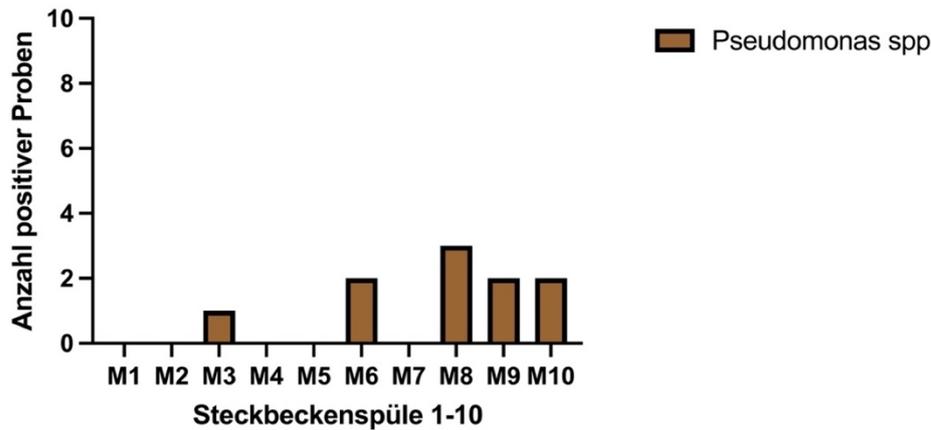


Abbildung 12 Nachweise von *Pseudomonas* spp. in den quantitativen Wasserproben der Steckbeckenspülen M1-M10

4.2.3 Nachweise von *Acinetobacter* / Nonfermentern

In 5 Fällen konnten Bakterien aus dieser Gruppe nachgewiesen werden (Abbildung 13). Dabei handelt es sich um 3 Fälle mit *Stenotrophomonas maltophilia*, die in Mischkulturen bei Maschine 2 vorgefunden wurden. Hierbei konnten am 21.12.2021 in der Wasserprobe 130 KBE/20 ml bestehend aus *S. maltophilia* sowie *P. aeruginosa* und *K. pneumonia* isoliert werden sowie am 19.01.2022 bei >300 KBE/20 ml neben *S. maltophilia* zusätzlich *P. aeruginosa* und *E. faecium* und am 03.03.2022 60 KBE/20 ml *S. maltophilia* und *P. aeruginosa*. Weiterhin gelang ein Nachweis in Steckbeckenspüle 9 mit > 100 KBE/20 ml *S. maltophilia*. In Steckbeckenspüle 3 wurde am 02.02.2022 ein *A. johnsonii* in einer Mischkultur aus 7 KBE/20 ml mit *P. aeruginosa* gefunden.

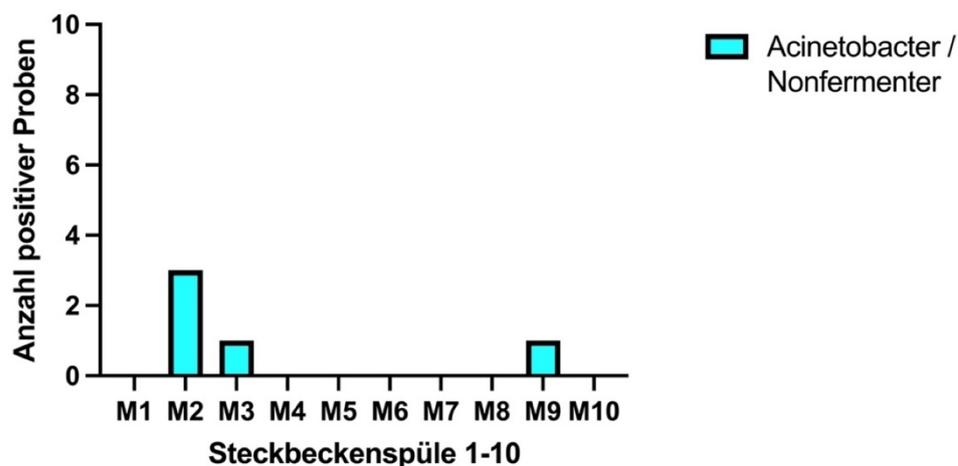


Abbildung 13 Nachweise von *Acinetobacter* / Nonfermenter in den quantitativen Wasserproben der Steckbeckenspülen M1-M10

4.2.4 Nachweise von Koagulase negative Staphylokokken / Hautflora

Die nachgewiesenen Mikroorganismen waren in Maschine 7 *S. hominis* mit 5 KBE/20 ml und in Maschine 8 am 01.07.2022 *Micrococcus luteus* sowie *S. hominis*. 5 KBE/20 ml *Corynebacterium striatum* konnten in Maschine 9 am 29.03.2022 gefunden werden.

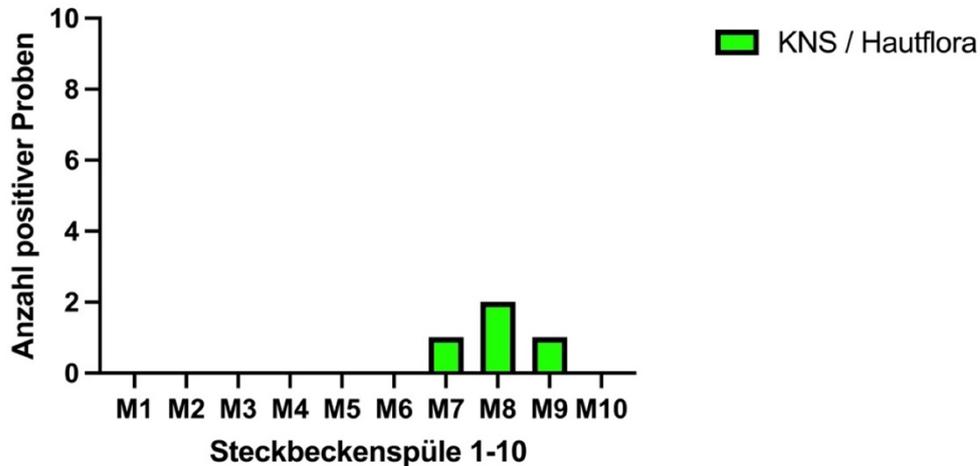


Abbildung 14 Nachweise von Koagulase negativen Staphylokokken / Hautflora in den quantitativen Wasserproben der Steckbeckenspülen M1-M10

4.2.5 Nachweise von Enterokokken

In den Wasserproben konnte in Maschine 2 einmalig *E. faecium* in einer Mischkultur aus > 300 KBE/20 ml Mikroorganismen isoliert werden. Weiterhin enthielt diese Mischkultur vom 19.01.2022 *P. aeruginosa* und *S. maltophilia*. In Maschine 9 wurde am 29.03.2022 9 *E. faecalis* mit 58 KBE/20 ml nachgewiesen .

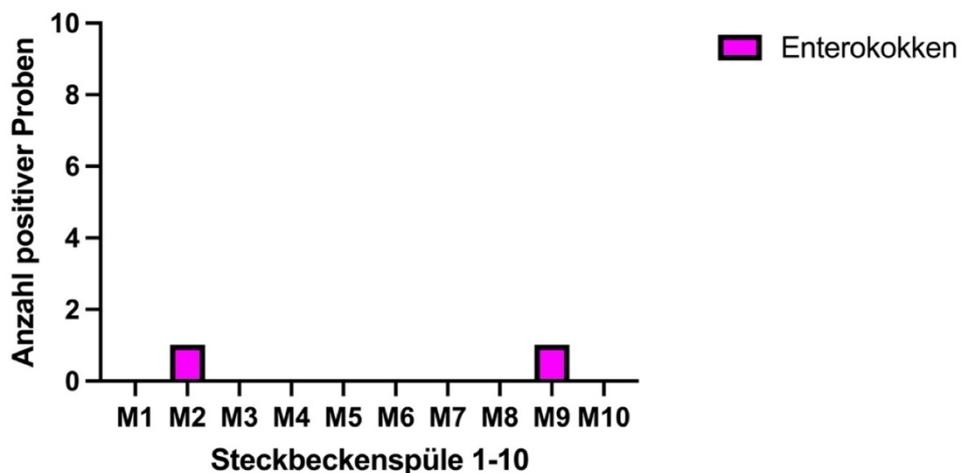


Abbildung 15 Nachweise von *Enterokokken* in den quantitativen Wasserproben der Steckbeckenspülen M1-M10

4.2.6 *Enterobacterales*

In Maschine 2 fanden sich einmalig in einer Mischkultur mit 130 KBE/20 ml *K. pneumoniae*, zusammen mit *P. aeruginosa* und *S. maltophilia*, in Maschine 5 einmalig *Enterobacter cloacae*-Komplex mit 1 KBE/20 ml, *E. coli* in Maschine 7 mit 56 KBE/20 ml am 01.07.2022 und in Maschine 8 konnte am 25.01.2022 in einem Mischkomplex *E. coli* aus >300 KBE/20 ml isoliert werden, zusammen mit *Achromobacter xylosoxidans*, *Burkholderia cenocepacia* und *P. putida*.

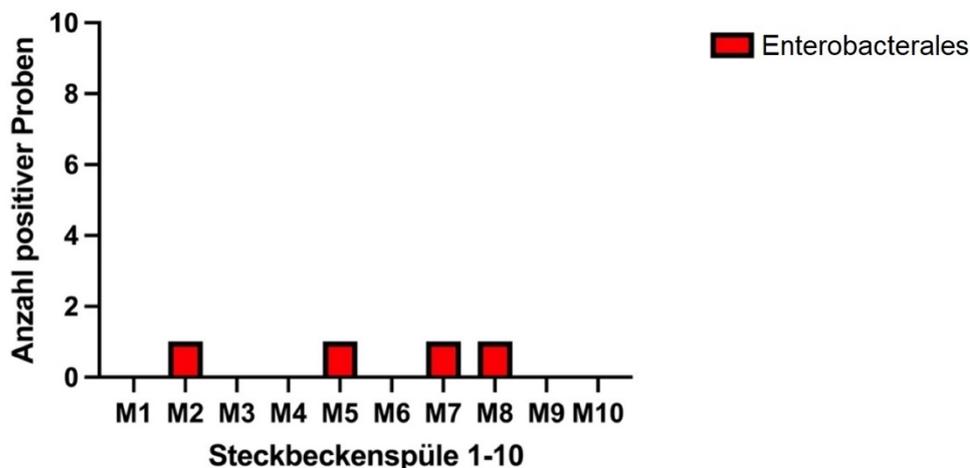


Abbildung 16 Nachweise von *Enterobacterales* in den quantitativen Wasserproben der Steckbeckenspülen M1-M10

4.2.7 Nachweise von Umweltkeimen

In Maschine 6 wurde in der Messung vom 16.12.2021 150 KBE/20 ml *Achromobacter species* gefunden. Bezogen auf die Belastung mit Umweltkeimen konnte bei Maschine 7 an 3 Messzeitpunkten *Acidovorax temperans* identifiziert werden mit 4 KBE/20 ml am 08.11.2021, >300 KBE/20 ml am 16.12.2021 und mit 20 KBE/20 ml am 29.03.2022. Weiterhin konnte zusätzlich am 29.03.2022 *Sphingomonas paucimobilis* mit 49 KBE/20 ml und *Bacillus pumilus* mit 2 KBE/20 ml gefunden werden. Im Wasser der Steckbeckenspüle Maschine 8 wurden am 25.01.2022 in einer Mischkultur mit >300 KBE/20 ml unter anderem *Achromobacter xylosoxidans* isoliert sowie *Burkholderia cenocepacia*, zusammen mit *E. coli* und *P. putida*. Bei Maschine 10 waren im Sumpfwasser am 27.10.2021 49 KBE/20 ml *Acidovorax temperans* und *Brevundimonas albigilva* ausdifferenziert worden.

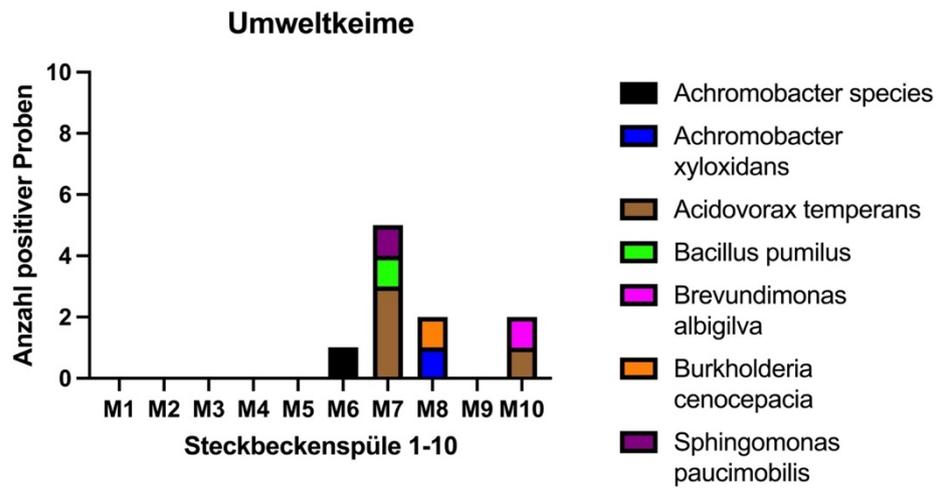


Abbildung 17 Nachweise von Umweltkeimen in den quantitativen Wasserproben der Steckbeckenspülen M1-M10

4.3 Mikrobielle Nachweise aus Abstrichuntersuchungen

Von 400 durchgeführten Abstrichproben konnte in 53 Fällen ein positiver Nachweis erfolgen, bei denen 13 unterschiedliche Bakterienarten in Monokultur identifiziert vorlagen (Tabelle 6). Dabei konnten in 5 von 100 Abstrichproben der Düsen, in 12 von 100 Abstrichen der Dichtungen, 27 von 100 Abstrichen aus dem Sumpf sowie 9 von 100 Schwammabstrichen Mikroorganismen nachgewiesen werden.

Tabelle 6 Mikrobielle Nachweise aus Abstrichuntersuchungen Gesamt

Pseudomonas aeruginosa	Acinetobacter / Nonfermenter	KNS / Hautflora
	<i>Acinetobacter radioresistensis</i>	<i>Micrococcus sp.</i>
	<i>Stenotrophomonas maltophilia</i>	<i>Staphylococcus hominis</i>
	<i>Acinetobacter pittii</i>	<i>Staphylococcus warneri</i>
		<i>Staphylococcus saprophyticus</i>

Enterokokken	Enterobacterales	Umweltkeime
<i>Enterococcus faecium</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	<i>Aerococcus viridans</i>
<i>Enterococcus species</i>		<i>Pseudoglutamicibacter cumminsii</i>
		<i>Bacillus sp.</i>

4.3.1 Nachweise von *Pseudomonas aeruginosa*

In den Abstrichergebnissen ließ sich *P. aeruginosa* in geringer Anzahl sowohl an den Düsen als auch an der Dichtung nachweisen. Im Bereich des Sumpfes insbesondere der Maschine 2 konnte an 9 von 10 Probertagen *P. aeruginosa* nachgewiesen werden und vereinzelt bei den Maschinen 3,4,5,7 und 9. In den Waschschüsseln nach der Aufbereitung ließ sich in keinem einzigen Fall *P. aeruginosa* nachweisen.

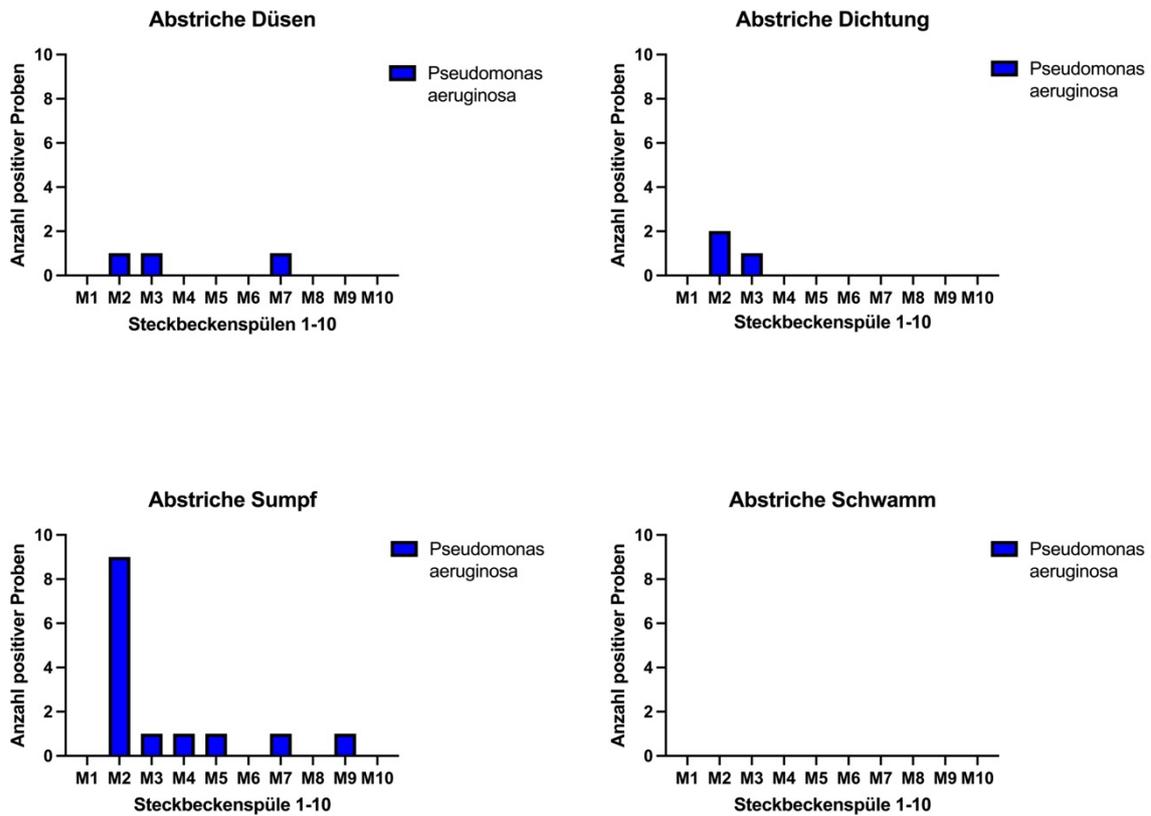


Abbildung 18 Nachweise von *P.aeruginosa* in den Abstrichen

4.3.2 Nachweise von *Acinetobacter* / Nonfermentern

Bei Steckbeckenspüle Maschine 2 zeigte sich eine auffällige Besiedlung mit Bakterien aus der Gruppe der Nonfermenter. Im Bereich der Düsen konnte einmalig *S. maltophilia* nachgewiesen werden. Im Bereich der Dichtung und des Sumpfes waren die Abstriche an 7 bzw. 6 Beprobungstagen positiv. Nach Reinigung und Desinfektion der Waschschüsseln konnte in einem Fall beim Schwammabstrich ein *A. radioresistensis* in Maschine 1 identifiziert werden. In Maschine 5 wurde einmalig ein *A. pittii* nachgewiesen.

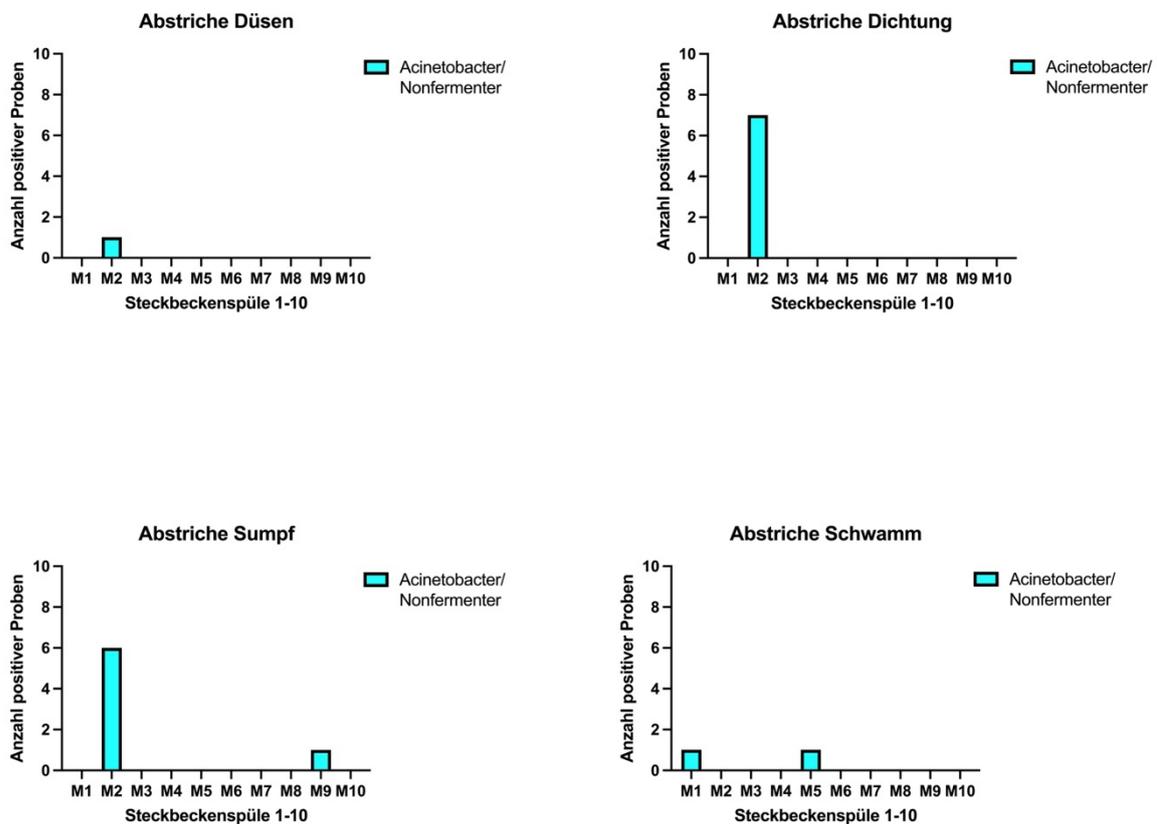


Abbildung 19 Nachweise von *Pseudomonas* spp. in den Abstrichen

4.3.3 Nachweise von Koagulase negativen Staphylokokken / Hautflora

Die Rate an nachgewiesenen KNS bzw. Keimen der Hautflora war sehr niedrig. Im Bereich der Düsen war einmalig *S. hominis* nachweisbar. Bei den Dichtungen war bei Maschine 1 einmalig ein *Micrococcus species* nachzuweisen und bei Maschine 5 ein *S. warneri*. Im Bereich des Sumpfes war einmalig bei Maschine 1 und Maschine 3 jeweils *S. hominis* ausdifferenzierbar. Nach der Aufbereitung der Waschschüsseln im anschließenden Schwammabstrich konnte am achten Messzeitpunkt 15.06.2022 ein *S. saprophyticus* identifiziert werden und am neunten Meßzeitpunkt 01.07.2022 bei Maschine 8,9 und 10 jeweils *S. hominis* in der Beprobung nachgewiesen werden.

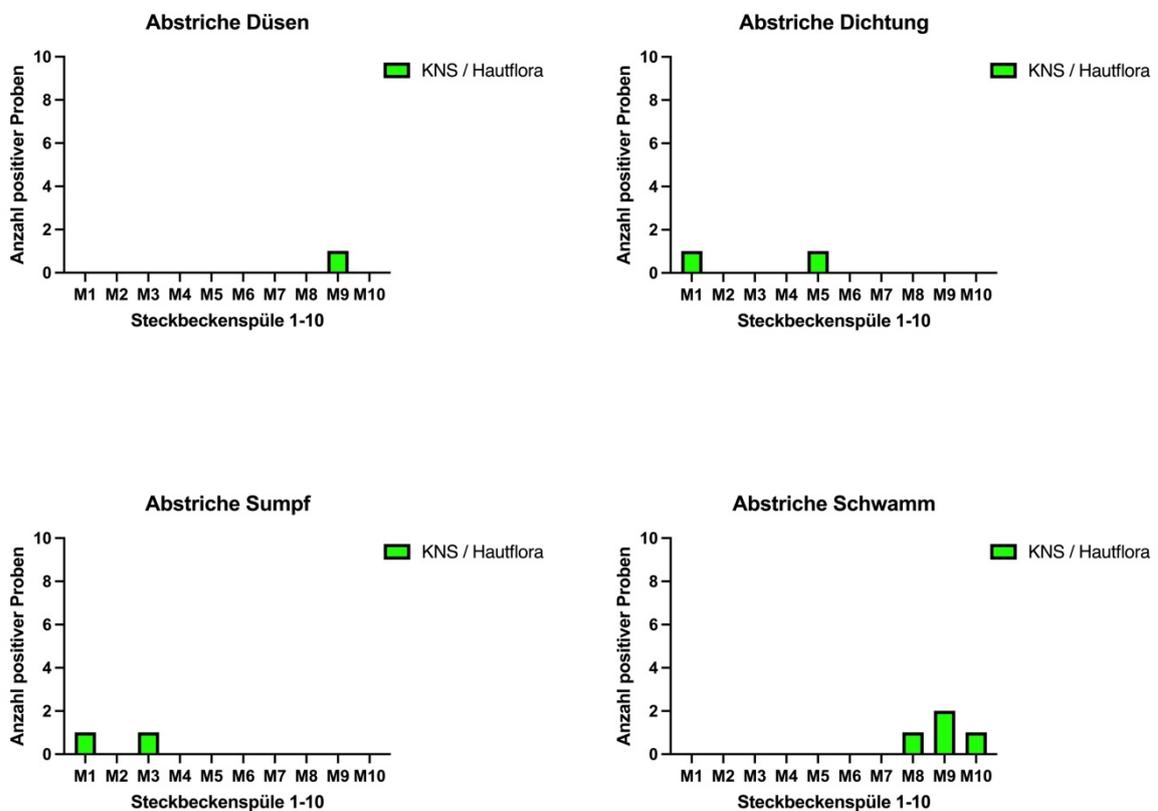


Abbildung 20 Nachweise von KNS / Hautflora in den Abstrichen

4.3.4 Nachweise von Enterokokken

Nur einmalig wurde im Bereich des Sumpfes ein *E. faecalis* bei Maschine 1 nachgewiesen. Bei den gewonnenen Schwammabstrichen ließ sich bei Maschine 4 einmalig ein *Enterococcus spp.* in der Probe vom 02.02.2022 nachweisen.

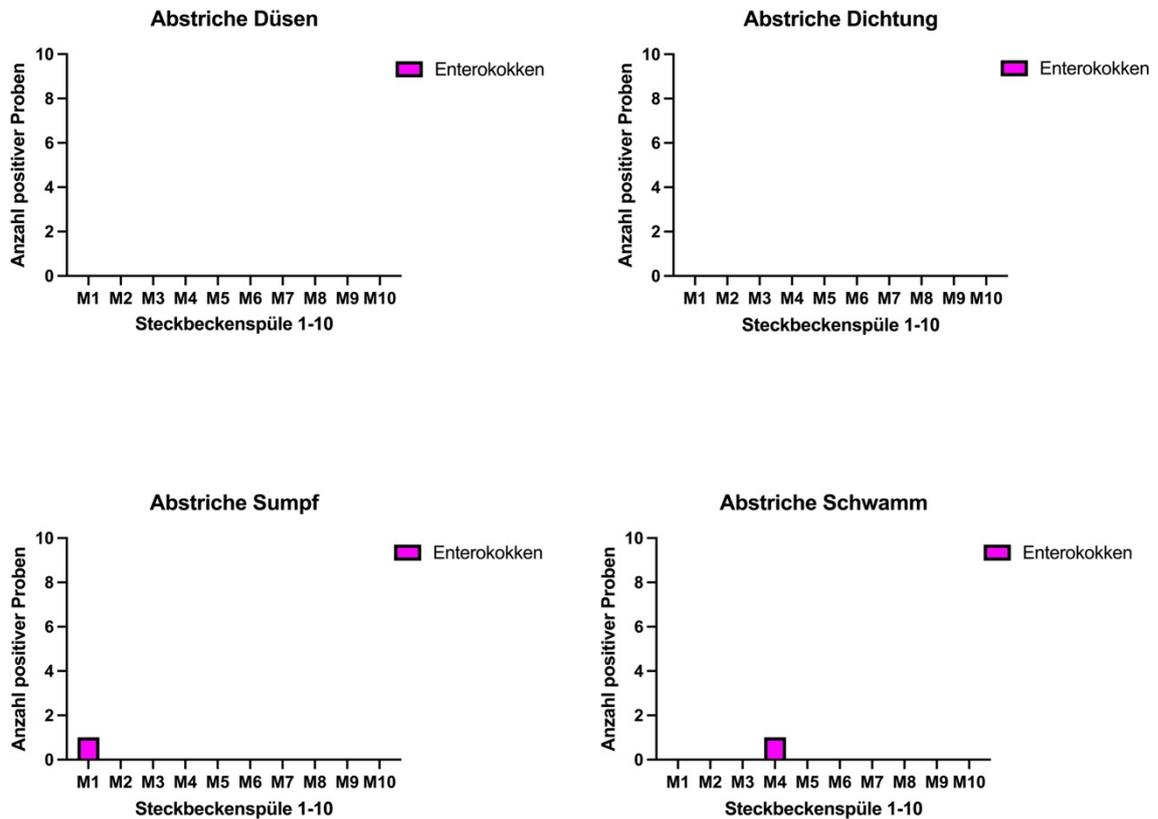


Abbildung 21 Nachweise von *Enterokokken* in den Abstrichen

4.3.5 Nachweise von *Enterobacterales*

Nur in zwei Proben aus dem Sumpf der Maschine 2 konnte in beiden Fällen *K. pneumoniae* angezüchtet werden. Alle anderen Proben blieben negativ.

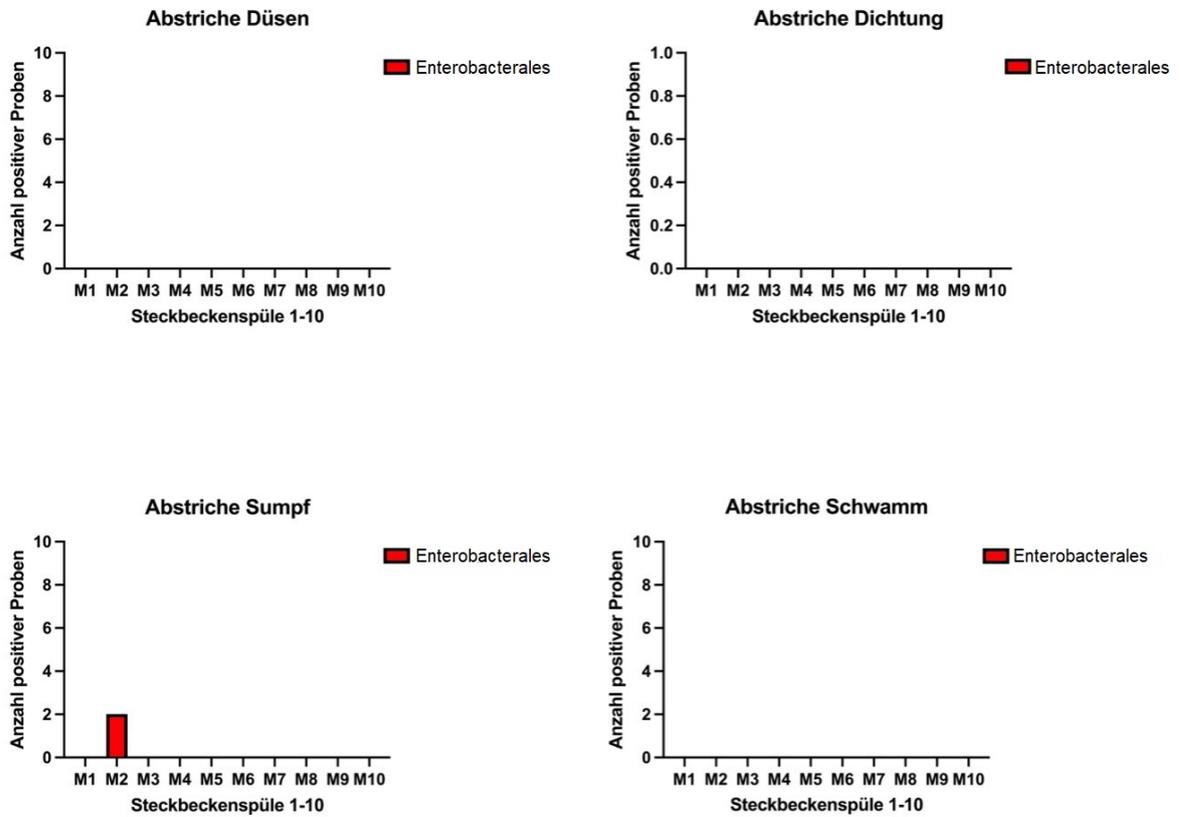


Abbildung 22 Nachweise von *Enterobacterales* in den Abstrichen

4.3.6 Nachweise von Umweltkeimen

Lediglich bei einem Abstrich des Sumpfes der Maschine 1 waren in einer Probennahme *Aerococcus viridans* und *Pseudoglutamicibacter cumminsii* nachweisbar. In 2 Schwammabstrichen konnte *Bacillus sp.* nachgewiesen werden, wobei diese positiven Nachweise vom selben Tag, nämlich den 01.07.2022 stammten.

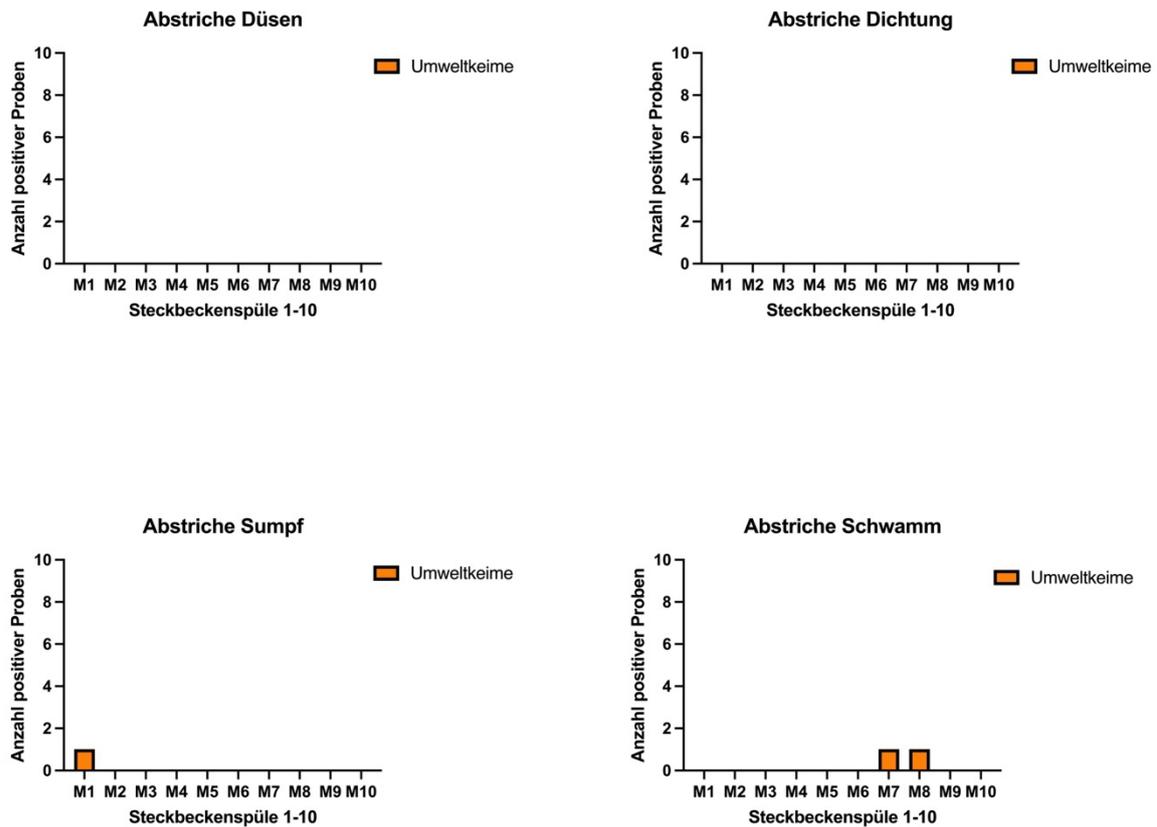


Abbildung 23 Nachweise von Umweltkeimen in den Abstrichen

5 Diskussion

Die Aufbereitung von Waschschüsseln in Steckbeckenspülen mit dem Risiko der Rekontamination aufgrund einer mikrobiellen Belastung wurde bis dato nicht ausreichend untersucht und wird deswegen in Frage gestellt oder sogar explizit abgelehnt. Insgesamt bleibt der Grad einer möglichen Rekontamination von Medizinprodukten nach Aufbereitung in Steckbeckenspülen aktuell unklar.

In der vorliegenden Studie wurde untersucht, ob nach Aufbereitung von Waschschüsseln in Steckbeckenspülen eine Rekontamination aus dem Geräteinneren nachweisbar ist.

5.1 A_0 -Werte – Thermische Desinfektion

Wie in der DIN EN 15883-3, in der die Anforderungen an und Prüfverfahren für Reinigungs-Desinfektionsgeräte mit thermischer Desinfektion für Behälter für menschliche Ausscheidungen festgelegt sind, erfolgte in unserer Untersuchung eine Prüfung der Übereinstimmung der festgelegten Desinfektionsparameter des thermischen Desinfektionsvorgangs mittels eines Thermologgers. Hierdurch konnte kontrolliert werden, ob die Geräte die voreingestellten und geforderten A_0 -Werte erreichen und damit die Minimalanforderungen der thermischen Desinfektion erfüllen. Im Rahmen unserer Studie konnten wir in allen erfolgreichen A_0 -Wert-Messungen mittels Thermologger feststellen, dass die gemessenen A_0 -Werte oberhalb von 600 lagen. Somit ist davon auszugehen, dass zu den Untersuchungszeitpunkten eine normkonforme Funktionsweise gemäß DIN EN ISO 15883-3 vorlag. Für die fünf Messungen der Steckbeckenspülen M6, M7, M8, M9 und M10 am 16.12.2021 wurden keine A_0 -Werte aufgezeichnet. Allerdings konnte in allen nachfolgenden Messungen bei diesen Geräten A_0 -Werte aufgezeichnet werden, die oberhalb des A_0 -Wertes von 600 lagen. Dementsprechend erscheint es plausibel, dass die entsprechenden Steckbeckenspülen auch am Tag der Messung vom 16.12.21 in einem funktionsfähigen Zustand waren.

Der niedrigste gemessene A_0 -Werte lag bei $A_0 = 676,4$ bei Maschine M1, der höchste gemessene Wert bei $A_0 = 2557$ bei Maschine M7. Das 95%-Konfidenzintervall aller Maschinen lag bei 1137 – 1289 und einem Mittelwert von $A_0 = 1213$ mit einer Standardabweichung von $\pm 373,0$. Da der niedrigste gemessene A_0 -Wert bei 676,4 lag und das Mittel der A_0 -Werte mit 1213 weit darüber lag, wurden höhere Werte erreicht als vom Hersteller voreingestellt. Hierdurch ergibt

sich sogar eine zusätzliche Sicherheitsreserve beim Aufbereitungsprozess. Es ergibt sich jedoch auch ein erhöhter Energiebedarf.

Alle untersuchten Steckbeckenspülen stammen von demselben Hersteller und wurden im gleichen Zeitraum eingebaut. Die Geräte werden jährlich gewartet und überprüft. Dementsprechend ist eine Vergleichbarkeit der Steckbeckenspülen gegeben und unterschiedliche Messergebnisse sind nicht durch Produkttypunterschiede zu erklären. Die Schwankungen der A_0 -Werte zwischen den einzelnen Messungen in den Steckbeckenspülgeräten scheinen gerätebedingt zu bestehen und nicht durch das gewählte Messverfahren / Thermologger bedingt zu sein. Die durch den Thermologger gemessene Ausgangstemperatur in den RDG-Geräten schwankte zu Beginn der Untersuchungsgänge zwischen 15 °C - 55 °C. Dies lässt sich erklären durch eine entweder noch vorhandene Restwärme im Thermologger nach einem vorherigen Aufbereitungsprozess oder durch eine Resthitze im Steckbeckenspülgerät von einem vorherigen Waschgang aus dem laufenden Krankenhausbetrieb. Der Messvorgang für die Berechnung des A_0 -Wertes startete immer erst ab einer Temperatur von 65 °C, so dass es hier zu keiner Auswirkung auf den Messvorgang und damit zu keiner Verfälschung der Ergebnisse kommen konnte. Die gemessenen A_0 -Werte in unserer Untersuchung bei allen 10 untersuchten Steckbeckenspülen lagen über den von der DIN EN ISO 15883-3 geforderten A_0 -Werten von 60 für unkritische Medizinprodukte. Basierend auf Studienergebnissen der letzten Jahre ist jedoch eine Aufbereitung mit einem A_0 -Wert von mindestens 180 zu fordern (Diab-Elschahawi *et al.* 2010, Röhm-Rodewald *et al.* 2013). Insbesondere in der Studie von van der Velden konnten *Enterokokken* /VRE noch nach Aufbereitung mit einem A_0 -Wert von 60 nachgewiesen werden, so dass übereinstimmend mit anderen Studienergebnissen die Forderung nach einem höheren A_0 -Wert von mindestens 180 ausgesprochen wurde (van der Velden *et al.* 2013). Sowohl die apparative Ausstattung als auch die Leistungsfähigkeit der Geräte hat sich in den letzten Jahren verbessert, so dass die Aufbereitung mit höheren A_0 -Werten einfacher umsetzbar ist. Da auch in anderen Studien Keimnachweise nach Aufbereitung von Steckbecken beschrieben wurden (Dempsey *et al.* 2000, Alfa *et al.* 2008), ist eine zusätzliche Sicherheitsreserve mit einem höheren A_0 -Wert wünschenswert. Im deutschsprachigen Raum wurde unter dem Eindruck dieser Studienergebnisse 2008 in der 3. Auflage der „Leitlinie der DGKH, DGSV, AKI: Validierung und Routineüberwachung von thermischen

Reinigungs- und Desinfektionsprozessen für Medizinprodukte und zu Grundsätzen der Geräteauswahl“ die Empfehlung ausgesprochen bei der Aufbereitung von unkritischen Medizinprodukten einen A_0 -Wert von 600 zu empfehlen.

In der Vergangenheit war das Nichterreichen der gewünschten Temperaturen ein relevanter Faktor für eine insuffiziente Desinfektionsleistung (Ayliffe *et al.* 1974, Mostafa *et al.* 1976, Nyström 1983, Alfa *et al.* 2008). Bei Untersuchungen zur Desinfektionsleistung von Steckbecken mittels thermischer Desinfektion waren Gerätedefekte oder Wartungsmängel häufig Faktoren, die für eine insuffiziente Reinigungs- und Desinfektionsleistung verantwortlich waren (Alfa *et al.* 2008, Bryce *et al.* 2011). Unsere Studie unterstreicht die Möglichkeit der Funktionsüberprüfung der thermischen Desinfektion durch Nutzung von Thermloggern und deckt sich mit den verfügbaren Studienergebnissen (Pisot *et al.* 2011, McCormick, Kremer *et al.* 2021). Aufgrund der Einfachheit und Verlässlichkeit dieser Methode sollte eine regelmäßige Überprüfung für Steckbeckenspülen im Tagesbetrieb der Krankenhäuser diskutiert werden. Eine halbjährliche Funktionskontrolle erscheint hier aus unserer Sicht praktikabel und geht über die Empfehlungen der ÖGSV von 2018 hinaus, die eine jährliche Überprüfung fordert (ÖGSV 2018). Durch diese engmaschigere Kontrolle könnte noch besser sichergestellt werden, dass eine adäquate Aufbereitung von Pflegegeschirr, insbesondere auch von Waschschüsseln in Steckbeckenspülen erfolgen kann. Hierdurch würde man auch denjenigen entgegenkommen, die eine Aufbereitung von Waschschüsseln in Steckbeckenspülen ablehnen. Die Surveillance der Geräte und ihrer thermischen Desinfektionsleistung erscheint geeignet, frühzeitig mangelhafte Desinfektionsleistungen sowie Defekte der Steckbeckenspülen festzustellen und damit das Risiko für potenzielle Ausbrüche von nosokomialen Infektionen zu reduzieren.

Über die Zeit kommt es zu einer Temperatureinwirkung, die höher ist als gefordert, was daran zu erkennen ist, dass alle gemessenen A_0 -Werte zum Teil deutlich über dem voreingestellten A_0 -Wert von 600 lagen. Das bedeutet auch, dass mehr Energie zum Einsatz kommt als erforderlich. Im Sinne der Nachhaltigkeit wäre zu diskutieren, ob die Möglichkeit besteht, durch technische Anpassungen die Steckbeckenspülen so einzustellen, dass die geforderten A_0 -Werte exakter erfüllt werden. Dadurch könnte Energie eingespart werden. Hochgerechnet auf ein Krankenhaus und die Anzahl der Steckbeckenspülen ist dies ein Faktor, der

ökonomisch und ökologisch ins Gewicht fällt, was den Einsatz von Ressourcen (Energie / Geld) angeht. Andererseits ergibt sich durch die höheren A_0 -Werte eine zusätzliche Sicherheitsreserve, was die Einwirkung der thermischen Desinfektionsleistung angeht. In der Abwägung zwischen Sicherheit und Ressourceneinsparung sollte speziell im Gesundheitswesen der Sicherheit der Vorzug gegeben werden.

5.2 Grad der mikrobiellen Belastung der Wasserproben

Im Rahmen der durchgeführten Beprobungen des stehenden Wassers in den Abflüssen der Steckbeckenspülen konnten in 38 von 100 Proben Mikroorganismen nachgewiesen werden. Die Keimbelastung zwischen den Abflüssen der einzelnen Steckbeckenspülen im Untersuchungszeitraum war ungleich verteilt. Herausstechend war die Maschine M2, in der 8 von 10 Proben einen positiven Keimnachweis erbrachten, gefolgt von Maschine 7 mit 6 von 10 positiven Proben. Keine Maschine war in den Wasserproben im Untersuchungszeitraum komplett keimfrei. Die häufigsten nachgewiesenen Mikroorganismen waren *P. aeruginosa*, andere *Pseudomonaden* und Nonfermenter wie *Acinetobacter*.

Diese Befunde decken sich mit den Abwasseruntersuchungen aus mehreren Studien, in denen diese Mikroorganismen auch führend waren (Cholley *et al.* 2008, Dancer *et al.* 2014, Vergara-Lopez *et al.* 2013, Strich *et al.* 2017). Insbesondere durch Ihre Fähigkeit zur Biofilmbildung sind diese Keime in der Lage in feuchter Umgebung zu überleben und genießen dadurch einen Selektionsvorteil (Camp *et al.* 2010, Orsinger-Jacobsen *et al.* 2013). In unserer Studie wurde nicht untersucht, ob die nachgewiesenen Mikroorganismen gleichzeitig Träger von Resistenzen oder gar Multiresistenzen sind. Untersuchungen in dieser Richtung erfolgten in der Vergangenheit häufig im Zusammenhang mit Ausbruchsgeschehen in den betroffenen Gesundheitseinrichtungen (Dancer 2014, Kanamori *et al.* 2016). In einer Einrichtung kam es hier durch die Besiedlung des Abwassersystems mit einer *Klebsiella oxytoca* zu einem Ausbruchsgeschehen über einen längeren Zeitraum und konnte erst nach Ausbau / Umbau des Abwassersystems zum Stillstand gebracht werden (Vergara-Lopez *et al.* 2013). Zu hinterfragen wäre, warum die Keimbelastung des wasserführenden Sumpfes so unterschiedlich zwischen den baugleichen Maschinen ist. Eine mögliche Erklärung könnte die Frequenz der Nutzung der jeweiligen Maschinen sein. Bei regelmäßiger Nutzung ist anzunehmen,

dass das Wasser häufiger in Bewegung gebracht und durch den Zufluss von frischem Wasser eine Ansiedlung von Mikroorganismen erschwert wird. Eine andere Erklärung könnte der thermische Einfluss, sowohl durch das erwärmte Wasser des Spülvorgangs selber als auch durch die Wärmeeinwirkung im Rahmen des Desinfektionsprozesses sein. Mit der geringsten Keimbelastung im Hinblick auf die positiven Wasserproben ist Maschine 1 zu nennen, die auf der interdisziplinären Intensivstation verbaut und hoch frequentiert genutzt wird, da mit dieser Steckbeckenspüle das Pflegegeschirr für bis zu 10 Patienten aufbereitet wird, die in der Regel alle bettlägerig sind. Im Gegensatz dazu ist die Maschine 2 nur einem einzelnen Zimmer für Isolationspatienten mit Schleusenfunktion zugeordnet, so dass die Frequenz der Nutzung geringer ist, da nur das Pflegegeschirr für jeweils einen Patienten aufbereitet wird. Ein anderer Erklärungsansatz für die höhere Keimbelastung von Maschine M2 kann auch sein, dass durch die Zuordnung dieser Steckbeckenspüle zu einem Isolationszimmer die Wahrscheinlichkeit höher ist, dass die hier isolierten Patienten häufiger Träger von Keimen aus diesem Spektrum sind und von diesen ausgeschieden werden und über belastetes Pflegegeschirr in eben dieser Steckbeckenspüle entleert werden. Allerdings wurde dieser Aspekt in unserer Studie nicht untersucht und dementsprechend können für diesen Zusammenhang keine kausalen Zusammenhänge, sondern nur Vermutungen angestellt werden.

5.3 Grad der mikrobiellen Belastung des Innenraumes der Steckbeckenspülen

Die Abstrichuntersuchungen der Düsen ergaben in 6 von 100 Probennahmen positive Ergebnisse. Auch hier war der häufigste nachzuweisende Mikroorganismus *P. aeruginosa* gefolgt von *S. maltophilia* und Keimen der Hautflora. Die Quantität war deutlich niedriger als in den Wasserproben. Visuell konnten während der Probennahmen keine offensichtlichen Verstopfungen oder anderweitige Verunreinigungen festgestellt werden. Da über die Düsen sowohl das kalte als auch das warme Wasser, während der Spülvorgänge in die Steckbeckenspüle appliziert wird, könnte es für die Mikroorganismen schwieriger sein, sich an den Düsen festzusetzen oder Biofilme zu bilden, aus denen in Folge eine höhere Keimbelastung erwachsen könnte. Bei unserer Untersuchung fiel keine spezielle Steckbeckenspüle durch eine besonders hohe Verunreinigung auf.

In 12 von 100 Abstrichen der Dichtungen konnten Mikroorganismen festgestellt werden. Am häufigsten konnte hier *S. maltophilia* nachgewiesen werden. Der Nachweis dieses Keimes stammte allerdings von nur einer Maschine. Bei dieser handelte es sich um Maschine 2 aus einem Isolationszimmer. Die anderen nachgewiesenen Keime auf den Dichtungen waren in 3 Fällen *P. aeruginosa* und in 2 Fällen Keime der Hautflora. Die Dichtungen sollten im Rahmen des Aufbereitungsprozesses weder während der Platzierung der Medizinprodukte im Gerätehalter mit Material aus den Pflegegeschirren in Kontakt kommen noch während des Reinigungs- und Desinfektionsvorganges kontaminiert werden. Dementsprechend ist zu vermuten, dass die mikrobielle Belastung entweder durch eine Übertragung durch die Hände des bedienenden Personals zu Stande gekommen ist oder die Keime aus anderen Bereichen der Steckbeckenspüle auf die Dichtung gelangten.

Bei den Abstrichen der Abflüsse oberhalb und unterhalb der Wasseroberfläche konnten in 26 der 100 untersuchten Proben Mikroorganismen nachgewiesen werden. Am häufigsten waren auch hier *P. aeruginosa*, gefolgt von *S. maltophilia* sowie in Einzelfällen Nonfermenter, Keime der Hautflora, Enterokokken und *Enterobacterales*, nämlich *K. pneumoniae*, nachzuweisen. Deckungsgleich mit den Ergebnissen der Wasserproben war insbesondere die Maschine 2 auffällig mit Nachweis von *P. aeruginosa* in 9 von 10 Proben und Nachweis von Nonfermentern in 6 von 10 Proben. Wie bereits zuvor ausgeführt sind diese Mikroorganismen die typischen Vertreter an feuchten Umgebungsstellen. Auch hier ist zu postulieren, dass durch eine Biofilmbildung ein Überleben der Mikroorganismen über einen langen Zeitraum möglich war. Dies deckt sich mit den Studienergebnissen anderer Arbeitsgruppen (Cholley *et al.* 2008, Vergara-Lopez *et al.* 2013, Dancer *et al.* 2014, Hocquet *et al.* 2016, Kanamori *et al.* 2016, Strich *et al.* 2017).

5.4 Grad der mikrobiellen Belastung der Waschschüsseln

Die mikrobielle Restbelastung von Medizinprodukten nach Aufbereitung in RDG's wurde unserer Kenntnis nach nur in zwei Studien im laufenden Krankenhausbetrieb untersucht. In der Studie von Nyström aus dem Jahr 1983 konnten *S. aureus* und in Einzelfällen gramnegative Keime auf den aufbereiteten Medizinprodukten gefunden werden (Nyström 1983). In der anderen Studie aus Straßburg wurden Steckbecken nach Aufbereitung auf ihre Keimbelastung untersucht. Bei den

positiven Proben handelte es sich hier zu 1/3 um Umweltkeime und zu 2/3 um Keime der Hautflora (Bros *et al.* 2018).

In unserer Studie konnten in 9 von 100 Schwammabstrichproben aus den aufbereiteten Waschschüsseln Mikroorganismen angezüchtet werden. Die am häufigsten nachgewiesenen Keime in 7 der 9 positiven Schwammproben waren auch hier Keime der Hautflora oder Umweltkeime sowie Nonfermenter. Diese Ergebnisse decken sich somit mit den Ergebnissen aus Straßburg. Auffallend ist das 5 der positiven Proben vom gleichen Untersuchungstag an den Maschinen M6-M10 stammen. Aus unserer Sicht ist die Wahrscheinlichkeit sehr hoch, dass es sich hierbei um eine Kontamination im Rahmen der Probennahme beim Auswischen der Waschschüsseln nach dem Aufbereitungsprozess handelt. Dafür spricht, dass die nachgewiesenen Bakterien weder zuvor noch danach in den geräteinnenseitigen Abstrichen nachgewiesen werden konnten. Eine Rekontamination durch das Gerät erscheint dementsprechend sehr unwahrscheinlich. Eine solche Häufung von positiven Befunden ließ sich an keinem weiteren Untersuchungstag nachweisen.

Das Verfahren der Probennahme mittels Schwammes ist ein hochsensitives Verfahren, da zum einen eine große Oberfläche abgestrichen werden kann, nämlich die komplette Innenseite der Waschschüsseln, und durch die Beschaffenheit des Schwammes viele Organismen aufgenommen werden können (Galvin *et al.* 2012, Rawlinson *et al.* 2019). Für zukünftige Untersuchungen sollte überlegt werden, ob im Rahmen der abschließenden Probennahme mit den Schwämmen ein noch höherer Hygienestandard gefordert werden sollte. Hier wäre es möglich, zusätzlich zur vorherigen Händedesinfektion und des Anlegens von sterilen Handschuhen, wie in dieser Studie praktiziert, die persönliche Schutzausrüstung noch, um einen sterilen Kittel zu ergänzen.

In einer Schwammprobe wurde einmalig ein *Acinetobacter pittii* gefunden werden. *A. pittii* stammt aus der für nosokomiale Infektionen wichtigen *A. baumannii* Gruppe und gehört damit zu einem Vertreter aus der sogenannten ESKAPE-Gruppe mit hoher klinischer Relevanz. Dementsprechend muss dieser Nachweis mit erhöhter Aufmerksamkeit beachtet und diskutiert werden. Keime aus dieser Gruppe sind mehrfach in der Literatur als relevante Krankenhauskeime mit einer hohen Umweltresistenz beschrieben und für mehrere Ausbrüche von nosokomialen Infektionen verantwortlich gemacht worden (Villegas *et al.* 2003, Camp *et al.* 2010). Unserer Kenntnis nach gibt es für Keime aus der *A. baumannii*-Gruppe nur einen

Fallbericht in der Literatur, in dem aufbereitete Medizinprodukte aus Steckbeckenspülen möglicherweise verantwortlich für die Transmission dieser Keime waren, wobei in diesem Fall die Steckbeckenspüle defekt war (Lowes *et al.* 1980). Bei unserer positiven Probe handelt es sich auch um einen Einzelnachweis im Rahmen des Schwammabstrichs. Geräteinnenseitig konnte *A. pittii* weder an den Sprühdüsen noch auf den Dichtungen oder dem Sumpf nachgewiesen werden. Dementsprechend ist hier zu diskutieren, ob eine Rekontamination im Rahmen der Aufbereitung oder eine sekundäre Kontamination während der Probennahme vorliegt. Bei fehlendem Nachweis aus dem Geräteinnenraum bleibt schlussendlich fraglich, woher das Bakterium stammt. Die *A. baumannii*-Gruppe gehört jedoch zur normalen Hautflora des Menschen, so dass eine Kontamination während der Probennahme theoretisch möglich war. Eine Rekontamination durch die Aufbereitung erscheint aus unserer Sicht deshalb auch hier eher unwahrscheinlich, ist aber nicht vollständig auszuschließen. Aufgrund der Relevanz und der hohen Umweltresistenz ist hier mehr Vorsicht bei der Bewertung zu fordern.

Als Keim der Darmflora konnte in einem Schwammabstrich ein *Enterococcus* festgestellt werden. Dieses Bakterium als Vertreter der ESKAPE-Gruppe gehört zu den relevantesten Mikroorganismen, die eine nosokomiale Infektion auslösen können. Enterokokken haben eine hohe Hitzetoleranz und wurden in mehreren Untersuchungen als Testkeime für Steckbeckenspülen benutzt (Renner *et al.* 1999, Bradley *et al.* 1996). Aufgrund dessen hatten bereits die Kollegen der ÖGSV in Ihrer Stellungnahme von 2010 für die Aufbereitung von Medizinprodukten höhere A₀-Werte als in der EN ISO 15883 gefordert, um unter anderem der höheren Hitzetoleranz von Enterokokken Rechnung zu tragen. Bei diesem Nachweis im Schwammabstrich könnte es sich am ehesten um eine mögliche sekundäre Kontamination im Rahmen der Probennahme beim Auswischen der Waschschüsseln handeln. Da es sich im Versuchsaufbau um zuvor autoklavierte Waschschüsseln handelte und Enterokokken geräteinnenseitig weder in der vorherigen Probennahme des Geräteinnenraums von den Sprühdüsen und den Dichtungen gefunden wurden, erscheint es allerdings nicht plausibel, dass es zu einer Rekontamination im Rahmen der Aufbereitung in der Steckbeckenspüle gekommen ist.

Für die Transmission von VRE aus der unbelebten Krankenhausumgebung liegen mehrere Studien vor (Bonten *et al.* 1996, Ray *et al.* 2002, Martinez *et al.* 2003,

Bhalla *et al.* 2004, Hayden *et al.* 2008, Drees *et al.* 2008). Laut unserer Kenntnis wurde nur in einer Studie ein möglicher Zusammenhang zwischen einem VRE-Ausbruch und einer defekten Steckbeckenspüle thematisiert (Chadwick *et al.* 1994). In keiner der untersuchten Schwammproben konnten wir *P. aeruginosa* oder andere Pseudomonaden auf den Waschschüsseln nach der Aufbereitung nachweisen, obwohl diese zuvor mehrfach in den Wasserproben aus den Abflüssen der RDG gefunden wurden. Auch Keime aus der Gruppe der *Enterobacterales* ließen sich zu keinem Zeitpunkt auf den Waschschüsseln nachweisen.

Eine Rekontamination aus dem Abflussbereich der Steckbeckenspüle kann somit als ausgeschlossen gelten. Aufgrund des „Frischwasser-Prinzips“ der Steckbeckenspülgeräte wäre eine Rekontamination aus diesem Bereich der Geräte auch verwunderlich.

Zusammenfassend wurden in 2 von 100 untersuchten Waschschüsseln relevante Keime aus der Darmflora oder klinisch relevante Nonfermenter gefunden. Allerdings stammen diese positiven Proben aus Maschinen, in denen geräteinnenseitig diese Keime zu keinem Zeitpunkt nachgewiesen wurden, so dass es keinen Beweis für eine tatsächliche Rekontamination durch den Aufbereitungsprozess gibt.

Die Aufbereitung von Waschschüsseln in Steckbeckenspülen wurde in der Vergangenheit unserer Kenntnis nach nur einmalig untersucht. In dieser Untersuchung konnte nach Aufbereitung bei $>85\text{ °C}$ bei nur 1 von 117 Waschschüsseln ein Keim aus der Gattung der *Enterobacterales* gefunden werden (Nyström 1983). Die in manchen Häusern gelebte Praxis Medizinprodukte wie Waschschüsseln in Steckbeckenspülen aufzubereiten, wird in der Fachwelt kontrovers diskutiert. Die Vorstellung das RDG-S, umgangssprachlich als Fäkalspüler bezeichnet, sowohl für die Aufbereitung von mit Urin und Stuhl kontaminierten Pflegegeschirren als auch Waschschüsseln zum Einsatz kommen, sorgt für Unbehagen und der Sorge einer möglichen Übertragung von relevanten Keimen (DGSV 2018). Ob diese theoretischen Befürchtungen einer möglichen Rekontamination tatsächlich in die Krankenhauspraxis übertragen werden können, ist allerdings aufgrund der verfügbaren Literatur unklar. Wir haben bis dato keine Kenntnis von einer Studie, die diesen Zusammenhang explizit untersucht oder gar festgestellt hat. Aus theoretischen Überlegungen ist davon auszugehen, dass es bei einer Aufbereitung von Medizinprodukten in Steckbeckenspülen mit einer

thermischen Desinfektion und einem A_0 -Wert von 600 zu einer ausreichenden Desinfektion mit einer Reduktion der Keimbelastung um 10^5 Logstufen kommt. Wenn dies für Steckbecken gilt, so erscheint es uns plausibel, dies auch auf Waschschüsseln zu übertragen.

Aufgrund der Ablehnung einer Aufbereitung von Waschschüsseln in Steckbeckenspülgeräten erfolgte eine Stellungnahme des Fachausschusses Prüfwesen der ÖGSV und bewertete den Sachverhalt anders. Eine Übertragung, insbesondere von multiresistenten Erregern (MRSA/ 3-/4-MRGN), sei unwahrscheinlich, da diese bei Erfüllung des geforderten A_0 -Wertes von 180 zuverlässig abgetötet würden. Voraussetzung sei allerdings eine normkonforme Funktionalität der thermischen Desinfektion mit entsprechender, jährlicher Überprüfung der Anlagen (ÖGSV 2018).

Aus unserer Sicht sollten alle Anforderungen für Steckbecken und Waschschüsseln gleichermaßen gelten, insbesondere der Maßstab bzgl. der Einteilung als unkritisches oder semikritisches Medizinprodukt, auch wenn Waschschüsseln nicht in direkten Patientenhautkontakt gelangen.

In mehreren Studien wurde die Aufbereitung von benutzten Steckbecken untersucht. Der Grad der Verschmutzung konnte, insbesondere nach Antrocknung von Fremdmaterial, als ein Faktor für eine suboptimale oder sogar ungenügende Reinigung identifiziert werden (Dempsey *et al.* 2000, Bryce *et al.* 2011, Mineli *et al.* 2021). Die Verschmutzung diene für die Mikroorganismen als Schutzfaktor vor der Einwirkung der thermischen Desinfektion. Hier fiel die Wahl auf sterilisierte Waschschüsseln, um eine mögliche mikrobielle Vorbelastung und mangelnde Reinigung als Bias-Faktor auszuschließen. Weiterhin ist davon auszugehen, dass der Grad der Verschmutzung der Waschschüsseln nach Nutzung am Patienten deutlich geringer ist als derjenige von benutzten Steckbecken, die durch Fäkalien verschmutzt werden.

5.5 Fazit

Unsere Daten sind vergleichbar mit den Ergebnissen anderer Studien, die die Aufbereitung von Steckbecken in Steckbeckenspülen untersucht haben (Bros *et al.* 2018, Mineli *et al.* 2021). Auch wenn die Wahrscheinlichkeit für die Transmission von nosokomialen Erregern durch die Aufbereitung in Steckbeckenspülen möglich erscheint, so ist diese nach unseren Ergebnissen sehr unwahrscheinlich. Für die

klinische Praxis bedeuten die vorliegenden Daten unserer Studie, dass die Aufbereitung von Waschschüsseln in Steckbeckenspülen nach unserer Auffassung als sichere Aufbereitungsmethode angesehen werden kann. Allerdings bleibt weiterhin eine gewisse Unsicherheit bestehen, was den Grad der Rekontamination durch mikrobielle Belastungen angeht. In unserer Untersuchung erfolgte in 9 von 100 Proben ein Keimnachweis nach Aufbereitung in den Waschschüsseln. In keinem einzigen Fall konnte der nachgewiesene Keim zuvor im Innenraum der Steckbeckenspülen identifiziert werden, so dass eine innenseitige Kontamination als Grund der Rekontamination als unwahrscheinlich anzusehen ist. Wir müssen postulieren, dass unsere erhobenen Daten nicht abschließend geeignet sind, die Frage zu beantworten, ob die Aufbereitung von Waschschüsseln in Steckbeckenspülgeräten als sicher zu betrachten ist. Unsere Arbeit liefert jedoch erste Hinweise diesbezüglich. Nach unserer Bewertung der vorliegenden Daten und in Übereinstimmung mit den Ergebnissen anderer Autoren, wie z.B. Hatt *et al.*, erscheinen Steckbeckenspülgeräte geeignet, die Aufbereitung von Medizinprodukten effektiv zu gewährleisten. Dementsprechend erscheint nach den erhobenen Daten eine kategorische Ablehnung der Praxis der Aufbereitung von Waschschüsseln in Steckbeckenspülen nicht gerechtfertigt, solange eine Aufbereitung gemäß den Empfehlungen der KRINKO/BfArm sichergestellt ist. Diese Einschätzung deckt sich mit den Empfehlungen der ÖGSV von 2018. Voraussetzung hierfür ist eine Aufbereitung von Medizinprodukten mit einem A₀-Wert von 600 und eine normkonforme Funktionstüchtigkeit, die regelmäßig überprüft wird.

In unserer Untersuchung wurde nur ein Gerätetyp der Firma Meiko untersucht. Ob unsere Ergebnisse auch auf Steckbeckenspülen anderer Gerätehersteller übertragbar sind, muss in weiteren Studien untersucht werden.

Zur abschließenden Beantwortung dieser Frage sollte die Untersuchung auch mit einer größeren Fallzahl und in anderen Krankenhäusern, z.B. einer Universitätsklinik, durchgeführt werden. Weiterhin wäre es interessant, ob sich der Grad der mikrobiellen Belastung bei Maschinen anderer Hersteller anders darstellt.

6. Zusammenfassung

Die Aufbereitung von Waschschüsseln in Reinigungs- und Desinfektionsgeräten für Steckbecken (RDG-S) wird kontrovers diskutiert. Während die Deutsche Gesellschaft für Sterilgutversorgung in Empfehlungen dies strikt ausschließt, lässt die österreichische Fachgesellschaft die Aufbereitung explizit zu. Die Deutsche Gesellschaft für Krankenhaushygiene empfiehlt die Einhaltung von Bedingungen für die Aufbereitung. In dieser Studie soll die Rate der Rekontamination von in RDG-S aufbereiteten Waschschüsseln bestimmt werden. Hierfür wurden insgesamt 10 RDG-S eines Herstellers eingeschlossen. Vor Aufbereitung der Waschschüssel wurde der Grad der Kontamination des jeweiligen Gerätes durch Abstriche aller Sprühdüsen, der Türdichtung und des Randes des Pumpensumpfs sowie Untersuchung von 40 ml Wasser aus dem Pumpensumpf bestimmt. Während des Aufbereitungsprozesses wurde der A_0 -Wert des Prozesses mittels Thermologger bestimmt. Nach der Aufbereitung steriler Waschschüsseln wurde die Innenseite der Schüssel mit einem sterilen angefeuchteten Kratzschwamm ausgewischt und mit anschließender Anreicherungskultur mit Subkultur auf Selektivmedien untersucht. Die nachgewiesenen Keime wurde in die Kategorien *P. aeruginosa*, Acinetobacter/Nonfermenter, KNS/Hautflora, Enterokokken, Enterobacterales und Umweltkeime eingeteilt. In jedem Gerät wurden 10 unabhängige Aufbereitungsprozesse untersucht. Bei den Aufbereitungsprozessen wurde in allen Geräten ein A_0 -Wert von 600 überschritten. Abstriche der Sprühdüsen und Türdichtungen zeigten in keinem Fall den Nachweis von Darmflora und nur selten andere Erregernachweise. Im Abstrich des Pumpensumpfs wurde in 3 von 100 Untersuchungen Darmflora nachgewiesen. Von 100 in einem RDG-S aufbereiteten Waschschüsseln zeigten zwei eine mögliche Rekontamination (2%). Der einzige Nachweis der Kategorie Darmflora (Enterokokken) erfolgte nach Aufbereitung in einem „unauffälligen“ Gerät, genauso wie der einzige Nachweis der Kategorie Acinetobacter aus einem „unauffälligen“ Gerät kommt. Trotz häufigem Nachweis von *P. aeruginosa* im Wasser wurde auf keiner Waschschüssel *P. aeruginosa* nachgewiesen. Wir sehen keinen Hinweis auf eine relevante Rekontamination von Waschschüsseln durch Aufbereitung in einem RDG-S, wenn ein A_0 von 600 zuverlässig erreicht wird.

The reprocessing of wash bowls in washer-disinfectors for bedpans (WD-S) is the subject of controversial debate. While the German Society for Sterile Supply strictly excludes this in its recommendations, the Austrian specialist society explicitly permits reprocessing. The German Society for Hospital Hygiene recommends compliance with conditions for reprocessing. The aim of this study is to determine the rate of recontamination of wash bowls reprocessed in washer-disinfectors. A total of 10 washer-disinfectors from one manufacturer were included in the study. Before reprocessing the wash bowl, the degree of contamination of the respective device was determined by swabbing all spray nozzles, the door seal and the edge of the pump sump and examining 40 ml of water from the pump sump. During the reprocessing process, the A_0 value of the process was determined using a thermologger. After reprocessing sterile wash bowls, the inside of the bowl was wiped with a sterile moistened scratch sponge and examined for selective media with subsequent enrichment culture with subculture. The germs detected were categorized as *P. aeruginosa*, *Acinetobacter*/nonfermenter, KNS/skin flora, enterococci, enterobacterales and environmental germs. In each device, 10 independent treatment processes were examined. An A_0 value of 600 was exceeded in all treatment processes in all devices. Swabs of the spray nozzles and door seals showed no evidence of intestinal flora and only rarely of other pathogens. In the swab of the pump sump, intestinal flora was detected in 3 out of 100 examinations. Of 100 wash bowls reprocessed in a washer-disinfector, two showed possible recontamination (2%). The only detection of the intestinal flora category (enterococci) occurred after reprocessing in an "inconspicuous" device, just as the only detection of the *Acinetobacter* category came from an "inconspicuous" device. Despite frequent detection of *P. aeruginosa* in the water, *P. aeruginosa* was not detected on any wash bowl. We see no indication of relevant recontamination of wash bowls by reprocessing in a washer-disinfector if an A_0 of 600 is reliably achieved.

6. Literaturverzeichnis

1. Adams CE, Smith J, Watson V, Robertson C, Dancer SJ (2017) *Examining the association between surface bioburden and frequently touched sites in intensive care*. J Hosp Infect. 95(1):76–80.
2. Alfa MJ, Olson N, Buelow-Smith L, Murray BL (2013) *Alkaline detergent combined with a routine ward bedpan washer disinfectant cycle eradicates Clostridium difficile spores from the surface of plastic bedpans*. Am J Infect Control. 41(4):381–3.
3. Anderson DJ, Chen LF, Weber DJ, Moehring RW, Lewis SS, Triplett PF (2017) *Enhanced terminal room disinfection and acquisition and infection caused by multidrug-resistant organisms and Clostridium difficile (the Benefits of Enhanced Terminal Room Disinfection study): a cluster-randomised, multicentre, crossover study*. Lancet. 25. ;389(10071):805–14.
4. Apple M (2016) *Toward a Safer and Cleaner Way: Dealing With Human Waste in Healthcare*. HERD. 9(4):26–34.
5. Assadian O, Harbarth S, Vos M, Knobloch JK, Asensio A, Widmer AF (2021) *Practical recommendations for routine cleaning and disinfection procedures in healthcare institutions: a narrative review*. J Hosp Infect. 113:104–14.
6. Ayliffe GA, Collins BJ, Deverill CE (1974) *Tests of disinfection by heat in a bedpan washing machine*. J Clin Pathol. 27(9):760–3.
7. Bearman GML, Munro C, Sessler CN, Wenzel RP (2006) *Infection control and the prevention of nosocomial infections in the intensive care unit*. Semin Respir Crit Care Med. 27(3):310–24.
8. Bhalla A, Pultz NJ, Gries DM, Ray AJ, Eckstein EC, Aron DC (2004) *Acquisition of nosocomial pathogens on hands after contact with*

- environmental surfaces near hospitalized patients*. Infect Control Hosp Epidemiol. 25(2):164–7.
9. Block C, Baron O, Bogokowski B, Amit P, Rubenstein E (1990) *An in-use evaluation of decontamination of polypropylene versus steel bedpans*. Journal of Hospital Infection. 16(4):331–8.
 10. Blot S, Ruppé E, Harbarth S, Asehnoune K, Poulakou G, Luyt CE (2022) *Healthcare-associated infections in adult intensive care unit patients: Changes in epidemiology, diagnosis, prevention and contributions of new technologies*. Intensive Crit Care Nurs. 70:103227.
 11. Bonten MJ, Hayden MK, Nathan C, van Voorhis J, Matushek M, Slaughter S (1996) *Epidemiology of colonisation of patients and environment with vancomycin-resistant enterococci*. Lancet. 348(9042):1615–9.
 12. Botzenhart K. (1977) *Hygienic risks associated with sanitary installations and medical equipment in hospitals*. Immun Infekt. 5(2):77–83.
 13. Botzenhart K. (1978) *Hygienic significance of constructional and instrumental arrangements within the hospital*. Hefte Unfallheilkd. (132):110–21.
 14. Boyce JM, Havill NL, Otter JA, Adams NMT (2007) *Widespread environmental contamination associated with patients with diarrhea and methicillin-resistant Staphylococcus aureus colonization of the gastrointestinal tract*. Infect Control Hosp Epidemiol. 28(10):1142–7.
 15. Boyce, JM.; Pittet, D. (2002) *Guideline for hand hygiene in health-care settings: recommendations of the Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee and the HICPAC/SHEA/APIC/IDSA*

Hand Hygiene Task Force. Infection Control & Hospital Epidemiology, 23. Jg., Nr. S12, S. S3-S40.

16. Bradley CR, Fraise AP (1996) *Heat and chemical resistance of enterococci*. *J Hosp Infect.* 34(3):191–6.
17. Bros, A., Deboscker, S., Mielcarek, M., Foeglé, J., Hernandez, C., Ménard, C., Belotti, L., & Lavigne, T (2018). *Bacteriological quality evaluation of bedpans in a university hospital*. *International Journal of Infection Control*, 14(1) 1-6
18. Bryce E, Lamsdale A, Forrester L, Dempster L, Scharf S, McAuley M (2011) *Bedpan washer disinfectors: an in-use evaluation of cleaning and disinfection*. *Am J Infect Control.* 39(7):566–70.
19. Camp C, Tatum OL (2010) *A Review of Acinetobacter baumannii as a Highly Successful Pathogen in Times of War*. *Lab Med.* 41(11):649–57.
20. Carling PC, Parry MF, Von Behren SM (2008) *Healthcare Environmental Hygiene Study Group. Identifying opportunities to enhance environmental cleaning in 23 acute care hospitals*. *Infect Control Hosp Epidemiol.* 29(1):1–7.
21. Chadwick PR, Oppenheim BA (1994) *Vancomycin-resistant enterococci and bedpan washer machines*. *Lancet.* 344(8923):685.
22. Cholley P, Thouverez M, Floret N, Bertrand X, Talon D (2008) *The role of water fittings in intensive care rooms as reservoirs for the colonization of patients with Pseudomonas aeruginosa*. *Intensive Care Med.* 34(8):1428–33.
23. Collins DA, Carson KC, Riley TV (2019) *Microbiological evaluation of the ability of the DEKO-190 Washer/Disinfector to remove Clostridium*

- difficile* spores from bedpan surfaces. *Infect Dis Health*. 24(4):208–11.
24. Corbella X, Pujol M, Argerich MJ, Ayats J, Sendra M, Peña C (1999) *Environmental sampling of Acinetobacter baumannii: moistened swabs versus moistened sterile gauze pads*. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 20(7):458–60.
 25. Cozad A, Jones RD (2003) *Disinfection and the prevention of infectious disease*. *Am J Infect Control*. 31(4):243–54.
 26. Dancer SJ (2004) *How do we assess hospital cleaning? A proposal for microbiological standards for surface hygiene in hospitals*. *J Hosp Infect*. 56(1):10–5.
 27. Dancer SJ, Kramer A (2019) *Four steps to clean hospitals: LOOK, PLAN, CLEAN and DRY*. *J Hosp Infect*. 103(1):e1–8.
 28. Dancer SJ (2014) *Controlling hospital-acquired infection: focus on the role of the environment and new technologies for decontamination*. *Clin Microbiol Rev*. 27(4):665–90.
 29. Darmady EM, Hughes KE, Jones JD, Prince D, Verdon P (1961) *Disinfection of bedpans*. *J Clin Pathol*. 14:66–8.
 30. Datta R, Platt R, Yokoe DS, Huang SS (2011) *Environmental cleaning intervention and risk of acquiring multidrug-resistant organisms from prior room occupants*. *Arch Intern Med*. 171(6):491–4.
 31. Dempsey KM, Chiew RF, McKenzie JA, Mitchell DH (2000) *Evaluation of the cleaning and disinfection efficacy of the DEKO-190; award-based automated washer/disinfector*. *J Hosp Infect*. 46(1):50–4.

32. Derde LPG, Cooper BS, Goossens H, Malhotra-Kumar S, Willems RJL, Gniadkowski M (2014) *Interventions to reduce colonisation and transmission of antimicrobial-resistant bacteria in intensive care units: an interrupted time series study and cluster randomised trial*. Lancet Infect Dis. 14(1):31–9.
33. Dettenkofer M, Wenzler S, Amthor S, Antes G, Motschall E, Daschner FD (2004) *Does disinfection of environmental surfaces influence nosocomial infection rates? A systematic review*. Am J Infect Control. 32(2):84–9.
34. DGKH (2008) *Leitlinie von DGKH, DGSV und AKI für die Validierung und Routineüberwachung maschineller Reinigungs- und thermischer Desinfektionsprozesse für Medizinprodukte und zu Grundsätzen der Geräteauswahl*. 2008. Zentr Steril 16: 5-55
35. DGSV (2018) *Empfehlung des Fachausschusses Qualität (106) der DGSV: Keine Aufbereitung von Nierenschalen und Waschschüsseln in Steckbeckenspülern*. Zentr. Steri 26: 108-111
36. Diab-Elschahawi M, Fürnkranz U, Blacky A, Bachhofner N, Koller W (2010) *Re-evaluation of current A_0 value recommendations for thermal disinfection of reusable human waste containers based on new experimental data*. J Hosp Infect. 75(1):62–5.
37. Drees M, Snyderman DR, Schmid CH, Barefoot L, Hansjosten K, Vue PM (2008) *Prior Environmental Contamination Increases the Risk of Acquisition of Vancomycin-Resistant Enterococci*. Clinical Infectious Diseases. 46(5):678–85.
38. Ford CD, Lopansri BK, Gazdik MA, Webb B, Snow GL, Hoda D (2016) *Room contamination, patient colonization pressure, and the risk of vancomycin-resistant Enterococcus colonization on a unit dedicated to the treatment of hematologic malignancies and hematopoietic stem cell transplantation*. Am J Infect Control. 44(10):1110–5.

39. Fournier S, Brun-Buisson C, Jarlier V (2012) *Twenty years of antimicrobial resistance control programme in a regional multi hospital institution, with focus on emerging bacteria (VRE and CPE)*. *Antimicrob Resist Infect Control*. 1(1):9.
40. Fryklund B, Marland M (1994) *Cleaning and disinfection of reusable items in Swedish hospitals*. *Today's OR Nurse*. 16(5):20–4.
41. Galvin S, Dolan A, Cahill O, Daniels S, Humphreys H (2012) *Microbial monitoring of the hospital environment: why and how?* *J Hosp Infect*. 82(3):143–51.
42. Gastmeier P, Geffers C, Brandt C, Zuschneid I, Sohr D, Schwab F (2006) *Effectiveness of a nationwide nosocomial infection surveillance system for reducing nosocomial infections*. *J Hosp Infect*. 64(1):16–22.
43. Gastmeier P (2004) *Nosocomial infection surveillance and control policies*. *Curr Opin Infect Dis*. 17(4):295–301.
44. Getchell-White SI, Donowitz LG, Gröschel DH (1989) *The inanimate environment of an intensive care unit as a potential source of nosocomial bacteria: evidence for long survival of Acinetobacter calcoaceticus*. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 10(9):402–7.
45. Gibson GL (1973) *Bacteriological hazards of disposable bedpan systems*. *J Clin Pathol*. 26(2):146–53.
46. Gibson GL (1973) *A disposable bedpan system using an improved disposal unit and self-supporting bedpans*. *J Clin Pathol*. 26(12):925–8.

47. Gibson GL (1976) *The bedpan and cross-infection*. Nurs Times. 72(31):1198–2200.
48. Goodman ER, Piatt R, Bass R, Onderdonk AB, Yokoe DS, Huang SS (2008) *Impact of an Environmental Cleaning Intervention on the Presence of Methicillin-Resistant Staphylococcus aureus and Vancomycin-Resistant Enterococci on Surfaces in Intensive Care Unit Rooms*. Infect Control Hosp Epidemiol. 29(7):593–9.
49. Hardy KJ, Oppenheim BA, Gossain S, Gao F, Hawkey PM (2006) *A study of the relationship between environmental contamination with methicillin-resistant Staphylococcus aureus (MRSA) and patients' acquisition of MRSA*. Infect Control Hosp Epidemiol. 27(2):127–32.
50. Hatt S, Schindler B, Bach D, Greene C (2020) *Washer disinfectant and alkaline detergent efficacy against C. difficile on plastic bedpans*. Am J Infect Control. 48(7):761–4.
51. Hawkins CM (1979) *A survey of systems in use for disposal/disinfection of bedpans and associated equipment*. Nurs Times. 75(36):suppl 13-15.
52. Hayden MK, Blom DW, Lyle EA, Moore CG, Weinstein RA (2008) *Risk of hand or glove contamination after contact with patients colonized with vancomycin-resistant enterococcus or the colonized patients' environment*. Infect Control Hosp Epidemiol. 29(2):149–54.
53. Hirai Y (1991) *Survival of bacteria under dry conditions; from a viewpoint of nosocomial infection*. Journal of Hospital Infection. (19):191–200.
54. Hocquet D, Muller A, Bertrand X (2016) *What happens in hospitals does not stay in hospitals: antibiotic-resistant bacteria in hospital wastewater systems*. Journal of Hospital Infection. 93(4):395–402.

55. Hodges LR, Rose LJ, Peterson A, Noble-Wang J, Arduino MJ (2006) *Evaluation of a Macrofoam Swab Protocol for the Recovery of Bacillus anthracis Spores from a Steel Surface*. Appl Environ Microbiol. 72(6):4429–30.
56. Hota B, Blom DW, Lyle EA, Weinstein RA, Hayden MK (2009) *Interventional evaluation of environmental contamination by vancomycin-resistant enterococci: failure of personnel, product, or procedure?* J Hosp Infect. 71(2):123–31.
57. Hota B (2004) *Contamination, disinfection, and cross-colonization: are hospital surfaces reservoirs for nosocomial infection?* Clin Infect Dis. 15. 39(8):1182–9.
58. Huang SS, Datta R, Platt R (2006) *Risk of acquiring antibiotic-resistant bacteria from prior room occupants*. Arch Intern Med. 9. 166(18):1945–51.
59. Kanamori H, Weber DJ, Rutala WA (2016) *Healthcare Outbreaks Associated With a Water Reservoir and Infection Prevention Strategies*. Clin Infect Dis. 62(11):1423–35.
60. Katzenberger RH, Rösel A, Vonberg RP (2021) *Bacterial survival on inanimate surfaces: a field study*. BMC Res Notes. 14(1):97.
61. Kramer A, Schwebke I, Kampf G (2006) *How long do nosocomial pathogens persist on inanimate surfaces? A systematic review*. BMC Infect Dis. 6:130.
62. Kremer TA, McDonnell G, Mitzel E, Jain N, Hubert H, Roth K (2021) *Thermal Disinfection Validation: The Relationship Between A_0 and Microbial Reduction*. Biomed Instrum Technol. 55(3):85–90.

63. KRINKO (2012) *Empfehlung der Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention (KRINKO) beim Robert Koch-Institut (RKI) und des Bundesinstitutes für Arzneimittel und Medizinprodukte (BfArM). Anforderungen an die Hygiene bei der Aufbereitung von Medizinprodukte.* Bundesgesundheitsbl. 55:1244–1310
64. Lankford MG, Collins S, Youngberg L, Rooney DM, Warren JR, Noskin GA (2006) *Assessment of materials commonly utilized in health care: implications for bacterial survival and transmission.* Am J Infect Control. 34(5):258–63.
65. Ledwoch K, Dancer SJ, Otter JA, Kerr K, Roposte D, Rushton L (2018) *Beware biofilm! Dry biofilms containing bacterial pathogens on multiple healthcare surfaces; a multi-centre study.* J Hosp Infect. 100(3):e47–56.
66. Lemmen SW, Häfner H, Zolldann D, Stanzel S, Lütticken R (2004) *Distribution of multi-resistant Gram-negative versus Gram-positive bacteria in the hospital inanimate environment.* Journal of Hospital Infection. 56(3):191–7.
67. Lepointeur M, Nérôme S, Bendjelloul G, Monteil C, Cottard-Boulle B, Nion-Huang M (2015) *Evaluation of excreta management in a large French multi-hospital institution.* J Hosp Infect. 91(4):346–50.
68. Li Y, Gong Z, Lu Y, Hu G, Cai R, Chen Z (2017) *Impact of nosocomial infections surveillance on nosocomial infection rates: A systematic review.* Int J Surg. 42:164–9.
69. Lobè, C, Boothroyd, L. J., & Lance, J. M. (2011). *Bedpan processing methods: making an informed choice.* Canadian Journal of Infection Control, 26(3).

70. Lowes, J. A., Smith, J., Tabaqchali, S., & Shaw, E. J (1980) *Outbreak of infection in a urological ward*. British Medical Journal, 280, 722-722.
71. MacDonald K, Bishop J, Dobbyn B, Kibsey P, Alfa MJ (2016) *Reproducible elimination of Clostridium difficile spores using a clinical area washer disinfectant in 3 different health care sites*. Am J Infect Control. 44(7):e107-111.
72. Maki DG, Alvarado CJ, Hassemer CA, Zilz MA (1982) *Relation of the Inanimate Hospital Environment to Endemic Nosocomial Infection*. N Engl J Med. 307(25):1562–6.
73. Martínez JA, Ruthazer R, Hansjosten K, Barefoot L, Snyderman DR (2003) *Role of environmental contamination as a risk factor for acquisition of vancomycin-resistant enterococci in patients treated in a medical intensive care unit*. Arch Intern Med. 163(16):1905–12.
74. Mattner F, Winterfeld I, Knobloch J, Solbach W (2008) *Erfolgreiches Bündel von Präventionsmaßnahmen bei hoher CDAD-Inzidenz in einem Universitätsklinikum*. Hyg Med. 346–52.
75. McBryde ES, Bradley LC, Whitby M, McElwain DLS (2004) *An investigation of contact transmission of methicillin-resistant Staphylococcus aureus*. J Hosp Infect. 58(2):104–8.
76. McCormick PJ, Schoene MJ, Dehmler MA, McDonnell G (2016) *Moist Heat Disinfection and Revisiting the A₀ Concept*. Biomedical Instrumentation & Technology. 50(s3):19–26.
77. McDonnell G, Burke P (2011) *Disinfection: is it time to reconsider Spaulding?* J Hosp Infect. 78(3):163–70.
78. MEIKO Maschinenbau GmbH & Co. KG (2014) *Gebrauchsanweisung Reinigungs- und Desinfektionsgerät TopLine* [Online im Internet]

[Stand 11.09.2023, 10:56 Uhr]

79. Mendes MP, Lynch DJ (1976) A bacteriological survey of washrooms and toilets. *J Hyg.* 76(2):183–90.
80. Meyer J, Nippak P, Cumming A (2021) *An evaluation of cleaning practices at a teaching hospital.* *Am J Infect Control.* 49(1):40–3.
81. Mineli TA, Andrade D de, Godoy S de, Mendes IAC, Tognoli SH, Marchi-Alves LM (2021) *Reuse of hospital bedpans.* *Rev Bras Enferm.* 74(2):e20201040.
82. Mitchell BG, Hall L, White N, Barnett AG, Halton K, Paterson DL (2019) *An environmental cleaning bundle and health-care-associated infections in hospitals (REACH): a multicentre, randomised trial.* *Lancet Infect Dis.* 19(4):410–8.
83. Mostafa AB, Chackett KF (1976) *The cleaning and disinfection by heat of bedpans in automatic and semi-automatic machines.* *J Hyg (Lond).* 76(3):341–8.
84. Mulani MS, Kamble EE, Kumkar SN, Tawre MS, Pardesi KR (2019) *Emerging Strategies to Combat ESKAPE Pathogens in the Era of Antimicrobial Resistance: A Review.* *Front Microbiol.* 10:539.
85. Musa E (1990) *The survival of Acinetobacter calcoaceticus inoculated on fingertips and on formica.* *Journal of Hospital Infection.* 15(3):219–27.
86. National Patient Safety Agency (2010) The national specifications for cleanliness in the NHS [Online im Internet] URL: <http://www.faad.co.uk/Includes/NPSA%20cleaning%20specification.pdf> [Stand 16.10.2023 09:00]

87. N'Guyen TTH, Bourigault C, Guillet V, Buttes ACG des, Montassier E, Batard E (2019) *Association between excreta management and incidence of extended-spectrum β -lactamase-producing Enterobacteriaceae: role of healthcare workers' knowledge and practices*. J Hosp Infect. 102(1):31–6.
88. Niléhn B (1972) *A Method for the Quantitative Microbiological Check of Heat Decontaminators*. Scandinavian Journal of Infectious Diseases. 4(3):245–53.
89. Nightingale, F (1859) *Notes on Nursing* [Online im Internet] URL: <https://archive.org/details/NotesOnNursingByFlorenceNightingale/mode/2up> [Stand 07.11.2023 11:31]
90. Noble MA, Isaac-Renton JL, Bryce EA, Roscoe DL, Roberts FJ, Walker M (1998) *The toilet as a transmission vector of vancomycin-resistant enterococci*. J Hosp Infect. 40(3):237–41.
91. Nseir S, Blazejewski C, Lubret R, Wallet F, Courcol R, Durocher A (2011) *Risk of acquiring multidrug-resistant Gram-negative bacilli from prior room occupants in the intensive care unit*. Clin Microbiol Infect. 17(8):1201–8.
92. Nyström B (1983) *Disinfection in bed-pan washers*. J Hosp Infect. 4(2):191–8.
93. Nyström B (2007) *Forty years of control of healthcare-associated infections in Scandinavia*. GMS Krankenhhyg Interdiszip. 2(1):Doc09.
94. OECD / WHO (2022) *Addressing the burden of infections and antimicrobial resistance associated with healthcare* [Online im Internet] URL: <https://www.oecd.org/health/Addressing-burden-of-infections-and-AMR-associated-with-health-care.pdf> [Stand 11.09.2023, 09:51 Uhr]

95. ÖGSV (2010) *Österreichische Gesellschaft für Sterilgutversorgung. Stellungnahme zum A0-Konzept in der Aufbereitung von Medizinprodukten im Gesundheitswesen.* [Online im Internet] URL: https://oegsv.com/wp/wp-content/uploads/S-05-Stellungnahme-zum-A0-Konzept-2010-07_1.pdf [Stand 20.04.2023, 15:00]
96. ÖGSV (2022) *Leitlinie für die Prüfung von Reinigungs-Desinfektionsgeräten mit thermischer Desinfektion für Steckbecken und Harnflaschen* [Online im Internet] URL: <https://oegsv.com/wp/wp-content/uploads/10-OEGSV-LL-Pruefung-v.-RDG-S-2022-10.pdf> [Stand 02.05.2023, 10:31]
97. Orsinger-Jacobsen SJ, Patel SS, Vellozzi EM, Gialanella P, Nimrichter L, Miranda K (2013) *Use of a stainless steel washer platform to study Acinetobacter baumannii adhesion and biofilm formation on abiotic surfaces.* Microbiology (Reading). 159(Pt 12):2594–604.
98. Otter JA, Havill NL, Adams NMT, Cooper T, Tauman A, Boyce JM (2009) *Environmental sampling for Clostridium difficile: swabs or sponges?* Am J Infect Control. 37(6):517–8.
99. Otter JA, French GL (2009) *Survival of Nosocomial Bacteria and Spores on Surfaces and Inactivation by Hydrogen Peroxide Vapor.* J Clin Microbiol.47(1):205–7.
100. Otter JA, Yezli S, French GL (2011) *The Role Played by Contaminated Surfaces in the Transmission of Nosocomial Pathogens.* Infection Control & Hospital Epidemiology. 32(7):687–99.
101. Protano C, Cammalleri V, Romano Spica V, Valeriani F, Vitali M (2019) *Hospital environment as a reservoir for cross transmission: cleaning and disinfection procedures.* Ann Ig. 31(5):436–48.

102. Rampling A, Wiseman S, Davis L, Hyett AP, Walbridge AN, Payne GC (2001) *Evidence that hospital hygiene is important in the control of methicillin-resistant Staphylococcus aureus*. J Hosp Infect. 49(2):109–16.
103. Ransjö U, Engström L, Håkansson P, Ledel T, Lindgren L, Lindqvist AL (2001) *A test for cleaning and disinfection processes in a washer-disinfector*. APMIS. 109(4):299–304.
104. Rawlinson S, Ciric L, Cloutman-Green E (2019) *How to carry out microbiological sampling of healthcare environment surfaces? A review of current evidence*. J Hosp Infect. 103(4):363–74.
105. Ray AJ, Hoyer CK, Taub TF, Eckstein EC, Donskey CJ (2002) *Nosocomial transmission of vancomycin-resistant enterococci from surfaces*. JAMA. 287(11):1400–1.
106. Reinigungs-Desinfektionsgeräte - Teil 3: Anforderungen an und Prüfverfahren für Reinigungs-Desinfektionsgeräte mit thermischer Desinfektion für Behälter für menschliche Ausscheidungen. (DIN EN ISO 15883-3: 2023)
107. Renner P, Peters J (1999) *Resistance of enterococci to heat and chemical agents*. Zentralbl Hyg Umweltmed. 202(1):41-50
108. Rodríguez-Acelas AL, de Abreu Almeida M, Engelman B, Cañon-Montañez W (2017) *Risk factors for health care-associated infection in hospitalized adults: Systematic review and meta-analysis*. Am J Infect Control. 45(12):e149–56.
109. Röhme-Rodowald E, Jakimiak B, Chojecka A, Wiercińska O, Ziemia B, Kanclerski (2013) *Recommendations for thermal disinfection based on the A₀ concept according to EN ISO 15883*. Przegl Epidemiol. 67(4):687–90, 769–72.

110. Rollnick M (1991) *How you spend your pennies ... factors affecting the efficiency of human waste disposal systems (re-usable and disposable) and their cost*. Health Estate J. 45(4):12–5.
111. Rosenblat MB, Zizza F (1969) *Nosocomial Infections*. Bull N Y Acad Med. 45(1).
112. Rüden H, Gastmeier P, Daschner FD, Schumacher M (1997) *Nosocomial and community-acquired infections in Germany. Summary of the results of the First National Prevalence Study (NIDEP)*. Infection. 25(4):199–202.
113. Russotto V, Cortegiani A, Raineri SM, Giarratano A (2015) *Bacterial contamination of inanimate surfaces and equipment in the intensive care unit*. J Intensive Care. 3:54.
114. Rutala WA, Weber DJ (1999) *Infection control: the role of disinfection and sterilization*. J Hosp Infect. 43 Suppl:S43-55.
115. Rutala WA, Weber DJ (2004) *Disinfection and sterilization in health care facilities: what clinicians need to know*. Clin Infect Dis. 39(5):702–9.
116. Rutala WA, Weber DJ (2016) *Disinfection and Sterilization in Health Care Facilities: An Overview and Current Issues*. Infect Dis Clin North Am. 30(3):609–37.
117. Rutala WA, Weber DJ (2019) *Best practices for disinfection of noncritical environmental surfaces and equipment in health care facilities: A bundle approach*. Am J Infect Control. 47S:A96–105.
118. Rutala WA, Weber DJ (2019) *Disinfection, sterilization, and antisepsis: An overview*. Am J Infect Control. 47S:A3–9.

119. Rutala WA, Weber DJ (2010) *Society for Healthcare Epidemiology of America. Guideline for disinfection and sterilization of prion-contaminated medical instruments*. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 31(2):107–17.
120. Rutala WA, Weber DJ Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee (HICPAC) (2019) [Online im Internet] URL: <https://www.cdc.gov/infectioncontrol/pdf/guidelines/disinfection-guidelines-H.pdf> [Stand 16.10.2023, 09:15 Uhr]
121. Pisot S, Thumm G, Heeg P, Syldatk C, Roth K (2011) *Untersuchungen zur Bedeutung des A - 0 Wertes für die Abtötungskinetik von Bakterien bei der thermischen Desinfektion*. *Zentralsterilisation* 1, 32-41
122. Popp W, Zorigt K, Borg M, Zerafa S, Khamis N, Damani N, Sowande A, Friedman C, Goldman C, Lieske T, Lee T, Richards J (2014) *Global practices related to handling of faeces and urine in hospitals - results of an International Federation of Infection Control (IFIC) survey*. *Int J Infect Control* ; 1-11
123. Schreiber PW, Sax H, Wolfensberger A, Clack L, Kuster SP, Swissnoso (2018) *The preventable proportion of healthcare-associated infections 2005-2016: Systematic review and meta-analysis*. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 39(11):1277–95.
124. Schulster L, Chinn RYW, CDC, HICPAC (2003) *Guidelines for environmental infection control in health-care facilities. Recommendations of CDC and the Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee (HICPAC)*. *MMWR Recomm Rep*. 6. 52(RR-10):1–42. [Online im Internet] URL: <https://www.cdc.gov/mmwr/preview/mmwrhtml/rr5210a1.htm> [Stand 02.05.2023, 11:45]

125. Sib E, Voigt AM, Wilbring G, Schreiber C, Faerber HA, Skutlarek D (2019) *Antibiotic resistant bacteria and resistance genes in biofilms in clinical wastewater networks*. International Journal of Hygiene and Environmental Health. 222(4):655–62.
126. Spaulding EH, Emmons EK (1958) *Chemical disinfection*. Am J Nurs. 58(9):1238–42.
127. Spaulding EH (1968) *Chemical disinfection of medical and surgical materials. Disinfection, sterilization, and preservation*. Lawrence C, Block SS. Philadelphia (P), Lea & Febiger:517-531
128. Strich JR, Palmore TN (2017) *Preventing Transmission of Multidrug-Resistant Pathogens in the Intensive Care Unit*. Infect Dis Clin North Am. 31(3):535–50.
129. Suleyman G, Alangaden G, Bardossy AC (2018) *The Role of Environmental Contamination in the Transmission of Nosocomial Pathogens and Healthcare-Associated Infections*. Curr Infect Dis Rep. 20(6):12.
130. Thiel N (1977) *The value of temperature in disinfection*. Dtsch Tierarztl Wochenschr. 84(9):356–64.
131. van der Velden L, Nabuurs-Franssen M, van Leeuwen A, Isken M, Voss A (2013) *O066: Thermal disinfection of bedpans: European ISO 15883-3 guideline requirements are insufficient to ensure elimination of ARE and OXA-48 outbreak-strains*. Antimicrobial Resistance and Infection Control. 2(1):O66.
132. Van Knippenberg-Gordebeke G (2011) *Dutch surveys bedpan management (1990 & 2010): progress in correct use of washer disinfectors*. BMC Proc. 5(S6) P308, 1753-6561-5-S6-P308.

133. Van Knippenberg-Gordebeke, G (2012) *Bedpans and healthcare-associated infections. Hospital health care Europe. Int Consult*, [Online im Internet] URL: <https://hospitalhealthcare.com/news/bedpans-and-healthcare-associated-infections/> [Stand 15.10.2023, 16:38]
134. van Knippenberg-Gordebeke (2013) *Dirty bedpans and MDRO: partners in crime?* Antimicrobial Resistance and Infection Control 2 (Suppl 1) P376.
135. Van Knippenberg-Gordebeke (2015) *Bedpan Management must become part of patient safety* [Online im Internet] URL: https://www.eunetips.eu/fileadmin/pdf/eunetips_berlin.knippenberg-gordebeke.2015.04.30.pdf [Stand 16.10.23, 15:00]
136. Vergara-López S, Domínguez MC, Conejo MC, Pascual Á, Rodríguez-Baño J (2013) *Wastewater drainage system as an occult reservoir in a protracted clonal outbreak due to metallo- β -lactamase-producing *Klebsiella oxytoca**. Clin Microbiol Infect. 19(11):E490-498.
137. Villegas MV, Hartstein AI (2003) *Acinetobacter outbreaks, 1977-2000*. Infect Control Hosp Epidemiol. 24(4):284–95.
138. Voigt AM, Faerber HA, Wilbring G, Skutlarek D, Felder C, Mahn R (2019) *The occurrence of antimicrobial substances in toilet, sink and shower drainpipes of clinical units: A neglected source of antibiotic residues*. International Journal of Hygiene and Environmental Health. 222(3):455–67.
139. Vonberg RP, Weitzel-Kage D, Behnke M, Gastmeier P (2011) *Worldwide Outbreak Database: the largest collection of nosocomial outbreaks*. Infection. 39(1):29–34.

140. Weber DJ, Anderson D, Rutala WA (2013) *The role of the surface environment in healthcare-associated infections: Current Opinion in Infectious Diseases*. 26(4):338–44.
141. Weber DJ, Rutala WA (2013) *Assessing the risk of disease transmission to patients when there is a failure to follow recommended disinfection and sterilization guidelines*. Am J Infect Control. 41(5 Suppl):S67-71.
142. Webster C, Towner KJ, Humphreys H (2000) *Survival of Acinetobacter on three clinically related inanimate surfaces*. Infect Control Hosp Epidemiol. 21(4):246.
143. WHO (2022) *Global report on infection prevention and control* [Online im Internet] URL: <https://www.who.int/publications-detail-redirect/9789240051164> [Stand 08.04.2023, 12:15 Uhr]
144. Wikipedia „Steckbeckenspüler“ [Online im Internet] URL: <https://de.wikipedia.org/wiki/Steckbeckenspüler> [Stand 11.09.2023, 10:46 Uhr]
145. Wilson APR, Livermore DM, Otter JA, Warren RE, Jenks P, Enoch DA (2016) *Prevention and control of multi-drug-resistant Gram-negative bacteria: recommendations from a Joint Working Party*. J Hosp Infect. 92 Suppl 1:S1-44.
146. Wilson APR, Smyth D, Moore G, Singleton J, Jackson R, Gant V (2011) *The impact of enhanced cleaning within the intensive care unit on contamination of the near-patient environment with hospital pathogens: a randomized crossover study in critical care units in two hospitals*. Crit Care Med. 39(4):651–8.
147. Wißmann JE, Kirchhoff L, Brüggemann Y, Todt D, Steinmann J, Steinmann E (2021) *Persistence of Pathogens on Inanimate Surfaces: A Narrative Review*. Microorganisms. 9(2):343.

148. Zingg W, Holmes A, Dettenkofer M, Goetting T, Secci F, Clack L (2015) *Hospital organisation, management, and structure for prevention of health-care-associated infection: a systematic review and expert consensus*. *Lancet Infect Dis.* 15(2):212–24.

7. Anhang

7.1. Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1	Übertragung von Erregern	9
Abbildung 2	Ablauf eines Reinigungsprogramm MEIKO TopLine Steckbeckenspüle	19
Abbildung 3	Entnahmeort Wasserprobe Abwassersumpf.....	31
Abbildung 4	Probenentnahmeorte Düsen	32
Abbildung 5	Probennahme der Düsen	33
Abbildung 6	Probennahme Dichtungen	33
Abbildung 7	Probenentnahme Sumpf	33
Abbildung 8	Oberflächenuntersuchung der Innenseite der Waschschüsseln ...	34
Abbildung 9	Exemplarische Messauswertung A ₀ -Wert.....	38
Abbildung 10	A ₀ -Werte der Steckbeckenspülen M1-M10.	40
Abbildung 11	Nachweise von <i>Pseudomonas aeruginosa</i> in den quantitativen Wasserproben.....	42
Abbildung 12	Nachweise von <i>Pseudomonas</i> spp. in den quantitativen Wasserproben.....	43
Abbildung 13	Nachweise von <i>Acinetobacter</i> / Nonfermenter in den quantitativen Wasserproben.....	43
Abbildung 14	Nachweise von Koagulase negativen Staphylokokken / Hautflora in den quantitativen Wasserproben	44
Abbildung 15	Nachweise von Enterokokken in den quantitativen Wasserproben	44
Abbildung 16	Nachweise von Enterobacterales in den quantitativen Wasserproben.....	45
Abbildung 17	Nachweise von Umweltkeimen in den quantitativen Wasserproben	46
Abbildung 18	Nachweise von <i>P.aeruginosa</i> in den Abstrichen.....	48
Abbildung 19	Nachweise von <i>Pseudomonas</i> spp. in den Abstrichen	49
Abbildung 20	Nachweise von KNS / Hautflora in den Abstrichen	50
Abbildung 21	Nachweise von Enterokokken in den Abstrichen	51
Abbildung 22	Nachweise von Enterobacterales in den Abstrichen.....	52
Abbildung 23	Nachweise von Umweltkeimen in den Abstrichen	53

7.2 Tabellenverzeichnis

Tabelle 1	Übersicht der untersuchten Steckbeckenspülgeräte	30
Tabelle 2	Einstellungen Thermologger	35
Tabelle 3	Gesamtergebnisse A_0 -Werte - Messungen M1-M10	39
Tabelle 4	A_0 -Werte der Steckbeckenspülen M1-M10	39
Tabelle 5	Mikrobielle Nachweise in den Wasserproben Allgemein.....	41
Tabelle 6	Mikrobielle Nachweise aus Abstrichergebnissen Gesamt	47

7.3 Abkürzungsverzeichnis

AKI	Arbeitskreis Instrumentenaufbereitung
BfArm	Bundesamt für Arzneimittelsicherheit
C.difficile	Clostridoides difficile
CDAD	Clostridoides-difficile-assoziierte-Diarrhoe
CDC	Centers for Disease Control and Prevention
Ch	Chariere
CLABSI	Katheter assoziierte Blutstrominfektion (engl. "Central Line associated Blood stream infection")
DGKH	Deutsche Gesellschaft für Krankenhaushygiene
DGSV	Deutsche Gesellschaft für Sterilgutversorgung
DIN	Deutsche Industrie Norm
EKG	Elektrokardiogramm
EN	Europäische Norm
EU	Europäische Union
ICU	Intensivstation (engl. "Intensiv Care Unit")
ISO	International Organization for Standardization
KBE	Kolonie-Bildende Einheiten
KISS	Krankenhaus Infektions Surveillance System
KNS	Koagulase negative Staphylokokken
KRINKO	Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention
MRSA	Methicillin sensible Staphylokokken
MSSA	Methicillin sensible Staphylokokken
OECD	Organisation für Entwicklung und wirtschaftliche Zusammenarbeit
ÖGSV	Österreichische Gesellschaft für Sterilgutversorgung
PCR	Polymerase-Ketten-Reaktion (engl. „polymerase chain reaction“)
RDG	Reinigungs-Desinfektionsgerät
RDG-S	Reinigungs-Desinfektionsgerät für Steckbecken
RKI	Robert-Koch-Institut
SSI	postoperative Wundinfektion (engl. „surgical site infection“)

TAVI	Transkatheter-Aortenklappen-Implantation
UK	Vereinigtes Königreich (engl. „United Kingdom“)
UKE	Universitätsklinikum Hamburg-Eppendorf
USA	Vereinigte Staaten von Amerika (engl. “United States of America”)
VAP	Ventilator-assoziierte Pneumonie
VRE	Vancomycin resistente Enterokokken
WHO	Weltgesundheitsorganisation (engl. „WHO-Health-Organization“)
ZVK	Zentraler Venenkatheter

8. Danksagung

Mein Dank gilt meinem Doktorvater Herrn Prof. Dr. med. Johannes K. Knobloch für die Bereitstellung des Themas sowie die außerordentliche und vorbildliche Betreuung bei der Erstellung dieser Dissertation.

Die Durchführung dieser klinischen Studie wäre ohne seine Unterstützung sowie des gesamten Teams der Krankenhaushygiene des Universitätsklinikums Hamburg-Eppendorf nicht möglich gewesen. Daher bin ich auch den zuvor genannten Personen zu großem Dank verpflichtet.

Herrn Prof. Dr. med. Aepfelbacher, Ärztlicher Leiter des Instituts für Mikrobiologie, Virologie und Hygiene, danke ich sowohl für die Bereitstellung der Studienmaterialien als auch für die Förderung dieser wissenschaftlichen Arbeit.

Von ganzem Herzen bedanken möchte ich mich bei meiner Familie, insbesondere meinem Vorbild und Vater Werner Uthoff und meinen Söhnen Jonas und Mats, die mich stets unterstützten und motivierten. Besonders meiner Frau Dr.med. Daniela Uthoff danke ich zutiefst für die Zeit, das Verständnis und ihren Rückhalt, ohne den die Erstellung dieser Dissertation undenkbar gewesen wäre.

9. Lebenslauf

Der Lebenslauf wurde aus datenschutzrechtlichen Gründen entfernt.

10. Eidesstattliche Versicherung

Ich, Lutz Uthoff, versichere ausdrücklich, dass ich die Arbeit mit dem Titel „Grad der Rekontamination von Medizinproduktion nach Aufbereitung in Steckbeckenspülen“ selbständig und ohne fremde Hilfe verfasst, andere als die von mir angegebenen Quellen und Hilfsmittel nicht benutzt und die aus den benutzten Werken wörtlich oder inhaltlich entnommenen Stellen einzeln nach Ausgabe (Auflage und Jahr des Erscheinens), Band und Seite des benutzten Werkes kenntlich gemacht habe.

Ferner versichere ich, dass ich die Dissertation bisher nicht einem Fachvertreter an einer anderen Hochschule zur Überprüfung vorgelegt oder mich anderweitig um Zulassung zur Promotion beworben habe.

Ich erkläre mich einverstanden, dass meine Dissertation vom Dekanat der Medizinischen Fakultät mit einer gängigen Software zur Erkennung von Plagiaten überprüft werden kann.

Unterschrift:

Lutz Uthoff