

Aus dem Institut für Hygiene und Umweltmedizin
(Direktor: Univ.-Prof. Dr. med. Axel Kramer)
der Universitätsmedizin Greifswald

**Experimentelle Untersuchungen zur hygienischen Risikobewertung des
pneumatischen Tubesystems TEMPUS600®**

Inaugural-Dissertation
zur
Erlangung des akademischen Grades
Doktor der Zahnmedizin
(Dr. med. dent.)
der Universitätsmedizin
der
Universität Greifswald
2020

vorgelegt von
Lina Khaznadar
geboren am 1. November 1988
in Malchin

Dekan: Prof. Dr. med. Karlhans Endlich

1. Gutachter: Prof. Dr. med. Axel Kramer

2. Gutachter: PD Dr. Steffen Engelhart

Ort, Raum: Universitätsmedizin Greifswald, Hörsaal des ZZMK

Tag der Disputation: 11. August 2020

Der experimentelle Teil der Arbeit entstand in der Zeit vom 16.2.2016 bis zum 15.3.2017 mit einer Nachuntersuchung im März 2019 am Institut für Hygiene und Umweltmedizin der Universitätsmedizin Greifswald und führte zu folgender Publikation:

Khaznadar L, Dancer SJ, Petersmann A, Seifert U, Below H, Papke R, Suchomel M, Kohlmann T, Kramer A. Do pneumatic tube transport systems transmit potential pathogens? A hygienic risk assessment in a University hospital. *J Hosp Infection* 2019, available 20.11.2019 [https:// doi.org/10.1016/j.jhin.2019.11.009](https://doi.org/10.1016/j.jhin.2019.11.009)

Widmung

Meiner mich liebevoll umsorgenden Familie.

Inhaltsverzeichnis

Abkürzungsverzeichnis	9
1 Einleitung und Problemstellung	10
2 Eigene Untersuchungen	13
2.1 Methoden	13
2.1.1 Aufbau des pneumatischen Tubesystems TEMPUS600® unter Berücksichtigung hygienischer Anforderungen	13
2.1.2 Materialien	15
2.1.3 Versuchsdurchführung	19
2.1.3.1 Untersuchungsablauf und für alle Untersuchungen zutreffende experimentelle Voraussetzungen	19
2.1.3.2 Untersuchung der Kontamination von für eine Übertragung von Pathogenen infrage kommender Anteile des pneumatischen Tubesystems einschließlich der beförderten Probenröhrchen und des Luftausstroms in der Empfangsstation im Routinebetrieb	21
2.1.3.3 Simulation eines worst case mit Kontamination mit <i>Escherichia coli</i> K12 NCTC 10538: Untersuchung der Erregerbelastung von Probenröhrchen nach Passage experimentell kontaminierter Probenröhrchen durch das pneumatische Tubesystem, der Kontamination des pneumatischen Tubesystems mit dem Prüforganismus und Überprüfung der Effektivität der nachfolgenden Dekontamination des pneumatischen Tubesystems	21
2.1.3.4 Prüfung der antimikrobiellen Eigenwirkung des Whirl-Pack Materials gegen <i>Escherichia coli</i> K12 NCTC 10538	23
2.1.3.5 Prüfung der Adhäsion von <i>Escherichia coli</i> K12 NCTC 10538 an das Material des Auffangbeutels	23
2.1.3.6 Untersuchung der Absterberate von <i>Escherichia coli</i> K12 NCTC 10538 an Probenröhrchen im Eingaberack	24
2.1.3.7 Untersuchung der Persistenz von <i>Escherichia coli</i> K12 NCTC 10538 auf dem Material des Auffangbeutels	24
2.1.3.8 Simulation eines worst case mit Kontamination mit <i>Staphylococcus epidermidis</i> DSM 20044: Untersuchung der Erregerbelastung von Probenröhrchen nach Passage experimentell kontaminierter Probenröhrchen durch das pneumatische Tubesystem, der Kontamination des pneumatischen Tubesystems mit dem Prüforganismus, der Freisetzung des Prüforganismus im Luftausstrom in der Empfangsstation und Überprüfung der Effektivität der	

nachfolgenden Dekontamination des pneumatischen Tubesystems	24
2.1.3.9 Statistik	27
2.2 Ergebnisse	27
2.2.1 Untersuchung der Kontamination von für eine Übertragung von Pathogenen infrage kommender Anteile des pneumatischen Tubesystems einschließlich der beförderten Probenröhrchen und des Luftausstroms in der Empfangsstation im Routinebetrieb	27
2.2.2 Simulation eines worst case mit Kontamination mit <i>Escherichia coli</i> K12 NCTC 10538: Untersuchung der Erregerbelastung von Probenröhrchen nach Passage experimentell kontaminierter Probenröhrchen durch das pneumatische Tubesystem, der Kontamination des pneumatischen Tubesystems mit dem Prüforganismus und Überprüfung der Effektivität der nachfolgenden Dekontamination des pneumatischen Tubesystems	31
2.2.3 Prüfung der antimikrobiellen Eigenwirkung des Whirl-Pack Materials gegen <i>Escherichia coli</i> K12 NCTC 10538	33
2.2.4 Prüfung der Adhäsion von <i>Escherichia coli</i> K12 NCTC 10538 an das Material des Auffangbeutels	34
2.2.5 Untersuchung der Absterberate von <i>Escherichia coli</i> K12 NCTC 10538 an Probenröhrchen im Eingaberack	34
2.2.6 Untersuchung der Persistenz von <i>Escherichia coli</i> K12 NCTC 10538 auf dem Material des Auffangbeutels	35
2.2.7 Simulation eines worst case mit Kontamination mit <i>Staphylococcus epidermidis</i> DSM 20044: Untersuchung der Erregerbelastung von Probenröhrchen nach Passage experimentell kontaminierter Probenröhrchen durch das pneumatische Tubesystem, der Kontamination des pneumatischen Tubesystems mit dem Prüforganismus, der Freisetzung des Prüforganismus im Luftausstrom in der Empfangsstation und Überprüfung der Effektivität der nachfolgenden Dekontamination des pneumatischen Tubesystems	36
2.2.8 Prüfung der Freisetzung luftgetragener Mikroorganismen aus dem pneumatischen Tubesystem an der Empfangsstation	40
3 Diskussion	41
3.1 Methoden	41
3.1.1 Untersuchungsablauf und für alle Untersuchungen zutreffende experimentelle Voraussetzungen	41

3.1.2	Untersuchung der Kontamination von für eine Übertragung von Pathogenen infrage kommender Anteile des pneumatischen Tubesystems einschließlich der beförderten Probenröhrchen und des Luftausstroms in der Empfangsstation im Routinebetrieb	42
3.1.3	Simulation eines worst case mit Kontamination mit <i>Escherichia coli</i> K12 NCTC 10538: Untersuchung der Erregerbelastung von Probenröhrchen nach Passage experimentell kontaminierter Probenröhrchen durch das pneumatische Tubesystem, der Kontamination des pneumatischen Tubesystems mit dem Prüforganismus und Überprüfung der Effektivität der nachfolgenden Dekontamination des pneumatischen Tubesystems	43
3.1.4	Prüfung der antimikrobiellen Eigenwirkung des Whirl-Pack Materials gegen <i>Escherichia coli</i> K12 NCTC 10538	44
3.1.5	Prüfung der Adhäsion von <i>Escherichia coli</i> K12 NCTC 10538 an das Material des Auffangbeutels	44
3.1.6	Untersuchung der Absterberate von <i>Escherichia coli</i> K12 NCTC 10538 an Probenröhrchen im Eingaberack	45
3.1.7	Untersuchung der Persistenz von <i>Escherichia coli</i> K12 NCTC 10538 auf dem Material des Auffangbeutels	45
3.1.8	Simulation eines worst case mit Kontamination mit <i>Staphylococcus epidermidis</i> DSM 20044: Untersuchung der Erregerbelastung von Probenröhrchen nach Passage experimentell kontaminierter Probenröhrchen durch das pneumatische Tubesystem, der Kontamination des pneumatischen Tubesystems mit dem Prüforganismus, der Freisetzung des Prüforganismus im Luftausstrom in der Empfangsstation und Überprüfung der Effektivität der nachfolgenden Dekontamination des pneumatischen Tubesystems	45
3.1.9	Prüfung der Freisetzung luftgetragener Mikroorganismen aus dem pneumatischen Tubesystem an der Empfangsstation	46
3.2	Ergebnisse	47
3.2.1	Untersuchung der Kontamination von für eine Übertragung von Pathogenen infrage kommender Anteile des pneumatischen Tubesystems einschließlich der beförderten Probenröhrchen und des Luftausstroms in der Empfangsstation im Routinebetrieb	47
3.2.2	Simulation eines worst case mit Kontamination mit <i>Escherichia coli</i> K12 NCTC 10538: Untersuchung der Erregerbelastung von Probenröhrchen nach Passage experimentell kontaminierter Probenröhrchen durch das pneumatische Tubesystem, der Kontamination des pneumatischen Tubesystems mit dem	

Prüforganismus und Überprüfung der Effektivität der nachfolgenden Dekontamination des pneumatischen Tubesystems	48
3.2.3 Prüfung der antimikrobiellen Eigenwirkung des Whirl-Pack Materials gegen <i>Escherichia coli</i> K12 NCTC 10538	49
3.2.4 Prüfung der Adhäsion von <i>Escherichia coli</i> K12 NCTC 10538 an das Material des Auffangbeutels	49
3.2.5 Untersuchung der Absterberate von <i>Escherichia coli</i> K12 NCTC 10538 an Probenröhrchen im Eingaberack	49
3.2.6 Untersuchung der Persistenz von <i>Escherichia coli</i> K12 NCTC 10538 auf dem Material des Auffangbeutels	50
3.2.7 Simulation eines worst case mit Kontamination mit <i>Staphylococcus epidermidis</i> DSM 20044: Untersuchung der Erregerbelastung von Probenröhrchen nach Passage experimentell kontaminierter Probenröhrchen durch das pneumatische Tubesystem, der Kontamination des pneumatischen Tubesystems mit dem Prüforganismus, der Freisetzung des Prüforganismus im Luftausstrom in der Empfangsstation und Überprüfung der Effektivität der nachfolgenden Dekontamination des pneumatischen Tubesystems	51
3.2.8 Prüfung der Freisetzung luftgetragener Mikroorganismen aus dem pneumatischen Tubesystem an der Empfangsstation	52
4 Schlussfolgerungen	52
5 Zusammenfassung	55
6 Literaturverzeichnis	56
7 Erklärung	62
9 Danksagung	63

Abkürzungsverzeichnis

Abb.	Abbildung
CSL	Casein-Sojamehlpepton-Lösung
d	Tag
DSM	Deutsche Sammlung von Mikroorganismen
<i>E.</i>	<i>Escherichia</i>
<i>E.</i>	<i>Enterococcus</i>
g	Gramm
h	Stunde
ITS	Intensivtherapiestation
KbE	Koloniebildende Einheit
KNS	Koagulase-negative Staphylokokken
l	Liter
lg	log ₁₀
<i>M.</i>	<i>Micrococcus</i>
min	Minute
MRSA	Methicillin resistenter <i>Staphylococcus aureus</i>
P	Probenröhrchen
PTS	pneumatisches Tubesystem
s	Sekunde
<i>S.</i>	<i>Staphylococcus</i>
SpB	Sporenbildner
Tab.	Tabelle
UMG	Universitätsmedizin Greifswald
VRE	Vancomycin resistente Enterokokken

Einleitung und Problemstellung

Ausgangspunkt für die Studie war ein zunächst eskalierender Ausbruch mit VRE (überwiegend kolonisierte Patienten, aber auch nosokomiale Infektionen) in der UMG im Intensivtherapiebereich im Jahr 2013.

Grundsätzlich ist bei einer Ausbruchssituation vor allem das Personal für die Erregerausbreitung entscheidend (Gwaltney u. Hendley 1982, Scott u. Bloomfield 1990, Ward et al. 1991, Rangel-Frausto et al. 1994, Sartor et al. 2000, Rusin et al. 2002, Weber et al. 2010). Dieser Infektionsweg wird vor allem durch die Händedesinfektion unterbrochen (Larson 1988, Pittet et al. 2000, Lucet et al. 2002, Pittet et al. 2002, Mathai et al. 2010, Ellingson et al. 2014). Aber auch über die unbelebte Umgebung ist eine Weiterverbreitung nosokomialer Pathogene möglich, z.B. nachgewiesen für VRE, *Clostridium difficile*, *Acinetobacter* spp., MRSA und Noroviren (Kaatz et al. 1988, Tankovic et al. 1994, Green et al. 1998, Martinez et al. 2003, Dancer 2008, 2009). Das betrifft insbesondere die patientennahen Flächen wie Bett, Nachttisch usw. Aber auch patientenferne Flächen sind bei Ausbruchgeschehen als Kontaminationsquelle beschrieben (Huang et al. 2006, Wilks et al. 2006, Drees et al. 2008, Dancer u. Carling 2010, Nseir et al. 2011, Shaughnessy et al. 2011).

Da zunächst trotz Verschärfung der Basishygienemaßnahmen, d.h. Intensivierung der Händedesinfektion und der patientennahen, aber auch patientenfernen Flächendesinfektion, die Kolonisationsrate nicht zurückging, mussten weitere Übertragungsmöglichkeiten ins Kalkül gezogen und analysiert werden. Da mit dem PTS unter anderem Untersuchungsmaterial von der ITS in das Laboratorium des Instituts für Klinische Chemie und Laboratoriumsmedizin geschickt wird, war auf diesem, wenn auch indirekten Weg, eine Weiterverbreitung von VRE nicht auszuschließen. Im Schrifttum fanden sich für diese Möglichkeit zwei Hinweise. Bei einem Pseudo-Ausbruch in einem deutschen Universitätsklinikum durch *Acinetobacter* spp. GIM-1 wurde der bei 8 Patienten nachgewiesene Stamm auf Kartuschen des PTS nachgewiesen. Die positiven Nachweise waren mit erhöhter Feuchtigkeit in den Kartuschen assoziiert. Darüber hinaus wurde der Stamm in der Raumluft in der Nähe der Kartuschen isoliert (Gärtner et al. 2013, Herrmann et al. 2014). In einer türkischen Studie waren in 614 Proben auf Transportbehältnissen (als Carrier bezeichnet) eines PTS zwischen 8 und 15 % aerobe Bakterienspezies nachweisbar,

davon 70 % KNS, 11 % Diphtheroide, 8 % *Acinetobacter Iwoffii*, 5 % *S. aureus*, 5 % *Bacillus spp.* und 2 % *Enterococcus durans* (Alpet et al. 2009). Leider sind die Carrier nicht beschrieben. Es wurde angemerkt, dass die Carrier nur bei sichtbarer Verschmutzung gereinigt wurden (das war in 31 % der Fall). Die von Alpet et al. (2009) beschriebene Anlage ist jedoch nicht mit dem in der UMG installierten PTS vergleichbar. Das lässt sich daraus ableiten, dass 14 % der Probenröhrchen in dieser Anlage zerbrochen oder ausgelaufen in der Empfangsstation angekommen sind (Alpat et al. 2009). Das ist in dem PTS in der UMG nicht möglich, weil die Röhrchen einzeln in das PTS eingegeben und mittels Druckluft transportiert werden. Während der 13-monatigen Studiendauer wurde kein einziges Mal Glasbruch oder ein Auslaufen der Probenröhrchen beobachtet. Leider war im Schrifttum keine Arbeit recherchierbar, in der ein PTS nach dem Arbeitsprinzip der Greifswalder Anlage analysiert wurde, so dass zum Ausschluss einer Weiterverbreitung von VRE durch das PTS aus Sicherheitsgründen ein hygienisches Risk Assessment vorgenommen werden sollte.

Gemäß Informationsblatt der Health Safety Executive (HSE information sheet 2018) hängt die Sicherheit pneumatischer Transportsysteme vom Design der Anlage, der Art der Transportcontainer, der Probenverpackung, dem transportierten Probenmaterial, der umsichtigen Bedienung und Wartung sowie der Probennahme durch entsprechend unterwiesenes Personal ab. Das betrifft auch das Verhalten im Fall einer Kontamination der Anlage durch Freisetzung von infektiösem Probenmaterial und die hygienische Wartung der Anlage. Eine schottische Richtlinie empfiehlt für derartige Anlagen eine mittels Computer oder Mikroprozessor überwachte Kontrolle, die aus hygienischer Sicht ein automatisches Purging des Systems beinhalten sollte (Health Facilities Scotland 2011).

Da nicht nur pneumatische Transportsysteme, sondern auch Klimaanlage Quelle nosokomialer Infektionen waren (Niyati et al. 2018), und der Transport in dem PTS pneumatisch erfolgt, sollte ausgeschlossen werden, dass das in der UMG installierte PTS am VRE-Geschehen beteiligt ist. Zur hygienischen Analyse des PTS sollten methodisch folgende Fragen geklärt werden:

- Ist im Routinebetrieb an den Probenröhrchen außen ein Erregernachweis einschließlich VRE zu führen?
- Lassen sich im Routinebetrieb im Auffangbereich der Probenröhrchen Erreger einschließlich VRE nachweisen?

- Sind im Routinebetrieb an den Eingaberacks für die Aufnahme der Probenröhrchen und am Reinigungsgestell Erreger nachweisbar?
- Sind an den Reinigungsschwämmchen, mit denen die Anlage in regelmäßigen Abständen dekontaminiert wird, Erreger nachweisbar?
- Funktioniert die Dekontamination des PTS mit den mit Desinfektionslösung getränkten Reinigungsschwämmchen?
- Sind nach experimenteller Außenkontamination der Probenröhrchen als Simulation eines worst case die Erreger nach der Passage durch das PTS noch am Probenröhrchen nachweisbar?
- Führt die experimentelle Außenkontamination der Probenröhrchen zu einer Kontamination des PTS einschließlich des Luftraums im Bereich der Freisetzung der Probenröhrchen aus dem PTS?
- Ist die vom Hersteller empfohlene Dekontamination des PTS auch im worst case wirksam?

2 Eigene Untersuchungen

2.1 Methoden

2.1.1 Aufbau des Pneumatischen Tubesystems (PTS) TEMPUS600® unter Berücksichtigung hygienischer Anforderungen

Das System (Timedico A/S, Bording, Dänemark) dient ausschließlich zum Transport von Probenröhrchen zwischen Absende- und Empfangsstation. Als Absender sind die Notaufnahme und eine internistische ITS (INM-ITS 2) an das PTS angeschlossen. Die Empfangsstation befindet sich im Bereich der Probenannahme des Instituts für Klinische Chemie und Laboratoriumsmedizin. Die Proben werden mittels Druckluft (max. 8 bar) in dem PTS über eine Distanz von 300 m zur Empfangsstation transportiert (Abb. 1).

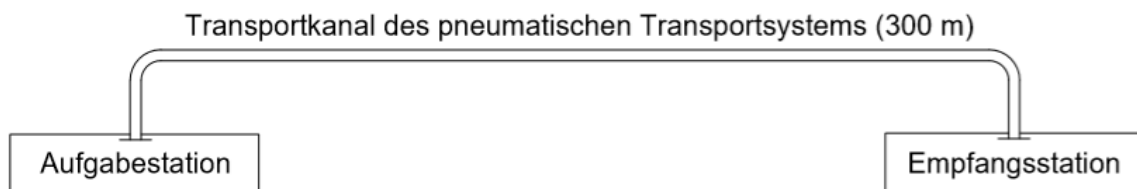


Abb. 1 Funktionsschema des Pneumatischen Tubesystems TEMPUS600®

Die Probenröhrchen aus Glas werden in ein Aufgabegestell, das sog. Eingaberack (Abb. 2), gegeben, das 7 Probenröhrchen (min. Länge 80 mm, max. Länge 110 mm, min. Durchmesser 12 mm und max. Durchmesser 18 mm) fasst. Das Eingaberack wird in ein Fahrschienen-Magazin (Abb. 3) eingegeben. Es gleitet automatisch entlang der Fahrschiene in eine Antriebseinheit hinab. Diese befördert das Gestell an einer Ladestation vorbei, in der ein Probenröhrchen in die Aufgabenkammer befördert wird. Das Probenröhrchen wird von der Aufgabenkammer zum Rohrversandsystem geleitet, in das Rohrsystem freigegeben und in der Empfangsstation (Abb. 4) entgegengenommen.



Abb. 2 Eingaberack mit Probenröhrchen



Abb. 3 Fahrstienen-Magazin
a) Eingabe des Racks in das Magazin b) Gesamtansicht der Eingabestation



Abb. 4 Empfangsstation

Für die hygienische Wartung gibt der Hersteller folgende Empfehlungen (Timedico A/S 2014):

- Die Aufgabegestelle (Eingaberacks) sollen bei Bedarf mit heißem Wasser (60 °C) gereinigt und mindestens monatlich maschinell aufbereitet werden. Hierfür soll die Waschmaschine für die Vorwäsche mit 60 °C und für die Hauptwäsche mit 90 °C programmiert werden. Nach der Vorwäsche werden die Aufgabegestelle mit sauberem Wasser, dem etwas Zitronensäure zugesetzt wird, gespült, um Seifenreste zu neutralisieren. Die zweite Spülung erfolgt mit sauberem Wasser. Danach wird das Wasser auf 90 °C erwärmt und die Temperatur 180 s lang gehalten. Durch Abfließen des Wassers und Trocknen mit einem Gebläse/Ventilator wird die Temperatur auf 80 °C gesenkt.
- Das PTS soll mindestens monatlich mit Schwämmchen, die vor der Eingabe in dieselbe mit einer bakterizid, fungizid, viruzid und sporozid hoch wirksamen Desinfektionslösung (1 % Virkon® Lösung) zu tränken sind, dekontaminiert werden. Zunächst werden die Schwämmchen (n = 3) in ein Reinigungsgestell eingegeben (Abb. 3) und mit der Desinfektionslösung getränkt. Die Schwämmchen müssen etwa 5–10 mm tief in das Gestell eingeführt werden, wobei keines der Enden herausragen darf. Anschließend wird das Reinigungsgestell mit den Schwämmchen in die Aufgabestation eingeführt. Auf diese Weise werden die Schwämmchen analog wie die Probenröhrchen durch die Anlage geschickt. Sollte Blut ausgelaufen sein, sollen so viele Schwämmchen (12 bis 18) durchgeschickt werden, bis am Schwämmchen kein Blut mehr erkennbar ist.

2.1.2 Materialien

Prüfmikroorganismen

- *Escherichia coli* K12 NCTC 10538 (DSM 11250)
- *Staphylococcus epidermidis* DSM 20044

Nährmedien

- Casein-Sojamehlpepton-Lösung (CSL) (Carl Roth GmbH + Co. KG, Karlsruhe, Germany)
- Natriumchlorid 0,9 % (Carl Roth GmbH + Co. KG, Karlsruhe, Germany)

- Inaktivator-Lösung III:
 - Trypton (Carl Roth GmbH + Co. KG, Karlsruhe, Germany)
 - Tween 80 (Applichem GmbH, Darmstadt, Germany)
 - Lecithin (Caesar & Loretz GmbH, Hilden, Germany)
 - Histidin (Serva Electrophoresis GmbH, Heidelberg, Germany)
 - Natriumthiosulfat-Pentrahydrat (Merck Millipore KGaA, Darmstadt, Germany)
- Casein-Soja-Pepton-Agar (CASO/TSA) ohne Enthemmer (Ø 90 mm) (Becton Dickinson GmbH, Heidelberg, Germany)
- Columbia-Agar mit 5 % Schafsblut (VWR International GmbH, Darmstadt, Germany)

Geräte

- Mikrobiologische Sicherheitswerkbank (Therma, Holten, Germany)
- Vortexer REAX 2000 (Heidolph Instruments GmbH & CO. KG, Schwabach, Germany)
- Luftkoloniezahlmessgerät MAS-100® (Merck Millipore KGaA, Darmstadt, Germany)
- Pipette Eppendorf 100–1000 µl
- Pipette Eppendorf 10–100 µl
- Schüttler KS 125 Basic (IKA GmbH & Co.KG, Staufen, Germany)
- Brutschrank (Memmert GmbH + Co. KG, Schwabach, Germany)
- Präzisionswaage (Satorius AG, Göttingen, Germany)
- Laboklav 25B (Steriltechnik AG, Detzel Schloß, Germany)
- Koloniezählgerät Schütt-Biotec (Schütt-Biotec GmbH, Hamburg, Germany)
- Kühlschrank
- Multipipette Eppendorf M4
- Laborständer
- Folienschweißgerät (Hawo Gerätebau GmbH, Obrigheim, Germany) mit sterilem Aufsatz.

Verbrauchsmaterialien

- 15 ml Reaktionsröhrchen Sarstedt
- 50 ml Zentrifugen-Röhrchen mit Schraubkappe (Greiner Bio-One)
- Pipettenspitzen (20–200 µl, 100–1000 µl)
- Schraubbecher 100 ml (Steril Sarstedt)
- Multipipetten-Aufsätze 50 ml (Eppendorf)

- Zellkultur-Schalen 150 x 20 mm TPP (Petrischalen)
- Impfösen 1 µl (nerbe plus)
- Impfösen 10 µl (nerbe plus)
- Drigalskispatel (VWR)
- Sterischlauch (stericlin®)
- Columbia-Agarplatten mit 5 % Schafsblut (VWR International GmbH, Darmstadt, Germany)
- Kanamycin-Äsculin-Agarplatten (Oxoid Deutschland GmbH, Wesel, Germany)
- Reinigungsschwämmchen
- Virkon® (Lanxess AG, Köln, Germany); Zusammensetzung: Pentakalium-bis(peroxymonosulfat)-bis(sulfat) 40–50 %, Natriumpolyphosphat 20–30 %, Benzolsulfonsäure, C10–13-Alkylderivate, Natriumsalze 10–20 %, Apfelsäure 1–10 %, Sulfamidsäure 1–10 %, Natriumtoluolsulfonat 1–5 %, Natriumchlorid 1–5 % und Dikaliumperoxodisulfat < 1,5 %. Zur Anwendung werden 10 g (Beutelinhalt) in 1 l lauwarmem Wasser gelöst und dabei leicht geschwenkt. Die angesetzte Desinfektionslösung ist 5 d haltbar.
- Sterilbeutel Whirl-Pack® (Nasco 1802/532, Omnilab-Laborzentrum GmbH & Co. KG, Markkleeberg, Germany)
- Handschuhe Peha-soft® (Hartmann GmbH, Hamburg, Germany)
- OP-Handschuhe aus Latex-puderfrei (Ansell protects™ GAMMEX® LATEX) (Ansell GmbH, München, Germany)
- Probenröhrchen (Vacutainer 2,0 ml, 13 x 75 mm) (Becton Dickinson GmbH, Heidelberg, Germany)
- Drigalskischale (Ø 16 cm)
- Terralin® liquid, alkoholisches Flächendesinfektionsmittel (Schülke & Mayr GmbH, Norderstedt, Germany)
- AHD 2000 (79,9 g Ethanol 96 %) (Lysoform Dr. Hans Rosemann GmbH, Berlin, Germany)
- Becherglas 500 ml
- Pinzetten (steril)
- Reinigungsrack (Reinigungsgestell)

- 1000 ml Glaskolben
- Abstrichtupfer.

Laborherstellung mikrobiologischer Kultivierungsmedien

- **CSL:** In einer 1000 ml Laborflasche werden 30 g CASO-Bouillon in 1000 ml pyrogenfreiem Wasser gelöst und steril filtriert. Die resultierende Lösung wird bei 4 °C gelagert und ist bis zu 4–6 Wochen verwendbar. Die Lagerung erfolgt lichtgeschützt.
- **Physiologische Natriumchloridlösung (0,89 % NaCl):** In einem 1000 ml Glaskolben werden 0,89 g Natriumchlorid in 1000 ml pyrogenfreiem Wasser gelöst und anschließend steril filtriert. Die Lösung ist bis zu 4 Wochen bei Raumtemperatur verwendbar.
- **Inaktivator-Lösung III:** Tween 80 30 g, Lecithin 3 g, Histidin 1 g, Natriumthiosulfat 5 g, Aqua dest. 1 l, NaCl 8,5 g und Trypton 1 g werden in 1000 ml pyrogenfreiem Wasser vorsichtig gelöst. Die resultierende Lösung wird im Wasserdampftopf für 45 min bei 100 °C autoklaviert. Die fertige Lösung ist bei 4 °C bis zu 6 Wochen verwendbar.

2.1.3 Versuchsdurchführung

2.1.3.1 Untersuchungsablauf und für alle Untersuchungen zutreffende experimentelle Voraussetzungen

Untersuchungsablauf: Die Studie gliedert sich in 7 Einzeluntersuchungen. Zur Wahrung der Übersichtlichkeit werden nach der Beschreibung der für alle Untersuchungen zutreffenden experimentellen Voraussetzungen die methodischen Besonderheiten der Einzeluntersuchung separat dargestellt.

Generell zutreffende Rahmenbedingungen: Alle Arbeiten wurden unter Einhaltung der Asepsis durchgeführt (z. B. Sterilisation der Schwämmchen und der Eingaberacks, Verwendung steriler Beutel, Einhaltung des Prinzips der Nonkontamination bei der Laborarbeit).

Vorbereitung der Reinigungsschwämmchen vor der Eingabe in das PTS: Die Arbeitsplatte wurde einer Wischdesinfektion mit Terralin® liquid unterzogen. Auf der Arbeitsplatte wurden 5 bzw. 6 zuvor sterilisierte Reinigungsgestelle (Reinigungsracks), 5 Schraubbecher (der erste und der letzte mit physiologischer Kochsalzlösung, die drei mittleren mit Desinfektionslösung gefüllt) und 15 bzw. 18 mit Inaktivator-Lösung III gefüllte Greiner-Röhrchen aufgestellt. Die sterilen Schwämmchen wurden mittels steriler Pinzette in die Desinfektionslösung bzw. die Kochsalzlösung überführt und danach in die Racks hineingedreht (in jedes Rack jeweils drei Schwämmchen). Dann wurden die Racks nacheinander in die Magazinschiene der Aufgabestation gestellt, damit sie in das PTS freigegeben werden. An der Empfangsstation wurde jedes Schwämmchen in einem sterilen Whirl-Pack aufgefangen. Anschließend wurde jedes Schwämmchen mittels steriler Pinzette in je ein Greiner-Röhrchen überführt, das mit 20 ml Inaktivator-Lösung III gefüllt war.

Verarbeitung der Schwämmchen im Labor: Jedes Greiner-Röhrchen wurde mit dem darin befindlichen kontaminierten Schwämmchen im Vortexer (Reax 2000) für 10 s vermischt. Von der Inaktivator-Lösung III (20 ml) wurden 100 µl auf Columbia-Agarplatten pipettiert und ausgespatelt. Anschließend wurden die Columbia-Agarplatten bei $36\text{ °C} \pm 1\text{ °C}$ für 48 h (Zwischenablesung nach 24 h) bebrütet. Parallel wurden die Greiner-Röhrchen mit der verbliebenen Inaktivator-Lösung III für 24 h bei $36\text{ °C} \pm 1\text{ °C}$ im Brutschrank bebrütet, um ggf. eine geringe Kontamination qualitativ zu erfassen. Waren auf

den Columbia-Agarplatten nach 24 h keine oder nur wenige KbE nachweisbar, wurde aus der Lösung der bebrüteten Schwämmchen eine Impföse entnommen, auf Agar ausgestrichen und für weitere 24 h bebrütet.

Abstriche von Probenröhrchen, Racks und Empfangsstation:

Die Abstrichtupfer wurden mit physiologischer Kochsalzlösung getränkt, die Probenahmestelle mit leichtem Andruck abgestrichen, in 5 ml CSL ausgeknetet und die CSL 24 h im Brutschrank bei $36\text{ °C} \pm 1\text{ °C}$ bebrütet. Danach wurde mittels Impföse eine Subkultur auf Columbia-Agarplatten angelegt, für 24 h bebrütet und abgelesen.

Bei den Probenröhrchen wurden drei Flächen in Röhrchenlänge abgestrichen.

Die Racks wurden folgendermaßen beprobt: 3 Abstriche von der Innenseite der 3 Öffnungen und ein Abstrich von der Außenfläche.

Die Probennahmestellen A–E an der Empfangsstation sind in Abb. 5 gekennzeichnet. A befindet sich an der horizontalen Oberfläche der vorderen festen Transportschiene, B an der horizontalen Oberfläche der festen hinteren Transportschiene, C an der vertikalen Oberfläche der festen Transportschiene, D an der vertikalen Oberfläche der beweglichen Transportschiene und E an der horizontalen Oberfläche der beweglichen Transportschiene.

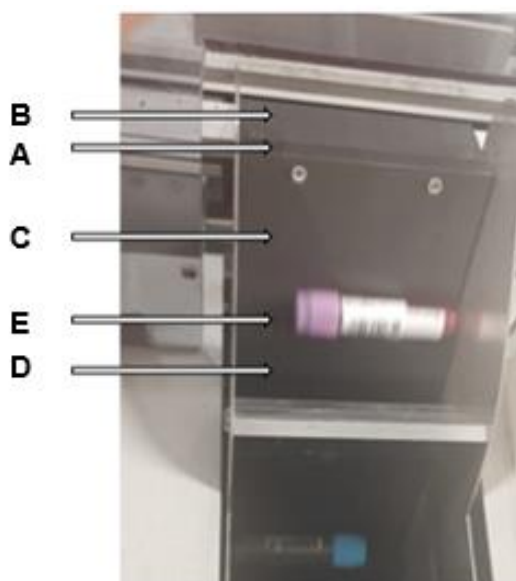


Abb. 2 Probennahmestellen A–E an der Empfangsstation

2.1.3.2 Untersuchung der Kontamination von für eine Übertragung von Pathogenen infrage kommender Anteile des pneumatischen Tubesystems einschließlich der beförderten Probenröhrchen und des Luftausstroms in der Empfangsstation im Routinebetrieb

Es wurden folgende Probennahmen durchgeführt:

- Je 15 Schwämmchen wurden durch das PTS geschickt (4 Wiederholungsversuche im Abstand von 3 Wochen). Die jeweils ersten und letzten 3 Schwämmchen wurden mit physiologischer Kochsalzlösung, die dazwischen eingegebenen 9 Schwämmchen mit der Desinfektionslösung getränkt. Die Schwämmchen wurden in sterilen Whirl-Packs aufgefangen und in 20 ml Inaktivator-Lösung III überführt (s. Abschn. 2.1.3.1).
- Je 5 Abstriche wurden an der Empfangsstation (3 Wiederholungen im Abstand von 3 Wochen) entnommen.
- Die Abstriche von 10 Probenröhrchen wurden durch das Team der Notaufnahmestation vor der Eingabe in das Aufgabegestell entnommen (3 Wiederholungsversuche im Abstand von 3 Wochen).
- Die Abstriche wurden von 3 Eingaberacks genommen (ein Wiederholungsversuch nach 3 Wochen).

2.1.3.3 Simulation eines worst case mit Kontamination mit *Escherichia coli* K12 NCTC 10538: Untersuchung der Erregerbelastung von Probenröhrchen nach Passage experimentell kontaminierter Probenröhrchen durch das pneumatische Tubesystem, der Kontamination des pneumatischen Tubesystems mit dem Prüforganismus und Überprüfung der Effektivität der nachfolgenden Dekontamination des pneumatischen Tubesystems

Vorversuch 1: Die Subkultur für die Kontamination wurde mit folgendem Ablauf hergestellt. Zum Anlegen der Primärkultur wurde aus der kryokonservierten Stammkultur eine Glasperle aus dem Kryo-Röhrchen entnommen und auf einer Columbia-Agarplatte ausgerollt. Diese Stammpalte wurde bei $36\text{ °C} \pm 1\text{ °C}$ für 24 h bebrütet. Am Vortag der Versuchsdurchführung wurde die Subkultur angelegt. Hierzu wurde eine Impföse von der Stammpalte entnommen, auf Columbia-Agarplatten ausgestrichen und für 24 h im

Brutschrank bei $36\text{ °C} \pm 1\text{ °C}$ inkubiert. Von der Subkultur wurde von $\frac{1}{4}$ der Agarfläche mittels Impföse Material abgetragen, in 10 ml CSL abgeschwemmt und die entstandene Suspension gevortext, bis sie optisch homogen erschien. Davon wurde eine Verdünnungsreihe bis 10^{-7} angelegt, davon 100 μl auf Columbia-Blut-Agar pipettiert, mit einem Drigalskispatel ausgestrichen und für 24 h bei $36\text{ °C} \pm 1\text{ °C}$ bebrütet, um die Ausgangskoloniezahl in der *E. coli* Suspension zu bestimmen. Danach wurde 1 ml der Suspension auf jeweils 3 Probenröhrchen pipettiert, was sich als schwierig erwies, weil die Suspension von den Probenröhrchen abperlte. Die auf diese Weise kontaminierten Probenröhrchen wurden jeweils in Greiner-Röhrchen mit 10 ml physiologischer Kochsalzlösung überführt und für 10 min auf dem Schüttler positioniert. Von dieser Lösung wurde eine Verdünnungsreihe angelegt, jeweils 100 μl auf Columbia-Blut-Agar ausgestrichen, für 24 h bebrütet und abgelesen. Die Erregerbeladung wurde auf das Röhrchen umgerechnet.

Vorversuch 2: Die Probenröhrchen wurden mit dem alkoholbasierten Flächendesinfektionsmittel Terralin® liquid abgewischt. Ansonsten erfolgte die Kontamination analog wie im Vorversuch 1.

Vorversuch 3: Die Erregersuspension (10 ml) der Subkultur (s. o.) wurde in eine Petrischale (Durchmesser 90 mm) gegeben. Die Erregerdichte betrug $9,4\text{ lg KbE/ml}$. Die zuvor desinfizierte lufttrockene Hand wurde komplett mit der Handfläche nach unten für 5 s in die Drigalskischale gelegt. Danach wurde die Lufttrocknung abgewartet, bevor die Probenröhrchen nacheinander für etwa drei Sekunden angefasst wurden.

Hauptversuch: Wie in Vorversuch 3 beschrieben, wurden die Röhrchen durch Handkontakt kontaminiert und in das PTS eingegeben. Hierbei wurde folgender Ablauf gewählt:

- Positivkontrollen: 2 Probenröhrchen (K1 und K2) wurden mit der experimentell kontaminierten Hand angefasst und direkt nach dem Handkontakt die Wiedergewinnungsrate im Labor bestimmt.
- Ein weiteres Röhrchen (K3) wurde in das Rack eingestellt, zur Empfangsstation genommen, dort in einen sterilen Beutel gegeben, zurück ins Labor gebracht und die Wiedergewinnung bestimmt (Simulation eines Transports ohne Inanspruchnahme des PTS, die Zeit zwischen Kontamination und Beprobung im Labor betrug 3 h).

- Das vierte Röhrchen (K4) wurde in ein leeres steriles Greiner-Röhrchen gegeben, zur Empfangsstation (Transportsimulation) und wieder zurück ins Labor gebracht und die Wiedergewinnung bestimmt (die Zeitdauer betrug 3 h).
- Danach wurden aufeinanderfolgend 5 Röhrchen zum Erregertransfer angefasst, ins Rack eingegeben, in einem sterilen Beutel zum Transport in die Notaufnahme gebracht, dort in das PTS eingegeben und in der Empfangsstation im sterilen Whirl-Pack aufgefangen.

Nach der Passage der kontaminierten Röhrchen durch das PTS wurde die Kontamination des PTS nach aufeinanderfolgender Eingabe von

- 3 mit physiologischer Kochsalzlösung getränkten Schwämmchen,
- 9 mit Desinfektionslösung getränkten Schwämmchen und abschließend
- 3 mit physiologischer Kochsalzlösung getränkten Schwämmchen

überprüft.

Der Passageversuch wurde einmal wiederholt.

2.1.3.4 Prüfung der antimikrobiellen Eigenwirkung des Whirl-Pack Materials gegen *Escherichia coli* NCTC 10538

Zur Testung wurde CASO-Agar ohne Enthemmer eingesetzt. Initial wurde eine Suspension von *E. coli* NCTC 10538 (Gehalt an *E. coli* 9,1 lg KbE/ml) aufgebracht. Aus dem Whirl-Pack wurden vier 2 x 2 cm große Stücke herausgeschnitten, auf Agar aufgelegt und 4 h bei 5 °C gelagert. Danach schloss sich eine Bebrütung bei 36 °C für 24 h an.

2.1.3.5 Prüfung der Adhäsion von *Escherichia coli* NCTC 10538 an das Material des Auffangbeutels

Je ein Röhrchen (P1 und P2) wurde aufeinanderfolgend durch Anfassen mit der experimentell kontaminierten Hand (Vorgehen s. o.) kontaminiert und für 45 min in je einen Whirl-Pack eingelegt. Nach dem Einlegen wurde das Röhrchen 10 s im Beutel geschwenkt, um den Transport zu simulieren. Danach wurden sowohl der Beutel als auch das Röhrchen auf das Vorhandensein von *E. coli* geprüft. Zur Re-Gewinnung aus dem Beutel wurden 10 ml physiologische Kochsalzlösung eingefüllt, 1 min hin- und hergeschwenkt und davon 0,5 ml auf Columbia-Agarplatten ausgespatelt. Parallel wurde ein Kontrollröhrchen (K1)

angefasst und die Erregerfreisetzung ohne Zwischenlagerung bestimmt.

2.1.3.6 Untersuchung der Absterberate von *Escherichia coli* NCTC 10538 an Probenröhrchen im Eingaberack

Durch aufeinanderfolgendes Anfassen kontaminierter Probenröhrchen (n = 7) wurden, beginnend mit K1, nachfolgend P1 bis P5, endend mit K2, in 2 Durchläufen im Abstand von 1 d untersucht. Nach der Kontamination wurden P1 bis P5 1 h in der eingeschalteten Laminarbox im Eingaberack gelagert. Parallel wurden die Kontrollröhrchen K1 und K2 ohne Lagerung auf ablösbare Kontamination untersucht.

2.1.3.7 Untersuchung der Persistenz von *Escherichia coli* NCTC 10538 auf dem Material des Auffangbeutels

Auf herausgeschnittenen Flächen der Beutelinnenseite von 2 x 2 cm wurden je 0,1 ml der Erregersuspension mit einem Gehalt von 5 lg KbE/ml aufgetragen. Die Kontrollen (n = 5) wurden unmittelbar nach dem Auftragen der Erregersuspension in Greiner-Röhrchen mit 10 ml physiologischer Kochsalzlösung überführt, für 30 s gevortext und 0,1 ml auf Columbia-Agarplatten ausgespatelt. Die Prüfflächen (n = 5) wurden 45 min in offenen sterilen Petrischalen bei Raumtemperatur gelagert und danach analog weiterverarbeitet wie die Kontrollen.

2.1.3.8 Simulation eines worst case mit Kontamination mit *Staphylococcus epidermidis* DSM 20044: Untersuchung der Erregerbelastung von Probenröhrchen nach Passage experimentell kontaminierter Probenröhrchen durch das pneumatische Tubesystem, der Kontamination des pneumatischen Tubesystems mit dem Prüforganismus, der Freisetzung des Prüforganismus im Luftausstrom in der Empfangsstation und Überprüfung der Effektivität der nachfolgenden Dekontamination des pneumatischen Tubesystems

Vorversuche zur Rückgewinnung von *S. epidermidis* von Probenröhrchen: Die Erregersuspension zur Kontamination der Hände wurde aus der Stammkultur über die Zwischenstufe der Subkultur analog wie bei *E. coli* hergestellt. Die zuvor desinfizierte lufttrockene Hand wurde in die Suspension eingetaucht. Danach wurden die

Probenröhrchen zum Erregertransfer angefasst (zuerst K1, dann P1 bis P5, abschließend K2). K1 und K2 dienten als Kontrollen. Unmittelbar nach der Kontamination wurde die Erregerlast parallel bestimmt. Die Röhrchen P1 bis P5 wurden zuerst 2 h im Eingaberack, in einer nachfolgenden Versuchsanordnung 3 h unter der eingeschalteten Laminarbox gelagert. Die Erregerfreisetzung von den Probenröhrchen wurde wie oben beschrieben untersucht. Die Versuche wurden dreimal bzw. viermal im Abstand von 7 d durchgeführt.

Untersuchung der PTA in operation: Die Versuchsdurchführung entsprach dem Vorgehen mit *E. coli*; es wurden lediglich 18 statt 15 Schwämmchen eingesetzt und die kontaminierten Probenröhrchen wurden im Greiner-Röhrchen statt im Whirl-Pack aufgefangen. Die Eingabe in das PTS erfolgte nacheinander in folgenden Schritten:

- Eingabe von 3 mit physiologischer Kochsalzlösung getränkten Schwämmchen in ein Rack (S1–S3),
- aufeinanderfolgende Eingabe von 5 kontaminierten Probenröhrchen (P1–P5),
- Eingabe von 3 mit physiologischer Kochsalzlösung getränkten Schwämmchen (S4–S6),
- aufeinanderfolgende Eingabe von 9 mit Desinfektionslösung getränkten Schwämmchen (S7–S15),
- abschließende Eingabe von 3 mit physiologischer Kochsalzlösung getränkten Schwämmchen (S16–S18).

Zur Messung der Freisetzung luftgetragener Mikroorganismen aus dem PTS an der Empfangsstation wurden vor Beginn der Messung alle Teile des Luftkoloniesammlers mit 70 % Propanol desinfiziert. Pro Messung wurden vom Luftkoloniesammler 250 l Raumluft angesaugt und durch einen Lochdeckel auf eine CASO-Agar Platte gelenkt. Nach Bebrütung von 48 h bei 30–35 °C und anschließend für 5 d bei 20–25 °C erfolgte die erste Zwischenablesung nach 24 h. Die statistisch korrekte Gesamtzahl KbE (Probability = Pr) wurde nach Feller (1950) in KbE/m³ mit folgender Formel berechnet:

$$Pr = n (1/n + 17n - 1 + 1/n - 2 + 1/n - r + 1)$$

[n = Anzahl der Löcher der Lochplatte, r = Anzahl kultivierter KbE]

Die Luftkoloniezahl wurde mittels Luftkoloniezahlmessgerät MAS-100® (Merck Millipore KGaA, Darmstadt, Germany) mit sterilisiertem Aufsatz direkt im Luftstrom und in 3 m

Entfernung zum Auslass in 2 aufeinanderfolgenden Messungen im Abstand von 5 min bestimmt (Probenvolumen pro Messung 250 l Luft; Kultivierung auf CASO Agar ohne Inaktivatorzusatz). Um den Luftstrom ohne Vermischung mit der umgebenden Luft erfassen zu können, wurde er durch einen hierfür extra angefertigten Kunststoffzylinder unmittelbar auf den Sammler geleitet (Abb. 6).

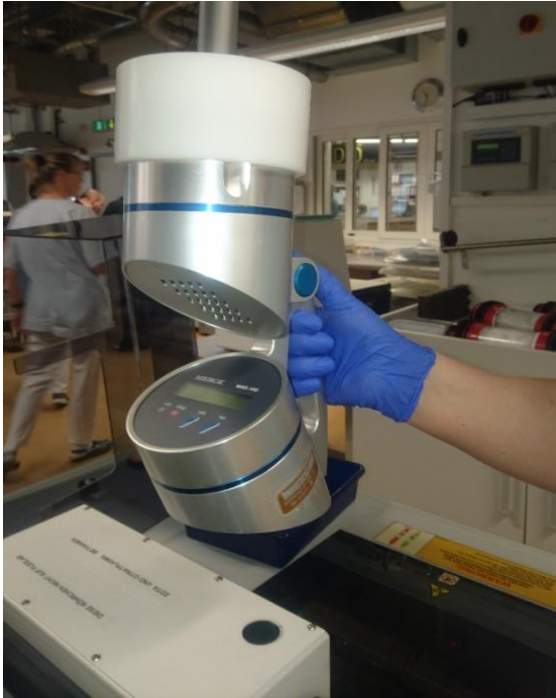


Abb.6 Ansicht des Luftkoloniezahlmessgerätes mit eingebautem Zylinder zwischen der Austrittsöffnung des PTS und dem Luftkeimsammler

Zur Überprüfung der Kontamination des PTS im Routinebetrieb wurden zunächst 3 mit physiologischer Kochsalzlösung getränkte Schwämmchen in das PTS eingegeben. Danach wurden aufeinanderfolgend 5 mit *S. epidermidis* kontaminierte Probenröhrchen eingegeben und die Messung der austretenden Luft unmittelbar nach dem Eintreffen der Probenröhrchen in der Empfangsstation durchgeführt. Danach wurden 3 mit physiologischer Kochsalzlösung getränkte Schwämmchen in das PTS eingegeben, im Anschluss ein normaler Desinfektionszyklus mit 9 mit Desinfektionslösung getränkten Schwämmchen gefahren und abschließend 3 mit physiologischer Kochsalzlösung getränkte Schwämmchen in das PTS eingegeben. Die mikrobielle Belastung wurde an allen Probenröhrchen und Schwämmchen wie unter 2.1.3.3 beschrieben ermittelt.

2.1.3.9 Statistik

Die Ergebnisse werden überwiegend deskriptiv beschrieben; abhängig vom Stichprobenumfang werden Mittelwert und Standardabweichung angegeben. Wo es sinnvoll erschien, wurde zur statistischen Bewertung der Ergebnisse zum Vergleich von zwei abhängigen Stichproben der t-Test eingesetzt. Ein p-Wert von $< 0,05$ wurde als signifikant gewertet, ein Wert zwischen 0,05 und 0,1 als Trend interpretiert. Die erhobenen Daten wurden mittels SPSS für Windows analysiert (Version 11.5.1 deutsch, SPSS Inc., Chicago, IL, USA).

2.2 Ergebnisse

2.2.1 Untersuchung der Kontamination von für eine Übertragung von Pathogenen infrage kommender Anteile des pneumatischen Tubesystems einschließlich der beförderten Probenröhrchen und des Luftausstroms im Routinebetrieb

Kontamination der Schwämmchen: Nur bei 3 von 60 Schwämmchen war nach Passage des PTS eine geringe Kontamination nachweisbar, zweimal KNS (10 bzw. 60 KbE/ml), einmal 10 KbE/ml aerobe Sporenbildner (Tab. 1).

Tab. 1 Von Schwämmchen nach 10 s Behandlung im Vortex in die Inaktivator-Lösung III freigesetzte KbE/ml

Schwämmchen, getränkt mit:	Durchlauf 1	Durchlauf 2	Durchlauf 3	Durchlauf 4
Physiologischer Kochsalzlösung (n = 3)	0	10 KNS	0	60 KNS
	0	0	0	0
	0	0	0	0
Desinfektionslösung (n = 9)	0	0	0	0
	0	0	0	0
	0	0	0	0
	0	0	0	0
	0	0	0	0
	0	0	0	0
	0	0	0	0
	0	0	0	0
	0	0	0	10 SpB
Physiologischer Kochsalzlösung (n = 3)	0	0	0	0
	0	0	0	0
	0	0	0	0

Erwartungsgemäß war in der Anreicherungskultur häufiger eine Kontamination nachweisbar (Tab. 2). Mit einer Ausnahme (*Micrococcus luteus*) handelte es sich ebenfalls nur um KNS und Sporenbildner. Fünfmal waren die Schwämmchen in allen 4 Durchläufen ohne Erregernachweis.

Tab. 2 Nach 48 h in der Anreicherungskultur der Spüllösung der Schwämmchen nachgewiesene Erreger

Schwämmchen, getränkt mit:	Durchlauf 1	Durchlauf 2	Durchlauf 3	Durchlauf 4
Physiologischer Kochsalzlösung (n = 3)	KNS, SpB	KNS, SpB	KNS, SpB	KNS, SpB
	KNS	SpB	SpB	SpB
	KNS, SpB	KNS, SpB	<i>M. luteus</i>	KNS, SpB
Desinfektionslösung (n = 9)	KNS	0	0	0
	0	SpB	0	SpB
	0	0	0	0
	0	0	0	KNS
	SpB	0	0	0
	0	0	0	SpB
	0	KNS	0	0
	0	0	0	0
	0	0	0	0
Physiologischer Kochsalzlösung (n = 3)	0	0	0	0
	0	KNS	0	0
	0	0	0	SpB

Kontamination der Probenröhrchen vor Eingabe in das PTS: Die Kontamination der Probenröhrchen war gering (Tab. 3). In 28 von 40 Fällen gelang kein Erregernachweis. Auf 11 Probenröhrchen waren KNS, auf einem Probenröhrchen SpB nachweisbar.

Tab. 3 Abstrichergebnisse (qualitativer Nachweis) von Probenröhrchen (n = 10) vor der Eingabe durch das Team der Notaufnahmestation

Abstriche, getränkt mit 0,89 % NaCl-Lösung	Durchlauf 1	Durchlauf 2	Durchlauf 3	Durchlauf 4
1	0	0	0	0
2	KNS	KNS	SpB	0
3	0	0	0	0
4	KNS	0	0	0
5	0	KNS	0	0
6	0	0	KNS	0
7	0	KNS	0	KNS
8	KNS	0	KNS	0
9	0	0	KNS	0
10	0	0	0	KNS
Summe	3 KNS	3 KNS	3 KNS, 1 SpB	2 KNS, 1 SpB

Kontamination der Probenröhrchen nach Ankunft in der Empfangsstation: Die Belastung war vergleichbar mit der Situation bei der Eingabe der Röhrchen (Tab. 4).

Tab. 4 Abstrichergebnisse (qualitativer Nachweis) von Probenröhrchen (n = 10) nach Ankunft in der Empfangsstation

Abstriche, getränkt mit 0,89 % NaCl-Lösung	Durchlauf 1	Durchlauf 2	Durchlauf 3	Durchlauf 4
1	0	0	0	0
2	0	0	0	SpB
3	0	0	KNS	0
4	KNS	0	0	0
5	0	0	0	0
6	0	0	KNS	0
7	0	KNS	0	KNS
8	0	0	KNS	SpB
9	0	0	KNS	0
10	0	0	0	KNS
Summe	1 KNS	1 KNS	4 KNS	2 KNS, 2 SpB

Kontamination der Empfangsstation: Im laufenden Betrieb waren auf 11 der beprobten Flächen keine Erreger, achtmal KNS und zweimal Sporenbildner nachweisbar (Tab. 5).

Tab. 5 Abstrichergebnisse (qualitativer Nachweis) an der Empfangsstation

Abstriche, getränkt mit 0,89 % NaCl-Lösung	Durchlauf 1	Durchlauf 2	Durchlauf 3	Durchlauf 4
(A) Horizontale Oberfläche der festen vorderen Transportschiene	0	0	KNS	SpB
(B) Horizontale Oberfläche der festen hinteren Transportschiene	KNS	0	0	KNS
(C) Vertikale Oberfläche der festen Transportschiene	0	0	KNS	0
(D) Vertikale Oberfläche der beweglichen Transportschiene	0	0	KNS	0
(E) Horizontale Oberfläche der beweglichen Transportschiene	0	KNS	KNS	KNS, SpB

Die 3 Eingabe-Racks (12 Abstriche) waren ausnahmslos kontaminiert. Neben KNS und SpB waren in drei Abstrichen Schimmelpilze, in einem Abstrich *Enterococcus faecium* nachweisbar (Tab. 6). Bei dem nachgewiesenen *Enterococcus faecium* handelte es sich nicht um den Ausbruchsstamm.

Tab. 6 Abstrichergebnisse (qualitativer Nachweis) von den Racks

Abstriche, getränkt mit 0,89 % NaCl-Lösung	1. Untersuchung	Wiederholung
Innenseite 1. Öffnung 1. Rack	KNS, SpB	KNS, SpB
Innenseite 2. Öffnung 1. Rack	KNS, SpB	KNS, SpB
Innenseite 3. Öffnung 1. Rack	KNS, SpB	KNS, SpB, Schimmelpilze
Außenseite 1. Rack	KNS, SpB	SpB, Schimmelpilze
Innenseite 1. Öffnung 2. Rack	KNS, SpB	KNS, SpB
Innenseite 2. Öffnung 2. Rack	KNS, SpB	KNS, SpB
Innenseite 3. Öffnung 2. Rack	KNS, SpB	KNS, SpB
Außenseite 2. Rack	SpB	KNS, Schimmelpilze
Innenseite 1. Öffnung 3. Rack	KNS, SpB	KNS, SpB
Innenseite 2. Öffnung 3. Rack	KNS, SpB	KNS, SpB
Innenseite 3. Öffnung 3. Rack	KNS, SpB	KNS, SpB
Außenseite 3. Rack	KNS, SpB, <i>E. faecium</i>	KNS, SpB

2.2.2 Simulation eines worst case mit Kontamination mit *Escherichia coli* K12 NCTC 10538: Untersuchung der Erregerbelastung von Probenröhrchen nach Passage experimentell kontaminierter Probenröhrchen durch das pneumatische Tubesystem, der Kontamination des pneumatischen Tubesystems mit dem Prüforganismus und Überprüfung der Effektivität der nachfolgenden Dekontamination des pneumatischen Tubesystems

Vorversuch 1: Die Ausgangskoloniezahl in der zur Kontamination der Probenröhrchen verwendeten Suspension wurde mit 9,5 lg KbE/ml (n = 6) ermittelt. Von mittels Pipette kontaminierten Röhrchen (n = 3) waren nur 3,3 lg ± 0,2 KbE/ml rückgewinnbar. Umgerechnet pro ml ergibt das im Mittel 2,3 lg KbE. Deshalb wurde ein weiterer Vorversuch durchgeführt.

Vorversuch 2: Die Ausgangskoloniezahl betrug wiederum 9,5 lg KbE/ml (n = 6). Nach Abwischen der Röhrrchen mit Alkohol vor der Kontamination und ansonsten analogem Vorgehen konnten 4,1–4,3 lg/Röhrrchen bzw. 3,1–3,3 lg KbE/ml (n = 6) abgeschwemmt werden.

Vorversuch 3: Die Ausgangskoloniezahl betrug in der für die Hände zur Kontamination verwendeten Suspension 9,4 lg KbE/ml. Nach den ersten vier Handkontakten mit den Probenröhrrchen unterschied sich die rückgewinnbare Erregermenge von den Probenröhrrchen nicht wesentlich. Danach verringerte sich die Abgabe um 1–2 lg/ml (Tab. 7).

Tab. 7 Rückgewinnung von *E. coli* NCTC 10538 von Probenröhrrchen nach Kontakt mit der zuvor experimentell kontaminierten Hand

Probenröhrrchen	Anzahl (lg) rückgewinnbarer KbE/Röhrrchen*
1	4,1
2	4,9
3	5,3
4	4,0
5	3,2
6	2,7

*Anzahl KbE/ml in der zur Kontamination der Hand eingesetzten Suspension 9,4 lg/ml

Hauptversuch: Überraschenderweise waren im Durchlauf 1 und 2 nach der Passage der kontaminierten Probenröhrrchen durch das PTS an 7 der ursprünglich kontaminierten Röhrrchen (P1–P5) keine Prüforganismen nachweisbar. Von den restlichen Röhrrchen waren maximal 2,6 lg/Röhrrchen rückgewinnbar. Von K1 und K2 waren 4,1–5,8 lg/Röhrrchen rückgewinnbar. Während von K3 kein Erregernachweis gelang, waren von K4 2,1–3,3 lg/Röhrrchen rekultivierbar (Tab. 8).

Tab. 8 Rückgewinnung von *Escherichia coli* NCTC 10538 von den kontaminierten Röhrcchen 1–5 nach Passage des PTS und von zugehörigen Kontrollen (2 Versuche)

Probenröhrcchen		I _g KbE/Röhrcchen	
		Durchlauf 1*	Durchlauf 2*
Wiederfindung direkt nach Anfassen	(K1) sofortige Beprobung	5,1	5,8
	(K2) sofortige Beprobung	4,1	4,2
Lagerung im Rack, (K3) 3 h Zeitdauer bis zur Beprobung		0	0
Eingabe des Röhrcchens in Greiner-Röhrcchen, (K4) 3 h Zeitdauer bis zur Beprobung		2,1	2,3
P1 Passage des PTS		2	0
P2 Passage des PTS		0	2,6
P3 Passage des PTS		2	0
P4 Passage des PTS		0	0
P5 Passage des PTS		0	0

*Anzahl KbE/ml in der zur Kontamination der Röhrcchen eingesetzten Suspension im Durchlauf 1 = 9 I_g,
im Durchlauf 2 = 9,5 I_g

An keinem der nach der Passage der Probenröhrcchen durch das PTS geschickten Schwämmchen war *E. coli* nachweisbar. Das betraf sowohl die zuerst mit physiologischer Kochsalzlösung getränkten 3 Schwämmchen als auch die 9 nachfolgend mit Desinfektionslösung getränkten Schwämmchen und die abschließend mit physiologischer Kochsalzlösung getränkten 3 Schwämmchen. Allerdings waren an den ersten 3 mit physiologischer Kochsalzlösung getränkten Schwämmchen zwischen 1 und 3 I_g *KNS* nachweisbar.

2.2.3 Prüfung der antimikrobiellen Eigenwirkung des Whirl-Pack Materials gegen *Escherichia coli* K12 NCTC 10538

Es entstand kein Hemmhof auf dem mit *E. coli* NCTC 10538 beimpften Agar um das aufgelegte Material. Allerdings entwickelten sich unter der Folie keine Kolonien.

2.2.4 Prüfung der Adhäsion von *Escherichia coli* K12 NCTC 10538 an das Material des Auffangbeutels

Während an K1 5,1 Ig KbE/Probenröhrchen bzw. 5,2 Ig KbE/Probenröhrchen nachweisbar waren, konnten nach der 45-minütigen Lagerung der Probenröhrchen im Auffangbeutel nur noch 3–4 Ig von den Probenröhrchen nachgewiesen werden. Aus der Spüllüssigkeit des Beutels, in dem die Probenröhrchen gelagert wurden, gelang nach der Entnahme der Probenröhrchen keine Anzucht (Tab. 9).

Tab. 9 Rückgewinnung von *E. coli* NCTC 10538 nach 45 min Lagerung von den Probenröhrchen (P) und aus dem Whirl-Pack Beutel

Merkmal	Ig KbE/Röhrchen	
	Durchlauf 1*	Durchlauf 2*
Freigesetzte KbE von K1 ohne Zwischenlagerung	5,2	5,1
Freigesetzte KbE von P1** nach 45 min Lagerung im Beutel	3	4
Freigesetzte KbE von P2** nach 45 min Lagerung im Beutel	3,3	3,6
KbE in der Spüllösung des Auffangbeutels von P1	0	0
KbE in der Spüllösung des Auffangbeutels von P2	0	0

*Ausgangskoloniezahl der zur Kontamination eingesetzten Suspension im Durchlauf 1 = 9 Ig/ml, im Durchlauf 2 = 9,3 Ig/ml

**Probenröhrchen P1 und P2 wurden durch aufeinanderfolgendes Anfassen kontaminiert

2.2.5 Untersuchung der Absterberate von *Escherichia coli* K12 NCTC 10538 an Probenröhrchen im Eingaberack

Im ersten Durchlauf betrug die ablösbare Kontamination auf dem Kontrollröhrchen K1 3,2 Ig KbE/ml, im 2. Durchgang 3,4 Ig KbE/ml. Auf K2 war die ablösbare Kontamination mit 2,8 Ig bzw. 3 Ig KbE/ml tendenziell geringer. Nach 1 h Lagerung war auf keinem der Röhrchen P1 bis P5 *E. coli* nachweisbar (Tab. 10).

Tab. 10 Persistenz von *E. coli* NCTC 10538 an Probenröhrchen (P) nach 1 h Lagerung

Probenröhrchen	lg KbE/Röhrchen	
	Durchlauf 1	Durchlauf 2
K1*	3,2	3,4
P1–P5	0	0
K2	2,8	3

*Ausgangskoloniezahl in der zur Kontamination der Röhrchen eingesetzten Suspension 8,5 lg KbE/ml

2.2.6 Untersuchung der Persistenz von *Escherichia coli* K12 NCTC 10538 auf dem Material des Auffangbeutels

Die Anzahl nach 45 min rückgewinnbarer Kolonien unterschied sich nicht von der auf die Innenseite des Beutels aufgetragenen Ausgangskoloniezahl und lag im Streubereich der Wiederfindungsrate von kontaminierten Flächen (Tab. 11). Der Verlust bei der Rückgewinnung betrug maximal 0,3 lg.

Tab. 11 Persistenz von *E. coli* NCTC 10538 auf der Innenseite des Auffangbeutels (Ausgangskoloniezahl der zur Kontamination eingesetzten Suspension 5,7 lg/ml)

Beutelprobe (2 x 2 cm)	Anzahl rückgewinnbarer Kolonien unmittelbar nach Kontamination		Anzahl rückgewinnbarer Kolonien 45 min nach Kontamination	
	KbE/0,1 ml*	lg KbE/ml	KbE/0,1 ml*	lg KbE/ml
1	417	5,62	412	5,61
2	392	5,59	436	5,64
3	425	5,63	418	5,62
4	412	5,61	422	5,63
5	396	5,6	430	5,63
Mittelwert	408,4 ± 14,01	5,61 ± 0,02	423,6 ± 9,53	5,63 ± 0,11

*Durch die Verdünnungsschritte muss die Anzahl KbE/0,1 ml mit dem Faktor 1000 multipliziert werden, um den Bezug zur Ausgangskoloniezahl herzustellen, die 5,7 lg/ml betrug

2.2.7 Simulation eines worst case mit Kontamination mit *Staphylococcus epidermidis* DSM 20044: Untersuchung der Erregerbelastung von Probenröhrchen nach Passage experimentell kontaminierter Probenröhrchen durch das pneumatische Tubesystem, der Kontamination des pneumatischen Tubesystems mit dem Prüforganismus, der Freisetzung des Prüforganismus im Luftausstrom in der Empfangsstation und Überprüfung der Effektivität der nachfolgenden Dekontamination des pneumatischen Tubesystems

Vorversuche zur Rückgewinnung von *S. epidermidis* von Probenröhrchen: Nach 2 h Lagerung im Rack waren in 3 Durchläufen 5,6–6,3 lg (Mittelwert $6,01 \pm 0,253$ lg) von den Probenröhrchen 1–5 wiedergewinnbar (Tab. 12). Dabei wiesen die Ergebnisse der Rückgewinnung nur eine geringe Streuung auf. Zwischen den Werten von K1 und den Werten nach Antrocknung an den Probenröhrchen war der Unterschied signifikant ($p < 0,05$), nicht dagegen zwischen K2 und den Probenröhrchen, da die Anzahl rückgewinnbarer Kolonien von K1 signifikant höher war als von K2 ($p < 0,05$). Insgesamt war der Verlust rückgewinnbarer Kolonien mit maximal 1,1 lg aber gering.

Tab. 12 Rückgewinnung von *S. epidermidis* DSM 20044 von kontaminierten Probenröhrchen (P) nach 2 h Antrocknung im Eingaberack (3 Versuchsdurchläufe)

Probenröhrchen	lg KbE/Röhrchen*				
	Durchlauf 1	Durchlauf 2	Durchlauf 3	Mittelwert	s
K1	6,7	6,9	6,2	6,7	0,360
P1	6,1	6,3	6,2	6,2	0,100
P2	6,4	6,1	5,7	6,1	0,351
P3	6,0	6,2	5,9	6,1	0,152
P4	5,7	6,3	5,7	5,9	0,346
P5	5,6	6,1	5,9	5,9	0,251
K2	6,0	6,1	5,9	5,9	0,100

*Ausgangskoloniezahl in der zur Kontamination der Röhrchen eingesetzten Suspension im Durchlauf 1 = 9,1 lg KbE/ml, im Durchlauf 2 = 8,9 lg KbE/ml und im Durchlauf 3 = 9,2 lg KbE/ml
s = Standardabweichung

Nach 3 h Lagerung in der Laminarbox (Mittelwert 5,7) waren von den Probenröhrchen 4,8–6,4 lg wiedergewinnbar (Mittelwert $6,0 \pm 0,134$; Tab. 12). Da sich die Werte von K1 und K2 signifikant unterschieden ($p < 0,05$), unterschied sich auch der Mittelwert der Anzahl rückgewinnbarer Kolonien von den Röhrchen P1–P5 ($5,7 \pm 0,394$) signifikant sowohl von K2 als auch von K1 ($p < 0,05$) (Tab. 13). Insgesamt betrug der Verlust rückgewinnbarer Kolonien maximal 1,4 lg, d. h. durch die um 1 h verlängerte Antrocknung hat sich die Anzahl rückgewinnbarer Erreger im Vergleich zur Antrocknung von 2 h tendenziell reduziert.

Tab. 13 Rückgewinnung von *S. epidermidis* DSM 20044 von kontaminierten Probenröhrchen (P) nach 3 h Antrocknung in der Laminarbox (4 Versuchsdurchläufe)

Probenröhrchen	lg KBE/Röhrchen*					
	Durchlauf 1	Durchlauf 2	Durchlauf 3	Durchlauf 4	MW	s
K1	6,1	6,4	6,4	6,3	6,3	0,141
P1	6,0	6,4	6,4	6,1	6,2	0,206*
P2	5,3	6,2	6,0	5,8	5,8	0,472*
P3	5,4	6,0	6,0	5,4	5,4	0,346*
P4	6,0	5,8	5,6	5,3	5,4	0,31*
P5	4,8	5,5	5,1	4,9	4,8	0,31*
K2	5,3	5,7	5,3	5,4	5,2	0,189

*Ausgangskoloniezahl der Suspension im Durchlauf 1 = 9,3 lg/ml, im Durchlauf 2 = 9,2 lg/ml, im Durchlauf 3 und 4 = 9,1 lg/ml
s = Standardabweichung
MW = Mittelwert

Rückgewinnung nach Passage des PTS: In Tab. 14 sind die Mittelwerte und Standardabweichungen der rückgewinnbaren Testbakterien von den Proberöhrchen nach Passage des PTS aus allen Durchläufen zusammengefasst. Auf den Röhrchen verblieben durchschnittlich $5,2 \pm 0,256$ lg bei einer Ausgangskontamination im Mittel von K1 und K2 von $6,2 \pm 0,658$ lg (Tab. 14). Die Zeit bis zur Rückführung der Probenröhrchen ins Labor zur Beprobung betrug etwa 2,5 h.

Tab. 14 Wiedergewinnung vom *S. epidermidis* (lg) auf den Probenröhrchen nach der Passage kontaminierter Probenröhrchen

Röhr- chen	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	MW	s
K1	6,5	6,9	6,7	6,4	6,8	6,4	6,6	7	6,9	6,4	6,3	6,8	6,64	0,239
P1	5,0	5,2	5	5,9	6,6	5,9	5,8	6	5,5	5,5	5	5,1	5,54	0,508
P2	5,8	5,4	5,0	5,9	5,6	5,1	6,1	5,4	5,1	5,5	4,3	5	5,35	0,468
P3	5,4	5,1	5,2	6	5,4	4,8	5,5	5,5	5,4	4,9	4,6	4,8	5,21	0,395
P4	5,2	5,2	5,3	5,4	4,9	4,7	5,4	5,4	5,0	4,7	4,8	4,6	5,05	0,290
P5	4,8	4,3	5,6	5,3	4,7	4,9	5,4	5,1	4,8	4,8	4,6	4,3	4,88	0,406
K2	6,2	5,9	5,7	6,2	5,4	6,1	6,3	6,0	5,5	5,4	5,1	4,8	5,71	0,480

MW = Mittelwert

s = Standardabweichung

In Tabelle 15 sind die Mittelwerte und Standardabweichungen auf den durch das PTS geschickten Schwämmchen aus allen Durchläufen zusammengefasst. Vor der Eingabe der experimentell kontaminierten Röhrchen in das PTS waren in 3 Durchläufen von mit physiologischer Kochsalzlösung getränkten Schwämmchen (S1–S3) in 6 von 36 Proben KNS zwischen 2,3 und 3,1 lg/Schwämmchen und vereinzelt aerobe Sporenbildner rückgewinnbar (Tab. 15).

Nach dem Durchlauf der 5 experimentell kontaminierten Röhrchen nahm die Menge von *S. epidermidis* mit jedem Schwämmchen deutlich ab, d. h. auf dem 2. Schwämmchen (S5) im Mittel der 12 Durchläufe um 2,3 lg, auf dem 3. Schwämmchen (S6) im Mittel um 2,6 lg (Tab. 15).

Nach der Passage der kontaminierten Röhrchen durch das PTS wurden mit 0,89 % NaCl getränkte Schwämmchen im Reinigungsmodus in die Anlage gegeben. Während die Kontamination mit *S. epidermidis* im 1. Durchlauf der Schwämmchen in allen 12 Durchgängen auf den Schwämmchen nachweisbar war, war der Testorganismus im 2. Durchlauf bereits in 5 Durchgängen und im 3. Durchlauf in 7 Durchgängen nicht mehr von den Schwämmchen rückgewinnbar.

Nachfolgend wurden zur Dekontamination mit Desinfektionslösung getränkte Schwämmchen (S7–S15) im Reinigungsmodus in das PTS eingegeben. Bereits nach dem ersten Durchlauf war der Testorganismus in allen 12 Durchgängen von keinem Schwämmchen rückgewinnbar. Auch die 3 letzten mit physiologischer Kochsalzlösung getränkten Schwämmchen (S16–S18) waren ohne Erregernachweis (Tab. 15). Sporadisch waren wenige aerobe Sporenbildner nachweisbar.

Tab. 15 Von Schwämmchen (S) nach der Passage durch das PTS rückgewinnbare KNS bzw. *S. epidermidis* in 12 Durchgängen

Durchgang	lg/Schwämmchen						
	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7–18
1	2,3	0	0	2,8	0	0	0
2	2,6	0	0	4,2	0	2,9	0
3	0	0	0	3,7	0	0	0
4	3,1	0	2,3	4,5	3,7	2,3	0
5	0	0	0	4,6	2,6	0	0
6	0	0	0	4,6	2,3	2,6	0
7	0	0	0	5,4	3,1	2,6	0
8	0	0	0	3,2	3,1	2,6	0
9	2,6	0	0	3,2	2,3	0	0
10	2,6	0	0	3,6	0	0	0
11	0	0	0	0	2,6	0	0
12	0	0	0	4,4	0	0	0
MW	1,1	0	0,2	3,7	1,6	1,1	0
s	1,37	0	0,664	1,378	1,48	1,345	0

Nacheinander wurden folgende Schwämmchen eingegeben:

S1–S3: mit 0,89 % NaCl getränkte Schwämmchen im Reinigungsmodus

S4–S6: mit 0,89 % NaCl getränkte Schwämmchen nach Passage der experimentell kontaminierten Probenröhrchen P1–P5 (s. Tab. 13)

S7–S15: mit Desinfektionslösung getränkte Schwämmchen

S16–S18: mit 0,89 % NaCl getränkte Schwämmchen

Im Auffangbeutel für die Schwämmchen war in den 12 Durchläufen in 8 von 180 Beuteln *S. epidermidis* mit einer Ausbeute zwischen 2,0 und 2,5 lg nachweisbar (Tab. 16).

Tab. 16 Rückgewinnung von *S. epidermidis* aus dem Auffangbeutel aus 12 Durchläufen

Beutel Nr.	38	40	41	42	43	127	140	168
KbE/Beutel	2,1	2,5	2,6	2,3	2,0	2,6	2,5	2,0

2.2.8 Prüfung der Freisetzung luftgetragener Mikroorganismen aus dem pneumatischen Tubesystem an der Empfangsstation

Im 12. Durchgang des zuvor beschriebenen Versuchsablaufs wurde nach der Passage der Probenröhrchen P1–P5 (s. Tab. 14) der aus dem PTS austretende Luftstrom mikrobiologisch untersucht. Als Erreger dominierten *S. epidermidis*, gefolgt von *M. luteus* und aeroben Sporenbildnern. In der Umgebungsluft war die Belastung etwa doppelt so hoch wie in der aus dem PTS austretenden Luft (Tab. 17).

Tab. 17 Erregernachweis im Luftstrom aus dem PTS und in der umgebenden Raumluft

Nachgewiesene Erreger	KbE/m ³			
	Am Auslass		In der Umgebung	
	1. Messung	2. Messung	1. Messung	2. Messung
Aerobe Sporenbildner	4	0	20	12
<i>M. luteus</i>	8	28	20	16
<i>S. epidermidis</i>	28	44	76	84
Summe	40	72	116	112
Mittelwert und Standardabweichung	56 ± 22,63		114 ± 2,83	

3 Diskussion

3.1 Methoden

3.1.1 Untersuchungsablauf und für alle Untersuchungen zutreffende experimentelle Voraussetzungen

Die Aufgliederung der Studie in 7 Einzeluntersuchungen hat sich dadurch ergeben, dass nach der Auswertung jeder Einzeluntersuchung das weitere Vorgehen zur Klärung der Fragestellung, besteht ein hygienisches Risiko zur Weiterverbreitung potenzieller Pathogene beim Betrieb des PTS, festgelegt werden musste.

Bei den Probennahmen wurden die Anforderungen der DIN 18593 (2009) zugrunde gelegt. Die im Normalbetrieb zum Nachweis einer Kontamination der Probenröhrchen, der Racks und der Empfangsstation entnommenen Abstriche wurden nur qualitativ untersucht, um festzustellen, ob das PTS mit potenziellen Pathogenen kontaminiert ist.

Bei der Untersuchung von Schwämmchen wurden diese in Inaktivator-Lösung III überführt, um ggf. anhaftende Desinfektionsmittelreste zu neutralisieren. Andernfalls kann auf Grund einer bakteriostatischen Nachwirkung die Vermehrung von aus der Schwämmchenoberfläche abgelösten Erregern beeinträchtigt werden (sog. Eigenhemmung). Da es sich bei dem für das PTS eingesetzte Desinfektionsmittel um einen Sauerstoffabspalter handelt, wurde Inaktivator III eingesetzt (Dietlein u. Exner 2016). Die Reinigungsgestelle wurden zuvor autoklaviert, um eine Kontamination der Schwämmchen durch das Reinigungsgestell zu verhindern. So kann im Fall einer Kontamination der Schwämmchen nach der Passage des PTS, diese nur von dem PTS herrühren. Nachdem von der Inaktivator-Lösung III 100 µl ausgespatelt worden waren, wurde die restliche Lösung für 48 h bebrütet, um eine ggf. geringe Kontamination qualitativ erfassen zu können. Da in dem PTS keine potenziellen Pathogene nachweisbar waren, sollte im nächsten Schritt überprüft werden, ob nach experimenteller bakterieller Kontamination der Probenröhrchen die Kontaminanten in das PTS freigesetzt werden. Als Prüforganismen mussten Bakterien ausgewählt werden, von denen kein Infektionsrisiko ausgeht. Unter diesem Aspekt wurde zunächst *Escherichia coli* DSM 11250 NCTC 10538 und im Anschluss *Staphylococcus epidermidis* DSM 20044 ausgewählt. Der *E. coli* Stamm ist als Prüforganismus zur Prüfung der hygienischen Händedesinfektion bei freiwilligen Probanden zugelassen (Christiansen et al. 2017). *S. epidermidis* gehört zur residenten Hautflora und ist für die Körperoberfläche apathogen (Allaker u. Noble 1993).

Da nach der Passage der Probenröhrchen durch das PTS nicht die Gesamtmenge der aufgebrauchten Erregermenge nachgewiesen werden konnte, wurden folgende möglichen Einflussfaktoren untersucht:

- Untersuchung der Wiederfindungsrate der auf die Probenröhrchen aufgebrauchten Prüforganismen,
- Untersuchung der Absterberate der Prüforganismen im Eingaberack und auf dem Material des Auffangbeutels,
- antimikrobielle Wirkung des Materials des Auffangbeutels,
- Adhäsion der Erreger an das Material des Auffangbeutels,
- Ablösung der Prüforganismen bei der Passage durch das PTS durch Messung der Freisetzung an der Empfangsstation.

Schließlich wurde die Effektivität der Dekontamination des PTS mit Hilfe der mit Desinfektionslösung getränkten Schwämmchen untersucht.

3.1.2 Untersuchung der Kontamination von für eine Übertragung von Pathogenen infrage kommender Anteile des pneumatischen Tubesystems einschließlich der beförderten Probenröhrchen und des Luftausstroms im Routinebetrieb

Um Aufschluss über eine ggf. vorhandene Kontamination des PTS mit apathogener Umgebungsflora und/oder potenziellen Pathogenen und der damit verbundenen Möglichkeit einer Erregerverschleppung zu erhalten, wurden Schwämmchen durch das PTS geschickt. Grundsätzlich müssen die Schwämmchen feucht sein, um ein Steckenbleiben zu verhindern. Um Erreger nachweisen zu können, wurden die ersten drei Schwämmchen mit physiologischer Kochsalzlösung getränkt. Um ggf. einen Desinfektionseffekt nachweisen zu können, wurden die nächsten neun Schwämmchen mit Desinfektionslösung getränkt. Die letzten drei nicht mit Desinfektionslösung, sondern mit physiologischer Kochsalzlösung getränkten Schwämmchen sollten anzeigen, ob der Desinfektionseffekt anhält. Als weitere Kontaminationsquellen wurden die Empfangsstation, Probenröhrchen vor der Eingabe in das PTS und die Reinigungsracks beprobt.

3.1.3 Simulation eines worst case mit Kontamination mit *Escherichia coli* K12 NCTC 10538: Untersuchung der Erregerbelastung von Probenröhrchen

nach Passage experimentell kontaminierter Probenröhrchen durch das pneumatische Tubesystem, der Kontamination des pneumatischen Tubesystems mit dem Prüforganismus und Überprüfung der Effektivität der nachfolgenden Dekontamination des pneumatischen Tubesystems

Da sich bei der Beprobung von für eine Übertragung von Pathogenen infrage kommender Anteile des PTS mit Ausnahme der Eingaberacks keine Krankheitserreger nachweisen ließen, sollte untersucht werden, ob sich nach experimenteller Kontamination der Probenröhrchen und deren Passage durch das PTS die Erreger in dem PTS und nach der Freigabe der Probenröhrchen an der Empfangsstation auf den Röhrchen nachweisen lassen.

Zur Überprüfung der Innenkontamination des PTS sollten mit physiologischer Kochsalzlösung getränkte Reinigungsschwämmchen durch das PTS geschickt werden. Anschließend sollten mit Desinfektionslösung getränkte Schwämmchen zur desinfizierenden Reinigung durch das PTS geschickten werden, um die Dekontaminationsleistung zu prüfen. Als Vertreter für Gram-negative Bakterien wurde ein apathogener *E. coli* Stamm ausgewählt.

Vor der Eingabe experimentell kontaminierter Probenröhrchen in das PTS mussten Vorversuche zur Bestimmung der Wiederfindungsrate der Bakterien von den kontaminierten Probenröhrchen durchgeführt werden.

Vorversuche: Im Vorversuch 1 betrug der Verlust bei der Wiedergewinnung 5,9–6,5 lg, da die Erreger nicht ausreichend an die Glasoberfläche adhärten.

Deshalb wurde im Vorversuch 2 untersucht, ob sich die Anhaftung an die Probenröhrchen durch Vorbehandlung mit einem alkoholbasierten Flächendesinfektionsmittel verbessern lässt. Obwohl der Verlust um etwa 1 lg verringert werden konnte, erschien die Erregerbelastung auf den Probenröhrchen noch zu gering, um reproduzierbare Ergebnisse der Restkoloniezahl nach der Passage der Probenröhrchen durch das PTS zu erwarten.

Da eine Kontamination der Probenröhrchen in praxi vor allem durch Handkontakt bei der Blutabnahme und bei der Eingabe in den Racks erfolgen kann, sollten im Vorversuch 3

zunächst die Hand mit *E. coli* kontaminiert und danach die Röhrchen mit der kontaminierten Hand angefasst werden. Mit dieser Methode wurde die Anhaftung um bis zu 1,4 lg verbessert. Daher wurde für die nachfolgenden Versuche dieses Vorgehen gewählt, zumal es besser der realen Situation entspricht.

Hauptversuch: Anliegen war die Untersuchung, ob von durch Handkontakt mit *E. coli* kontaminierten Probenröhrchen die Kontamination an den Probenröhrchen nach der Passage des PTS verbleibt, ob zugleich das PTS durch die Probenröhrchen kontaminiert wird und ob die anschließende Dekontamination des PTS wirksam ist.

3.1.4 Prüfung der antimikrobiellen Eigenwirkung des Whirl-Pack Materials gegen *Escherichia coli* K12 NCTC 10538

Durch die Auflage des aus dem Whirl-Pack Material herausgeschnittenen Stücks auf dem mit *E. coli* kontaminierten Agar für 4 h bei 5 °C sollte erreicht werden, dass, falls antimikrobiell wirksame Stoffe aus dem Kunststoff freigesetzt werden, diese vor Beginn der eigentlichen Bebrütung auf die Bakterien einwirken (sog. Vordiffusionszeit), d. h. vor der exponentiellen Vermehrungsphase. Durch die ggf. stattfindende Exposition der Bakterien mit herausdiffundierten Bestandteilen des Kunststoffs vor der exponentiellen Vermehrungsphase wird die Empfindlichkeit des Nachweises gesteigert, weil Bakterien in der lag-Phase besonders empfindlich auf hemmende Einflüsse reagieren (Langner et al. 2019).

3.1.5 Prüfung der Adhäsion von *Escherichia coli* K12 NCTC 10538 an das Material des Auffangbeutels

Weil für das Material der Auffangbeutel keine antimikrobielle Eigenwirkung nachweisbar war, sollten folgende zwei infrage kommende, sich evtl. sogar addierende Möglichkeiten für die geringe Wiedergewinnungsrate von *E. coli* von den Probenröhrchen untersucht werden.

- Die Probenröhrchen sollten 45 min nach der Lagerung untersucht werden, da es während dieser Zeit zum Absterben der Prüforganismen kommen kann.
- Die Beutel sollten auf Innenkontamination mit den Prüforganismen untersucht werden, da es auch beim Auffangen der Probenröhrchen im Beutel zu einem Erregerverlust kommen kann, indem Erreger beim Aufprall im Beutel freigesetzt

werden und am Kunststoff adhären.

3.1.6 Untersuchung der Absterberate von *Escherichia coli* K12 NCTC 10538 an Probenröhrchen im Eingaberack

Da an den Proberöhrchen nach der Passage durch das PTS nur vereinzelt der Testorganismus *E. coli* nachweisbar war, sollte die Absterberate nach einstündiger Lagerung experimentell kontaminierter Röhrchen im Rack untersucht werden.

3.1.7 Untersuchung der Persistenz von *Escherichia coli* K12 NCTC 10538 auf dem Material des Auffangbeutels

Da vermutlich mehrere Einflüsse für den Verlust von den auf die Probenröhrchen aufbrachten Prüforganismen verantwortlich sind, sollte die Absterberate des Prüforganismus nach 45 min offener Exposition auf dem Material des Auffangbeutels im Vergleich zur wiedergewinnbaren Menge vom Material des Auffangbeutels ohne Lagerung untersucht werden.

3.1.8 Simulation eines worst case mit Kontamination mit *Staphylococcus epidermidis* DSM 20044: Untersuchung der Erregerbelastung von Probenröhrchen nach Passage experimentell kontaminierter Probenröhrchen durch das pneumatische Tubesystem, der Kontamination des Tubesystems mit dem Prüforganismus, der Freisetzung des Prüforganismus im Luftausstrom in der Empfangsstation und der Überprüfung der Effektivität der nachfolgenden Dekontamination des pneumatischen Tubesystems

Vorversuche zur Rückgewinnung von *S. epidermidis* von Probenröhrchen:

Methodisch wurde die Kontamination analog wie bei *E. coli* durchgeführt, wobei die Antrocknung im Rack mit 2 h und verstärkt bei eingeschalteter Laminarbox mit 3 h bewusst intensiver gewählt wurde, als in praxi zu erwarten ist, um den worst case zu simulieren.

Rückgewinnung nach Passage des PTS: Zur Ermittlung der Ausgangskontamination wurden mit physiologischer Kochsalzlösung getränkte Schwämmchen durch das PTS geschickt. Durch nachfolgende Passage experimentell mit *S. epidermidis* kontaminierter

Probenröhrchen sollte untersucht werden, ob es dadurch zu einer Kontamination des PTS kommt. Zum Nachweis der Kontamination wurden mit physiologischer Kochsalzlösung getränkte Schwämmchen durch das PTS geschickt. Um das PTS zu dekontaminieren, wurden anschließend mit Desinfektionslösung getränkte Schwämmchen durch das PTS geschickt. Zur Dekontaminationskontrolle wurden abschließend erneut mit physiologischer Kochsalzlösung getränkte Schwämmchen durch das PTS geschickt.

3.1.9 Prüfung der Freisetzung luftgetragener Mikroorganismen aus dem pneumatischen Tubesystem an der Empfangsstation

Um auszuschließen, dass in das PTS gelangte Erreger nicht von den Schwämmchen bei der Passage durch das PTS erfasst werden, wurde der aus dem PTS austretende Luftstrom mittels Sampler auf den Gehalt an Mikroorganismen untersucht. Um zu gewährleisten, dass nur die Luftströmung aus dem PTS aufgefangen wird, wurde die aus dem PTS austretende Luft über ein Verbindungsstück auf den Sampler geführt.

Die Korrektur der Gesamtzahl nachgewiesener KbE nach der Formel von Feller (1950) ist notwendig, da mit zunehmender Zahl der Mikroorganismen in der Luft die Wahrscheinlichkeit zunimmt, dass zwei Erreger durch dasselbe Loch im Deckel gesaugt werden, was zur Folge hat, dass zwei dicht benachbarte Bakterien nur eine Kolonie bilden.

3.2 Ergebnisse

3.2.1 Untersuchung der Kontamination von für eine Übertragung von Pathogenen infrage kommender Anteile des PTS einschließlich der beförderten Probenröhrchen und des Luftausstroms in der Empfangsstation im Routinebetrieb

Die Schwämmchen waren nach der Passage durch das PTS überraschend gering kontaminiert. Die Kontamination betraf ausschließlich residente Hautflora und apathogene Sporenbildner aus der Umgebung. Erwartungsgemäß waren die mit Desinfektionslösung vor der Eingabe in das PTS getränkten Schwämmchen mit einer Ausnahme nicht kontaminiert. Auch in der Anreicherung waren nur 6 von 36 Schwämmchen kontaminiert.

Die separat untersuchten Probenröhrchen waren vor der Passage durch das PTS tendenziell häufiger kontaminiert als die Schwämmchen nach der Passage des PTS. Offenbar kommt es zu einem Verlust an Kontaminanten während der Passage durch das PTS. Da die Probenröhrchen vor der Eingabe nicht desinfizierend abgewischt werden, ist davon auszugehen, dass die Kontamination von der Hand des Personals stammt. Da nur residente Flora und Sporenbildner nachweisbar waren, spricht das für die Einhaltung der Händehygiene. Da alkoholbasierte Händedesinfektionsmittel nicht sporozid wirksam sind (Schamberger 2009), können Sporenbildner trotz Händedesinfektion an der Hand verbleiben.

Die Empfangsstation war nur gering und nur mit apathogenen Bakterien kontaminiert. Das spricht für die Einhaltung der Hygiene im Arbeitsbereich.

Die vergleichsweise höhere Kontamination der Racks mit z. T. potenziellen Pathogenen hat ihre Ursache darin, dass die vom Hersteller empfohlene monatliche Aufbereitung nicht ausreicht. Das zweimalige Vorkommen von Schimmelpilzen und der einmalige Nachweis von *E. faecium* unterstreichen diesen Zusammenhang.

Aus den Ergebnissen der Kontamination im Routinebetrieb lassen sich folgende Schlussfolgerungen ableiten. Es ergab sich kein Anhalt, dass das PTS mit dem VRE-Ausbruch assoziiert sein könnte. Auch sonst wurden mit den Röhrchen keine

Krankheitserreger übertragen, so dass sich für die Mitarbeiter im klinisch-chemischen Labor beim Handkontakt mit den Röhrrchen keine Gefährdung ergibt.

Im Umgang mit den Racks ist die Herstellerempfehlung zur monatlichen Reinigung in der Geschirrspülmaschine bei > 90 °C bei Bedarf als nicht ausreichend anzusehen. Vielmehr sollten die Racks wöchentlich aufbereitet werden.

3.2.2 Simulation eines worst case mit Kontamination Escherichia coli K12 NCTC 10538: Untersuchung der Erregerbelastung von Probenröhrrchen nach Passage experimentell kontaminierter Probenröhrrchen durch das pneumatische Tubesystem, der Kontamination des pneumatischen Tubesystems mit dem Prüforganismus und Überprüfung der Effektivität der nachfolgenden Dekontamination des Tubesystems

Vorversuche: Im Vorversuch 1 waren 2,3 lg KbE/ml vom Röhrrchen abspülbar bzw. bezogen auf die vom Röhrrchen ablösbare Gesamtmenge 3,3 lg. Durch Vorbehandlung mit Alkohol wurde die Haftung um bis zu 1 lg verbessert, weil Alkohol die Oberflächenspannung herabsetzt (Vázquez et al. 1995).

Da sich die Rückgewinnbarkeit durch Anfassen der Röhrrchen mit der mit *E. coli* kontaminierten Hand noch weiter verbessern ließ, wurde der Hauptversuch mit diesem Vorgehen durchgeführt. Dabei ergaben sich folgende Schlussfolgerungen. Für den Befund, dass von K1 und K2 4,1–5,8 lg rückgewinnbar waren, dagegen nach der Passage des PTS bei 7 Probenröhrrchen kein Erregernachweis gelang und von den restlichen nur durchschnittlich 2 lg rückgewinnbar waren, kommen verschiedene Erklärungsmöglichkeiten infrage. Ein Teil der Erreger könnte durch Adhäsion in dem PTS verbleiben. Während der Lager- bzw. Transportzeit (K3 im Rack und K4 im geschlossenen Greiner-Röhrrchen) von 2 bzw. 3 h kam es durch Austrocknung zu einer Abnahme rückgewinnbarer Bakterien. Dabei war auffallend, dass nach Lagerung des Racks im Whirl-Pack keine Rekultivierung möglich war, während nach Lagerung im Greiner-Röhrrchen K4 2,1 lg–2,3 lg ablösbar waren. Da K3 später angefasst wurde als P1–P5, könnte das erklären, warum von P1–P3 z. T. noch Erreger ablösbar waren, dagegen nicht von K3. Vermutlich hält sich im Greiner-Röhrrchen die durch das Anfassen verbliebene Restfeuchte am Probenröhrrchen länger als bei Eingabe des Racks in den Beutel. Schließlich könnte das Material des Auffangbeutels eine

antimikrobielle Eigenwirkung haben. Deshalb sollte im nächsten Schritt das Material des Whirl-Packs auf antimikrobielle Eigenwirkung untersucht werden.

Der fehlende Nachweis von *E. coli* an den mit physiologischer Kochsalzlösung getränkten Schwämmchen lässt zwei Erklärungen zu, entweder die Erreger werden nicht adhärirt oder sie überstehen die Reibungswärme nicht. Bei Untersuchungen bei einem Laptop stellte sich heraus, dass mit der Ventilation des Gerätes keine Mikroorganismen aus dem Gerät freigesetzt wurden. Als Ursache wurde die ermittelte Innentemperatur von bis zu 73 °C und die Temperatur an der Ausblasfläche von bis zu 56 °C verantwortlich gemacht (Siegmond et al. 2010). Demzufolge kann trockene Wärme die Persistenz von Mikroorganismen bis zum Absterben reduzieren.

3.2.3 Prüfung der antimikrobiellen Eigenwirkung des Whirl-Pack Materials gegen *Escherichia coli* K12 NCTC 10538

Die Prüfung ergab, dass das Beutelmateriale keine antimikrobielle Eigenwirkung aufweist. Die fehlende Vermehrung unter der Auflagefläche dürfte darauf zurückführbar sein, dass sich der Prüforganismus unter aeroben Bedingungen vermehrt und der Sauerstoff unter der Auflagefläche nicht für eine Vermehrung ausreicht.

Damit konnte eine antimikrobielle Eigenwirkung des Beutelmateriale als Fehlerquelle für die geringe Rückgewinnbarkeit des Prüforganismus nach Passage der Probenröhrchen durch das PTS ausgeschlossen werden. Das wird untermauert durch die Persistenz auf dem Beutelmateriale (s. Abschn. 3.2.5).

3.2.4 Prüfung der Adhäsion von *Escherichia coli* K12 NCTC 10538 an das Material des Auffangbeutels

Da aus der Spülflüssigkeit des Beutels, in dem die Probenröhrchen gelagert wurden, keine Anzucht des Prüforganismus gelang, kann die geringe Kontamination der experimentell kontaminierten Probenröhrchen nach Passage des PTS nicht auf eine Ablösung beim Auffangen im Whirl-Pack zurückgeführt werden.

3.2.5 Untersuchung der Absterberate von *Escherichia coli* K12 NCTC 10538 an Probenröhrchen im Eingaberack

Die ablösbare Erregermenge war direkt nach der Kontamination der Probenröhrchen mit durchschnittlich 3 Ig in der gleichen Größenordnung wie in den vorangegangenen Untersuchungen. Da nach 1 h Lagerung keine Erreger mehr kultivierbar waren, ist die Persistenz des *E. coli* Stamms zu gering, um mit diesem Prüforganismus den Erregertransfer durch das PTS zu untersuchen und festzustellen, ob durch die Passage der Röhrchen durch das PTS Erreger verloren gehen. Die analoge Schlussfolgerung ergibt sich aus der Bewertung der Gesamtheit der bisherigen Ergebnisse. Dafür spricht auch, dass im Routinebetrieb des PTS bei 96 Proben in keinem Fall Gram-negative Bakterien nachweisbar waren. Dabei könnte von Einfluss sein, dass vor dem Ausstoß der Röhrchen in die Empfangsstation ein Vakuum angelegt wird, um den Fall der Röhrchen abzubremsen. Durch das Vakuum könnten im Luftstrom befindliche Erreger eliminiert werden.

Deshalb sollten analoge Versuche mit *S. epidermidis* in der Annahme durchgeführt werden, dass die Persistenz im Ergebnis der Literaturobwertung höher ist. Je nach Untersuchungsmethode und Stamm wurde für *E. coli* eine Persistenz von 1,5 h bis 16 Monaten ermittelt, dagegen für *S. aureus* von 7 d bis 7 Monaten (Kramer et al. 2006) bzw. bis zu 1 Jahr, speziell auf Kunststoffoberflächen von 9–12 d, auf Edelstahl 72 h und auf trockenen Mopps < 28 d (Kramer et al. 2014). Daraus geht hervor, dass die Persistenz von Mikroorganismen auf Oberflächen deutlich von Umgebungsbedingungen abhängig ist und für die jeweilige Situation ermittelt werden muss. Für *S. epidermidis* konnten keine entsprechenden Daten recherchiert werden. Allerdings ist für den Erreger eine ausgeprägte Adhärenz an Polymere mit nachfolgender Biofilmbildung typisch, wodurch Implantate zum Ausgangspunkt Implantat-assoziiertes Infektionen werden (Becker et al. 2014). Der Erreger wurde bei Umgebungsuntersuchungen auf Telefonen (Ulger et al. 1994), PC-Tastaturen (Rutala et al. 2006), EKG-Kabeln (Lestari et al. 2013), US-Sonden (Koibuchi et al. 2013) und Krankenakten (Teng et al. 2009) nachgewiesen, was für eine längere Persistenz spricht. Da sich *S. epidermidis* und *S. aureus* im Zellaufbau ähnlich sind, ist auch unter diesem Gesichtspunkt eine vergleichbare Persistenz beider Spezies zu vermuten. Ein zusätzlicher Aspekt für die Auswahl von *S. epidermidis*, neben *S. saprophyticus* Hauptvertreter der KNS, war der wiederholte Nachweis von KNS an Röhrchen und Schwämmchen nach der Passage des PTS im Routinebetrieb.

3.2.6 Untersuchung der Persistenz von *Escherichia coli* K12 NCTC 10538 auf dem Material des Auffangbeutels

Auf dem Beutelmateriale war die Persistenz des Prüforganismus nach 45 min nahezu unbeeinflusst, so dass die Ergebnisse durch das Auffangen der Probenröhrchen im Beutel nicht beeinflusst werden.

3.2.7 Simulation eines worst case mit Kontamination mit *Staphylococcus epidermidis* DSM 20044: Untersuchung der Erregerbelastung von Probenröhrchen nach Passage experimentell kontaminierter Probenröhrchen durch das pneumatische Tubesystem, der Kontamination des pneumatischen Tubesystems mit dem Prüforganismus, der Freisetzung des Prüforganismus im Luftausstrom in der Empfangsstation und Überprüfung der Effektivität der nachfolgenden Dekontamination des pneumatischen Tubesystems

Vorversuche zur Rückgewinnung von *S. epidermidis* von Probenröhrchen: Die Annahme der höheren Persistenz von *S. epidermidis* im Vergleich zu *E. coli* konnte bestätigt werden. Nach 2 h Lagerung im Rack betrug die rückgewinnbare Menge von den Probenröhrchen 5,6–6,3 lg bzw. nach 3 h Lagerung in der Laminarbox 4,8–6,4 lg, während bereits nach einstündiger Lagerung der mit *E. coli* kontaminierten Probenröhrchen keine Erreger mehr nachweisbar waren. Damit war es aussichtsreich, die Untersuchung fortzusetzen und das Passageverhalten von *S. epidermidis* in dem PTS zu untersuchen.

Wiedergewinnung von *S. epidermidis* (lg) auf den Probenröhrchen nach Passage des PTS: Die Persistenz von *S. epidermidis* bestätigte sich auch nach der Passage der mit dem Prüforganismus kontaminierten Röhrchen, da bei einer Ausgangskontamination von $6,2 \pm 0,658$ lg durchschnittlich $5,2 \pm 0,256$ lg auf den Röhrchen verblieben.

Kontamination von Schwämmchen vor der Passage der mit *S. epidermidis* kontaminierten Probenröhrchen: In Analogie zu den Ergebnissen im Routinebetrieb des PTS waren bei 1/12 der Schwämmchen KNS nachweisbar.

Kontamination von Schwämmchen nach der Passage der mit *S. epidermidis* kontaminierten Probenröhrchen: Im 1. Durchlauf waren *S. epidermidis* in allen 12 Versuchen auf den Schwämmchen nachweisbar, im 2. Durchlauf nur noch in 5 der 12 Versuche, d.h. selbst ohne nachfolgende Desinfektion nahm die Kontamination im 2. Durchlauf ab, vermutlich als Folge der Adhäsion des Prüforganismus an den Transportkanal

des PTS und des Verlustes durch den pneumatischen Transport in dem PTS. Möglicherweise wird zusätzlich die Persistenz der an der Innenwandung des Transportkanals anhaftenden Erreger durch Reibungswärme beim Entlangschleifen an der Innenwandung des PTS herabgesetzt.

Bereits nach der 1. Passage der mit Desinfektionslösung getränkten Schwämmchen war in jedem Fall der Prüforganismus eliminiert.

Aus den Ergebnissen lässt sich ableiten, dass sich die Mitarbeiter im Stationsbereich vor der Eingabe der Probenröhrchen in das PTS die Hände desinfizieren sollen, damit keine potenziellen Pathogene in das PTS gelangen. Für den Fall einer Kontamination des PTS ist die Dekontamination gemäß Herstellerempfehlung sicher erreichbar.

3.2.8 Prüfung der Freisetzung luftgetragener Mikroorganismen aus dem pneumatischen Tubesystem an der Empfangsstation

Bei den nachgewiesenen Erregern in der Raumluft handelte es sich ausnahmslos um Vertreter der physiologischen Hautflora bzw. um Kontaminanten aus dem Umgebungsstaub. Der Ausbruchstamm war in keinem Fall nachweisbar. Es waren auch keine weiteren potenziellen Pathogene nachweisbar. Damit wurden die vorherigen Untersuchungsergebnisse bestätigt. Da die Anzahl KbE in der umgebenden Raumluft mehr als doppelt so hoch war wie die aus dem PTS freigesetzte Anzahl KbE, spricht das für die Effektivität der desinfizierenden Reinigung.

4 Schlussfolgerungen

Im Routinebetrieb des PTS waren keine potenziell pathogenen Erreger an durch das PTS geschickten, mit physiologischer Kochsalzlösung getränkten, zur Reinigung vorgesehenen Schwämmchen nachweisbar. Dabei betrug der Abstand zu der vom Hersteller monatlich empfohlenen Dekontamination des pneumatischen Transportkanals 25 d. Lediglich bei 2 von 60 Schwämmchen waren KNS und bei einem Schwämmchen aerobe Sporenbildner nachweisbar. In Übereinstimmung dazu war die Empfangsstation bei 9 von 20 Probenahmen ebenfalls nur mit KNS und aeroben Sporenbildner kontaminiert. In aus dem PTS in die Empfangsstation strömender Luft war die Anzahl luftgetragener Erreger geringer als in der Umgebungsluft außerhalb des Ausströmbereichs des PTS. Die

Untersuchungsergebnisse bestätigen, dass bei monatlicher Dekontamination das PTS keine Übertragung potenzieller Pathogene stattfindet.

Dagegen waren die Eingaberacks (12 Probennahmen) ausnahmslos kontaminiert, davon zweimal mit Schimmelpilzen und einmal mit *Enterococcus faecium*. Deshalb sollte die vom Hersteller nur monatlich empfohlene maschinelle Reinigung wöchentlich durchgeführt werden.

Vor der Eingabe der Probenröhrchen in das PTS waren diese z. T. mit Hautflora, aber nicht mit Krankheitserregern kontaminiert. Das spricht für die Einhaltung der Händehygiene bei der Eingabe der Röhrchen in das PTS.

Um die hygienische Sicherheit des PTS experimentell zu untermauern, wurden zunächst Untersuchungen mit einem apathogenen *E. coli* Stamm als Vertreter eines Gram-negativen Prüforganismus durchgeführt. *E. coli* wurde ausgewählt, weil er als Bestandteil der Darmflora ein typischer Indikator dafür ist, dass die Händehygiene vernachlässigt wird. Als Folge kann es nach Handkontakt zur Kontamination auf unbelebten Oberflächen kommen (Scott u. Bloomfield 1990, Wit de u. Rombouts 1992, Navab-Daneshmand et al. 2018), also z. B. auch auf den Probenröhrchen bei Eingabe in die Racks. Nachdem nachgewiesen wurde, dass nach Anfassen der Probenröhrchen mit der experimentell kontaminierten Hand 2–5 Ig KbE vom Probenröhrchen durch Ausschütteln in physiologischer Kochsalzlösung ablösbar sind, wurden analog kontaminierte Probenröhrchen in das PTS eingeben und nach der Freigabe in der Empfangsstation analysiert. Überraschenderweise war an 7 von 10 Probenröhrchen kein *E. coli* nachweisbar. Übereinstimmend dazu war an keinem der durch das PTS geschickten Schwämmchen *E. coli* nachweisbar, unabhängig davon, ob diese vor der Passage des PTS mit physiologischer Kochsalzlösung oder mit Desinfektionslösung getränkt worden waren. Allerdings waren an den mit physiologischer Kochsalzlösung getränkten Schwämmchen zwischen 1 und 3 Ig KNS nachweisbar, d. h. die Desinfektion war wirksam. Um die Ursache der starken Abreicherung von *E. coli* aufzuklären, wurden die Absterberate auf dem Material der Auffangbeutel, die Adhäsion an das Material und die Absterberate auf den Probenröhrchen bei 1 h Lagerung im Eingaberack untersucht. Da nach der einstündigen Lagerung keine Erreger am Probenröhrchen nachweisbar waren, ist der Prüforganismus zu empfindlich, um mit ihm eine Erregerverschleppung in dem PTS nachzuweisen.

Aus der Literatur ließ sich die Schlussfolgerung ableiten, dass *S. epidermidis* eine höhere Persistenz als *E. coli* besitzt. Deshalb wurde für die Fortsetzung der Studie ein apathogener

S. epidermidis Stamm ausgewählt. Der Prüforganismus erwies sich als weitaus stabiler als der *E. coli* Stamm. Selbst nach 3 h Antrocknung unterschieden sich die Werte kaum vom Ausgangswert. Nach dem Durchlauf von 5 kontaminierten Röhren durch das PTS nahm die Menge von *S. epidermidis* mit jedem Schwämmchen deutlich ab. Nachdem mit Desinfektionslösung getränkte Schwämmchen durch das PTS geschickt wurden, waren schon auf dem 1. mit Desinfektionslösung getränktem Schwämmchen keine Erreger mehr nachweisbar. Auch auf im Anschluss durch das PTS transportierte mit physiologischer Kochsalzlösung getränkte Schwämmchen war *S. epidermidis* nicht nachweisbar. Es konnten lediglich sporadisch wenige aerobe Sporenbildner nachgewiesen werden.

Offensichtlich tragen mehrere Mechanismen dazu bei, dass es zu einer Abreicherung der Erreger im PTS kommt. Die Hauptwirkung geht von der desinfizierenden Aufbereitung aus, indem Schwämmchen, die mit einem bakterizid, fungizid, sporozid und viruzid wirksamen Desinfektionsmittel getränkt sind, pneumatisch durch das PTS transportiert werden. Hinzu kommt, dass bei der händischen Eingabe der Probenröhren in das PTS nicht alle am Röhren anhaftenden Erreger freigesetzt werden. Schließlich könnte von Einfluss sein, dass vor dem Ausstoß der Röhren in die Empfangsstation ein Vakuum angelegt wird, um den Fall der Röhren abzubremsen. Durch das Vakuum könnten im Luftstrom befindliche Erreger eliminiert werden.

Da die experimentell vorgenommene bakterielle Beladung der Probenröhren weit höher war, als sie in praxi selbst bei schlechter Händehygiene vorkommen kann, um den worst case zu simulieren, ist bei hygienischer Wartung der Anlage gemäß Herstellerempfehlung eine Weiterverbreitung von Krankheitserregern über das PTS auszuschließen. Damit konnte die der Studie zugrunde gelegte Frage ausgeschlossen werden, ob das PTS an der Verbreitung von VRE beteiligt war. Vielmehr stellte sich heraus, dass Mängel in der Schlussdesinfektion der Patientenzimmer nach der Entlassung von mit VRE kolonisierten Patienten die Ursache des Ausbruchs waren (Kramer 2014).

5 Zusammenfassung

Zielsetzung: Auf Grund von Hinweisen aus der Literatur, dass eine Weiterverbreitung von Krankheitserregern über ein pneumatisches Transportsystem (PTS) möglich ist, sollte im Rahmen eines Ausbruchgeschehens mit VRE das PTS als Übertragungsweg ausgeschlossen werden.

Methoden: Zur Beprobung der Empfangsstation, der Eingabe- und der Reinigungs racks sowie anfangs der Probenröhrchen, die mit dem PTS transportiert werden, wurde die Abstrichtechnik gewählt. Zur Rückgewinnung der Erreger von experimentell kontaminierten Probenröhrchen, von den Reinigungsschwämmchen und zur Beprobung der Auffangbeutel für die Probenröhrchen wurde die Abschwemmtechnik gewählt. Die Kontamination der aus dem PTS an der Empfangsstation austretenden Luft wurde mit Luftkoloniezahlmessgerät Merck MAS 100 bestimmt.

Ergebnisse: Im Routinebetrieb des PTS waren keine potenziell pathogenen Erreger in dem PTS, in der ausströmenden Luft aus dem PTS und auf der Fläche der Empfangsstation nachweisbar. Sporadisch wurden KNS und aerobe Sporenbildner isoliert. Eine Ausnahme bildeten die Eingaberacks, auf denen bei Stichproben Schimmelpilze und *E. faecium* nachweisbar waren. In der ausströmenden Luft aus dem PTS war die Anzahl luftgetragener Erreger um mehr als die Hälfte geringer als in der Umgebungsluft.

Zur weiterführenden Risikoanalyse wurden die Probenröhrchen experimentell mit *E. coli* K12 NCTC 10538 kontaminiert und durch das PTS geschickt. Auf Grund der geringen Persistenz war eine starke Abreicherung feststellbar, sodass der Prüforganismus für den Nachweis einer Erregerverschleppung durch das PTS ungeeignet war.

Dagegen erwies sich *S. epidermidis* DSM 20044 als ausreichend umweltresistent. Selbst nach 3 h Antrocknung auf den Probenröhrchen unterschieden sich die Werte kaum vom Ausgangswert. Nach dem Durchlauf kontaminierter Röhrchen durch das PTS nahm die Rückgewinnbarkeit von *S. epidermidis* auf den Röhrchen nur wenig ab. Nachdem mit Desinfektionslösung getränkte Schwämmchen durch das PTS geschickt wurden, war schon auf dem 1. mit Desinfektionslösung getränkten Schwämmchen kein *S. epidermidis* nachweisbar. Auch auf im Anschluss durch das PTS geschickten, mit 0,89 % NaCl

getränkten Schwämmchen war *S. epidermidis* nicht nachweisbar. Es konnten lediglich sporadisch aerobe Sporenbildner nachgewiesen werden.

Schlussfolgerung: Da die experimentell vorgenommene bakterielle Beladung der Probenröhrchen weit höher war, als sie in praxi selbst bei schlechter Händehygiene erreichbar ist, ist bei hygienischer Wartung der Anlage gemäß Herstellerempfehlung eine Weiterverbreitung von Krankheitserregern über das PTS auszuschließen. Es ist zu beachten, dass die Eingaberacks in die regelmäßige Aufbereitung einbezogen werden.

6 Literaturverzeichnis

- Allaker RP, Noble WC. Microbial Interaction on Skin. In: Noble WC (ed) The Skin Microflora and Microbial Skin Disease. Cambridge: Cambridge University Press; 1993; 331–54.
- Alpat SN, Ozgüneş I, Aybey AD, Ertem OT, Akşit F. Is pneumatic sample transport system also a carrier for microorganisms [Article in Turkish] Mikrobiyol Bul 2009; 43(3): 449–55.
- Becker K, Heilmann C, Peters G. Coagulase-negative staphylococci. Clin Microbiol Rev 2014; 27(4): 870–926.
- Dancer SJ. Importance of the environment in methicillin resistant *Staphylococcus aureus* acquisition: the case for hospital cleaning. Lancet Infect Dis 2008; 8: 101-13.
- Dancer SJ. The role of hospital cleaning in the control of hospital acquired infection. J Hosp Infect 2009; 73: 378–85.
- Dancer SJ, Carling PC. All that glistens may be neither gold nor clean. J Hosp Infect 2010; 76: 177–8.
- Desinfektionsmittelkommission im VAH. Anforderungen und Methoden zur VSAH-Zertifizierung chemischer Desinfektionsverfahren. Wiesbaden: mhp; 2015.
- DIN 10113-1: Bestimmung des Oberflächenkeimgehaltes auf Einrichtungs- und Bedarfsgegenständen im Lebensmittelbereich - Teil 1: Quantitatives Tupfverfahren. Hamburg: Beuth, 1997.
- DIN 18593. Mikrobiologie von Lebensmitteln und Futtermitteln – Horizontales Verfahren für Probenahmetechniken von Oberflächen mittels Abklatschplatten und Tupfer. Hamburg: Beuth, 2008.

- Dietlein E, Exner M. Hygienisch-mikrobiologische Überwachung. In: Kramer A, Assadian O, Exner M, Hübner NO, Simon A (Hrsg.) Krankenhaus- und Praxishygiene 3. Aufl. München: Urban Fischer; 725–39.
- Drees M, Snyderman DR, Schmid CH, Barefoot L, Hansjosten K, Vue PM, Cronin M, Nasraway SA, Golan Y. Prior environmental contamination increases the risk of acquisition of vancomycin-resistant enterococci. *Clin Infect Dis* 2008; 46: 678–85.
- Ellingson K, Haas JP, Aiello AE, Kusek L, Maragakis LL, Olmsted RN, Perencevich E, Polgreen PM, Schweizer ML, Trexler P, VanAmringe M, Yokoe DS. Strategies to prevent healthcare-associated infections through hand hygiene. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2014; 35(8): 937–60.
- Feller W. An Introduction to the Probability Theory and its Application. Chapter VI A Survey of Some Important Distributions and Processes. New York: Wiley; 1950; 175–6.
- Gärtner BC, Jungmann S, Dawson A, Halfmann A, Petit C, Kaase M, Gatermann SG, Klotz M, von Müller L, Lüttchens P, Veith R, Herrmann M. O087: An acinetobacter spp. (GIM-1) pseudo-outbreak due to contamination of a pneumatic transport system (PTS) in a large university hospital. *Antimicrob Resist Infect Contr* 2013; 2 (Suppl 1): O87.
- Gebel J, Kirsch-Altena A, Exner M, Schwebke I. Prüfung der Wirksamkeit chemischer Desinfektionsmittel. In: Kramer A, Assadian O (Hrsg) Wallhäußers Praxis der Sterilisation, Desinfektion, Antiseptik und Konservierung. Stuttgart: Thieme; 2008; 601–9.
- Green J, Wright PA, Gallimore CI, Mitchell O, Morgan-Capner P, Brown DWG. The role of environmental contamination with small round structured viruses in a hospital outbreak investigated by reverse-transcriptase polymerase chain reaction assay. *J Hosp Infect* 1998; 39: 39–45.
- Gwaltney JM, Hendley JO. Transmission of experimental rhinovirus infection by contaminated surfaces. *Am J Epidemiol* 1982; 116(5): 828–33.
- Hambraeus A, Hoborn J, Whyte W. Skin sampling-validation of a pad method and comparison with commonly used methods. *J Hosp Infect* 1990;16: 19–27. Health Facilities Scotland. Scottish Health Technical Memorandum 08-04: Specialist services Pneumatic tube transport systems Part A: Overview and management responsibilities. 2011. <http://www.hfs.scot.nhs.uk/publications/1475761502-SHTM%2008-04%20V1%20Part%20A>. [letzter Aufruf am 08.12. 2019].

- Herrmann M, Jungmann S, Halfmann A, Dawson A, Kaase M, Gatermann S, von Müller L, Gärtner BC. A pseudo-outbreak due to *Acinetobacter* species (GIM-1) contamination of the pneumatic transport system of a Large University Hospital. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2014;35(11): 1364–72.
- HSE information sheet. Safe use of pneumatic air tube transport systems for pathology specimens. 2018. <http://www.hse.gov.uk/pubns/misc186.pdf>. [letzter Aufruf am 08.12. 2019].
- Huang SS, Datta R, Platt R. Risk of acquiring antibiotic-resistant bacteria from prior room occupants. *Arch Intern Med* 2006; 166: 1945–51.
- Kaatz GW, Gitlin SD, Schaberg DR, Wilson KH, Kauffman CA, Seo SM, Fekety R. Acquisition of *Clostridium difficile* from the hospital environment. *Am J Epidemiol* 1988; 127: 1289–94.
- Koibuchi H, Kotani K, Taniguchi N. Ultrasound probes as a possible vector of bacterial transmission. *Med Ultrason* 2013; 15(1): 41–4.
- Kramer A. Beherrschung eines VRE-Ausbruchs durch Etablierung eines Bundles. 131. Kongress der Deutschen Gesellschaft für Chirurgie, Berlin, 25.-28.03.2014.
- Kramer A, Assadian O. Survival of Microorganisms on Inanimate Surfaces. In: Borkow G (Eds) *Use of Biocidal Surfaces for Reduction of Healthcare Acquired Infections*. Cham: Springer; 2014, 7–26.
- Kramer A, Schwebke I, Kampf G. How long do nosocomial pathogens persist on inanimate surfaces? A systematic review. *BMC Infect Dis* 2006 16; 6: 130.
- Langner I, Kramer A, Matthes R, Rebert F, Kohler C, Koban I, Hübner NO, Kohlmann T, Patrzyk M. Inhibition of microbial growth by cold atmospheric plasma compared with the antiseptic chlorhexidine digluconate, octenidine dihydrochloride and polyhexanide. *Plasma Proc Polym* 2019;7 (3-4): 224–30.
- Larson E. A causal link between handwashing and risk of infection? Examination of the evidence. *Infect Control Hosp Epidemiol* 1988; 9(1): 28–36.
- Lestari T, Ryll S, Kramer A. Microbial contamination of manually reprocessed, ready to use ECG lead wire in intensive care units. *GMS Hyg Infect Contr* 2013; 8(1): Doc07.
- Lucet J, Rigaud M, Mentre F, Kassis N, Deblangy C, Andremont A, Bouvet E. Hand contamination before and after different hand hygiene techniques: a randomized clinical trial. *J Hosp Infect* 2002; 50(4): 276–80.

- Martinez JA, Ruthazer R, Hansjosten K, Barefoot L, Snyderman DR. Role of environmental contamination as a risk factor for acquisition of vancomycin-resistant enterococci in patients treated in a medical intensive care unit. *Arch Int Med* 2003; 163: 1905–12.
- Mathai E, Allegranzi B, Kilpatrick C, Pittet D. Prevention and control of health care-associated infections through improved hand hygiene. *Indian J Med Microbiol* 2010; 28(2): 100–6.
- Navab-Daneshmand T, Friedrich MND, Gächter M, Montealegre MC, Mlambo LS, Nhiwatiwa T, Mosler HJ, Julian TR. *Escherichia coli* contamination across multiple environmental compartments (soil, hands, drinking water, and handwashing water) in urban harare: Correlations and risk factors. *Am J Trop Med Hyg* 2018;98(3): 803–13.
- Niyyati M, Naghahi A, Behniafar H, Lasjerdi Z. Occurrence of free-living amoebae in nasal swabs of patients of intensive care unit (icu) and critical care unit (ccu) and their surrounding environments. *Iran J Public Health* 2018; 47(6): 908–13.
- Nseir S, Blazejewski C, Lubret R, Wallet F, Courcol R, Durocher A. 2011. Risk of acquiring multi-drug-resistant Gram-negative bacilli from prior room occupants in the intensive care unit. *Clin Microbiol Infect* 2011; 17: 1201–08.
- Pittet D, Allegranzi B, Boyce J; World Health Organization world alliance for patient safety first global patient safety challenge core group of experts. The World Health Organization guidelines on hand hygiene in health care and their consensus recommendations. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2009; 30(7): 611–22.
- Pittet D, Hugonnet S, Harbarth S, Mourouga P, Sauvan V, Touveneau S, Perneger TV. Effectiveness of a hospital-wide programme to improve compliance with hand hygiene. *Infection Control Programme. Lancet* 2000; 356(9238): 1307–12.
- Rangel-Frausto M, Houston A, Bale M, Fu C, Wenzel R. An experimental model for study of *Candida* survival and transmission in human volunteers. *Eur J Clin Microbiol Infect Dis* 1994; 13(7): 590–5.
- Rusin P, Maxwell S, Gerba C. Comparative surface-to-hand and fingertip-to-mouth transfer efficiency of gram-positive bacteria, gram-negative bacteria, and phage. *J Appl Microbiol* 2002; 93(4): 585–92
- Rutala WA, White MS, Gergen MF, Weber DJ. Bacterial contamination of keyboards: efficacy and functional impact of disinfectants. *Infect Control* 2006; 27(04): 372–77.

- Sartor C, Jacomo V, Duvivier C, Tissot-Dupont H, Sambuc R, Drancourt M. Nosocomial *Serratia marcescens* infections associated with extrinsic contamination of a liquid non medicated soap. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2000; 21(3): 196–9.
- Schamberger J. Sporozide Wirksamkeit von 2 Peressigsäure-basierten Desinfektionsmitteln im Modell der hygienischen Händedesinfektion. *Diss Universitätsmed. Greifswald*, 2009.
- Scott E, Bloomfield SF. The survival and transfer of microbial contamination via cloths, hands and utensils. *J Appl Bacteriol* 1990; 68(3): 271–8.
- Shaughnessy MK, Micielli RL, DePestel DD, Arndt J, Strachan CL, Welch KB, Chenoweth CE. Evaluation of hospital room assignment and acquisition of *Clostridium difficile* infection. *Infect Contr Hosp Epidemiol* 2011; 32: 201–6.
- Siegmund K, Hübner N, Heidecke CD, Brandenburg R, Rackow K, Benkhai H, Schnaak Volker, Below H, Dornquast T, Assadian O, Kramer A. Are laptop ventilation-blowers a potential source of nosocomial infections for patients? *GMS Krankenhaushyg Interdiszip* 2010; 5(2): Doc07.
- Tankovic J, Legrand P, de Gatines G, Chemineau V, Brun-Buisson C, Duval J. Characterisation of a hospital outbreak of imipenemresistant *Acinetobacter baumannii* by phenotypic and genotypic typing methods. *J Clin Microbiol* 1994; 32: 2677–81.
- Teng S, Lee W, Ou T, Hsieh Y, Lee W, Lin Y. Bacterial contamination of patients' medical charts in a surgical ward and the intensive care unit: impact on nosocomial infections. *J Microbiol Immunol Infect* 2009; 42(1): 86.
- Ulger F, Esen S, Dilek A, Yanik K, Gunaydin M, Leblebicioglu H. Are we aware how contaminated our mobile phones with nosocomial pathogens? *Ann Clin Microbiol Antimicrob* 2009; 8(1): 7.
- Vázquez G, Alvarez E, Navaza JM. Surface tension of alcohol + water from 20 to 50 °C. *J Chem Eng Data* 1995; 40: 611–4.
- Ward RL, Bernstein D, Knowlton D, Sherwood JR, Young EC, Cusack TM, Rubino JR, Schiff GM. Prevention of surface-to-human transmission of rotaviruses by treatment with disinfectant spray. *J Clin Microbiol* 1991; 29(9): 1991-6.
- Weber DJ, Rutala WA, Miller MB, Huslage K, Sickbert-Bennett E. Role of hospital surfaces in the transmission of emerging health care-associated pathogens:

norovirus, *Clostridium difficile*, and *Acinetobacter* species. *Am J Infect Control* 2010; 38(Suppl 1): 25–33.

Wit de JC, Rombouts FM. Faecal micro-organisms on the hands of carriers: *Escherichia coli* as model for *Salmonella*. *Zbl Hyg Umweltmed* 1992; 193(3): 230–6.

Wilks M, Wilson A, Warwick S, Price E, Kennedy D, Ely A, Millar MR. Control of an outbreak of multidrug-resistant *Acinetobacter baumannii calcoaceticus* colonization and infection in an intensive care unit (ICU) without closing the ICU or placing patients in isolation. *Infect Contr Hosp Epidemiol* 2006; 27: 654–8.

7 Erklärung

Hiermit erkläre ich, dass ich die vorliegende Dissertation selbständig verfasst und keine anderen als die angegebenen Hilfsmittel benutzt habe.

Die Dissertation ist bisher keiner anderen Fakultät und keiner anderen wissenschaftlichen Einrichtung vorgelegt worden.

Ich erkläre, dass ich bisher kein Promotionsverfahren erfolglos beendet habe und dass eine Aberkennung eines bereits erworbenen Doktorgrades nicht vorliegt.

Greifswald, den 16.12.2019

9 Danksagung

Mein besonderer Dank gilt Herrn Prof. Dr. med. Axel Kramer für die Überlassung des Dissertationsthemas, seiner umfassenden Hilfe und Unterstützung bei der Realisierung der experimentellen Durchführung, seiner wissenschaftlichen Anleitung bei der Erarbeitung der Dissertationsschrift und der Veröffentlichung der Ergebnisse sowie seiner Fürsorge um meine Persönlichkeitsentwicklung.

Herrn apl. Prof. Dr. Harald Below danke ich für die Unterstützung bei der Planung der Laborarbeit. In diesen Dank schließe ich die Mitarbeiter des krankenhaushygienischen Labors des Instituts für Hygiene und Umweltmedizin ein.

Meiner Mutter danke ich für das Korrekturlesen sowie das kritische Hinterfragen und meiner Familie für die Geduld und die moralische Unterstützung