

Aus der Klinik für Zahnerhaltung, Parodontologie und Präventive Zahnheilkunde,

Universitätsklinikum des Saarlandes, Homburg/Saar

Direktor: Prof. Dr. M. Hannig

# **Einfluss einer präprozeduralen Mundspülung mit Chlorhexidin auf die Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes während zahnmedizinischer Behandlungen**

*Dissertation zur Erlangung des Grades eines Doktors der Zahnheilkunde*

**der Medizinischen Fakultät**

**der UNIVERSITÄT DES SAARLANDES**

2023

vorgelegt von:

Jusef Naim

geb. am: 15.02.1995 in Hamburg

---

Tag der Promotion: 03.07.2023

Dekan: Prof. Dr. M.D. Menger

1. Berichterstatter: Prof. Dr. S. Rupf

2. Berichterstatter: Prof. Dr. B. Gärtner

---

*Meiner Familie*

*In Liebe und Dankbarkeit gewidmet*

# Inhaltsverzeichnis

<b>INHALTSVERZEICHNIS.....</b>	<b>I</b>
<b>1 ZUSAMMENFASSUNG.....</b>	<b>- 1 -</b>
1.1 Deutsche Zusammenfassung .....	- 1 -
1.2 Abstract .....	- 3 -
<b>2 EINLEITUNG.....</b>	<b>- 5 -</b>
2.1 Allgemeines Kontaminationspotenzial bei Spraynebel produzierenden zahnmedizinischen Behandlungen .....	- 5 -
2.2 Kontaminationspotenzial des Mund-Nasen-Schutzes bei Spraynebel produzierenden zahnmedizinischen Behandlungen .....	- 8 -
2.3 Persönliche Schutzausrüstung bei zahnmedizinischen Behandlungen .....	- 9 -
2.4 Mikroflora der Mundhöhle und der Gesichtshaut .....	- 10 -
2.5 Keimspektrum des dentalen Spraynebels.....	- 12 -
2.6 Mikrobiologische Kultivierung von Mikroorganismen .....	- 13 -
2.7 Matrix Assisted Laser Desorption/Ionization – time of flight Massenspektrometrie.....	- 13 -
2.8 Chlorhexidin.....	- 15 -
2.9 Zielsetzung .....	- 16 -
<b>3 MATERIAL UND METHODE.....</b>	<b>- 17 -</b>
3.1 Probanden.....	- 17 -
3.2 Versuchsparameter .....	- 17 -
3.3 Versuchsablauf.....	- 18 -



3.3.1	Persönliche Schutzausrüstung bei zahnmedizinischer Behandlungen während der COVID-19 Pandemie .....	- 18 -
3.3.2	Probenentnahme .....	- 20 -
3.3.3	Mikrobiologische qualitative Analyse.....	- 21 -
3.3.4	Mikrobiologische quantitative Analyse.....	- 23 -
3.4	Kontrollproben .....	- 23 -
3.5	Ethikvotum .....	- 23 -
3.6	Statistik.....	- 23 -
3.7	Schematische Zusammenfassung des Studiendesigns .....	- 24 -
<b>4</b>	<b>ERGEBNISSE.....</b>	<b>- 25 -</b>
4.1	Gesamtergebnisse.....	- 25 -
4.1.1	Vergleich der Ergebnisse von Einzelzahn- und dentitionsbezogenen Behandlungen .....	- 27 -
4.2	Keimspektrum .....	- 30 -
4.2.1	Keimspektrum der Einzelzahn- und dentitionsbezogenen Behandlungen .....	- 31 -
4.3	Detektionsfrequenz der Bakterien.....	- 34 -
4.4	Kontrollproben .....	- 36 -
<b>5</b>	<b>DISKUSSION.....</b>	<b>- 37 -</b>
5.1	Vergleich der eigenen Ergebnisse mit der Literatur.....	- 37 -
5.2	Vergleich der Einzelzahn- und dentitionsbezogenen Behandlungen .....	- 41 -
5.3	Diskussion des Keimspektrums.....	- 42 -
5.4	Ansätze zur weiteren Reduktion des Kontaminationspotenzials bei zahnmedizinischen Behandlungen .....	- 45 -

5.5	Kritische Betrachtung der eigenen Untersuchung.....	- 47 -
5.6	Konklusion .....	- 49 -
<b>6</b>	<b>LITERATURVERZEICHNIS.....</b>	<b>- 50 -</b>
<b>7</b>	<b>PUBLIKATION / DANKSAGUNG .....</b>	<b>- 70 -</b>
7.1	Publikation.....	- 70 -
7.2	Danksagung.....	- 70 -
<b>8</b>	<b>LEBENS LAUF.....</b>	<b>- 71 -</b>
<b>9</b>	<b>ANHANG.....</b>	<b>- 72 -</b>
9.1	Materialliste.....	- 72 -
9.2	Detaillierte Ergebnisse .....	- 74 -

## Tabellenverzeichnis

- Tabelle 1: Phänotypische Charakteristika ausgewählter Bakterien
- Tabelle 2: Verteilung der Behandlungsmodalitäten je Probandengruppe
- Tabelle 3: Detektionsfrequenz der Bakteriengattungen je Probandengruppe
- Tabelle 4: Materialliste
- Tabelle 5: Detektionsfrequenz der Bakterienspezies je Probandengruppe

## Abbildungsverzeichnis

- Abbildung 1: Strukturformel von Chlorhexidin
- Abbildung 2: Persönliche Schutzausrüstung während der Behandlung
- Abbildung 3: Flow-Chart des Studienaufbaus
- Abbildung 4: Gesamtdarstellung der bakteriellen Kontamination der Mund-Nasen-Schutzmasken Typ II je Probandengruppe
- Abbildung 5: Darstellung der bakteriellen Kontamination der Mund-Nasen-Schutzmasken Typ II bei Einzelzahnbehandlungen je Probandengruppe
- Abbildung 6: Darstellung der bakteriellen Kontamination der Mund-Nasen-Schutzmasken Typ II bei Behandlung der gesamten Dentition je Probandengruppe
- Abbildung 7: Darstellung des relativen Anteils am gesamten Keimspektrum je Probandengruppe
- Abbildung 8: Darstellung des relativen Anteils der Bakterien am Keimspektrum der Interventionsgruppe mit CHX nach Einzelzahnbehandlungen und Behandlungen der gesamten Dentition
- Abbildung 9: Darstellung des relativen Anteils der Bakterien am Keimspektrum der Interventionsgruppe mit Wasser nach Einzelzahnbehandlungen und Behandlungen der gesamten Dentition
- Abbildung 10: Darstellung des relativen Anteils der Bakterien am Keimspektrum der Kontrollgruppe nach Einzelzahnbehandlungen und Behandlungen der gesamten Dentition

Abbildung 11: Beispielhafte Abbildungen von Agarplatten nach Kontakt mit bakteriell kontaminierten Mund-Nasen-Schutzmasken Typ II und Kultivierung nach zahnmedizinischen Behandlungen. Durchschimmernde Rechtecke sind Aufkleber der Proben auf dem Boden der Platten.

## Abkürzungsverzeichnis

ATP	Adenosintriphosphat
CHX	Chlorhexidin
COVID-19	coronavirus disease 2019
CPC	Cetylpyridiniumchlorid
DAHZ	Deutscher Arbeitskreis für Hygiene in der Zahnmedizin
DNA	deoxyribonucleic acid
et al.	et alii
FFP	filtering face piece
HCCA	$\alpha$ -Cyano-4-hydroxycinnamic acid
HCoV-229E	Humanes Coronavirus 229E
KBE	koloniebildende Einheiten
MALDI-TOF MS	Matrix-Assistierte Laser-Desorption-Ionisierung time-of-flight Massenspektrometrie
$\mu$ l	Mikroliter
MS	Massenspektrometrie
<i>S. aureus</i>	<i>Staphylococcus aureus</i>
<i>S. capitis</i>	<i>Staphylococcus capitis</i>
<i>S. epidermidis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
<i>ssp.</i>	<i>species pluralis</i>
TSA	Trypticase-Soja-Agar

# 1 Zusammenfassung

## 1.1 Deutsche Zusammenfassung

**Hintergrund:** Während zahnmedizinischer Behandlungen entsteht Spraynebel, bestehend aus Tröpfchen und Aerosolen, der regelmäßig mit Mikroorganismen kontaminiert ist. In einigen Studien wurde bereits die mikrobielle Kontamination der persönlichen Schutzausrüstung während zahnmedizinischer Behandlungen nachgewiesen. Die Kontamination der persönlichen Schutzausrüstung, insbesondere des Mund-Nasen-Schutzes, gefährdet zahnmedizinisches Personal und Patienten. Ziel der Studie war es, die bakterielle Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes bei zahnmedizinischen Behandlungen zu untersuchen, während der Behandler ein Gesichtsvisionsträger trägt und der Patient vor Behandlungsbeginn mit Chlorhexidin spült.

**Material und Methoden:** In dieser prospektiven, randomisierten Studie wurden Einzelzahnbehandlungen, Füllungstherapie und Präparation für eine indirekte Restauration, und Behandlungen der gesamten Dentition, professionelle Zahnreinigung und unterstützende Parodontitistherapie, eingeschlossen. Drei Probandengruppen wurden gebildet, wobei differenziert wurde, ob der Patient vor Behandlungsbeginn 60 s mit 15 ml Chlorhexidin 0,1 % spülte (präprozedurale Intervention mit Chlorhexidin), 60 s mit Wasser aus der Behandlungseinheit spülte (präprozedurale Intervention mit Wasser) oder nicht spülte (Kontrollgruppe). Angesichts der SARS-CoV-2 Pandemie wurde die persönliche Schutzausrüstung unter anderem durch ein zusätzlich getragenes Gesichtsvisionsträger, das den Mund-Nasen-Schutz bedeckte, ergänzt. Nach der Behandlung wurde der Mund-Nasen-Schutz mit Agarplatten in Kontakt gebracht und letztere für 48 h bei 35 °C +/- 2 °C inkubiert. Die Bakterien wurden nach phänotypischen Charakteristika, orientierenden biochemischen Testverfahren und durch Matrix-Assistierte-Laser-Desorption-Ionisierung-Flugzeit-Massenspektrometrie (MALDI-TOF-MS) klassifiziert. Koloniebildende Einheiten (KBE) wurden gezählt und Mittelwerte für die einzelnen Gruppen wurden verglichen (H-Test, U-Test,  $p < 0,05$ ).

**Ergebnisse:** Insgesamt wurden 306 Behandlungen eingeschlossen. Dabei bezogen sich 141 Behandlungen auf einen Zahn und 165 Behandlungen auf die gesamte Dentition. Je Probandengruppe wurden 102 Behandlungen eingeschlossen. Die Behandlungsmodalitäten waren gleichverteilt. Eine präprozedurale Intervention mit Chlorhexidin (Mittelwert: 24 KBE) führte

zu einer statistisch signifikanten Reduktion der bakteriellen Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes im Vergleich zur präprozeduralen Intervention mit Wasser (Mittelwert: 47 KBE) und im Vergleich zur Kontrollgruppe (Mittelwert: 80 KBE). Darüber hinaus bewirkte die Intervention mit Wasser eine statistisch signifikante Reduktion der bakteriellen Kontamination des MNS im Vergleich zur Kontrollgruppe. Es gab keine statistisch signifikanten Unterschiede in Hinblick der bakteriellen Kontamination des MNS zwischen der Behandlung eines Zahnes und der gesamten Dentition. Das Keimspektrum wurde von Streptokokken, Staphylokokken, Mikrokokken und Bazillen dominiert, welche die Mund- und Hautflora repräsentieren.

**Schlussfolgerung:** Eine präprozedurale Intervention mit Chlorhexidin ist sinnvoll, um die bakterielle Belastung des Mund-Nasen-Schutzes zu reduzieren. Die Kontamination kann jedoch weder durch die Spülung noch durch das Tragen eines Gesichtsvisors vollständig verhindert werden. Insbesondere während einer Pandemie ist zu beachten, dass diese zusätzlichen Schutzmaßnahmen die Übertragung von potenziell Pathogenen in die Gesichtsregion nicht vollständig verhindern können. Stehen keine antiseptischen Mundspülungen zur Verfügung, stellt Wasser eine sinnvolle Alternative dar.

## 1.2 Abstract

**Background:** During dental treatments spray mist is generated, consisting of droplets and aerosols, which is regularly contaminated with microorganisms. Recent studies have already demonstrated microbial contamination of personal protective equipment during dental treatments. Contamination of personal protective equipment, especially surgical mask, puts dental staff and patients at risk. The aim of this study was to investigate bacterial contamination of the surgical mask during dental treatments while the practitioner wore a face shield and the patient rinsed with chlorhexidine before starting treatment.

**Methods:** This prospective, randomized study included single-tooth treatments, filling therapy and preparation for an indirect restoration, and full dentition treatments, professional tooth cleaning and supportive periodontal therapy. Three subject groups were formed: participants rinsed for 60 s with 0.1 % chlorhexidine or with water before treatment, and, for control, a non-rinsing group was included. In context of the SARS-CoV-2 pandemic, a face shield covering the surgical mask enhanced personal protective equipment. After treatment, the surgical mask was brought in contact with agar plates and then incubated at 35 °C +/- 2 °C for 48 h. Bacteria were classified by phenotypic characteristics, biochemical assay methods, and by matrix-assisted laser desorption ionization time-of-flight mass spectrometry (MALDI-TOF-MS). Colony forming units (CFU) were counted and mean values for each group were compared (H-test, U-test,  $p < 0.05$ ).

**Results:** A total of 306 treatments were included. Of these, 141 treatments were related to single-tooth and 165 to full dentition treatments. For each group of subjects, 102 treatments were performed. The treatment modalities were equally distributed. Chlorhexidine (mean: 24 CFU) led to a statistically significant reduction of bacterial contamination of the surgical mask in comparison to water (mean: 47 CFU) and to the control group (mean: 80 CFU). In addition, the intervention with water led to a statistically significant reduction compared to the control group. There were no statistically significant differences for the bacterial contamination of the surgical mask between the single-tooth and full dentition treatment. The bacterial spectrum was dominated by *Streptococcus spp.*, *Staphylococcus spp.*, *Micrococcus spp.*, and *Bacillus spp.* representing the oral and cutaneous flora.



**Conclusion:** Preprocedural intervention by rinsing with chlorhexidine is useful to reduce bacterial contamination of the surgical mask. However, contamination cannot be completely prevented by either rinsing or wearing a face shield. Especially during a pandemic, it should be noted that these additional protective measures cannot completely prevent transmission of potential pathogens to the facial region. If antiseptic mouth rinses are not available, water is a useful alternative.

## 2 Einleitung

### 2.1 Allgemeines Kontaminationspotenzial bei Spraynebel produzierenden zahnmedizinischen Behandlungen

In der modernen Zahnmedizin haben sich Hochleistungsmikromotoren, Turbinen und Ultraschallgeräte als unverzichtbare Instrumente etabliert, die bei fast jeder zahnmedizinischen Behandlung zum Einsatz kommen [64]. Präparationsansätze für die Behandlung der Zahnhartsubstanzen in Mikromotoren können dabei mit einer Geschwindigkeit von bis zu 200.000 Umdrehungen pro Minute, Turbinen sogar bis zu 400.000 Umdrehungen pro Minute und Ultraschallinstrumente mit bis zu 45.000 Hertz pro Sekunde arbeiten [8;171]. Der Pulpa-Dentin-Komplex muss bei Verwendung von Höchstgeschwindigkeits-Instrumenten stets vor thermischen Schädigungen geschützt werden. Temperaturen von über 42,5 °C können in der Pulpakammer zu irreversiblen thermischen Schäden führen, wobei die Pulpa bei Temperaturen von über 52 °C nekrotisch wird [141]. Um der thermischen Schädigung entgegenzuwirken, werden die Instrumente bei ihrer Verwendung mit Wasser gekühlt [42]. Weitere Aufgaben der Wasserzufuhr sind die Spülung und Reinigung des Operationsgebietes sowie die Nutzung des Kavitationseffekts von mit Ultraschall aktivierten Flüssigkeiten auf den Biofilm. Beim Einsatz des Wassers kommt es zu Verwirbelungen und Rückpralleffekten von Wassertröpfchen am Instrument selbst und an unterschiedlichsten intra- und extraoralen Strukturen. Der dabei entstehende Spraynebel ist ein inhomogenes Gemisch aus Wasser, kleinsten Feststoffen und Luft, der mit dem bloßen Auge sichtbar ist [84]. Entsprechend der Partikelgröße lässt sich der Spraynebel unterteilen in Tröpfchen, die größer als 5 µm sind, und Aerosole, die kleiner als 5 µm sind. Aufgrund ihrer Partikelgröße können Tröpfchen keine langen Strecken zurücklegen. Sie unterliegen jedoch dem Verdunstungsprozess. Die Verdunstung reduziert die Partikelgröße, wodurch sekundäre Aerosole entstehen können. Aerosole können für mehrere Stunden in der Luft verweilen und auch weit von der Quelle entfernt nachgewiesen werden [88].

Die „*human oral microbiome database*“ schätzt das Vorkommen von Prokaryoten in der Mundhöhle auf etwa 700-800 verschiedene Spezies [44;169]. Die Gesamtanzahl lebensfähiger Bakterien beträgt durchschnittlich etwa  $10^8$  Bakterien pro ml Speichel [153]. Aerosole, die Mikroorganismen enthalten, werden auch als Bioaerosole bezeichnet [53;46]. Die Verwendung der wassergekühlten Instrumente im Mund des Patienten können zu erhöhten Bioaerosol-Emissionen führen. Hauptsächlich stammen die Mikroorganismen aus patientenbezogenen Quellen wie

Biofilm, Zahnstein, Blut, Speichel und dem Nasopharynx [26;14]. Mehrheitlich gehören die nachgewiesenen Mikroorganismen zur natürlichen Mikroflora der Haut und der Mundhöhle [97;51;52]. Allerdings können häufig potenziell pathogene Keime isoliert werden [26]. Durch die Exposition gegenüber Aerosolen und Tröpfchen, die verschiedenste pathogene Mikroorganismen enthalten können, entsteht somit ein erhöhtes Risiko für die Infektion des zahnmedizinischen Personals [10].

Darüber hinaus gibt es auch patientenunabhängige Quellen für Bioaerosole, wie kontaminierte Wasserleitungen der zahnärztlichen Behandlungseinheit [172] oder die generelle Luftkontamination [76]. Vor allem können Keime aus kontaminierten Wasserleitungen eine ernsthafte Gefahr für immun-kompromittierte Patienten, aber auch für das zahnmedizinische Personal darstellen, da die vorkommenden Mikroorganismen sehr vielfältig und potenziell pathogen sein können [172].

Verschiedene Studien konnten Kreuzkontaminationen während Spraynebel produzierenden zahnmedizinischen Behandlungen nachweisen. Bennett *et al.* entnahmen alle 2 Minuten Luftproben aus 12 Behandlungssitzungen über einen Zeitraum von 3,5 Stunden, während Spraynebel produzierende zahnmedizinische Behandlungen durchgeführt wurden. Bei der Hälfte der Behandlungssitzungen entstanden dabei zeitweise sehr hohe bakterielle Konzentrationen im Spraynebel. Diese waren häufig mit einem erhöhten Nachweis oraler Streptokokken verbunden [14]. Weitere Studien bestätigen die erhöhte bakterielle Kontamination der Luft während Spraynebel produzierenden zahnmedizinischen Behandlungen. Während dieser Behandlungen gelang fast immer ein vermehrter Nachweis von koagulase-negativen Staphylokokken und Mikrokokken. Weniger häufig, doch nicht selten, wurden Streptokokken, Bazillen und Propionibakterien detektiert [81;33;108]. Die Ergebnisse dieser Untersuchungen verdeutlichen, dass bei zahnmedizinischen Behandlungen Keime vom Patienten in die Umgebungsluft gelangen können und damit eine potenzielle Infektionsquelle für das zahnmedizinische Personal entsteht. Auch Innes *et al.* kamen in einer Übersichtsarbeit zu dem Ergebnis, dass durch Aerosole und Tröpfchen bei verschiedensten zahnmedizinischen Behandlungen - von dentaler Prophylaxe bis hin zu invasiven oralchirurgischen Eingriffen - die Kontamination des zahnmedizinischen Arbeitsplatzes, sowie des Behandlers und der Assistenz mit Mikroorganismen regelmäßig stattfindet [67].

Timmerman *et al.* und Singh *et al.* untersuchten unter anderem die Kontamination in unmittelbarer Nähe zum Behandlungsinstrumentarium, während Pasquarella *et al.* noch weitere Bereiche der dentalen Behandlungseinheit untersuchten. Sie alle verglichen den Kontaminationsgrad vor der Behandlung mit dem Kontaminationsgrad während der Behandlung und kamen

einheitlich zu der Erkenntnis, dass die mikrobielle Belastung während der Behandlung am höchsten ist [162;150;119].

Veena *et al.* konnten darüber hinaus mit Hilfe eines Fluoreszenzfarbstoffes durch simulierte Behandlungen mit Ultraschallinstrumenten am Phantompatienten eine verstärkte Kontamination am rechten Arm des Behandlers und am linken Arm der Assistenz nachweisen [167].

Während viele Studien die Sedimentation des Spraynebels auf Oberflächen der Behandlungseinheit oder gar Arm und Brust des Behandlers bei zahnmedizinischen Behandlungen untersuchten, gingen Nejatidanesh *et al.* weiter und betrachteten das Kontaminationsrisiko der verschiedenen Teilflächen des Gesichts. Somit konzentrierte sich diese Studie nicht auf Kreuzkontaminationen der Oberflächen, sondern beschrieb direkte Transmissionspfade von potenziellen Pathogenen. Hierbei konnte nachgewiesen werden, dass die Nase und die inneren Augenwinkel die Gesichtsbereiche sind, die am stärksten kontaminiert wurden, was das Risiko der direkten Transmission von Mikroorganismen verdeutlicht [116].

Darüber hinaus besteht auch die Gefahr der indirekten Transmission durch die Inhalation von Mikroorganismen aus Bioaerosolen [60]. Bei Betrachtung des Gefahrenpotenzials von zahnärztlichen Spraynebel produzierenden Behandlungen dürfen Partikel aus Schleifkörpern und Zahnhartsubstanzen, die neben Mikroorganismen im Spraynebel enthalten sein können, nicht außer Acht gelassen werden. Diese sind mit Größenordnungen von  $< 100$  nm bis  $0,5$   $\mu$ m klein genug, um tief in die Lunge einzudringen [155;111].

In einer Studie zur Freisetzung von Mikropartikeln konnte gezeigt werden, dass die etablierte dentale Hochvolumen-Absaugung eine effektive Maßnahme darstellt, um die Exposition gegenüber Aerosolen und Partikeln zu reduzieren [111]. Aufgrund der permanenten Wasserkühlung ist ohnehin eine ständige Absaugung unverzichtbar. Die Hochvolumen-Absaugung führt zur schnellen Reduktion des sich ansammelnden Wassers in der Mundhöhle. Dies dient nicht nur der Schaffung einer besseren Übersicht für den Zahnarzt, sondern reduziert auch den entstehenden Spraynebel. In einem *In-vitro*-Experiment nutzten Harrel *et al.* eine Erythrosinlösung als Kühlmittel für die Ultraschallanwendung. Durch die Verwendung einer Hochvolumen-Absaugung konnte bei einer 1-minütigen Ultraschallanwendung im Vergleich zur Anwendung ohne Absaugung eine 93 %ige Reduktion der umliegenden Kontamination auf Oberflächen erreicht werden [54]. Li *et al.* betrachteten Tröpfchen und Aerosole aus der Perspektive der Strömungsmechanik. Sie visualisierten computergestützt durch Laserlicht-Streutechnik das Einwirken der Hochvolumen-Absaugung im Hinblick auf Strömungsfeldeigenschaften, Tröpfchengeschwindigkeiten und Partikelentfernungseffizienz. Zusammenfassend konnte die Hochvolumen-Absaugung die Fläche der Kontamination reduzieren und die entstehende Verwirbelung

in der Nähe des Atembereichs entfernen [93]. Böhme *et al.* geben durch photogrammetrische Untersuchung eine Reduktion des Spraynebelrückpralls zwischen 50 % bis 65 % durch die Absaugung an [18]. Weitere Forschergruppen bestätigten diese Erkenntnisse durch *In-vivo*-Studien am Patienten. Im *split-mouth* Design wurden Ultraschallanwendungen mit Hochvolumen-Absaugung und ohne Absaugung durchgeführt. Zur Messung der bakteriellen Kontamination wurden Agarplatten in unmittelbarer Nähe des Zahnarztes platziert. Die Hochvolumen-Absaugung führte zu einer signifikanten Reduktion der bakteriellen Kontamination [114;143].

Die Untersuchungen zeigten die Wirksamkeit der Absaugung, verdeutlichten aber auch, dass diese als alleinige Maßnahme nicht vollständig vor Kontamination schützen kann.

## 2.2 Kontaminationspotenzial des Mund-Nasen-Schutzes bei Spraynebel produzierenden zahnmedizinischen Behandlungen

Gemäß Empfehlung des Deutschen Arbeitskreises für Hygiene in der Zahnmedizin (DAHZ) wird bei zahnmedizinischen Behandlungen in Deutschland standardmäßig ein medizinischer Mund-Nasen-Schutz Typ II im Rahmen der persönlichen Schutzausrüstung getragen. In der aktuellen Literatur lassen sich Studien finden, die das Kontaminationspotenzial während zahnmedizinischer Behandlungen untersuchten, die Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes und damit als Kontaminationsquelle selbst ist allerdings kaum untersucht.

Umfragen, die den Umgang mit Mund-Nasen-Schutzmasken beleuchten, weisen darauf hin, dass der Mund-Nasen-Schutz als Kontaminationsquelle unterschätzt wird. Ramich *et al.* führten an der Universitätsklinik Frankfurt am Main im Zentrum für Zahn-, Mund- und Kieferheilkunde eine Befragung zu Präventionsmaßnahmen und Risikowahrnehmung hinsichtlich arbeitsbedingter Infektionen durch. An der Umfrage nahmen 108 Mitarbeiter des zahnmedizinischen Personals, die in direktem Patientenkontakt bzw. Kontakt mit kontaminierten Materialien wie Speichel und Blut standen und zusätzlich 167 Zahnmedizinstudenten des klinischen Abschnitts teil. Lediglich 87,3 % der Befragten gaben an, bei jeder Behandlung einen Mund-Nasen-Schutz zu tragen und nur 69,9 % wechseln diese nach jedem Patienten. Im Gegensatz dazu wechseln 98,2 % ihre Untersuchungshandschuhe nach jedem Patienten [126].

Drastischer scheint die Situation in anderen Ländern, wie zum Beispiel in Indien zu sein. In einer Umfrage unter 130 Zahnärzten stellte sich heraus, dass 42,3 % der Befragten bereits Patienten ohne Mund-Nasen-Schutz behandelt haben und 31,5 % diesen nur einmal täglich

wechseln. Darüber hinaus bewahren 19,2 % den Mund-Nasen-Schutz in Taschen ihrer Arbeitskleidung auf [140]. Die Ergebnisse dieser Studien zeigen, dass ein sicherer Umgang mit Mund-Nasen-Schutzmasken noch nicht vollständig etabliert ist und diese als Kontaminationsquelle unterschätzt werden.

Gund *et al.* wiesen auf das Kontaminationspotenzial von Mund-Nasen-Schutzmasken hin. Im Rahmen einer Pilotstudie wurden fünf verschiedene zahnmedizinische Behandlungsmodalitäten, Füllungstherapie, endodontische Therapie mit Trepanation, Parodontitistherapie, professionelle Zahnreinigung und Präparation eines Zahnes für eine indirekte Restauration, mit jeweils zehn Behandlungen eingeschlossen. Die Behandlungen fanden unter Verwendung einer Niedrigvolumen- und Hochvolumen-Absaugung statt. Nach 30-minütiger Behandlung wurde der benutzte Mund-Nasen-Schutz mit unbenutzten, sterilen Handschuhen berührt. Anschließend wurden die zu untersuchenden Handschuhe und der Mund-Nasen-Schutz mit Agarplatten in Kontakt gebracht und für 48 Stunden bei 35 °C inkubiert. Die Ergebnisse zeigten, dass alle 50 Mund-Nasen-Schutzmasken eine bakterielle Kontamination aufwiesen und in 70 % der Fälle eine Kreuzkontamination der sterilen Handschuhe durch Kontakt mit dem benutzten Mund-Nasen-Schutz nachzuweisen war [51].

Auch Mareeswari *et al.* untersuchten Mund-Nasen-Schutzmasken während verschiedener zahnmedizinischer Behandlungen. Insgesamt wurden 100 Mund-Nasen-Schutzmasken mit sterilen Wattestäbchen abgestrichen und anschließend einer mikrobiologischen Analyse unterzogen. 100 % der Mund-Nasen-Schutzmasken zeigten sich mikrobiell kontaminiert [100].

### 2.3 Persönliche Schutzausrüstung bei zahnmedizinischen Behandlungen

Das zahnmedizinische Personal sollte während der Behandlung stets eine persönliche Schutzausrüstung zur Vermeidung von Kontamination mit Pathogenen bei Patientenkontakt oder benutzten Materialien und Gegenständen gemäß Empfehlung des deutschen Arbeitskreises für Hygiene in der Zahnmedizin (DAHZ) tragen. Die persönliche Schutzausrüstung umfasst dabei: Schutzkleidung, Schürze, Kopfbedeckung, Patientenumhänge, Abdecktücher, Schutzhandschuhe, Mund-Nasen-Schutzmasken Typ II, Schutzbrillen und Schutzschilde. Im Praxisalltag wird die persönliche Schutzausrüstung jedoch häufig auf Schutzhandschuhe, Mund-Nasen-Schutz und Schutzbrille reduziert.

Nach Empfehlungen von Fachorganisationen sollte die Schutzausrüstung während der SARS-CoV-2 Pandemie erweitert werden. Hier wurden Haarhaube, Schutzkittel, FFP2-Maske und Gesichtsvision empfohlen [21;38;138].

Mund-Nasen-Schutzmasken Typ II und FFP2-Masken unterscheiden sich in einigen Aspekten. Gerade im Rahmen der COVID-19 Pandemie wurde oftmals propagiert, dass der Mund-Nasen-Schutz nur als Fremdschutz dienlich ist, da er vor allem die Emission von infektiösen Tröpfchen durch den Träger verhindert. Somit schütze der MNS die umgebenden Personen und nicht den Träger selbst. Dies ist allerdings nur bedingt korrekt. Bei dichtem Sitz bietet der Mund-Nasen-Schutz auch einen hinreichenden Eigenschutz, der effektiv vor Tröpfchen schützt. Der Infektionsschutz vor Aerosolen ist stark abhängig vom Mikroorganismus oder Virus und deutlich eingeschränkter als der von FFP2-Masken. Durch die vertikal gefaltete Form kann allerdings der dichte Sitz der Maske beeinträchtigt werden [22]. Bei undichtem Sitz ist die Schutzwirkung deutlich verringert, da es zum Einatmen ungefilterter Umgebungsluft kommen kann [22;55]. Dagegen sind Atemschutzmasken, auch als partikelfiltrierende Halbmasken bezeichnet, in Europa als FFP („*Filtering Face Piece*“) -Masken erhältlich. Sie sind ursprünglich aus dem Bereich des Handwerks als „Staubschutzmaske“ bekannt [22]. Je nach Filterleistung von Partikeln ( $> 0,3 \mu\text{m}$ ) lassen sich FFP-Masken in drei Kategorien einteilen: FFP1-Masken mit einer Filterleistung von  $> 80 \%$ , FFP2-Masken von  $> 94 \%$  und FFP3-Masken  $> 99 \%$ . Dicht sitzende FFP-Masken ohne Ausatemventil bieten Fremd- und Eigenschutz vor Partikeln, Tröpfchen und Aerosolen und sind den Mund-Nasen-Schutzmasken überlegen [154]. Bei integriertem Ausatemventil dient die FFP-Maske primär dem Eigenschutz. Aufgrund der wässrigen Basis des dentalen Spraynebels werden FFP2-Masken statt Mund-Nasen-Schutzmasken Typ II bei zahnmedizinischen Behandlungen während der SARS-CoV-2-Pandemie empfohlen [21;28;132;138].

## 2.4 Mikroflora der Mundhöhle und der Gesichtshaut

Als größtes Organ des menschlichen Körpers wirkt die Haut als physische Barriere gegen eindringende Mikroorganismen. Ihre Mikroflora beherbergt Millionen von nützlichen Bakterien, Pilzen und Viren. Die Kommensalen der Hautflora spielen eine wesentliche Rolle bei der Abwehr vor eindringenden potenziell pathogenen Mikroorganismen. Wird die physische Barriere beispielsweise durch Verletzungen unterbrochen oder ist das ökologische Gleichgewicht

zwischen Kommensalen und pathogenen Mikroorganismen zugunsten der Krankheitserreger gestört, können Hautinfektionen oder sogar systemische Erkrankungen resultieren [25].

Die Haut bietet vielerlei Nischen, in denen verschiedenste Populationen von Mikroorganismen unterschiedlichen ökologischen Bedingungen ausgesetzt sind. Die ökologischen Gegebenheiten unterscheiden sich hauptsächlich in Feuchtigkeit, Temperatur und pH-Wert. Die Zusammensetzung der residenten Flora hängt zwar stark von den Eigenschaften der Nische ab, die Mehrzahl der identifizierten bakteriellen Mikroorganismen gehören jedoch zu den Gattungen Corynebakterien, Propionibakterien und Staphylokokken. Im Gesicht überwiegen Staphylokokken und an Talgdrüsen vor allem Propionibakterien [50;144]. Unter den Staphylokokken befindet sich auch der opportunistische Erreger *Staphylococcus aureus* (*S. aureus*). In der globalen Bevölkerung sind etwa 20 % der gesunden Menschen dauerhafte Träger, 60 % der Menschen sind intermittierende Träger und die verbliebenen 20 % werden von *S. aureus* nicht besiedelt. Das bevorzugte Habitat befindet sich im Bereich des vorderen Nasenvorhofs bis zum hinteren Nasenrachenraum [91].

Wie auch die Haut, bietet die Mundhöhle zahlreiche Nischen, in denen verschiedenste Populationen als Kommensale residieren. Diese sind unter anderem die Zunge, Wangen, harter Gaumen, weicher Gaumen, Mukosa, Gingiva und supra- und subgingivale Zahnoberflächen. Darüber hinaus gibt es angrenzende Lebensräume und Regionen wie Tonsillen, Rachen, Speiseröhre, Luftröhre, Eustachische Röhre, das Mittelohr und die Nasengänge mit Nasennebenhöhlen, welche die orale Mikroflora mit beeinflussen [35]. Die orale Flora eines gesunden Menschen wird von Streptokokken dominiert. Weitere häufig zu detektierende Gattungen sind *Hämophilus*, *Neisseria*, *Prevotella*, *Veillonella* und *Rothia* [17;169]. Auch *S. aureus* kann regelmäßig in der Mundhöhle nachgewiesen werden [86].

Die heutigen wissenschaftlichen Erkenntnisse lehren uns Bakterien nicht nur als reine Pathogene zu betrachten. Somit liegt das Ziel therapeutischer Eingriffe nicht mehr in der radikalen Elimination der Bakterien, sondern in der Etablierung eines ökologischen Gleichgewichts, um eine Symbiose von Wirt und Mikrobiota zu erreichen. Die Mikroflora sollte vor Dysbiose geschützt werden, um potenzielle Erkrankungen zu vermeiden. Unter Dysbiose versteht man die Veränderung der Zusammensetzung und Funktion der Mikrobiota, durch eine Reihe von Umwelteinflüssen und wirtsbezogenen Faktoren, die ihre Belastbarkeit und Widerstandsfähigkeit übersteigt [92].



## 2.5 Keimspektrum des dentalen Spraynebels

Wie weiter oben ausgeführt, kommt es während zahnmedizinischen Behandlungen zur Bildung von Spraynebel, der mit Mikroorganismen kontaminiert sein kann. Die aerogene Übertragung von Mikroorganismen ist seit dem Auftreten der COVID-19 Pandemie von besonderem Interesse. Untersuchungen zu viralen Erregern sind in der aktuellen zahnmedizinischen Literatur allerdings bisher kaum vorhanden und sollten dringend in größerem Umfang durchgeführt werden. Hingegen ist die wissenschaftliche Lage zum bakteriellen Keimspektrum dentaler Tröpfchen und Aerosole gut erforscht.

Durch Luftproben vor, während und nach zahnärztlichen Behandlungen konnten global Ergebnisse erhoben und miteinander verglichen werden. Bei Untersuchung der generellen Luftkontamination in zahnmedizinischen Einrichtungen, also unbeeinflusst von Kontaminationen durch die Behandlung von Patienten, können häufig koagulase-negative Staphylokokken, Mikrokokken und Propionibakterien nachgewiesen werden [33]. Dies ähnelt dem Keimspektrum öffentlicher Bereiche, fernab von zahnmedizinischen Einrichtungen [81].

Die Forschergruppe um Bennett *et al.* wiesen zeitweise hohe Konzentrationen mutmaßlicher oraler Streptokokken während zahnmedizinischen Behandlungen nach [14]. In weiteren Studien dominierten Staphylokokken, Streptokokken, Mikrokokken und Bazillen das Keimspektrum der Tröpfchen und Aerosole [53;108]. Unter den Staphylokokken konnte am häufigsten *Staphylococcus epidermidis* (*S. epidermidis*) gefolgt von *Staphylococcus capitis* (*S. capitis*) und *Staphylococcus hominis* detektiert werden. Ähnlich häufig wurde *Micrococcus luteus* und in einer weiteren Studie *Cutibacterium acnes* nachgewiesen. Weniger häufig, jedoch nicht selten konnten *Streptococcus mitis* und *Bacillus pumilus* isoliert werden [33;51;52;81].

Somit kann konstatiert werden, dass die Flora dentaler Tröpfchen und Aerosole hauptsächlich aus Keimen der kutanen und oralen Flora sowie Umweltkeimen besteht [33], welche als nicht pathogen gelten. Trotzdem sind bei vulnerablen Individuen lebensbedrohliche Infektionen möglich [92]. Zudem kann der produzierte Spraynebel auch pathogene Mikroorganismen enthalten [46;53]. Daraus geht hervor, dass adäquate Schutzmaßnahmen sinnvoll und erforderlich sind.

## 2.6 Mikrobiologische Kultivierung von Mikroorganismen

Für die Kultivierung von Mikroorganismen werden Nährmedien benötigt, die notwendige Substanzen beinhalten, um das Wachstum von Mikroorganismen zu ermöglichen. Bereits im 19. Jahrhundert wurde durch Robert Koch *et al.* nach geeigneten Nährmedien für die Kultivierung von Mikroorganismen geforscht. Eine der wichtigsten Innovationen gelang durch die Entdeckung vom verfestigtem Agar als Grundsubstanz, mit eingebetteten tierischen und pflanzlichen Nährstoffen, welcher sich als Nährmedium etablierte [12]. In unserer Zeit ist der Casein-Soja-Pepton-Agar, auch als Trypticase-Soja-Agar (TSA) bekannt, eines der am häufigsten verwendeten Nährmedien in der klinischen und nicht-klinischen Mikrobiologie [164]. TSA ist ein nährstoffreiches nicht selektives Mehrzweckmedium zur Isolierung und Kultivierung von nicht anspruchsvollen und anspruchsvollen aerob wachsenden Mikroorganismen. Er ist als Nährmedium für klinische Proben gut geeignet und erlaubt mit Zusatz von Schafsblut Rückschlüsse auf das Hämolyseverhalten. Es enthält pankreatisch abgebautes Casein, papainisch abgebautes Sojamehl, Natriumchlorid, Agar und weitere Wachstumsfaktoren. Mit Schafsblut versetzt eignet sich das Nährmedium hervorragend zum Nachweis für klinisch relevante pathogene Bakterien [30]. Jedoch eignet sich TSA nicht für die Erstisolierung von anspruchsvollen Anaerobiern. Aufgrund der Vielfalt von Mikroorganismen mit unterschiedlichen Stoffwechselfvorgängen haben sich unterschiedliche Nährmedien etabliert. 1966 berichteten Ellner *et al.* über einen neuartigen Agar. Dieser ist als Columbia-Agar bekannt geworden und ist ein nährstoffreiches Mehrzweckmedium zur Isolierung und Kultivierung von nicht anspruchsvollen und anspruchsvollen Mikroorganismen aus klinischen Proben. Er ist als Nährmedium für die meisten Mikroorganismen geeignet [39;161]. Columbia Blutagar besteht aus pankreatisch abgebautem Casein, peptisch abgebautem Tiergewebe, Hefeextrakt, Rindfleischextrakt, Maisstärke, Natriumchlorid, Agar und Schafsblut. Columbia-Blutagar wird in der mikrobiologisch-infektiologischen Diagnostik als Erstisolierungs-Medium empfohlen und eignet sich auch für Anaerobier.

## 2.7 Matrix Assisted Laser Desorption/Ionization – time of flight Massenspektrometrie

Erste Versuche der Massenspektrometrie wurden bereits 1975 von Anhalt und Fenselau unternommen [9]. Einige Jahre später etablierte sich das kombinierte Verfahren aus Matrix-Assistierte Laser-Desorption-Ionisierung (MALDI) mit Flugzeitanalyse (englisch: *time*

*of flight*, TOF) und Massenspektrometrie (MS) zur schnellen und kostengünstigen Nachweismethode für Mikroorganismen. In der heutigen Zeit wird die MALDI-TOF MS im mikrobiologischen Laboralltag umfänglich zur Identifizierung verschiedener Mikroorganismen aus Reinkulturen verwendet [137]. Sie bietet zudem begrenzte Möglichkeiten Mikroorganismen direkt aus klinischen Proben, ohne vorherige Kultivierung, zu identifizieren [103].

Durch vorherige Kultivierung ermöglicht die MALDI-TOF MS eine genaue Speziesidentifikation der meisten grampositiven und gramnegativen Bakterien [31]. Hierzu wird ein wenig Material vom Rande einer Einzelkolonie aufgenommen und auf einem markierten kreisrunden Bereich (Spot) einer Stahlplatte (Target) aufgebracht. Die Zugabe einer Ameisensäurelösung bewirkt die Lyse der Zellwände und kann somit die massenspektrometrische Analyse begünstigen [120]. Anschließend wird nach Trocknung eine Matrix-Flüssigkeit (HCCA =  $\alpha$ -Cyano-4-hydroxycinnamic acid) hinzugefügt, die das Bakterium zerstört und dadurch ribosomale Proteine frei werden [120]. Nach Trocknung kann das Target in das Massenspektrometer eingelegt werden. Das MALDI-TOF MS Gerät besteht unter anderem aus einer Ionenquelle, einem Analysator und einem Detektor. Die Ionisierung des Analyten wird beim MALDI unter Vakuumbedingungen durch hochenergetische Laserschüsse auf den Spot erzeugt. Die Laserschüsse überführen das Material in eine Gasphase, wobei ein von der Matrixflüssigkeit bereitgestellter Ladungsträger an den Analyten gebunden wird. Beim Eintritt in den Analysator haben die Ionen alle die gleiche Energie, so sind leichte Ionen schneller als schwere und können entsprechend dem Masse-zu-Ladung-Verhältnis aufgetrennt werden. Die Ionen werden dann in einem elektrostatischen Feld beschleunigt, wobei je nach Masse unterschiedliche Flugzeiten entstehen. Beim Erreichen des Detektors werden elektrische Signale erzeugt, wodurch sich charakteristische Spektren für einzelne Spezies ergeben. Die Spektren werden dann mit einer Datenbank abgeglichen, wodurch die Klassifizierung gelingt [120].

Die Grenzen des MALDI-TOF MS werden erreicht, wenn sich Spektrenprofile einiger Organismen zu stark ähneln. Beispielsweise kommt dies bei *Escherichia coli* und *Shigella*-Spezies vor. In diesem Fall müssen weitere mikrobiologische Diagnostikmethoden herangezogen werden, um den Mikroorganismus sicher zu identifizieren.

## 2.8 Chlorhexidin

Chlorhexidin (CHX) wurde Anfang der 1950er Jahre in Großbritannien auf der Suche nach geeigneten Wirkstoffen gegen Malaria entdeckt. Es ist ein symmetrisches Bisbiguanid-Molekül, das aus zwei Chlorguanidketten besteht, die durch eine zentrale Hexamethylenkette verbunden sind.

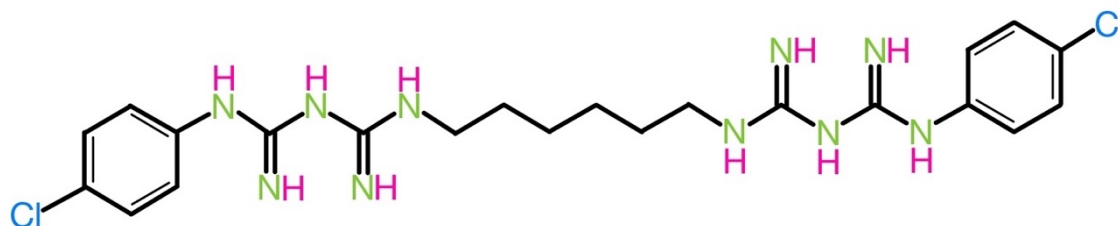


Abbildung 1: Strukturformel von Chlorhexidin (1,1'-Hexamethylenbi[5-(p-chlorophenyl)biguanid]di-D-gluconat)  
Quelle: Jusef Naim (modifiziert nach <https://commons.wikimedia.org/wiki/User:Yikrazuul>)

Bei physiologischem pH-Wert ist das Molekül zweifach positiv geladen. Es wird als Chlorhexidindigluconat dargestellt, um die schlechte Wasserlöslichkeit von CHX zu umgehen [29]. Im weiteren Verlauf kam CHX in unterschiedlichen medizinischen Fachrichtungen, wie in der Ophthalmologie, Gynäkologie, Urologie oder Hals-Nasen-Ohrenheilkunde, sowie zur Desinfektion chirurgischer Arbeitsplätze zum Einsatz [47]. Die ersten Verwendungen von CHX in der Zahnmedizin fanden um die 1960er Jahre statt, hauptsächlich als Antiseptikum von Schleimhäuten und Zähnen [105]. Darüber hinaus gelang 1970 der Nachweis der effektiven plaquehemmenden Wirkung von 0,2 %igem CHX durch Løe & Schiott, und es etablierte sich die sogenannte chemische Plaquekontrolle [95].

CHX ist eines der am häufigsten verwendeten Antiseptika in der Zahnmedizin mit einem breiten Wirkspektrum, das grampositive und gramnegative Bakterien umfasst [73;166]. Der Wirkmechanismus beruht auf der Störung des osmotischen Gleichgewichts der Bakterien. Das kationische CHX bindet an die anionisch geladenen Phospholipide der inneren Membran der Bakterien und führt zur Schädigung der Membranintegrität. In niedrigen Konzentrationen wirkt CHX bakteriostatisch, indem Substanzen mit geringem Molekulargewicht aus der mikrobiellen Zelle treten. In diesem Stadium ist die Beschädigung noch reversibel, wovon sich das geschädigte Bakterium erholen kann. In höheren Konzentrationen führt es zur strukturellen Beschädigung der Zellmembran und zur Präzipitation des Zytoplasmas und wirkt daher bakterizid [73;123]. Darüber hinaus wirkt es auch gegen Hefen, Dermatophyten und einige lipophile Viren [73]. Neben der Adsorption an negativ geladene mikrobielle Zellmembranen, interagiert CHX

auch über elektrostatische Wechselwirkungen mit negativ geladenen Oberflächen im Mund wie Schleimhäuten, Zahnoberflächen oder Restaurationsmaterialien. Dies ermöglicht eine verzögerte Freisetzung, über die Dauer der Mundspülung hinaus, welches die hohe Substantivität von CHX erklärt [48;166]. Die antimikrobielle Aktivität überdauert mehrere Stunden, wobei CHX sogar 24 Stunden nach Mundspülung in der Mundhöhle nachgewiesen werden konnte [128;133].

Zu beachten gilt jedoch, dass CHX nicht als Langzeitantiseptikum angewandt werden soll. Es kann bei langzeitiger Anwendung zu Geschmacksirritationen, Verfärbungen der Zähne und vermehrter Zahnsteinbildung führen [4]. Darüber hinaus können weniger häufige Nebenwirkung wie Brennen und vermehrter Desquamation der oralen Schleimhaut, sowie orale Parästhesien vorkommen [20]. Umstritten, jedoch immer häufiger berichtet, werden Resistenzentwicklungen und Kreuzresistenzen des CHX gegen Antibiotika [77].

## 2.9 Zielsetzung

Zahnmedizinische Behandlungen stellen unter Einsatz von Spraynebel produzierenden Instrumenten eine Infektionsgefahr für das zahnmedizinische Personal und den Patienten dar. Vorläuferstudien durch Gund *et al.* wiesen die bakterielle Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes während zahnmedizinischer Behandlungen nach [51;52].

Die primäre Zielstellung dieser Studie war die Untersuchung des Einflusses einer vor Behandlungsbeginn durchgeführten antiseptischen Mundspülung mit CHX auf die Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes bei Verwendung eines Visiers. Die Nullhypothese wurde entsprechend formuliert, dass eine Mundspülung keinen Einfluss auf die Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes besitzt. Darüber hinaus wurde als sekundäre Fragestellung untersucht, ob sich das Ausmaß der Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes bei unterschiedlichen konservativen Behandlungsmodalitäten unterscheidet.

## 3 Material und Methode

### 3.1 Probanden

Die einbezogenen Probanden waren Patienten der Klinik für Zahnerhaltung, Parodontologie und Präventive Zahnheilkunde am Universitätsklinikum des Saarlandes. Es wurden Erwachsene, älter als 18 Jahre, in die Studie einbezogen. Probanden, die in den letzten 6 Monaten Antibiotika eingenommen hatten, nahmen nicht an der Studie teil. Darüber hinaus wurden Probanden ausgeschlossen, die eine für den zahnmedizinischen Arbeitsschutz relevante Infektionskrankung aufwiesen.

### 3.2 Versuchsparameter

Es wurden drei Probandengruppen gebildet, wobei differenziert wurde, ob der Patient vor Behandlungsbeginn entweder 60 s lang mit 15 ml CHX 0,1 % spülte (präprozedurale Intervention mit CHX), 60 s lang mit 15 ml Wasser aus der zahnärztlichen Behandlungseinheit spülte (präprozedurale Intervention mit Wasser) oder nicht spülte (Kontrollgruppe). Die präprozedurale Intervention wurde unmittelbar vor Beginn der Behandlung durchgeführt. Die Zeit wurde durch die Timer-Funktion an der Behandlungseinheit kontrolliert. Die Zuordnung der Probanden erfolgte blockweise randomisiert. Nach Erreichen von 100 Fällen in einer Gruppe wurden die anderen Gruppen gezielt mit vergleichbaren Fällen aufgefüllt. Eine Verblindung von Patienten und Behandlern erfolgte aufgrund der charakteristischen Geschmacksunterschiede von Wasser und Chlorhexidin nicht.

Es wurden folgende Spraynebel produzierende, konservative Behandlungen durchgeführt: 1.) professionelle Zahnreinigung: hierbei wurden supragingivale Beläge durch ein Ultraschall-Zahnsteinentfernungsgerät und Handinstrumente entfernt und die Zahnoberflächen abschließend mit einem rotierendem Instrument poliert, 2.) unterstützende Parodontitis Therapie: hierbei wurden supra- und subgingivale Beläge durch ein Ultraschall-Zahnsteinentfernungsgerät sowie Handinstrumente entfernt, 3.) Füllungstherapie: hierbei wurde zunächst kariöse Zahnhartsubstanz mit rotierenden Instrumenten entfernt und anschließend eine Füllung gelegt und

poliert, 4.) Präparation einer indirekten Restauration: hierbei wurde nicht kariöse Zahnhartsubstanz mit rotierenden Instrumenten für eine indirekte Restauration vorbereitet und anschließend eine temporäre Versorgung hergestellt und eingegliedert. Behandlungsoptionen 1 und 2 betrafen die gesamte Dentition. Bei den Optionen 3 und 4 wurden einzelne Zähne behandelt. Die Behandlungen wurden von Studierenden der Zahnmedizin im Rahmen der klinischen Behandlungskurse durchgeführt. Die Behandlungsdauer wurde nicht festgelegt, da von vornherein eine große individuelle Variation zu erwarten war.

Jede Spraynebel produzierende Behandlung fand unter standardisierter dentaler Absaugung statt. Der Durchmesser der Niedrigvolumen-Absaugung betrug 3,3 mm und die der Hochvolumen-Absaugung 8,0 mm.

### 3.3 Versuchsablauf

#### 3.3.1 Persönliche Schutzausrüstung bei zahnmedizinischer Behandlungen während der COVID-19 Pandemie

Vor Beginn einer jeden Behandlung wurde eine hygienische Händedesinfektion durchgeführt. Danach setzte der Behandler zuerst eine FFP2-Maske und einen Haarschutz auf. Anschließend wurde ein medizinischer Mund-Nasen-Schutz Typ II aus dem Vorrat entnommen und über der FFP2-Maske befestigt. Der Mund-Nasen-Schutz diente somit dem Erregernachweis. Hierbei wurde beachtet, dass die zentrale Außenfläche des Mund-Nasen-Schutzes beim Aufsetzen nicht berührt wird. Zudem wurde der Behandler instruiert, den Mund-Nasen-Schutz während der Behandlung keinesfalls mit kontaminierten Untersuchungshandschuhen zu berühren. Die persönliche Schutzausrüstung wurde durch das Anlegen eines Gesichtsvisiers, eines Einweg-Schutzkittels und von Untersuchungshandschuhen komplettiert. Auch hierbei wurde beachtet, dass eine Berührung des Mund-Nasen-Schutzes durch das Visier vermieden wird.





Abbildung 2: Persönliche Schutzausrüstung während der Behandlung unter den Bedingungen der SARS-CoV-2 Pandemie

Quelle: Jusef Naim



### 3.3.2 Probenentnahme

Um die kultivierbaren Bakterien auf dem Mund-Nasen-Schutz nachweisen zu können, wurden Agarplatten verwendet. Die für die Inokulation erforderlichen Agarplatten wurden in einem Kühlschrank bei 5 °C aufbewahrt. Während der Behandlung wurden die Platten bei Raumtemperatur auf einer wischdesinfizierten Ablagefläche fern der Behandlungseinheit gelagert und mit der entsprechenden Gruppenzugehörigkeit gekennzeichnet. Nach abgeschlossener Behandlung wurde der Mund-Nasen-Schutz des Behandlers durch den Untersucher mit neuen, unbeutzten Handschuhen geöffnet und ohne Berührung der nach außen gerichteten Schutzfläche mit zwei Agarplatten in Kontakt gebracht. Zuerst wurde der Mund-Nasen-Schutz mit einer TSA-Platte zur Kultivierung von aeroben Bakterien und im Anschluss auf eine Columbia-Agarplatte zur Kultivierung von anaeroben Bakterien in Kontakt gebracht und wieder verschlossen. Beide Agarplatten enthielten 5 % Schafsblut und dienten als Universalmedien zur Isolierung und Kultivierung von Mikroorganismen aus klinischen Proben. Der Durchmesser einer Platte betrug 9 cm. Die Kontaktzeit zwischen Mund-Nasen-Schutz und Agarplatte betrug in etwa 10 s. Die TSA-Platte wurde bei Raumluft aufbewahrt, da keine weiteren Maßnahmen zur Erzeugung eines aeroben Milieus notwendig waren. Die Columbia-Agarplatte wurde in einen Inkubationsbehälter für Gaserzeugungssysteme gelegt, anschließend wurde ein Gasentwicklungssäckchen mit Sauerstoff-Indikator eingebracht und der Behälter verschlossen. Das Gasentwicklungssäckchen enthielt Aktivkohle, anorganische Karbonate, Ascorbinsäure und Wasser. Zur Aktivierung des Gasentwicklungssäckchens kommt es bei Entnahme aus der Verpackung durch Luftkontakt. So entsteht innerhalb von 2,5 h ein anaerobes Milieu im Inkubationsbehälter, welcher innerhalb von 24 h eine Sauerstoffkonzentration von weniger als 1 % und eine Kohlenstoffdioxidkonzentration von mindestens 13 % aufweist. Beim Hinzufügen weiterer Columbia-Platten wurde stets ein neues Gasentwicklungssäckchen eingelegt. Zweimal täglich wurden die Proben gesammelt und für 48 h bei 35 °C +/- 2 °C im Institut für Medizinische Mikrobiologie und Hygiene am Universitätsklinikum des Saarlandes inkubiert. Der Inkubator selbst enthielt keine Zufuhr von Kohlenstoffdioxid.

### 3.3.3 Mikrobiologische qualitative Analyse

Nach der Inkubation erfolgte die mikrobiologische Analyse. Die Klassifikation der Keime fand zunächst auf Basis der phänotypischen Charakteristika und orientierender biochemischer Testverfahren statt. Koloniebildende Einheiten (KBE) mit identischen phänotypischen Merkmalen wurden derselben Gattung zugeordnet. Folgende morphologische Merkmale sind kennzeichnend für die unten genannten Bakterien auf einem Blutagar:

Tabelle 1: Phänotypische Charakteristika ausgewählter Bakterien

Bakterium	Phänotypische Charakteristika
Staphylokokken	elfenbeinfarben oder porzellanweiß, groß, flach, glattrandig
<i>Staphylococcus aureus</i>	weitere mögliche Charakteristika: goldgelb, $\beta$ -Hämolyse
Streptokokken	grauweiß, klein, flach, glattrandig, $\alpha$ -, $\beta$ - oder $\gamma$ -Hämolyse
Bazillen	algenfarben oder mehrfarben, schleimig oder trocken, groß, erhaben, gewellter Rand
Mikrokokken	zitronengelb, rund, flach, glattrandig

Da Staphylokokken und Streptokokken sich unter Umständen in ihrer Morphologie auf Blutagar ähneln können, wurde bei nicht eindeutiger Differenzierung der Katalasetest herangezogen. Staphylokokken besitzen das Enzym Katalase und können unter Bläschenbildung Wasserstoffperoxid zu Wasser und Sauerstoff umsetzen, während Streptokokken dieses Enzym fehlt und somit eine Reaktion ausbleibt. Die zu untersuchende Kolonie wurde mit Hilfe einer Impfschlinge auf einen Objektträger mit einem Tropfen des wasserstoffperoxidhaltigen Katalase-Reagenz beigemischt. Kam es zur Bläschenbildung, konnte von einer katalase-positiven Reaktion ausgegangen werden und folglich Staphylokokken zugeordnet werden, andernfalls handelte es sich um eine katalase-negative Reaktion und somit um Streptokokken.

Des Weiteren wurde zur Identifizierung von hämolysierenden Staphylokokken ein weiteres Testverfahren durchgeführt. *S. aureus* besitzt das extrazelluläre Enzym Koagulase, welches im

Serum an Prothrombin bindet und die Bildung von Fibrin aus Fibrinogen aktiviert. Der Nachweis der freien Koagulase ist allerdings sehr zeitaufwändig, weshalb sich die Latexpartikel-Agglutination in der Labordiagnostik bewährt hat. Diese Agglutinationsreaktion ermöglicht den schnellen Nachweis des Fibrinogenaffinitätsfaktors („*clumping factor*“), Protein A und der Kapselpolysaccharide von *S. aureus* durch sensibilisierte Latexpartikel. Hierfür wird ein Tropfen des Latexpartikel-Reagenz in einen vorgegebenen Kreis der Agglutinationskarte appliziert und mit der zu untersuchenden Kolonie mit Hilfe einer sterilen Impfschlinge für etwa 10 s vermischt. Hiernach wird für etwa 30 s die Suspension durch vorsichtiges Schwenken der Agglutinationskarte vermischt und das Ergebnis abgelesen. Bei sichtbarer Agglutination war die Zuordnung von *S. aureus* möglich, andernfalls handelte es sich um koagulase-negative Staphylokokken.

Bei Kolonien, die mit den oben genannten Methoden nicht sicher identifiziert werden konnten, wurde zunächst ein Dreiösenausstrich durchgeführt, um anschließend die Bestimmung mit der MALDI-TOF MS durchzuführen. Je nachdem auf welchem Agar die fragliche Kolonie gewachsen ist, wurde die entsprechend gleiche Platte zur Isolierung der Kolonie gewählt. Hierfür wurde eine kleine Menge der zu untersuchenden Kolonie mit einer sterilen Impfschlinge entnommen und auf einen Bereich einer neuen Agarplatte ausgestrichen. Darauffolgend wurde ausgehend vom vorherigen Bereich zweimal, jeweils mit einer neuen sterilen Impfschlinge, ein erneuter Ausstrich ausgeführt. Das fraktionierte Ausstreichen führt zu Verdünnungsschritten, die nach Inkubation vor allem im letzten Bereich durch Einzelkolonien sichtbar werden. Die Einzelkolonien eignen sich am besten für die weitere Charakterisierung. Die Agar-Platte wurde dann unter den oben genannten Bedingungen für 24 h inkubiert. Anschließend wurde ein wenig Material vom Rande einer Einzelkolonie mit einem Holzstäbchen aufgenommen und gleichmäßig auf einen markierten kreisrunden Bereich (Spot) einer Stahlplatte (Target) aufgebracht. Nachdem das zu analysierende Material an der Luft getrocknet ist, wurde mit Hilfe einer sterilen Pipettenspitze 1 µl Ameisensäure hinzugegeben. Nach Lufttrocknung wurde 1 µl Matrix-Flüssigkeit als großer Überschuss mit einer neuen sterilen Pipettenspitze hinzugefügt und während der Trocknung co-kristallisiert. Nach Auftragen aller Kolonien, wurde das Target in den MALDI-TOF Biotyper eingelegt und war nach Vakuumherstellung messbereit. Die entstehenden Ionen konnten dann nach dem Masse-zu-Ladungs-Verhältnis aufgetrennt werden, welche dann in einem elektrostatischen Feld beschleunigt werden. Anhand der unterschiedlichen Flugzeiten entstehen charakteristische Spektren, die mit einer Datenbank abgeglichen werden, wodurch die Bestimmung eines Bakteriums gelingt.

### 3.3.4 Mikrobiologische quantitative Analyse

Nach Klassifizierung aller Kolonien, fand die Auszählung der KBE statt. Bei einer sehr großen Anzahl an KBE fand die Auszählung mit Hilfe eines Koloniezählgeräts statt. Dieses Gerät belichtet die verschlossene Platte von basal, während der Verschluss der Agarplatte mit einem Stift auf der Region des Bakteriums markiert werden kann. Jede Markierung wird durch das drucksensible Koloniezählgerät registriert, wodurch nach Markierung aller KBE einer Gattung das Endergebnis abgelesen werden kann.

## 3.4 Kontrollproben

Als Kontrollproben wurden fünf Mund-Nasen-Schutzmasken ohne weitere Schutzmaßnahmen nach dem obigen Versuchsprotokoll aufgesetzt. Es wurden Spraynebel produzierende Behandlungen am Phantompatient für jeweils 120 min simuliert. Die Kontrollproben sollten eine mögliche Kontamination durch die Mundhöhle des Behandlers untersuchen.

## 3.5 Ethikvotum

Das Versuchsprotokoll wurde durch die Ethikkommission der Ärztekammer des Saarlandes genehmigt (Kennnummer: 181/19).

## 3.6 Statistik

Der Shapiro-Wilk Test wurde angewandt, um auf Normalverteilung zu prüfen. Da die Ergebnisse nicht normalverteilt sind, wurde ein nicht-parametrisches Verfahren ausgewählt. Für die statistische Auswertung der Ergebnisse wurde primär der Kruskal-Wallis-Test und bei statistisch signifikanten Unterschieden mit dem Mann-Whitney-U-Test verglichen ( $p < 0,05$ ).

Die Ergebnisse wurden mit der Software GraphPad Prism 9.3.1 ausgewertet.

### 3.7 Schematische Zusammenfassung des Studiendesigns

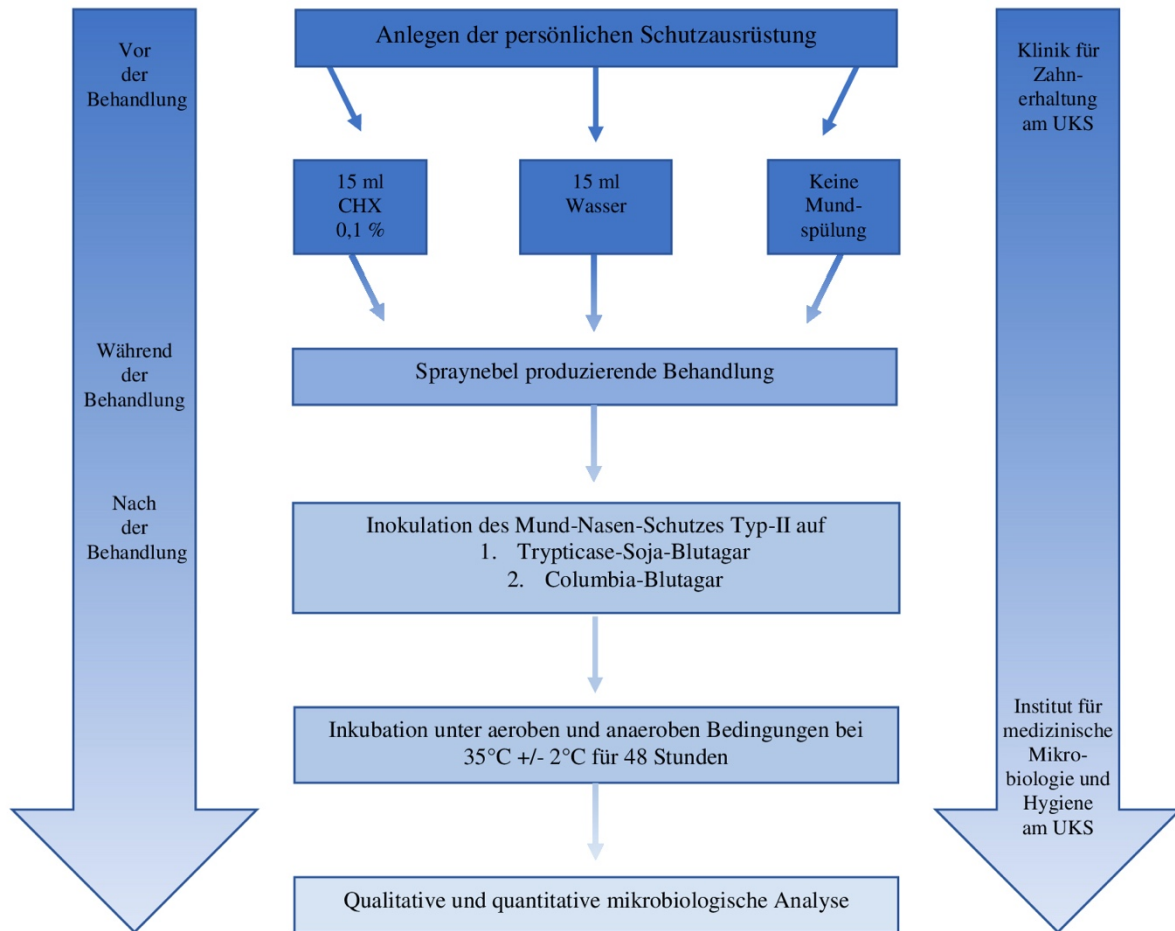


Abbildung 3: Flow-Chart des Studienaufbaus

Quelle: Jusef Naim

## 4 Ergebnisse

### 4.1 Gesamtergebnisse

Es wurden drei Probandengruppen gebildet, die vor Behandlungsbeginn entweder 60 s lang mit 0,1 % CHX (präprozedurale Intervention mit CHX) spülten, 60 s lang mit Wasser aus der zahnärztlichen Behandlungseinheit spülten (präprozedurale Intervention mit Wasser) oder vor der Behandlung nicht spülten (Kontrollgruppe). In die Studie wurden insgesamt 306 Spraynebel produzierende Behandlungen einbezogen. Die klinischen Fälle teilten sich je Probandengruppe wie folgt auf:

Tabelle 2: Verteilung der Behandlungsmodalitäten je Probandengruppe

Probandengruppe		Intervention mit CHX	Intervention mit Wasser	Kontrollgruppe ohne Intervention
Probandenanzahl		102	102	102
Behandlungsmodalitäten	Füllungstherapie	35	35	35
	Professionelle Zahnreinigung	30	30	30
	Unterstützende Parodontistherapie	25	25	25
	Präparation für eine indirekte Restauration	12	12	12

Entsprechend wurde die Kontamination von 306 Mund-Nasen-Schutzmasken der Behandler mit 612 Blutagarplatten untersucht. Hiervon wurden 306 Blutagarplatten aerob und 306 Blutagarplatten anaerob kultiviert. Die Behandlungsdauer betrug aufgrund der Variabilität der klinischen Situation mindestens 25 min bis maximal 210 min und in den meisten Fällen 60 - 90 min.

Von den 102 Proben der Interventionsgruppe mit CHX wiesen 99 (97 %) eine bakterielle Kontamination auf, wohingegen bei den übrigen 3 (3 %) kein bakterielles Wachstum nach 48 h festgestellt werden konnte.

Bei der Interventionsgruppe mit Wasser wiesen 101 (99 %) Proben eine bakterielle Kontamination auf, wohingegen eine (1 %) kein bakterielles Wachstum nach 48 h aufwies.

Bei der Kontrollgruppe wies die Gesamtheit der 102 (100 %) Proben eine bakterielle Kontamination auf.

Abbildung 4 fasst die Mittelwerte der ermittelten Anzahl der KBE für die bakterielle Kontamination der Mund-Nasen-Schutzmasken aller Behandlungsfälle grafisch zusammen.

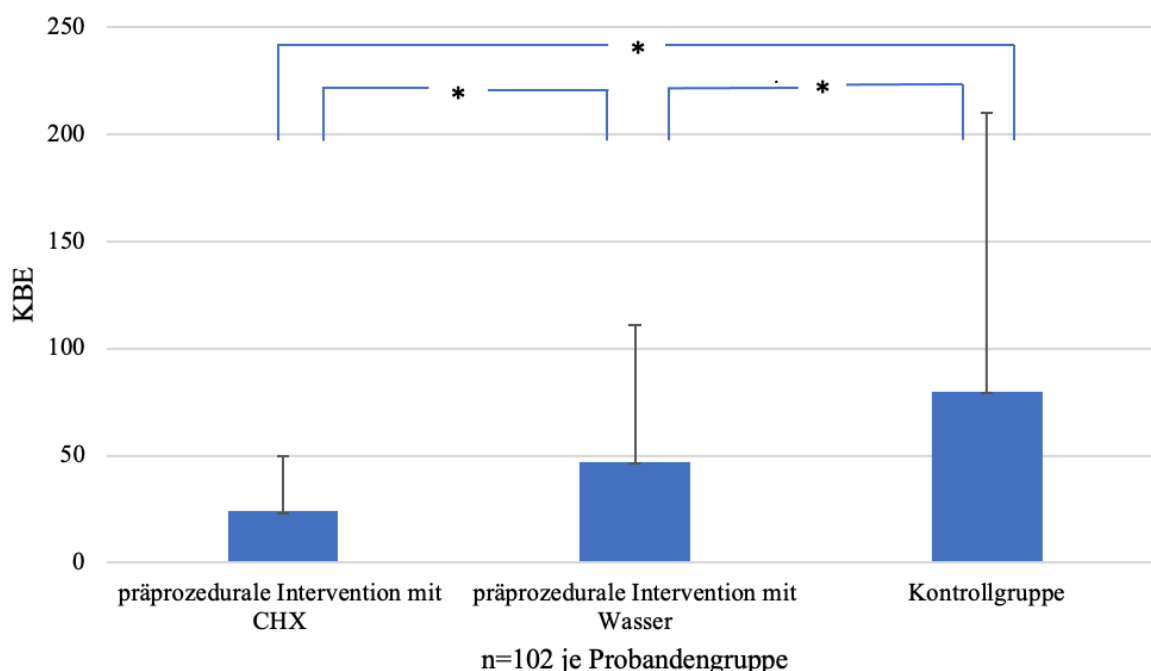


Abbildung 4: Gesamtdarstellung der bakteriellen Kontamination der Mund-Nasen-Schutzmasken je Probandengruppe. Insgesamt wurden je Probandengruppe 35 Füllungen, 30 professionelle Zahnreinigungen, 25 unterstützende Parodontitistherapien und 12 Präparationen für eine indirekte Restauration (n=102) eingeschlossen. Die durchschnittliche bakterielle Keimbelastung der Interventionsgruppe mit CHX lag bei 24 KBE  $\pm$  26 KBE, der Interventionsgruppe mit Wasser bei 47 KBE  $\pm$  64 KBE und der Kontrollgruppe bei 80 KBE  $\pm$  130 KBE.

Die Säulen entsprechen dem Mittelwert, die aufgesetzten Linien der  $\pm$  Standardabweichung. Statistisch signifikante Unterschiede sind mit einem Sternchen (\*) gekennzeichnet.

Wie Abbildung 4 zeigt, lag die durchschnittliche bakterielle Kontamination der Mund-Nasen-Schutzmasken der Interventionsgruppe mit CHX bei  $24 \text{ KBE} \pm 26 \text{ KBE}$ . Die Mund-Nasen-Schutzmasken der Interventionsgruppe mit Wasser zeigten eine höhere Keimbelastung von  $47 \text{ KBE} \pm 64 \text{ KBE}$ , wobei die höchste Keimbelastung in der Kontrollgruppe vorlag, mit  $80 \text{ KBE} \pm 130 \text{ KBE}$  je Mund-Nasen-Schutz.

Hierbei führte CHX jeweils zu einer statistisch signifikanten ( $p < 0,05$ ) Keimreduktion um 49 % im Vergleich zu einer Mundspülung mit Wasser und um 70 % im Vergleich zur Kontrollgruppe. Eine Mundspülung mit Wasser führte zu einer statistisch signifikanten ( $p < 0,05$ ) Keimreduktion um 41 % gegenüber der Kontrollgruppe.

### 4.1.1 Vergleich der Ergebnisse von Einzelzahn- und dentitionsbezogenen Behandlungen

Während sich die Behandlung bei der Füllungstherapie und der Präparation einer indirekten Restauration auf einen Zahn fokussiert, werden bei der professionellen Zahnreinigung und der Parodontitistherapie alle Zähne der Dentition behandelt. Somit konnten Untergruppen gebildet werden, welche die Behandlung eines einzelnen Zahnes bzw. der gesamten Dentition im Hinblick auf die Wirkung der Mundspülungen betrachtet.

Wie Abbildung 5 zeigt, lag die durchschnittliche Keimbelastung bei der Einzelzahnbehandlung der Mund-Nasen-Schutzmasken in der Interventionsgruppe mit CHX bei  $24 \text{ KBE} \pm 27 \text{ KBE}$ . Für die Interventionsgruppe mit Wasser ergab sich eine durchschnittliche Keimbelastung von  $45 \text{ KBE} \pm 68 \text{ KBE}$ , während sie bei der Kontrollgruppe bei  $80 \text{ KBE} \pm 78 \text{ KBE}$  lag.



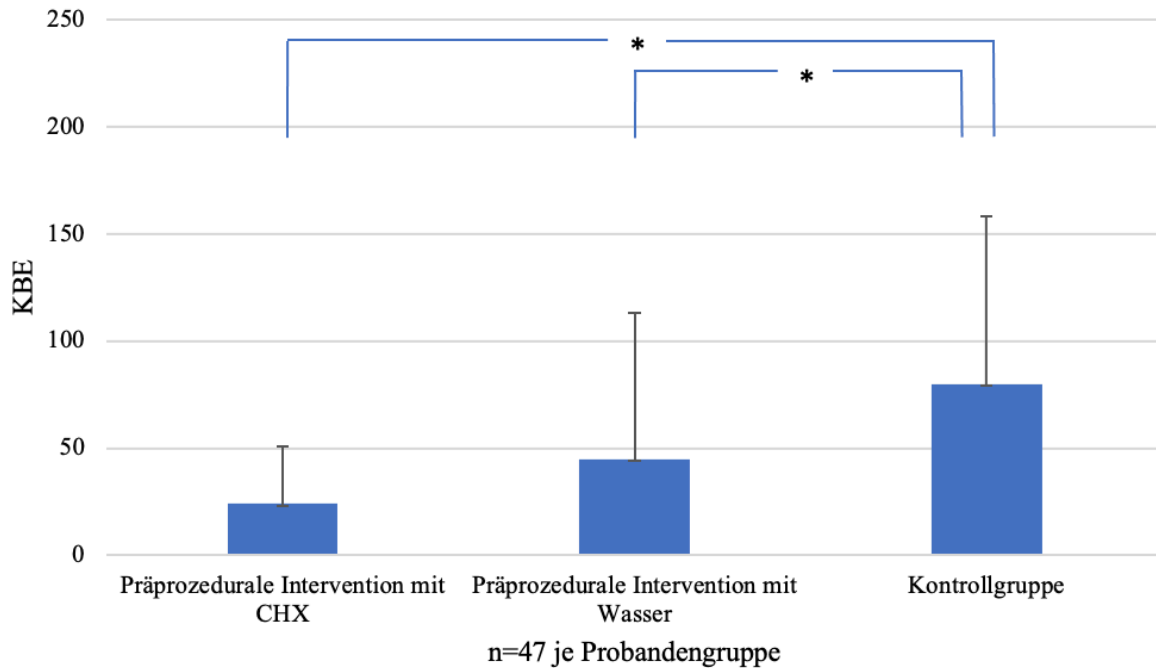


Abbildung 5: Darstellung der bakteriellen Kontamination der Mund-Nasen-Schutzmasken bei Einzelzahnbehandlungen je Probandengruppe. Hierbei wurden je Probandengruppe 35 Füllungstherapien und 12 Präparationen für eine indirekte Restauration (n=47) eingeschlossen. Die durchschnittliche bakterielle Keimbelastung der Interventionsgruppe mit CHX lag bei 24 KBE  $\pm$  26 KBE, der Interventionsgruppe mit Wasser bei 45 KBE  $\pm$  68 KBE und der Kontrollgruppe bei 80 KBE  $\pm$  130 KBE.

Die Säulen entsprechen dem Mittelwert, die aufgesetzte Linie der  $\pm$  Standardabweichung. Statistisch signifikante Unterschiede sind mit einem Sternchen (\*) gekennzeichnet.

Eine vor Behandlungsbeginn durchgeführte Mundspülung mit CHX führte auch in der Einzelzahnbehandlung zur stärksten Keimreduktion.

Im Vergleich zur Kontrollgruppe führte CHX zu einer statistisch signifikanten ( $p < 0,05$ ) Keimreduktion um 70 %. Im Vergleich zur Interventionsgruppe mit Wasser führte CHX zu einer Keimreduktion um 47 %, welche jedoch statistisch nicht signifikant ( $p < 0,05$ ) war.

Eine Mundspülung mit Wasser führte zu einer statistisch signifikanten ( $p < 0,05$ ) Keimreduktion um 44 % im Vergleich zur Kontrollgruppe.

Wie Abbildung 6 zeigt, lag die durchschnittliche Keimbelastung bei der Behandlung der gesamten Dentition des Mund-Nasen-Schutzes in der Interventionsgruppe mit CHX bei 23 KBE  $\pm$  26 KBE. Auch bei dieser Subanalyse zeigte der Mund-Nasen-Schutz in der Interventionsgruppe mit Wasser eine erhöhte Keimbelastung von 49 KBE  $\pm$  61 KBE, wobei die höchste Keimbelastung wiederum in der Kontrollgruppe vorlag, mit 80 KBE  $\pm$  162 KBE je Mund-Nasen-Schutz.

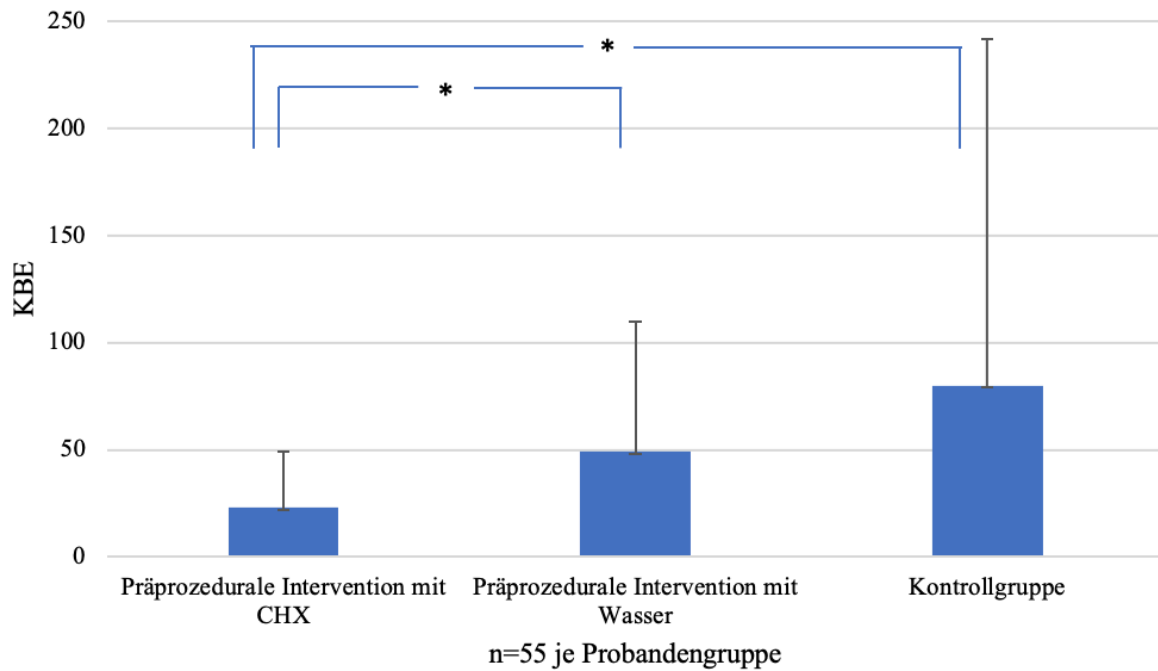


Abbildung 6: Darstellung der bakteriellen Kontamination der Mund-Nasen-Schutzmasken bei Behandlung der gesamten Dentition je Probandengruppe. Hierbei wurden je Probandengruppe 30 professionelle Zahnreinigungen und 25 unterstützende Parodontitistherapien (n=55) eingeschlossen.

Die durchschnittliche bakterielle Keimbelastung der Interventionsgruppe mit CHX lag bei 23 KBE  $\pm$  26 KBE, der Interventionsgruppe mit Wasser bei 49 KBE  $\pm$  61 KBE und der Kontrollgruppe bei 80 KBE  $\pm$  162 KBE.

Die Säulen entsprechen dem Mittelwert, die aufgesetzte Linie der  $\pm$  Standardabweichung. Statistisch signifikante Unterschiede sind mit einem Sternchen (\*) gekennzeichnet.

Hierbei führte eine präprozedurale Spülung mit CHX zu einer jeweils statistisch signifikanten ( $p < 0,05$ ) Keimreduktion um 53 % im Vergleich zur Intervention mit Wasser und um 71 % im Vergleich zur Kontrollgruppe. Eine präprozedurale Mundspülung mit Wasser führte zu einer Keimreduktion um 39 % im Vergleich zur Kontrollgruppe, welche jedoch statistisch nicht signifikant ( $p < 0,05$ ) war.

## 4.2 Keimspektrum

Abbildung 7 gibt das von den Mund-Nasen-Schutzmasken kultivierte Keimspektrum der jeweiligen Probandengruppe wieder.

Das Keimspektrum wurde in allen 3 Probandengruppen von koagulase-negativen Staphylokokken dominiert, gefolgt von Streptokokken. *S. aureus* kam nur in der Kontrollgruppe mit einem relevanten quantitativen Anteil vor.

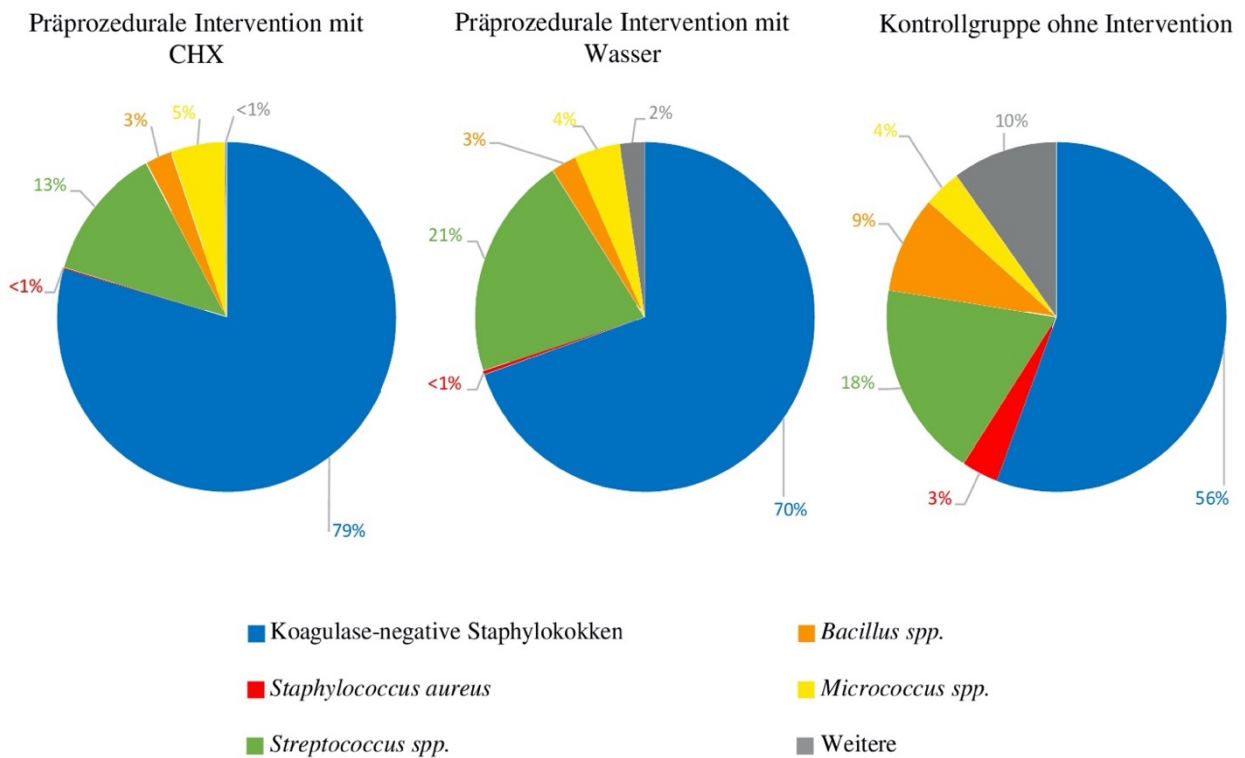


Abbildung 7: Darstellung des relativen Anteils am gesamten Keimspektrum je Probandengruppe.

Das Keimspektrum wurde in allen 3 Probandengruppen von koagulase-negativen Staphylokokken dominiert, gefolgt von Streptokokken.

Blau: Koagulase-negative Staphylokokken, rot: *Staphylococcus aureus*, grün: *Streptococcus spp.*, orange: *Bacillus spp.*, gelb: *Micrococcus spp.*, grau: weitere Bakterien

#### 4.2.1 Keimspektrum der Einzelzahn- und dentitionsbezogenen Behandlungen

Abbildung 8 zeigt das jeweilige Keimspektrum der Interventionsgruppe mit CHX hinsichtlich der Behandlungen eines Zahnes bzw. der gesamten Dentition.

Das Keimspektrum in der Interventionsgruppe mit CHX wurde bei den Einzelzahnbehandlungen hauptsächlich von koagulase-negativen Staphylokokken dominiert. Auch bei den Behandlungen der gesamten Dentition dominierten koagulase-negative Staphylokokken, jedoch konnten deutlich mehr Streptokokken detektiert werden.

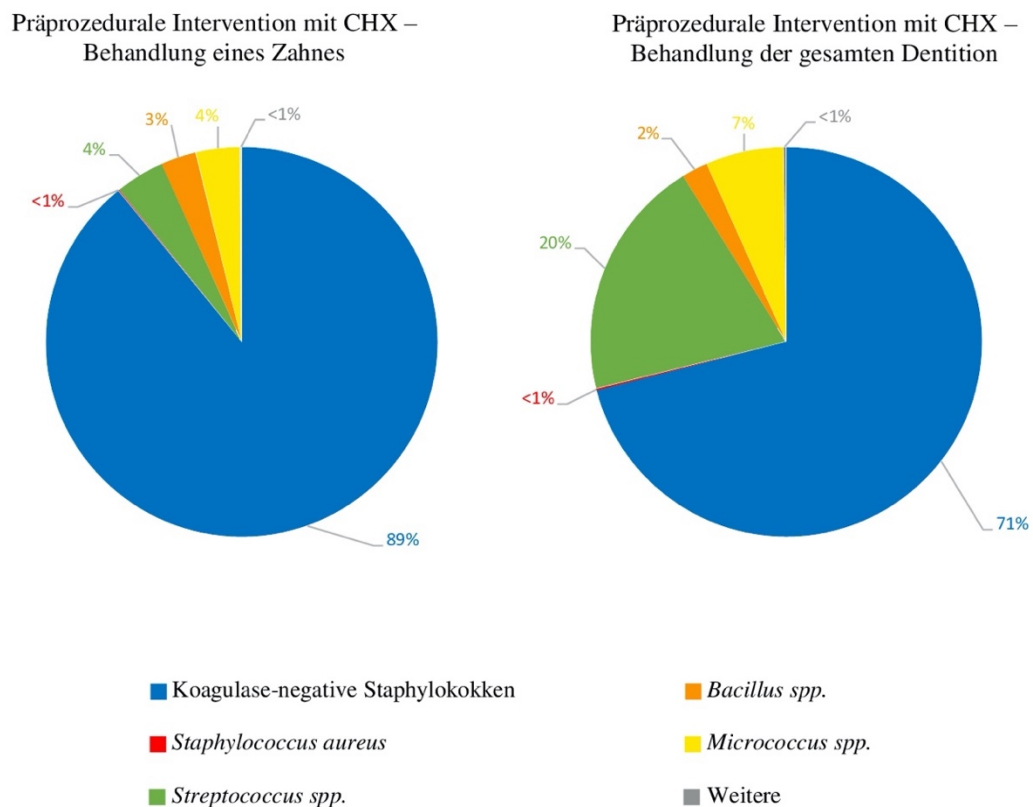


Abbildung 8: Darstellung des relativen Anteils der Bakterien am Keimspektrum der Interventionsgruppe mit CHX nach Einzelzahnbehandlungen und Behandlungen der gesamten Dentition.

Koagulase-negative Staphylokokken dominierten. Streptokokken machten einen deutlich erhöhten Anteil bei den Behandlungen der gesamten Dentition aus im Vergleich zu den Einzelzahnbehandlungen.

Blau: Koagulase-negative Staphylokokken, rot: *Staphylococcus aureus*, grün: *Streptococcus spp.*, orange: *Bacillus spp.*, gelb: *Micrococcus spp.*, grau: weitere Bakterien

Abbildung 9 spiegelt das jeweilige Keimpektrum der Interventionsgruppe mit Wasser hinsichtlich der Behandlungen eines Zahnes bzw. der gesamten Dentition wider.

Das Keimpektrum der Interventionsgruppe mit Wasser wurde bei den Einzelzahnbehandlungen hauptsächlich von koagulase-negativen Staphylokokken dominiert. Bei den Behandlungen der gesamten Dentition machten koagulase-negative Staphylokokken ebenso den Hauptanteil aus, jedoch konnten Streptokokken vermehrt nachgewiesen werden. Hier betrug der Anteil an Streptokokken fast ein Drittel.

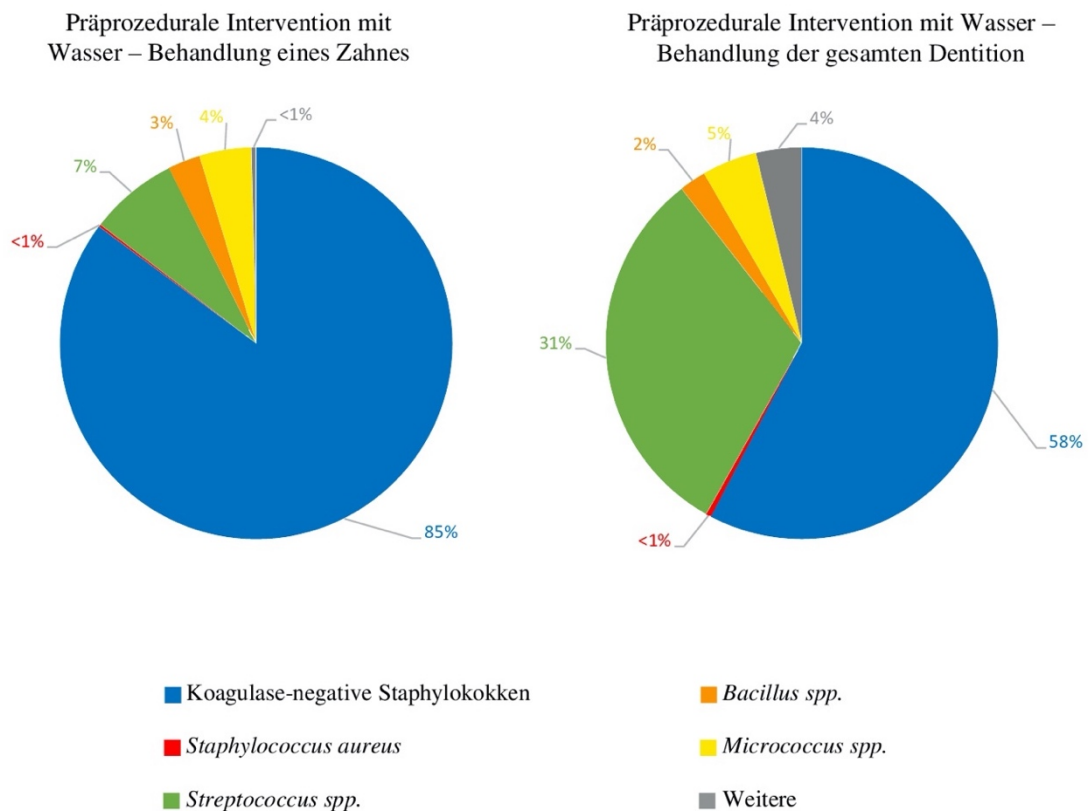


Abbildung 9: Darstellung des relativen Anteils der Bakterien am Keimpektrum der Interventionsgruppe mit Wasser nach Einzelzahnbehandlungen und Behandlungen der gesamten Dentition.

Koagulase-negative Staphylokokken dominierten. Streptokokken machten einen deutlich erhöhten Anteil bei den Behandlungen der gesamten Dentition aus im Vergleich zu den Einzelzahnbehandlungen.

Blau: Koagulase-negative Staphylokokken, rot: *Staphylococcus aureus*, grün: *Streptococcus spp.*, orange: *Bacillus spp.*, gelb: *Micrococcus spp.*, grau: weitere Bakterien

Abbildung 10 präsentiert das jeweilige Keimpektrum der Kontrollgruppe hinsichtlich der Behandlung eines Zahnes bzw. der gesamten Dentition.

Das Keimpektrum der Kontrollgruppe wurde bei den Einzelzahnbehandlungen hauptsächlich von koagulase-negativen Staphylokokken dominiert. Darüber hinaus machte *S. aureus* 7 % des Keimpektrums aus. Bei den Behandlungen der gesamten Dentition, waren koagulase-negative Staphylokokken erneut dominant. Doch auch hier wurden Streptokokken deutlich häufiger nachgewiesen. Darüber hinaus konnten auch Bazillen öfter detektiert werden. *S. aureus* spielte hier eine untergeordnete Rolle.

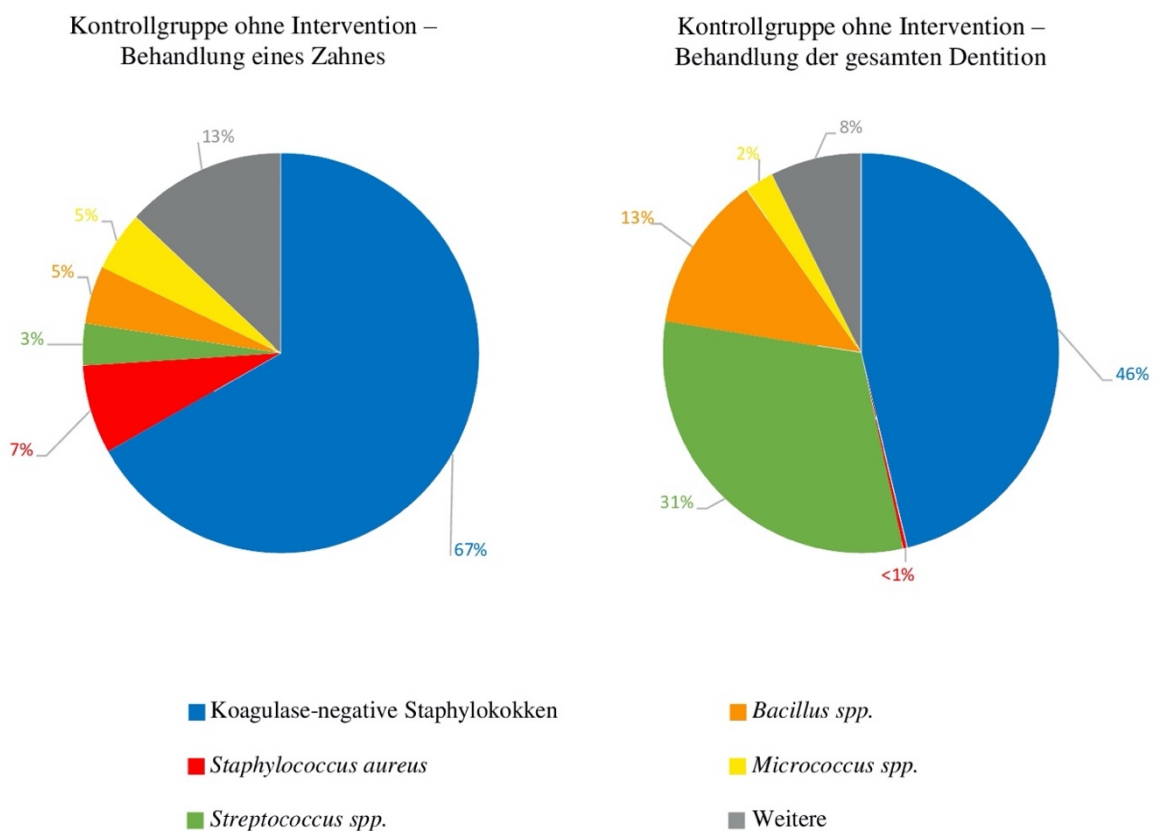


Abbildung 10: Darstellung des relativen Anteils der Bakterien am Keimpektrum der Kontrollgruppe nach Einzelzahnbehandlungen und Behandlungen der gesamten Dentition.

Koagulase-negative Staphylokokken dominierten insgesamt. *S. aureus* machte 7 % des Keimpektrums bei den Einzelzahnbehandlungen aus. Streptokokken und Bazillen machten einen deutlich erhöhten Anteil bei den Behandlungen der gesamten Dentition aus im Vergleich zu den Einzelzahnbehandlungen.

Blau: Koagulase-negative Staphylokokken, rot: *Staphylococcus aureus*, grün: *Streptococcus spp.*, orange: *Bacillus spp.*, gelb: *Micrococcus spp.*, grau: weitere Bakterien.

### 4.3 Detektionsfrequenz der Bakterien

Die Tabelle 3 zeigt in alphabetischer Reihenfolge die Detektionsfrequenz der Bakteriengattungen von allen Behandlungen. *Staphylococcus spp.*, *Micrococcus spp.*, *Bacillus spp.* und *Streptococcus spp.*, dominierten.

Tabelle 3: Detektionsfrequenz der Bakteriengattungen je Probandengruppe

<b>Bakterium</b>	<b>Interventionsgruppe mit CHX</b>	<b>Interventionsgruppe mit Wasser</b>	<b>Kontrollgruppe</b>
<i>Actinomyces spp.</i>	-	-	1
<i>Advenella spp.</i>	-	1	-
<i>Bacillus spp.</i>	33	42	45
<i>Brevibacillus spp.</i>	-	1	-
<i>Brevibacterium spp.</i>	-	1	-
<i>Chryseobacterium spp.</i>	-	1	-
<i>Clostridium spp.</i>	1	-	-
<i>Cutibacterium spp.</i>	-	-	2
<i>Enterococcus spp.</i>	1	-	-
<b>Gram-negative Stäbchen</b>	-	1	2
<i>Kocuria spp.</i>	-	2	-
<i>Lactococcus spp.</i>	-	-	1
<i>Lysinibacillus spp.</i>	-	-	1
<i>Micrococcus spp.</i>	39	39	41
<i>Moraxella spp.</i>	-	1	-
<i>Neisseria spp.</i>	-	4	1
<i>Paenibacillus spp.</i>	-	1	-
<i>Paracoccus spp.</i>	1	-	-
<i>Propionibacterium spp.</i>	-	-	1

## Ergebnisse

<i>Pseudoarthrobacter spp.</i>	-	1	-
<i>Psuchrobacillus spp.</i>	-	-	1
<i>Rothia spp.</i>	-	1	2
(Koagulase-negative) <i>Staphylococcus</i>	118	125	123
<i>Staphylococcus aureus</i>	3	5	10
<i>Streptococcus spp.</i>	21	28	28
<i>Veillonella spp.</i>	-	-	2

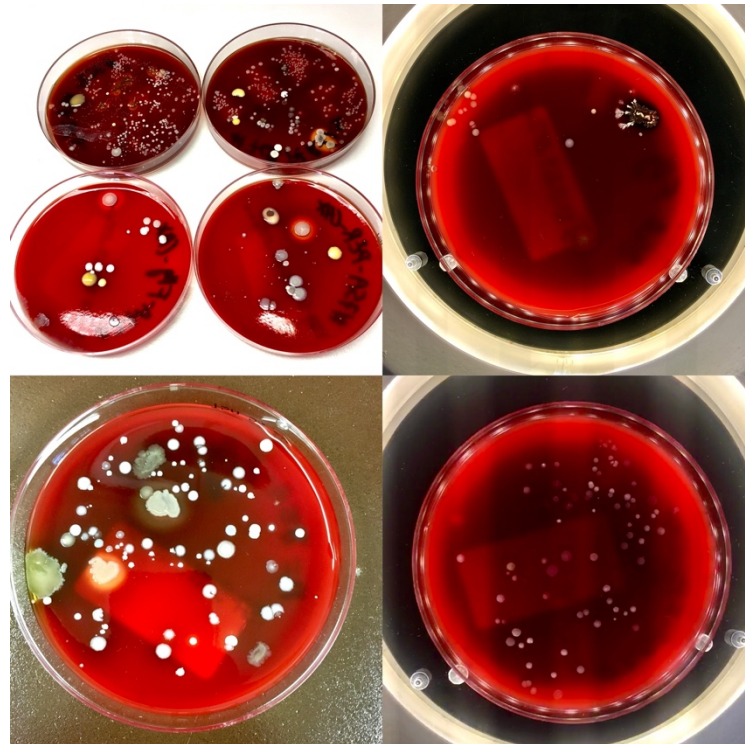


Abbildung 11: Beispielfotografien von Agarplatten nach Kontakt mit bakterienkontaminierten Mund-Nasen-Schutzmasken Typ II und Kultivierung nach zahnmedizinischen Behandlungen. Durchscheinende Rechtecke sind Aufkleber der Proben auf dem Boden der Platten.

Quelle: Jusef Naim



## 4.4 Kontrollproben

Alle fünf Mund-Nasen-Schutzmasken, die nach den oben beschriebenen Versuchsprotokollen als Kontrollproben dienten, wiesen kein bakterielles Wachstum nach 48 h auf. Somit konnte davon ausgegangen werden, dass weder die Mund-Nasen-Schutzmasken vorkontaminiert waren, noch während des vorsichtigen Aufsetzens im Bereich der zentralen Fläche kontaminiert wurden.

## 5 Diskussion

Durch den Einsatz von Spraynebel produzierenden Instrumenten, kommt es zur Kontamination der Raumluft von Behandlungsräumen [14;33;81], des zahnmedizinischen Arbeitsplatzes [162;150;119] und des Personals selbst [51;52;116;167] mit unterschiedlichsten Mikroorganismen. Dadurch entsteht ein erhöhtes Risiko für Infektionen für das zahnmedizinische Personal [10] und den Patienten. Darüber hinaus liegen Studien vor, welche die bakterielle Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes des Behandlers während zahnmedizinischer Behandlungen ohne präprozedurale Intervention untersuchen. Festgestellt wurde, dass sich nahezu jeder Mund-Nasen-Schutz nach zahnmedizinischer Behandlung bakteriell kontaminiert zeigte [51;52;100].

Die Studie, die der vorliegenden Dissertation zugrunde liegt, fand im Rahmen des klinischen Behandlungskurses während der COVID-19 Pandemie statt. Die Studierenden der Zahnmedizin behandelten daher unter Anwendung strenger Schutzmaßnahmen. Neben der allgemein bekannten persönlichen Schutzausrüstung wie Schutzhandschuhe, Schutzbrille und Mund-Nasen-Schutz Typ II (DAHZ) wurden zusätzlich, Haarhaube, Schutzkittel, FFP2-Maske unter Mund-Nasen-Schutz und Gesichtsvisier getragen [23].

Die primäre Zielstellung dieser Studie war die Untersuchung des Einflusses einer vor Behandlungsbeginn durchgeführten antiseptischen Mundspülung mit CHX auf die Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes bei Verwendung eines Visiers. Die Nullhypothese wurde entsprechend formuliert, dass eine Mundspülung keinen Einfluss besitzt. Darüber hinaus wurde als sekundäre Fragestellung untersucht, ob sich das Ausmaß der Kontamination bei unterschiedlichen konservativen Behandlungen unterscheidet.

### 5.1 Vergleich der eigenen Ergebnisse mit der Literatur

Insgesamt wurden 306 Spraynebel produzierende Behandlungen eingeschlossen. Diese umfassten 35 Füllungstherapien, 30 professionelle Zahnreinigungen, 25 unterstützende Parodontitistherapien und 12 Präparationen für eine indirekte Restauration je Probandengruppe. Bei den Probandengruppen wurde differenziert, ob der Patient vor Behandlungsbeginn 60 Sekunden mit 0,1 % CHX spülte (präprozedurale Intervention mit CHX), 60 Sekunden mit Wasser aus der

Behandlungseinheit spülte (präprozedurale Intervention mit Wasser) oder nicht spülte (Kontrollgruppe).

Nach jeder Behandlung wurde der Mund-Nasen-Schutz mit Agarplatten in Kontakt gebracht und anschließend nach Kultivierung, der mikrobiologischen Analyse unterzogen. Die Behandlungen fanden unter Verwendung einer Niedrigvolumen- und einer Hochvolumen-Absaugung statt. Die Behandlungsdauer betrug durchschnittlich 60 - 90 Minuten.

Die Ergebnisse zeigten, dass 97 % der Mund-Nasen-Schutzmasken aus der Interventionsgruppe mit CHX eine bakterielle Kontamination aufwiesen. Bei der Interventionsgruppe mit Wasser waren es 99 % und bei der Kontrollgruppe war jeder Mund-Nasen-Schutz bakteriell kontaminiert.

Wie bereits ausgeführt, kommt es bei zahnmedizinischen Behandlungen trotz intensiver Absaugung zur Kontamination der Umgebung, des Personals und des Mund-Nasen-Schutzes. Darüber hinaus wurden Prävalenzen von bis zu 100 % an kontaminierten Mund-Nasen-Schutzmasken nach zahnmedizinischen Behandlungen angegeben [51;100]. Daher konnte in der vorliegenden Untersuchung von einer Vielzahl an kontaminierten Mund-Nasen-Schutzmasken ausgegangen werden. Überraschend ist, dass das Gesichtsvisier die generelle Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes offensichtlich nur wenig beeinflusst. Allerdings wurde bereits 1994 im Rahmen von simulierten zahnmedizinischen Behandlungen an Simulatorpuppen mittels eines Fluoreszenzfarbstoffes nachgewiesen, dass eine Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes erfolgte, obwohl ein Visier getragen wurde. Der Farbstoff konnte sogar in der Nase und auf der Innenseite der Maske nachgewiesen werden. Jedoch wurden einlagige Mund-Nasen-Schutzmasken untersucht [15].

Untersuchungen zur Schutzwirkung von Gesichtsvisieren lieferten bisher widersprüchliche Erkenntnisse. Sterr *et al.* verglichen in einer *In-vitro*-Untersuchung verschiedene Maskentypen miteinander und stellten fest, dass ein zusätzliches Gesichtsvisier keine signifikante protektive Wirkung bei Aerosolbildung darstellt [157]. Remington *et al.* simulierten zahnärztliche Behandlungen am Phantom und kamen zum gleichen Ergebnis [130].

Ionescu *et al.* erforschten die Schutzwirkung verschiedener Masken, des Visiers und der Absaugung gegenüber Viren. Hierfür wurden zwei Phantomköpfe, die Zahnarzt und Patient simulierten, in eine Kammer platziert. In den Mund des Simulationspatienten wurde eine Suspension des humanen Corona Virus Typ 229E (HCoV-229E) beimpft. Gleichzeitig befand sich dort eine zahnärztliche Turbine, die zur Imitierung einer zahnärztlichen Behandlung bedient wurde. Das Tragen des Visiers half die Viruslast im Mund des Zahnarztes unter die Nachweis-

grenze zu senken (mit Visier:  $< 0,317 \log_{10}$  Genkopien/cm<sup>2</sup>, ohne Visier: 1,2-1,4  $\log_{10}$  Genkopien/cm<sup>2</sup>). Allerdings wurde die Turbine nur für 10 Sekunden bedient [68]. Üblicherweise dauert eine zahnmedizinische Behandlung länger als 10 Minuten, teilweise auch erheblich länger. Zu konstatieren bleibt, dass die Schutzwirkung des Gesichtsvisiers in der Zahnmedizin nur unzureichend untersucht ist. Aktuelle Studien weisen darauf hin, dass vor allem die Kombination aus verschiedenen Maßnahmen der persönlichen Schutzausrüstungen wie zum Beispiel Mund-Nasen-Schutz Typ II/FFP2-Maske und Gesichtsvisier die beste bekannte protektive Wirkung vor Bioaerosolen für den Behandler bietet, wie Samaranyake *et al.* in ihrer Übersichtsarbeit bestätigten [142]. Allerdings muss berücksichtigt werden, dass die Mehrheit der Studien *In-vitro*-Versuche darstellen, die nur eingeschränkt auf die zahnmedizinische Behandlungsrealität übertragbar sind. Beispielsweise werden in den bekannten *In-vitro*-Studien, die in der Realität stattfindenden Verhaltensweisen wie Bewegungen und Unterhaltungen mit dem Personal oder dem Patienten nicht nachempfunden, die zu einer veränderten Ausbreitungsdynamik der Aerosole führen können. Darüber hinaus entsprach die Dauer der Behandlungen in diesen Studien häufig ebenfalls nicht der Realität. Aufgrund der Heterogenität der Methodik und der wenigen *In-vivo*-Studien, liegt keine ausreichende Evidenz zu der Schutzwirkung von Gesichtsvisieren in der Zahnmedizin vor. In einer Pilotstudie konnte bereits nachgewiesen werden, dass der Mund-Nasen-Schutz selbst als Kontaminationsquelle für Übertragungen von Infektionen dienen kann [51]. Durch die hohe Prävalenz an kontaminierten Mund-Nasen-Schutzmasken in allen Probandengruppen in der hier zu Grunde liegenden Studie ist anzunehmen, dass das Gesichtsvisier eine Übertragung von potenziellen Infektionen nicht verhindern kann, da es keinen vollständigen Schutz vor Mikroorganismen in Aerosolen bietet. Dieses Ergebnis steht in Einklang mit der aktuellen Literatur. Anzunehmen bleibt jedoch der Schutz vor direkten Spritzern und Tröpfchen [22; 116]. Darüber hinaus konnte eine präprozedurale Intervention die Prävalenz an kontaminierten Mund-Nasen-Schutzmasken nur geringfügig beeinflussen.

Allerdings variierte die Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes zum Teil erheblich in den unterschiedlichen Probandengruppen. Eine vor Behandlungsbeginn durchgeführte Mundspülung mit CHX (24 KBE  $\pm$  26 KBE) führte zu einer statistisch signifikanten Keimreduktion um 49 % im Vergleich zur Interventionsgruppe mit Wasser (47 KBE  $\pm$  64 KBE) und um 70 % im Vergleich zur Kontrollgruppe, die vor Behandlungsbeginn nicht spülte (80 KBE  $\pm$  130 KBE). Dieses Ergebnis steht in Einklang mit einer Vielzahl an Studien, welche die antimikrobielle Wirkung von CHX auf Bioaerosole untersuchten.

Die Studien untersuchten hauptsächlich die Reduktion von Bakterien durch CHX bei Ultraschallanwendungen anhand von ausgelegten Blutagarplatten im direkten Umfeld der Behandlungen. Eine systematische Übersichtsarbeit fasst die aktuelle Datenlage zur Effektivität der Mundspülungen vor Behandlungsbeginn zusammen. Dabei wurde in 17 von 21 Studien CHX als Mundspülung unterschiedlichster Konzentration und Volumina verwendet und in 15 Studien mit anderen Mundspülungen verglichen. CHX war in den meisten Studien wirksamer bei der Reduzierung der bakteriellen Kontamination und führte in 7 Studien sogar zu einer über 70 %igen bakteriellen Reduktion gegenüber anderen Mundspülungen wie Povidon-Iod oder Teebaumöl [110].

CHX hat sich seit Jahrzehnten in der oralen Antiseptik bewährt. Es ist eines der am häufigsten verordneten Antiseptika in der Zahnmedizin mit einem breiten Wirkspektrum und einer hohen Substantivität [166]. Der Wirkmechanismus beruht auf der Störung des osmotischen Gleichgewichts der Bakterien. Bei niedrigen Konzentrationen wirkt CHX bakteriostatisch, indem Substanzen mit geringem Molekulargewicht aus der mikrobiellen Zelle treten. In höheren Konzentrationen führt es zur strukturellen Beschädigung der Zellmembran und wirkt daher bakterizid [123].

Im Hinblick auf die antimikrobielle Aktivität von CHX muss der orale Biofilm von der oralen planktonischen Flora unterschieden werden. Der orale Biofilm ist eine komplex strukturierte Gemeinschaft aus einer Vielzahl von Mikroorganismen, die in einer selbstorganisierten Matrix aus extrazellulären Polysacchariden eingebettet sind [87]. Hingegen ist der Speichel das Medium für die freischwimmende planktonische Flora [136]. Mikroorganismen im Biofilm sind resistenter gegenüber antimikrobiellen Substanzen als in planktonischer Lebensform [32;72]. Daher wird eine vielfach höhere Konzentration von topisch angewandten Wirkstoffen zur Bekämpfung von Biofilmen benötigt [127], welche aufgrund der schnellen Clearance durch den Speichel schwierig zu erreichen ist [61]. Zudem verhindert bzw. erschwert die Biofilm-Matrix das Eindringen von antimikrobiellen Substanzen in tiefe Schichten des Biofilms [151]. CHX bekämpft vor allem die planktonische Flora effektiv [37], kann aber auch zur erheblichen Hemmung der Biofilmneubildung führen [102].

Die guten antimikrobiellen Eigenschaften des CHX führten in dieser Studie zu einer Abnahme der Keimlast in der Mundhöhle, wodurch die Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes statistisch signifikant reduziert werden konnte. Zudem konnte CHX hohe Kontaminationsspitzen im Vergleich zu den beiden anderen Probandengruppen verringern. Damit dient es als eine effektive Maßnahme zur Reduktion der Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes durch Aerosole bei zahnmedizinischen Behandlungen.

Obwohl Wasser keine antimikrobielle Eigenschaft vorweist, konnte es die bakterielle Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes im Vergleich zur Kontrollgruppe, die vor Behandlungsbeginn nicht spülte, statistisch signifikant reduzieren. Auch dieses Ergebnis ist im Einklang mit der aktuellen Literatur [131]. Die Reduktion ist am ehesten auf das reine Ausspülen der planktonischen Flora zurückzuführen, da Wasser vermutlich keinen Effekt auf den Biofilm besitzt [102]. Sollte keine antiseptische Mundspülung zur Verfügung stehen, bleibt demnach zu empfehlen vor Behandlungsbeginn zumindest mit Wasser zu spülen.

Die Kontrollgruppe spiegelt das gesamte bakterielle Kontaminationspotenzial von gesunden Patienten wider, welches das zahnmedizinische Personal während einer Spraynebel produzierenden Behandlung ausgesetzt sein kann.

Bei Auswertung der Ergebnisse ergab sich eine generell hohe Standardabweichung bei der Kontamination der Mund-Nasen-Schutzmasken in allen Probandengruppen. Diese ist am ehesten auf die Diversität der Mundhygiene der Patienten zurückzuführen. Für eine Vielzahl von Menschengruppen kann die erforderliche Mundhygiene das Maß an Motivation und Fähigkeit übersteigen [102]. Bereits nach wenigen Tagen kann die Vernachlässigung der Mundhygiene zu einer starken Plaqueakkumulation führen, die mit einer Veränderung der oralen Mikrobiota einhergeht [160]. Nicht selten stellen sich Patienten mit insuffizienter Mundhygiene vor, wodurch das zahnmedizinische Personal einer erhöhten Keimexposition ausgesetzt ist.

## 5.2 Vergleich der Einzelzahn- und dentitionsbezogenen Behandlungen

Die konservierenden Behandlungen beinhalteten folgende Behandlungsmodalitäten: 1.) professionelle Zahnreinigung, 2.) unterstützende Parodontitistherapie, 3.) Füllungstherapie und 4.) Präparation für eine indirekte Restauration. Während sich die Behandlung bei der Füllungstherapie und der Präparation einer indirekten Restauration auf einen Zahn fokussiert, werden bei der professionellen Zahnreinigung und der Parodontitistherapie alle Zähne der Dentition behandelt. Somit konnten Untergruppen gebildet werden, welche die Behandlung eines einzelnen Zahnes bzw. der gesamten Dentition in Hinblick auf die Wirkung der Mundspülungen darstellen.

Die ermittelten Mittelwerte der Kontamination der Mund-Nasen-Schutzmasken je Probandengruppe waren in beiden Subanalysen vergleichbar. Auch die Standardabweichung unterschied

sich nur geringfügig. Lediglich bei jeweils einem Vergleich innerhalb der zahn- und dentitionsbezogenen Behandlungen trat kein signifikanter Unterschied auf. Dies wird auf eine zu geringe Fallzahl zurückgeführt. Diese Fragestellung kann in einer weiteren Studie untersucht werden, wobei die klinische Relevanz eher vernachlässigbar ist.

Somit kann festgestellt werden, dass die Anzahl der behandelten Zähne keinen Einfluss auf die Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes nimmt. Durch die direkte Spraynebelbildung in der Mundhöhle, ist das zahnärztliche Personal stets einem vergleichbaren Kontaminationspotenzial ausgesetzt.

### 5.3 Diskussion des Keimspektrums

Das Keimspektrum war in allen 3 Probandengruppen ähnlich. Bei der Kontrollgruppe, die vor Behandlungsbeginn nicht spülte, konnte die größte Variabilität an Bakterien festgestellt werden. Darüber hinaus konnten Unterschiede in der Frequenz einiger Bakterienspezies beobachtet werden. Das Keimspektrum wurde in allen 3 Probandengruppen von koagulase-negativen Staphylokokken dominiert, gefolgt von Streptokokken, Mikrokokken und Bazillen. Dies deckt sich mit den Ergebnissen aus der Literatur, welche die Luftkontamination bei zahnmedizinischen Behandlungen beschreiben [6;33;81;83] und der bereits ausgeführten Pilotstudie, welche die Kontamination von Mund-Nasen-Schutzmasken nach Spraynebel produzierenden Behandlungen untersuchte [51].

Staphylokokken gehören zur natürlichen menschlichen Mikrobiota der Haut und Schleimhäute. Der koagulase-negative *S. epidermidis* ist die häufigste isolierte Bakterienart von menschlichen Epithelien, welcher auch in der vorliegenden Studie am häufigsten detektiert werden konnte. Bei Menschen mit normaler Immunantwort führt er in der Regel zu keiner Infektion. Kommt es unter ungünstigen Umständen jedoch zu einer Infektion mit koagulase-negativen Staphylokokken, verursacht *S. epidermidis* diese am häufigsten [117]. Als Biofilmbildner kann *S. epidermidis* Infektionen unter anderem an Gelenkprothesen, Gefäßtransplantaten und implantierten kardialen Geräten auslösen. Zudem werden in der Literatur auch Bakteriämien durch *S. epidermidis* über medizinische Verweilprodukte, wie Katheter, beschrieben [135]. Darüber hinaus gehört er unter den koagulase-negativen Staphylokokken zu den häufigsten Erregern einer infektiösen Endokarditis [13].

Neben *S. epidermidis* konnte auch *S. capitis* in allen Probandengruppen häufig nachgewiesen werden. Auch dieser gehört zu den Kommensalen der Hautflora, insbesondere der Kopfhaut

und des Gesichts [115]. Er wird als selten pathogen beschrieben, kann jedoch zu Hautinfektionen, Lungenentzündungen und Harnwegsinfektionen führen [49]. Darüber hinaus wurden schwerwiegende Fälle von *S. capitis* Infektionen berichtet, wie Endokarditiden [113] oder Shunt-bedingte Meningitiden [118], welche jedoch sehr selten auftraten. Für neonatale Sepsen hingegen ist *S. capitis* deutlich häufiger verantwortlich [165].

Neben den koagulase-negativen Staphylokokken konnte auch der koagulase-positive *S. aureus* in allen drei Probandengruppe detektiert werden. In der Kontrollgruppe war die Detektionsfrequenz allerdings mehr als 3-mal so hoch wie in der Interventionsgruppe mit CHX. Demnach lässt sich vermuten, dass CHX die Frequenz von *S. aureus* in der vorliegenden Studie reduzieren konnte, allerdings bleibt unklar ob nicht eine primäre Ungleichverteilung von *S. aureus* Trägern vorlag. Dies könnte durch intraorale Abstriche vor Beginn der Behandlung in einer weiterführenden Studie untersucht werden.

Etwa 20 % der gesunden Menschen sind dauerhafte *S. aureus* Träger, 60 % der Menschen sind intermittierende Träger und die restlichen 20 % werden von *S. aureus* nicht besiedelt. Das bevorzugte Habitat befindet sich im Bereich des vorderen Nasenvorhofs bis zum hinteren Nasenrachenraum [91]. *S. aureus* besiedelt jedoch auch regelmäßig die Mundhöhle [86].

*S. aureus* ist ein opportunistischer Erreger, dessen virulente Stämme vielfältige, lebensbedrohliche Infektionen verursachen können. Ob eine Infektion sich ausbreitet oder eingedämmt werden kann, hängt von einer komplexen Interaktion zwischen den Virulenzfaktoren von *S. aureus* und den Abwehrmechanismen des Wirts ab [113]. Neben endovaskulären Komplikationen, kann *S. aureus* zu Infektionen der Haut, der Weichteile, der Gelenke, des Knochens und der Atemwege führen [96]. Zudem ist *S. aureus* der häufigste Erreger, der innerhalb des ersten Jahres nach Herzklappenersatz zu einer Endokarditis führen kann [113]. Vor allem die potenzielle Multiresistenz gegenüber verschiedenen Antibiotika erschweren die Therapie einer *S. aureus* Infektion [57]. Es bleibt festzuhalten, dass die Spülung mit CHX in Kombination mit einem Gesichtsvision die Kontamination von *S. aureus* während einer zahnmedizinischen Behandlung effektiv reduziert, diese jedoch nicht immer verhindern kann.

Nach den Staphylokokken machten Streptokokken den größten relativen Anteil am Keimspektrum aus. Streptokokken kommen an vielen Stellen des menschlichen Körpers vor und sind zusätzlich die dominierende Spezies in der Mundhöhle und der oberen Atemwege. Dort fungieren sie als Kommensalen der Mundhöhle, die bei Dysbiose zu verschiedenen Erkrankungen führen können.

Orale Streptokokken sind nach Kettenlänge, Wachstum und Kohlenhydratstoffwechsel in verschiedene Gruppen einteilbar [2]. Verschiedene Spezies aus der *Mitis*-Gruppe (*Streptococcus*



*mitis*, *Streptococcus oralis*, *Streptococcus parasanguinis*), *Anginosus*-Gruppe (*Streptococcus constellatus*) und *Sanguinis*-Gruppe (*Streptococcus gordonii*, *Streptococcus sanguinis*, *Streptococcus cristatus*) konnten in der vorliegenden Studie nachgewiesen werden. Die Pathogenität von oralen Streptokokken wurde jahrelang unterschätzt. Zum einen sind sie an lokalen Erkrankungen der Zahnhartsubstanz und des Zahnhalteapparates beteiligt [121], darüber hinaus können sie lebensbedrohliche systemische Erkrankungen verursachen. Orale Streptokokken sind verantwortlich für 17-45 % der infektiösen Endokarditiden [69;125], wobei sehr häufig Streptokokken aus der *Sanguinis*-Gruppe nachgewiesen werden können [36]. Neben Bakteriämien und lebensbedrohlichen Abszessen scheinen Streptokokken aus der *Anginosus*-Gruppe auch eine pathogene Rolle in der Ätiologie der Mukoviszidose zu spielen [11]. Streptokokken der *Mitis*-Gruppe werden neben Bakteriämien, auch mit Meningitiden in Verbindung gebracht [90;121].

Da in der vorliegenden Studie der Kohlenstoffdioxidgehalt bei der aeroben Kultivierung nicht den optimalen Wachstumsbedingungen von 5-10 Vol.% entsprach [152] und zudem nicht immer eine Speziesbestimmung via MALDI-TOF erfolgte, ist davon auszugehen, dass die Streptokokken und somit die Anzahl der einzelnen Streptokokken-Untergruppen unterrepräsentiert sind.

Unabhängig davon war jedoch auffällig, dass bei der professionellen Zahnreinigung und bei der unterstützenden Parodontitistherapie, in denen alle Zähne behandelt werden, der Anteil an Streptokokken deutlich höher ausgefallen ist als bei den Einzelzahnbehandlungen, also der Füllungstherapie bzw. der Präparation eines Zahnes. Möglicherweise ist dies darauf zurückzuführen, dass bei der Behandlung der gesamten Dentition deutlich mehr Biofilme in unterschiedlichen Lebensräumen der Mundhöhle und somit typische Habitate der oralen Streptokokken erreicht werden und als Folge dessen der Anteil an Streptokokken im Spraynebel höher ausfällt, welcher sich dann entsprechend auf dem Mund-Nasen-Schutz abbildet. Dieser Fragestellung sollte in weiteren Studien nachgegangen werden.

Neben Staphylokokken und Streptokokken konnten auch Bazillen und Mikrokokken in allen Probandengruppen frequent beobachtet werden. Von den Mikrokokken konnte via MALDI-TOF nur *Micrococcus luteus* nachgewiesen werden. Er ist ein ubiquitär vorkommender Keim, der bereits im Erdboden [149], Meereswasser [109], Süßwasser [107], Stadtluft [41], Raumluft [85] und der menschlichen Haut [79] nachgewiesen werden konnte. Üblicherweise gilt er als nicht pathogen, jedoch gibt es einige Fallberichte über Bakteriämien [101;173], Endokarditiden [24], Pneumonien [3] und Infektionen des zentralen Nervensystems [40;145], in denen er als verursachender Keim beschrieben wird.

Die sporenbildenden Bazillen gehören ebenfalls zu den Umweltkeimen, die im Erdboden, Luft, Staub oder auch im Darm verschiedener Tiere nachgewiesen werden können [59]. Darüber hinaus sind einige Arten an der Biofilmbildung im Wasser dentaler Behandlungseinheiten mitbeteiligt [66;124], was möglicherweise eine weitere Erklärung für die hohe Frequenz mit Bazillen sein könnte. Einige *Bacillus* Arten können zu gefährlichen Infektionen führen. *Bacillus anthracis*, welcher in der Interventionsgruppe mit Wasser und der Kontrollgruppe detektiert werden konnte, wurde bereits von Robert Koch als Erreger des Milzbrandes identifiziert [38]. *Bacillus cereus*, der in allen Probandengruppen detektiert werden konnte, kann zusätzlich zu Lebensmittelvergiftungen [156], lokalisierten Wund- und Augeninfektionen oder systemische Infektionen führen [19].

Der überwiegende Teil der detektierten Bakterien sind ubiquitär vorkommende Keime oder gehören zur Kommensale der menschlichen Flora und gelten daher als nicht pathogen. Trotzdem können diese unter ungünstigen Umständen zu lebensbedrohlichen Infektionen führen und sind somit nicht zu unterschätzen. Darüber hinaus ist zu berücksichtigen, dass überwiegend gesunde Probanden im Rahmen der vorliegenden Studie behandelt wurden. Bei der Behandlung von erkrankten Patienten, kann von einem potenziell stärker pathogenem Keimspektrum ausgegangen werden.

## 5.4 Ansätze zur weiteren Reduktion des Kontaminationspotenzials bei zahnmedizinischen Behandlungen

In der vorliegenden Studie wurde CHX in einer Konzentration von 0,1 % verwendet. Zahlreiche Studien untersuchten den Effekt von CHX auf die Reduktion von Plaque und Gingivitis. Eine systematische Übersichtsarbeit der „Cochrane Collaboration“ gibt Evidenzen von hoher Qualität über die plaquehemmende Wirkung und die Reduzierung von Gingivitiden an. Jedoch beschreibt die Literatur bisher nicht evident, ob eine Konzentration oder Volumina gegenüber einer anderen wirksamer ist [71]. Gleiches gilt für die bakterielle Kontamination bei zahnmedizinischen Behandlungen. Ob eine Konzentration von 0,2 % eine signifikante Keimreduktion im Vergleich zum 0,1 %igem CHX bewirken kann, muss in weiteren Untersuchungen geklärt werden.

Neben der Konzentration scheint auch die Temperatur des CHX einen Anteil an der antimikrobiellen Effektivität zu haben. Untersuchungen zeigen, dass CHX bei 47 °C eine signifikante Reduktion der bakteriellen Kontamination der Umgebung bewirkte im Vergleich zu nicht

erwärmtem CHX [75;129]. In der vorliegenden Studie wurde CHX bei Raumtemperatur verwendet, möglicherweise kann erwärmtes CHX zu einer erweiterten Reduktion der bakteriellen Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes führen.

CHX ist nach heutigem Kenntnisstand anderen antiseptischen Spüllösungen für die Reduktion der bakteriellen Kontamination bei zahnärztlichen Behandlungen überlegen [110]. In den letzten Jahren konnte darüber hinaus Cetylpyridiniumchlorid (CPC) an Bedeutung gewinnen. Bei geringer Konzentration stört CPC die Osmoregulation der Bakterienmembran, bei höherer Konzentration führt es zur Lyse der Membran [99]. Durch seine hervorragende Bioverfügbarkeit kann es auch in höheren Konzentrationen verwendet werden, da seine Nebenwirkungen sehr begrenzt sind [56]. Daher kann es auch als Langzeitantiseptikum verwendet werden. Auch CPC zeigt plaquehemmende Eigenschaften und eine gute Wirksamkeit bei Gingivitis [7;98]. Es wird bei Reduktion der bakteriellen Kontamination bei Spraynebel produzierenden Behandlungen als ähnlich effektiv [43;75] oder leicht unterlegen [131] im Vergleich zu CHX beschrieben. Daher ist anzunehmen, dass eine vor Behandlungsbeginn durchgeführte Mundspülung mit CPC zu keiner weiteren Reduktion der bakteriellen Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes im Vergleich zu CHX führt.

Eine extraorale Absaugung als zusätzliche Maßnahme zur Reduktion der Kontamination wird als sinnvoll erachtet. Dies wurde vor allem jüngst in Hinblick auf die COVID-19 Pandemie untersucht. Dabei ist die extraorale Absaugeinheit nicht als ersetzende, sondern als unterstützende Maßnahme zu verstehen. Mehrere Studien bestätigen eine effiziente Reduktion der Aerosolkontamination bei zahnärztlichen Behandlungen [27;62;158]. Aufgrund der Heterogenität der Studiendesigns und der teilweise neu kreierten extraoralen Absaugeinheiten, sollten diese Ergebnisse unter einheitlichen Rahmenbedingungen neu evaluiert werden.

Zusätzlich wird der seit Jahren etablierte Kofferdam nach Möglichkeit empfohlen, um die bakterielle Kontamination bei Einzelzahnbehandlungen zu minimieren [142;147].

Neben den genannten Ansätzen bleiben jedoch weitere patientenunabhängige Kontaminationsquellen unberührt. Dazu gehören Kreuzkontaminationen aus Wasserleitungen der zahnärztlichen Behandlungseinheit [89] und der Umgebungsluft [148]. Denn Swaminathan *et al.* konnten belegen, dass die Abnahme der Keimzahl in der Mundhöhle nicht proportional zur Abnahme der Umgebungskontamination war, nachdem der Patient mit CHX gespült hat. Dies wird neben der eingeschränkten Wirksamkeit im Biofilm, auf Kreuzkontaminationen durch die Wasserleitung der zahnärztlichen Behandlungseinheit und der Umgebungsluft zurückgeführt [159]. Um das generelle Kontaminationsrisiko bei zahnärztlichen Behandlungen zu reduzieren, müssen auch diese patientenunabhängigen Quellen mit in Betracht gezogen werden.

Die in dieser Studie verwendeten zahnmedizinischen Behandlungseinheiten unterlagen der regelmäßigen Kontrolle durch die Abteilung Krankenhaushygiene am Institut für Medizinische Mikrobiologie und Hygiene am Universitätsklinikum des Saarlandes und wiesen im Studienzeitraum Werte weit unterhalb der zulässigen Grenzwerte auf. Legionellen und Pseudomonaden waren im Keimpektrum dieser Studie nicht vertreten. Ebenso fehlten andere typische Vertreter der Keimflora in Wasserleitungen, sodass der Einfluss dieser Kontaminationsquelle auf die Ergebnisse der Studie als gering eingeschätzt werden können.

### 5.5 Kritische Betrachtung der eigenen Untersuchung

Die vorliegende Studie schloss Patienten mit für den zahnmedizinischen Arbeitsschutz relevante Infektionskrankheiten oder Antibiotikaeinnahme in den letzten 6 Monaten aus. Eine weitere Differenzierung der Patienten hinsichtlich der Mundhygiene, Anzahl der behandlungsbedürftigen Zähne oder akuter oraler Entzündungsprozesse fand nicht statt. Somit könnte es zu einer Ungleichverteilung der Patienten mit einer höheren oralen mikrobiellen Belastung in den einzelnen Gruppen gekommen sein. Die hohe Anzahl an Probanden (je Probandengruppe  $n=102$ ) dürfte dies jedoch ausgeglichen haben, zumal eine Power-Analyse durchgeführt wurde, die auf den Ergebnissen zweier Vorläuferstudien aus derselben Klinik [51;52] beruhte. Ein anderer Ansatz, um diesem Problem zu entgehen, könnte ein Abstrich aus der Mundhöhle sein, der die mikrobielle Belastung zwischen den Probanden vergleicht. Alternativ könnte vor dem Einsatz Spraynebel produzierender Instrumente ein Risikoprofil anhand der behandlungsbedürftigen Zähne erstellt werden.

Zwar wurden die Studierenden vorab speziell instruiert, doch durch die noch nicht abgeschlossene Ausbildung sind Unterschiede hinsichtlich der effizienten dentalen Absaugung vorstellbar. Zudem stellt eine nicht adäquate Greifdisziplin ein erhöhtes Fehlerrisiko dar. Gund *et al.* zeigten, dass eine Kreuzkontamination durch benutzte Handschuhe auf einen Mund-Nasen-Schutz möglich ist [51].

Darüber hinaus wurde stets das gleiche Modell des Mund-Nasen-Schutzes verwendet. Mund-Nasen-Schutzmasken von anderen Herstellern könnten durch andere Oberflächenbeschaffenheit differierende Anlagerungsmöglichkeiten für Bakterien aufweisen und somit abweichende Ergebnisse verursachen. Für den klinischen Alltag sind auch Mund-Nasen-Schutzmasken mit antimikrobieller Beschichtung denkbar [63;94], die sich allerdings bisher nicht durchgesetzt haben.

Zudem wurde aufgrund der limitierenden Größe der handelsüblichen Blutagarplatten nur die zentrale Fläche des Mund-Nasen-Schutzes mit den Agarplatten in Kontakt gebracht. Es kann davon ausgegangen werden, dass die festgestellte Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes in Wirklichkeit höher ist.

Die verschiedenen zu behandelnden Zähne erfordern unterschiedliche Behandlungspositionen, wodurch eine variierende Kontamination der einzelnen Teilbereiche der Mund-Nasen-Schutzmasken zu erwarten ist [15]. Dieses Problem könnte durch die Verwendung mehrerer Agarplatten je Mund-Nasen-Schutz oder durch ausreichend große Agarplatten, die den Mund-Nasen-Schutz vollständig umfassen, gelöst werden.

Obwohl die verwendeten Agarplatten als Universalmedien gelten und als Nährmedium für klinischen Proben geeignet sind, bieten sie für einige Bakterienspezies ungünstige Wachstumsbedingungen. Außerdem könnte das vollständige Keimpektrum auf dem Mund-Nasen-Schutz durch das kompetitive Wachstum auf den Agarplatten nicht vollständig abgebildet sein. Darüber hinaus sind ohnehin nur etwa 50 % der oralen Keime kultivierbar [1;2]. Somit kann es in dieser Studie zu einer zu geringen Bestimmung der tatsächlichen lebensfähigen und übertragbaren Kontamination gekommen sein.

Neben der für die Studie ausgewählten Methode wären zur Analyse der bakteriellen Kontamination der Mund-Nasen-Schutzmasken auch auf Adenosintriphosphat (ATP) basierende Biolumineszenzverfahren oder die Polymerase Kettenreaktion (PCR) als Alternativen denkbar gewesen. Die ATP-Biolumineszenz ist eine seit langem bekannte Methode für die Überwachung von kontaminierten Oberflächen in medizinischen Einrichtungen oder der Lebensmittelindustrie [80;170]. Durch eine katalysierte Reaktion von ATP in Adenosinmonophosphat können Organismen über relative Lichteinheiten visualisiert werden. Die Vorteile dieser Methode liegen in der schnellen Geschwindigkeit der Durchführung. Allerdings birgt auch sie erhebliche Nachteile. Zum einen besteht keine Korrelation zwischen den relativen Lichteinheiten und den koloniebildenden Einheiten, zum anderen erfolgt weder eine Bestimmung der Keimspezies, noch kann eine Aussage zur Vitalität der Bakterien getroffen werden. Die hochsensitive Polymerase Kettenreaktion ist seit Jahrzehnten etabliert und eignet sich zum Nachweis und zur Quantifizierung der überwiegenden Mehrzahl an Bakterienspezies [82;139]. Nachteil der Polymerase Kettenreaktion ist allerdings der Nachweis jeglicher DNA, auch toter Organismen, die für unsere Studie keine Rolle spielen [74]. Allerdings gibt es weitere Verfahren, die Rückschlüsse auf die Vitalität zulassen, welche jedoch mit aufwändigen Maßnahmen verbunden sind

und keinen zusätzlichen Erkenntnisgewinn bieten. Für die Untersuchung der bakteriellen Kontamination von Mund-Nasen-Schutzmasken wird die ausgewählte Methodik zum Nachweis von vitalen Bakterien somit als geeignet bewertet.

## 5.6 Konklusion

Da zahnmedizinische Behandlung unweigerlich mit Spraynebel produzierenden Verfahren einhergehen, ist das zahnmedizinische Personal einer permanenten mikrobiellen Kontamination ausgesetzt. Abhängig von den Mikroorganismen in der Mundhöhle des Patienten und der Immunlage des zahnmedizinischen Personals sind ernsthafte Infektionen denkbar. Daher gilt es, Schutzmaßnahmen so effektiv wie nur möglich zu gestalten und diese regelmäßig zu evaluieren. Die vorliegende Studie konnte die Wirksamkeit einer Mundspülung mit CHX unter Anwendung eines Gesichtsvisionier und einer intraoralen Absaugung bei der Reduktion der Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes zeigen. Trotz dieser Schutzmaßnahmen wird der Mund-Nasen-Schutz bei zahnmedizinischen Behandlungen kontaminiert. Somit birgt er als potenzielle Kontaminationsquelle ein gesundheitliches Risiko für das zahnmedizinische Personal und folgende Patienten, wenn dieser nicht nach jedem Patienten gewechselt wird. Daher wird empfohlen, den Mund-Nasen-Schutz nach jeder Behandlung zu wechseln. Des Weiteren sind zusätzliche Schutzmaßnahmen anzustreben, die eine Kontamination des Mund-Nasen-Schutzes weitgehend vermeiden und mit dem praktischen Alltag des zahnärztlichen Personals vereinbar sind. Gerade in Pandemiezeiten sollte jegliche zusätzliche Kontaminationsquelle ausgeschlossen und damit mögliche Infektionen von Patienten und zahnmedizinischem Personal vermieden werden.

## 6 Literaturverzeichnis

1. Aas JA, Paster BJ, Stokes LN, Olsen I, Dewhirst FE (2005) Defining the normal bacterial flora of the oral cavity. *J Clin Microbiol* 43(11):32-5721
2. Abranches J, Zeng L, Kajfasz JK, Palmer SR, Chakraborty B, Wen ZT, Richards VP, Brady LJ, Lemos JA (2018) Biology of Oral Streptococci. *Microbiol Spectr* 6(5):10.1128
3. Adang RP, Schouten HC, van Tiel FH, Blijham GH (1992) Pneumonia due to *Micrococcus* spp. in a patient with acute myeloid leukaemia. *Leukemia* 6(3):6-224
4. Addy M (1986) Chlorhexidine compared with other locally delivered antimicrobials. A short review. *J Clin Periodontol* 13(10):64-957
5. Ahmed MA, Jouhar R. (2021) Dissemination of Aerosol and Splatter in Clinical Environment during Cavity Preparation: An In Vitro Study. *Int J Environ Res Public Health* 18(7):3773
6. Al Maghlouth A, Al Yousef Y, Al-Bagieh NH (2007) Qualitative and quantitative analysis of microbial aerosols in selected areas within the College of Dentistry, King Saud University. *Quintessence Int* 38(5):e8-222
7. Allen DR, Davies R, Bradshaw B, Ellwood R, Simone AJ, Robinson R, Mukerjee C, Petrone ME, Chaknis P, Volpe AR, Proskin HM (1998) Efficacy of a mouthrinse containing 0.05% cetylpyridinium chloride for the control of plaque and gingivitis: a 6-month clinical study in adults. *Compend Contin Educ Dent* 19(2 Suppl):6-20
8. Allison JR, Edwards DC, Bowes C, Pickering K, Dowson C, Stone SJ, Lumb J, Durham J, Jakubovics N, Holliday R (2021) The effect of high-speed dental handpiece coolant delivery and design on aerosol and droplet production. *J Dent* 112:103746

9. Anhalt JP, Fenselau C (1975) Identification of bacteria using mass spectrometry. *Analytical chemistry*, 47(2), 219-225
10. Araujo MW, Andreana S (2002) Risk and prevention of transmission of infectious diseases in dentistry. *Quintessence Int* 33(5):82-376
11. Asam D, Spellerberg B (2014) Molecular pathogenicity of *Streptococcus anginosus*. *Mol Oral Microbiol* 29(4):55-145
12. Atlas RM (2004) *Handbook of microbiological media*. CRC press
13. Becker K, Heilmann C, Peters G (2014) Coagulase-negative staphylococci. *Clin Microbiol Rev* 2014 27(4):870-926
14. Bennett AM, Fulford MR, Walker JT, Bradshaw DJ, Martin MV, Marsh PD (2000) Microbial aerosols in general dental practice. *Br Dent J* 2000 23;189(12):7-664
15. Bentley CD, Burkhart NW, Crawford JJ (1994) Evaluating spatter and aerosol contamination during dental procedures. *J Am Dent Assoc* 125(5):84-579
16. Bernstein D, Schiff G, Echler G, Prince A, Feller M, Briner W (1990) In vitro virucidal effectiveness of a 0.12%-chlorhexidine gluconate mouthrinse. *J Dent Res* 69(3): 6-874
17. Bik EM, Long CD, Armitage GC, Loomer P, Emerson J, Mongodin EF, Nelson KE, Gill SR, Fraser-Liggett CM, Relman DA (2010) Bacterial diversity in the oral cavity of 10 healthy individuals. *ISME J* 4(8):74-962
18. Böhme W, Goldmann L, Regensburger K, Reitemeier B (1990) The spread of the backspray under different working conditions. *Zahn Mund Kieferheilkd Zentralbl.* 78(7):7-621



19. Bottone EJ (2010) *Bacillus cereus*, a volatile human pathogen. *Clin Microbiol Rev* 23(2):98-382
20. Brookes ZLS, Bescos R, Belfield LA, Ali K, Roberts A (2020) Current uses of chlorhexidine for management of oral disease: a narrative review. *J Dent* 103:103497
21. Bundesanstalt für Arbeitsschutz und Arbeitsmedizin (2021) Wie behandle ich als Zahnärztin, als Zahnarzt derzeitig Patienten ohne COVID-Verdacht? (<https://www.baua.de/DE/Themen/Arbeitsgestaltung-im-Betrieb/Coronavirus/FAQ/FAQ-19.html> [zuletzt aufgerufen am: 14.12.2022])
22. Bundesinstitut für Arzneimittel und Medizinprodukte (2022) Hinweise des BfArM zur Verwendung von Mund-Nasen-Bedeckungen, medizinischen Gesichtsmasken sowie partikelfiltrierenden Halbmasken (FFP-Masken). (<https://www.bfarm.de/Shared-Docs/Risikoinformationen/Medizinprodukte/DE/schutzmasken.html> [zuletzt aufgerufen am: 14.12.2022])
23. Bundeszahnärztekammer (2022) Risikomanagement. (<https://www.bzaek.de/berufsausuebung/sars-cov-2covid-19/risikomanagement.html> [zuletzt aufgerufen am: 14.12.2022])
24. Buonsenso D, Lombardo A, Fregola A, Ferrari V, Piastra M, Calvani M, Lazzareschi I, Valentini P (2021) First Report of *Micrococcus luteus* Native Valve Endocarditis Complicated With Pulmonary Infarction in a Pediatric Patient: Case Report and Literature Review. *Pediatr Infect Dis J* 1;40(7):e284-e286
25. Byrd AL, Belkaid Y, Segre JA (2018) The human skin microbiome. *Nat Rev Microbiol* 16(3), 143-155
26. Chatoutsidou SE, Saridaki A, Raisi L, Katsivela E, Tsiamis G, Zografakis M, Lazaridis M (2021) Airborne particles and microorganisms in a dental clinic: Variability of indoor concentrations, impact of dental procedures, and personal exposure during everyday practice. *Indoor Air* 31(4):1164-1177

27. Chavis SE, Hines SE, Dyalram D, Wilken NC, Dalby RN (2021) Can extraoral suction units minimize droplet spatter during a simulated dental procedure? *J Am Dent Assoc* 152(2):157-165
28. Checchi V, Montevecchi M, Checchi L (2021) Variation of Efficacy of Filtering Face Pieces Respirators over Time in a Dental Setting: A Pilot Study. *Dent J (Basel)* 24;9(4):36
29. Cieplik F, Jakubovics NS, Buchalla W, Maisch T, Hellwig E, Al-Ahmad A (2019) Resistance Toward Chlorhexidine in Oral Bacteria - Is There Cause for Concern? *Front Microbiol* 22;10:587
30. Cleland D, Jastrzembski K, Stamenova E, Benson J, Catranis C, Emerson D, Beck B (2007) Growth characteristics of microorganisms on commercially available animal-free alternatives to tryptic soy medium. *J Microbiol Methods* 69(2):52-345
31. Croxatto A, Prod'hom G, Greub G (2012) Applications of MALDI-TOF mass spectrometry in clinical diagnostic microbiology. *FEMS Microbiol Rev* 36(2):380-407
32. Davies D (2003) Understanding biofilm resistance to antibacterial agents. *Nat Rev Drug Discov* 2(2):22-114
33. Decraene V, Ready D, Pratten J, Wilson M (2008) Air-borne microbial contamination of surfaces in a UK dental clinic. *J Gen Appl Microbiol* 54(4):195-203
34. Deutscher Arbeitskreis für Hygiene in der Zahnmedizin (2022) Hygieneleitfaden. ([https://www.bzaek.de/fileadmin/PDFs/Berufsaus%C3%BCbung/Hygiene/Hygieneleitfaden\\_des\\_Deutschen\\_Arbeitskreises\\_f%C3%BCr\\_Hygiene\\_in\\_der\\_Zahnmedizin.pdf](https://www.bzaek.de/fileadmin/PDFs/Berufsaus%C3%BCbung/Hygiene/Hygieneleitfaden_des_Deutschen_Arbeitskreises_f%C3%BCr_Hygiene_in_der_Zahnmedizin.pdf) [zuletzt aufgerufen am: 14.12.2022])
35. Dewhirst FE, Chen T, Izard J, Paster BJ, Tanner AC, Yu WH, Lakshmanan A, Wade WG (2010) The human oral microbiome. *J Bacteriol* 192(19):17-5002

36. Douglas CW, Heath J, Hampton KK, Preston FE (1993) Identity of viridans streptococci isolated from cases of infective endocarditis. *J Med Microbiol* 39(3):82-179
37. Ebrahimi A, Hemati M, Habibian Dehkordi S, Bahadoran S, Khoshnood S, Khubani S, Dokht Faraj M, Hakimi Alni R (2014) Chlorhexidine digluconate effects on planktonic growth and biofilm formation in some field isolates of animal bacterial pathogens. *Jundishapur J Nat Pharm Prod* 14;9(2):e14298
38. Ehling-Schulz M, Lereclus D, Koehler TM (2019) The *Bacillus cereus* Group: *Bacillus* Species with Pathogenic Potential. *Microbiol Spectr* 7(3):10.1128/microbiolspec.GPP3-0032-2018
39. Ellner PD, Stoessel CJ, Drakeford E, Vasi F (1966) A new culture medium for medical bacteriology. *Am J Clin Pathol* 45(4):4-502
40. Erbasan F (2018) Brain abscess caused by *Micrococcus luteus* in a patient with systemic lupus erythematosus: case-based review. *Rheumatol Int* 38(12):2323-2328
41. Fang Z, Ouyang Z, Zheng H, Wang X, Hu L (2007) Culturable airborne bacteria in outdoor environments in Beijing, China. *Microb Ecol* 54(3):96-487
42. Farah RI (2018) Effect of cooling water temperature on the temperature changes in pulp chamber and at handpiece head during high-speed tooth preparation. *Restor Dent Endod* 24;44(1):e3
43. Feres M, Figueiredo LC, Faveri M, Stewart B, de Vizio W (2010) The effectiveness of a preprocedural mouthrinse containing cetylpyridinium chloride in reducing bacteria in the dental office. *J Am Dent Assoc* 141(4):22-415
44. Gao L, Xu T, Huang G, Jiang S, Gu Y, Chen F (2018) Oral microbiomes: more and more importance in oral cavity and whole body. *Protein Cell* 9(5):488-500

45. Gao SS, Chu CH, Young FYF (2020) Oral Health and Care for Elderly People with Alzheimer's Disease. *Int J Environ Res Public Health* 7;17(16):5713
46. Ge ZY, Yang LM, Xia JJ, Fu XH, Zhang YZ (2020) Possible aerosol transmission of COVID-19 and special precautions in dentistry. *J Zhejiang Univ Sci B* 21(5):361-368
47. Gjermo P (1974) Chlorhexidine in dental practice. *J Clin Periodontol* 1(3):52-143
48. Gomes BP, Vianna ME, Zaia AA, Almeida JF, Souza-Filho FJ, Ferraz CC (2013) Chlorhexidine in endodontics. *Braz Dent J* 24(2):89-102
49. Greco-Stewart VS, Ali H, Kumaran D, Kalab M, Rood IGH, de Korte D, Ramírez-Arcos S (2013) Biofilm formation by *Staphylococcus capitis* strains isolated from contaminated platelet concentrates. *J Med Microbiol* 62(Pt 7):1051-1059
50. Grice EA, Kong HH, Conlan S, Deming CB, Davis J, Young AC; NISC Comparative Sequencing Program, Bouffard GG, Blakesley RW, Murray PR, Green ED, Turner ML, Segre JA (2009) Topographical and temporal diversity of the human skin microbiome. *Science* 29;324(5931):2-1190
51. Gund M, Isack J, Hannig M, Thieme-Ruffing S, Gärtner B, Boros G, Rupf S (2021) Contamination of surgical mask during aerosol-producing dental treatments. *Clin Oral Investig* 25(5):3173-3180
52. Gund MP, Boros G, Hannig M, Thieme-Ruffing S, Gärtner B, Rohrer TR, Simon A, Rupf S (2021) Bacterial contamination of forehead skin and surgical mask in aerosol-producing dental treatment. *J Oral Microbiol* 13(1):1978731
53. Hallier C, Williams DW, Potts AJ, Lewis MA (2010) A pilot study of bioaerosol reduction using an air cleaning system during dental procedures. *Br Dent J* 23;209(8):E14

54. Harrel SK, Barnes JB, Rivera-Hidalgo F (1996) Reduction of aerosols produced by ultrasonic scalers. *J Periodontol* 67(1):28-32
55. Hemmer CJ, Hufert F, Siewert S, Reisinger E (2021) Protection From COVID-19—The Efficacy of Face Masks. *Dtsch Arztebl Int* 5;118(5):59-65
56. Herrera D, Escudero N, Pérez L, Otheo M, Cañete-Sánchez E, Pérez T, Alonso B, Serano J, Palma JC, Sanz M, Martín C (2018) Clinical and microbiological effects of the use of a cetylpyridinium chloride dentifrice and mouth rinse in orthodontic patients: a 3-month randomized clinical trial. *Eur J Orthod* 28;40(5):465-474
57. Hiramatsu K, Katayama Y, Matsuo M, Sasaki T, Morimoto Y, Sekiguchi A, Baba T (2014) Multi-drug-resistant *Staphylococcus aureus* and future chemotherapy. *J Infect Chemother* 20(10):593-601
58. Hitz Lindenmüller I, Lambrecht JT (2011) Oral care. *Curr Probl Dermatol* 40:107-115
59. Hong HA, To E, Fakhry S, Baccigalupi L, Ricca E, Cutting SM (2009) Defining the natural habitat of *Bacillus* spore-formers. *Res Microbiol* 160(6):9-375
60. Hoogenkamp MA, Brandt BW, Laheij AMGA, de Soet JJ, Crielaard W (2021) The microbiological load and microbiome of the Dutch dental unit; 'please, hold your breath'. *Water Res* 15;200:117205
61. Horev B, Klein MI, Hwang G, Li Y, Kim D, Koo H, Benoit DS (2015) pH-activated nanoparticles for controlled topical delivery of farnesol to disrupt oral biofilm virulence. *ACS Nano* 24;9(3):404-2390
62. Horsophonphong S, Chestsuttayangkul Y, Surarit R, Lertsooksawat W (2021) Efficacy of extraoral suction devices in aerosol and splatter reduction during ultrasonic scaling: A laboratory investigation. *J Dent Res Dent Clin Dent Prospects* 15(3):197-202

63. Huang C, Liu Y, Li Z, Li R, Ren X, Huang TS (2019) N-halamine antibacterial nanofibrous mats based on polyacrylonitrile and N-halamine for protective face masks. *Journal of Engineered Fibers and Fabrics*, 14, 1558925019843222
64. Huang YC, Chen YH (2021) Use of Long Short-Term Memory for Remaining Useful Life and Degradation Assessment Prediction of Dental Air Turbine Handpiece in Milling Process. *Sensors (Basel)* 22;21(15):4978
65. Huang YH, Huang JT (2021) Use of chlorhexidine to eradicate oropharyngeal SARS-CoV-2 in COVID-19 patients. *J Med Virol* 93(7):4370-4373
66. Ido N, Lybman A, Hayet S, Azulay DN, Ghayeb M, Liddawieh S, Chai L (2020) *Bacillus subtilis* biofilms characterized as hydrogels. Insights on water uptake and water binding in biofilms. *Soft Matter* 8;16(26):6180-6190
67. Innes N, Johnson IG, Al-Yaseen W, Harris R, Jones R, Kc S, McGregor S, Robertson M, Wade WG, Gallagher JE (2021) A systematic review of droplet and aerosol generation in dentistry. *J Dent* 105:103556
68. Ionescu AC, Brambilla E, Manzoli L, Orsini G, Gentili V, Rizzo R (2021) Efficacy of personal protective equipment against coronavirus transmission via dental handpieces. *J Am Dent Assoc* 152(8):631-640
69. Iversen KH, Rasmussen LH, Al-Nakeeb K, Armenteros JJA, Jensen CS, Dargis R, Lukjancenko O, Justesen US, Moser C, Rosenvinge FS, Nielsen XC, Christensen JJ, Rasmussen S (2020) Similar genomic patterns of clinical infective endocarditis and oral isolates of *Streptococcus sanguinis* and *Streptococcus gordonii*. *Sci Rep* 10(1):2728.

70. Jain A, Grover V, Singh C, Sharma A, Das DK, Singh P, Thakur KG, Ringe RP (2021) Chlorhexidine: An effective anticovid mouth rinse. *J Indian Soc Periodontol* 25(1):86-88
71. James P, Worthington HV, Parnell C, Harding M, Lamont T, Cheung A, Whelton H, Riley P (2017) Chlorhexidine mouthrinse as an adjunctive treatment for gingival health. *Cochrane Database Syst Rev* 31;3(3):CD008676
72. Jiao Y, Tay FR, Niu LN, Chen JH (2019) Advancing antimicrobial strategies for managing oral biofilm infections. *Int J Oral Sci* 1;11(3):28
73. Jones CG (1997) Chlorhexidine: is it still the gold standard? *Periodontol* 2000 15:55-62
74. Josephson KL, Gerba CP, Pepper IL (1993) Polymerase chain reaction detection of nonviable bacterial pathogens. *Appl Environ Microbiol* 59(10):5-3513
75. Joshi AA, Padhye AM, Gupta HS (2017) Efficacy of Two Pre-Procedural Rinses at Two Different Temperatures in Reducing Aerosol Contamination Produced During Ultrasonic Scaling in a Dental Set-up - A Microbiological Study. *J Int Acad Periodontol* 1;19(4):138-144
76. Kadaifciler DG, Cotuk A (2014) Microbial contamination of dental unit waterlines and effect on quality of indoor air. *Environ Monit Assess* 186(6):44-3431
77. Kampf G (2016) Acquired resistance to chlorhexidine – is it time to establish an ‘antiseptic stewardship’ initiative? *J Hosp Infect.* 2016 Nov;94(3):213-227
78. Kampf G, Todt D, Pfaender S, Steinmann E (2020) Persistence of coronaviruses on inanimate surfaces and their inactivation with biocidal agents. *J Hosp Infect* 104(3):246-251

79. Khayyira AS, Rosdina AE, Irianti MI, Malik A (2020) Simultaneous profiling and cultivation of the skin microbiome of healthy young adult skin for the development of therapeutic agents. *Heliyon* 20;6(4):e03700
80. Kim SU, Jo EJ, Noh Y, Mun H, Ahn YD, Kim MG (2018) Adenosine Triphosphate Bioluminescence-Based Bacteria Detection Using Targeted Photothermal Lysis by Gold Nanorods. *Anal Chem* 4;90(17):10171-10178
81. Kimmerle H, Wiedmann-Al-Ahmad M, Pelz K, Wittmer A, Hellwig E, Al-Ahmad A (2012) Airborne microbes in different dental environments in comparison to a public area. *Arch Oral Biol* 57(6):96-689
82. Kobayashi N, Bauer TW, Tuohy MJ, Lieberman IH, Krebs V, Togawa D, Fujishiro T, Procop GW (2006) The comparison of pyrosequencing molecular Gram stain, culture, and conventional Gram stain for diagnosing orthopaedic infections. *J Orthop Res* 24(8):9-1641
83. Kobza J, Pastuszka JS, Bragoszewska E (2018) Do exposures to aerosols pose a risk to dental professionals? *Occup Med (Lond)* 13;68(7):454-458
84. Koch M, Graetz C (2021) Spray mist reduction by means of a high-volume evacuation system-Results of an experimental study. *PLoS One* 3;16(9):e0257137
85. Kooken JM, Fox KF, Fox A (2012) Characterization of *Micrococcus* strains isolated from indoor air. *Mol Cell Probes* 26(1):1-5
86. Koukos G, Sakellari D, Arsenakis M, Tsalikis L, Slini T, Konstantinidis A (2015) Prevalence of *Staphylococcus aureus* and methicillin resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) in the oral cavity. *Arch Oral Biol* 60(9):5-1410
87. Kuang X, Chen V, Xu X (2018) Novel Approaches to the Control of Oral Microbial Biofilms. *Biomed Res Int* 31;2018:6498932



88. Kumar PS, Subramanian K (2020) Demystifying the mist: Sources of microbial bio-load in dental aerosols. *J Periodontol* 91(9):1113-1122
89. Kumar S, Atray D, Paiwal D, Balasubramanyam G, Duraiswamy P, Kulkarni S (2010) Dental unit waterlines: source of contamination and cross-infection. *J Hosp Infect* 74(2):99-111
90. Kutlu SS, Sacar S, Cevahir N, Turgut H (2008) Community-acquired *Streptococcus mitis meningitis*: a case report. *Int J Infect Dis* 12(6):e9-107
91. Laux C, Peschel A, Krismer B (2019) *Staphylococcus aureus* Colonization of the Human Nose and Interaction with Other Microbiome Members. *Microbiol Spectr* 7(2)
92. Levy M, Kolodziejczyk AA, Thaiss CA, Elinav E (2017) Dysbiosis and the immune system. *Nat Rev Immunol* 17(4):219-232
93. Li X, Mak CM, Wai Ma K, Wong HM (2021) How the high-volume evacuation alters the flow-field and particle removal characteristics in the mock-up dental clinic. *Build Environ* 205:108225
94. Li Y, Leung P, Yao L, Song QW, Newton E (2006) Antimicrobial effect of surgical masks coated with nanoparticles. *J Hosp Infect* 62(1):58-63
95. Loe H, Schiott CR (1970) The effect of mouthrinses and topical application of chlorhexidine on the development of dental plaque and gingivitis in man. *J Periodontal Res* 5(2):79-83
96. Lowy FD (1998) *Staphylococcus aureus* infections. *N Engl J Med* 20;339(8):32-520
97. Maher YA, Jastania RA, Beyari MM, Lamfon HA, Demyati AK, Al-Gowaihi RS, Alqahtani ON (2017) Variability in airborne bacterial and fungal population in educational dental hospital, umm al-qura university. *Int J Health Sci Res* 7(2), 165

98. Mankodi S, Bauroth K, Witt JJ, Bsoul S, He T, Gibb R, Dunavent J, Hamilton A (2005) A 6-month clinical trial to study the effects of a cetylpyridinium chloride mouthrinse on gingivitis and plaque. *Am J Dent* 18 Spec No:9A-14A
99. Mao X, Auer DL, Buchalla W, Hiller KA, Maisch T, Hellwig E, Al-Ahmad A, Cieplik F (2020) Cetylpyridinium Chloride: Mechanism of Action, Antimicrobial Efficacy in Biofilms, and Potential Risks of Resistance. *Antimicrob Agents Chemother* 22;64(8):e00576-20
100. Mareeswari, G. H., Joy, E. T., Kiran, M. S., David, C. M., Sherubin, J. E., & Manchil, P. R. D. (2016). Prevalence of microbial colonization in the mouth mask used by the dental professionals. *Journal of Medicine, Radiology, Pathology and Surgery*, 2(2), 7-10
101. Martín Guerra JM, Martín Asenjo M, Rodríguez Martín C (2019) Bacteraemia by *Micrococcus luteus* in an immunocompromised patient. *Med Clin (Barc)* 7;152(11):469-470
102. Martinez-Hernandez A, Reda B, Hannig M (2020) Chlorhexidine rinsing inhibits biofilm formation and causes biofilm disruption on dental enamel in situ. *Clin Oral Investig*. 2020 Nov;24(11):3843-3853
103. Martiny D, Debaugnies F, Gateff D, Gérard M, Aoun M, Martin C, Konopnicki D, Loizidou A, Georgala A, Hainaut M, Chantrenne M, Dediste A, Vandenberg O, Van Praet S (2013) Impact of rapid microbial identification directly from positive blood cultures using matrix-assisted laser desorption/ionization time-of-flight mass spectrometry on patient management. *Clin Microbiol Infect* 19(12):E81-568
104. Melo Neto CLM, Bannwart LC, de Melo Moreno AL, Goiato MC (2020) SARS-CoV-2 and Dentistry-Review. *Eur J Dent* 14(S 01):S130-S139
105. Melville TH, Birch RH (1967) Root canal and periapical floras of infected teeth. *Oral Surg Oral Med Oral Pathol* 23(1):8-93

106. Micik RE, Miller RL, Mazzarella MA, Ryge G (1969) Studies on dental aerobiology. I. Bacterial aerosols generated during dental procedures. *J Dent Res* 48(1):49-56
107. Min KR, Zimmer MN, Rickard AH (2010) Physicochemical parameters influencing coaggregation between the freshwater bacteria *Sphingomonas natatoria* 2.1 and *Micrococcus luteus* 2.13. *Biofouling* 26(8):40-931
108. Mirhoseini SH, Koolivand A, Bayani M, Sarlak H, Moradzadeh R, Ghamari F, Sheykhani A (2021) Quantitative and qualitative assessment of microbial aerosols in different indoor environments of a dental school clinic. *Aerobiologia (Bologna)* 37(2):217-224
109. Mohanrasu K, Premnath N, Siva Prakash G, Sudhakar M, Boobalan T, Arun A (2018) Exploring multi potential uses of marine bacteria; an integrated approach for PHB production, PAHs and polyethylene biodegradation. *J Photochem Photobiol B* 185:55-65
110. Mohd-Said S, Mohd-Dom TN, Suhaimi N, Rani H, McGrath C (2021) Effectiveness of Pre-procedural Mouth Rinses in Reducing Aerosol Contamination During Periodontal Prophylaxis: A Systematic Review. *Front Med (Lausanne)* 10;8:600769
111. Mittmann-Frank M, Berger H, Rupf S, Wennemuth G, Pospiech P, Hannig M, Buchter A (2011) Exposition gegenüber Nanopartikel und neuen Materialien in der Zahnheilkunde. *Zentralblatt für Arbeitsmedizin, Arbeitsschutz und Ergonomie* 61, 40-53
112. Mukherjee PK, Esper F, Buchheit K, Arters K, Adkins I, Ghannoum MA, Salata RA (2017) Randomized, double-blind, placebo-controlled clinical trial to assess the safety and effectiveness of a novel dual-action oral topical formulation against upper respiratory infections. *BMC Infect Dis* 14;17(1):74
113. Nalmas S, Bishburg E, Meurillio J, Khoobiar S, Cohen M (2008) *Staphylococcus capitis* prosthetic valve endocarditis: report of two rare cases and review of literature. *Heart Lung* 37(5):4-380

114. Narayana TV, Mohanty L, Sreenath G, Vidhyadhari P (2016) Role of preprocedural rinse and high volume evacuator in reducing bacterial contamination in bioaerosols. *J Oral Maxillofac Pathol* 20(1):59-65
115. Natsis NE, Cohen PR (2018) Coagulase-Negative Staphylococcus Skin and Soft Tissue Infections. *Am J Clin Dermatol* 19(5):671-677
116. Nejatidanesh F, Khosravi Z, Goroohi H, Badrian H, Savabi O (2013) Risk of Contamination of Different Areas of Dentist's Face During Dental Practices. *Int J Prev Med* 4(5):5-611
117. Otto M (2009) Staphylococcus epidermidis--the 'accidental' pathogen. *Nat Rev Microbiol* 7(8):67-555
118. Oud L (2011) Community-acquired meningitis due to Staphylococcus capitis in the absence of neurologic trauma, surgery, or implants. *Heart & Lung* 40(5), 467-471
119. Pasquarella C, Veronesi L, Castiglia P, Liguori G, Montagna MT, Napoli C, Rizzetto R, Torre I, Masia MD, Di Onofrio V, Colucci ME, Tinteri C, Tanzi M (2010) SItI working group "Hygiene in Dentistry. Italian multicentre study on microbial environmental contamination in dental clinics: a pilot study. *Sci Total Environ* 1;408(19):51-4045
120. Patel R (2015) MALDI-TOF MS for the diagnosis of infectious diseases. *Clin Chem* 61(1):11-100
121. Patterson MJ (1996) Streptococcus. *Medical Microbiology* 4th edition
122. Popkin DL, Zilka S, Dimaano M, Fujioka H, Rackley C, Salata R, Griffith A, Mukherjee PK, Ghannoum MA, Esper F (2017) Cetylpyridinium Chloride (CPC) Exhibits Potent, Rapid Activity Against Influenza Viruses *in vitro* and *in vivo*. *Pathog Immun* 2(2):252-269

123. Puig Silla M, Montiel Company JM, Almerich Silla JM (2008) Use of chlorhexidine varnishes in preventing and treating periodontal disease. A review of the literature. *Med Oral Patol Oral Cir Bucal* 1;13(4):E60-257
124. Putnins EE, Di Giovanni D, Bhullar AS (2001) Dental unit waterline contamination and its possible implications during periodontal surgery. *J Periodontol* 72(3):393-400
125. Rajani R, Klein JL (2020) Infective endocarditis: A contemporary update. *Clin Med (Lond)* 20(1):31-35
126. Ramich T, Eickholz P, Wicker S (2017) Work-related infections in dentistry: risk perception and preventive measures. *Clin Oral Investig* 21(8):2473-2479
127. Rath S, Bal SCB, Dubey D (2021) Oral Biofilm: Development Mechanism, Multidrug Resistance, and Their Effective Management with Novel Techniques. *Rambam Maimonides Med J* 19;12(1):e0004
128. Reda B, Hollemeyer K, Trautmann S, Hannig M, Volmer DA (2020) Determination of chlorhexidine retention in different oral sites using matrix-assisted laser desorption/ionization-time of flight mass spectrometry. *Arch Oral Biol* 110:104623
129. Reddy S, Prasad MG, Kaul S, Satish K, Kakarala S, Bhowmik N (2012) Efficacy of 0.2% tempered chlorhexidine as a pre-procedural mouth rinse: A clinical study. *J Indian Soc Periodontol* 16(2):7-213
130. Remington WD, Ott BC, Hartka TR (2022) Effectiveness of barrier devices, high-volume evacuators, and extraoral suction devices on reducing dental aerosols for the dental operator: A pilot study. *J Am Dent Assoc* 53(4):309-318.e1
131. Retamal-Valdes B, Soares GM, Stewart B, Figueiredo LC, Favari M, Miller S, Zhang YP, Feres M (2017) Effectiveness of a pre-procedural mouthwash in reducing bacteria in dental aerosols: randomized clinical trial. *Braz Oral Res* 30;31:e21

132. Robert Koch Institut (2022) Empfehlungen des RKI zu Hygienemaßnahmen im Rahmen der Behandlung und Pflege von Patienten mit einer Infektion durch SARS-CoV-2. ([https://www.rki.de/DE/Content/InfAZ/N/Neuartiges\\_Coronavirus/Hygiene.html](https://www.rki.de/DE/Content/InfAZ/N/Neuartiges_Coronavirus/Hygiene.html) [zuletzt aufgerufen am: 14.12.2022])
133. Roberts WR, Addy M (1981) Comparison of the in vivo and in vitro antibacterial properties of antiseptic mouthrinses containing chlorhexidine, alexidine, cetyl pyridinium chloride and hexetidine. Relevance to mode of action. *J Clin Periodontol* 8(4):295-310
134. Rodríguez-Sánchez B, Cercenado E, Coste AT, Greub G (2019) Review of the impact of MALDI-TOF MS in public health and hospital hygiene, 2018. *Euro Surveill* 24(4):1800193
135. Rogers KL, Fey PD, Rupp ME (2009) Coagulase-negative staphylococcal infections. *Infect Dis Clin North Am* 23(1):73-98
136. Rudney JD (2000) Saliva and dental plaque. *Adv Dent Res* 14:29-39
137. Rupf S, Breitung K, Schellenberger W, Merte K, Kneist S, Eschrich K (2005) Differentiation of mutans streptococci by intact cell matrix-assisted laser desorption/ionization time-of-flight mass spectrometry. *Oral Microbiol Immunol* 20(5):73-267
138. Rupf S, Hannig M (2020) Changes of the patient management in dentistry during the pandemic caused by the SARS-Coronavirus 2-initial perspectives of a clinic of operative dentistry in Europe. *Clin Oral Investig* 24(7):2537-2539
139. Rupf S, Merte K, Eschrich K (1999) Quantification of bacteria in oral samples by competitive polymerase chain reaction. *J Dent Res* 78(4):6-850
140. Sachdev R, Garg K, Singh G, Mehrotra V (2020) Is safeguard compromised? Surgical mouth mask harboring hazardous microorganisms in dental practice. *J Family Med Prim Care* 28;9(2):759-763

141. Saghlatoon H, Soleimani M, Moghimi S, Talebi M (2012) An experimental investigation about the heat transfer phenomenon in human teeth. In 20th Iranian Conference on Electrical Engineering (ICEE2012) (pp. 1598-1601) IEEE
142. Samaranayake LP, Fakhruddin KS, Ngo HC, Chang JWW, Panduwawala C (2020) The effectiveness and efficacy of respiratory protective equipment (RPE) in dentistry and other health care settings: a systematic review. *Acta Odontol Scand* 78(8):626-639
143. Sawhney A, Venugopal S, Babu GR, Garg A, Mathew M, Yadav M, Gupta B, Tripathi S (2015) Aerosols how dangerous they are in clinical practice. *J Clin Diagn Res* 9(4):ZC7-52
144. Schommer NN, Gallo RL (2013) Structure and function of the human skin microbiome. *Trends Microbiol* 21(12):8-660
145. Selladurai BM, Sivakumaran S, Aiyar S, Mohamad AR (1993) Intracranial suppuration caused by *Micrococcus luteus*. *Br J Neurosurg* 7(2):7-205
146. Seneviratne CJ, Balan P, Ko KKK, Udawatte NS, Lai D, Ng DHL, Venkatachalam I, Lim KS, Ling ML, Oon L, Goh BT, Sim XYJ (2021) Efficacy of commercial mouth-rinses on SARS-CoV-2 viral load in saliva: randomized control trial in Singapore. *Infection* 49(2):305-311
147. Shahdad S, Patel T, Hindocha A, Cagney N, Mueller JD, Seoudi N, Morgan C, Din A (2020) The efficacy of an extraoral scavenging device on reduction of splatter contamination during dental aerosol generating procedures: an exploratory study. *Br Dent J* 11:1-10
148. Shanmugaraj GB, Rao AK (2020) A study to assess the microbial profile and index of microbial air contamination in dental operatories. *Indian J Dent Res* 31(3):465-469

149. Sims GK, Sommers LE, Konopka A (1986) Degradation of Pyridine by *Micrococcus luteus* Isolated from Soil. *Appl Environ Microbiol* 51(5):8-963
150. Singh A, Shiva Manjunath RG, Singla D, Bhattacharya HS, Sarkar A, Chandra N (2016) Aerosol, a health hazard during ultrasonic scaling: A clinico-microbiological study. *Indian J Dent Res* 27(2):2-160
151. Singh S, Singh SK, Chowdhury I, Singh R (2017) Understanding the Mechanism of Bacterial Biofilms Resistance to Antimicrobial Agents. *Open Microbiol J* 28;11:53-62
152. Sisson PR, Ingham HR, Selkon JB (1978) A study of carbon dioxide-dependent strains of *Streptococcus milleri*. *J Med Microbiol* 11(2):6-111
153. Socransky SS, Haffajee AD (2000) Dental biofilms: difficult therapeutic targets. *Periodontol* 2000 28:12-55
154. Sommerstein R, Fux CA, Vuichard-Gysin D, Abbas M, Marschall J, Balmelli C, Troillet N, Harbarth S, Schlegel M, Widmer A; Swissnoso (2020) Risk of SARS-CoV-2 transmission by aerosols, the rational use of masks, and protection of healthcare workers from COVID-19. *Antimicrob Resist Infect Control* 6;9(1):100
155. Sotiriou M, Ferguson SF, Davey M, Wolfson JM, Demokritou P, Lawrence J, Sax SN, Koutrakis P (2008) Measurement of particle concentrations in a dental office. *Environ Monit Assess* 137(1-3):61-351
156. Stenfors Arnesen LP, Fagerlund A, Granum PE (2008) From soil to gut: *Bacillus cereus* and its food poisoning toxins. *FEMS Microbiol Rev* 32(4):579-606
157. Sterr CM, Nickel IL, Stranzinger C, Nonnenmacher-Winter CI, Günther F (2021) Medical face masks offer self-protection against aerosols: An evaluation using a practical in vitro approach on a dummy head. *PLoS One* 3;16(3):e0248099



158. Suwandi T, Nursolihati V, Sundjojo M, Widyarman AS (2022) The Efficacy of High-Volume Evacuators and Extraoral Vacuum Aspirators in Reducing Aerosol and Droplet in Ultrasonic Scaling Procedures during the COVID-19 Pandemic. *Eur J Dent*
159. Swaminathan Y, Thomas JT, Muralidharan NP (2014) The efficacy of preprocedural mouth rinse of 0.2% chlorhexidine and commercially available herbal mouth containing salvadora persica in reducing the bacterial load in saliva and aerosol produced during scaling. *Asian J Pharm Clin Res* 7(1), 4-71
160. Theilade E, Wright WH, Jensen SB, Løe H (1966) Experimental gingivitis in man: II. A longitudinal clinical and bacteriological investigation. *Journal of periodontal research* 1(1), 1-13
161. Tille P (2015) *Bailey & Scott's diagnostic microbiology-E-Book*. Elsevier Health Sciences
162. Timmerman MF, Menso L, Steinfort J, van Winkelhoff AJ, van der Weijden GA (2004) Atmospheric contamination during ultrasonic scaling. *J Clin Periodontol* 31(6):62-458
163. Usó J, Gil M, Gomila B, Tirado MD (2003) Endocarditis por *Micrococcus luteus* [Endocarditis due to *Micrococcus luteus*]. *Enferm Infecc Microbiol Clin* 21(2):7-116
164. van der Linde K, Lim BT, Rondeel JM, Antonissen LP, de Jong GM (1999) Improved bacteriological surveillance of haemodialysis fluids: a comparison between Tryptic soy agar and Reasoner's 2A media. *Nephrol Dial Transplant* 14(10):7-2433
165. Van Der Zwet WC, Debets-Ossenkopp YJ, Reinders E, Kapi M, Savelkoul PH, Van Elburg RM, Hiramatsu K, Vandenbroucke-Grauls CM (2002) Nosocomial spread of a *Staphylococcus capitis* strain with heteroresistance to vancomycin in a neonatal intensive care unit. *J Clin Microbiol* 40(7):5-2520
166. Varoni E, Tarce M, Lodi G, Carrassi A (2012) Chlorhexidine (CHX) in dentistry: state of the art. *Minerva Stomatol* 61(9):399-419

167. Veena HR, Mahantesha S, Joseph PA, Patil SR, Patil SH (2015) Dissemination of aerosol and splatter during ultrasonic scaling: a pilot study. *J Infect Public Health* 8(3):5-260
168. Vergara-Buenaventura A, Castro-Ruiz C (2020) Use of mouthwashes against COVID-19 in dentistry. *Br J Oral Maxillofac Surg* 58(8):924-927
169. Verma D, Garg PK, Dubey AK (2018) Insights into the human oral microbiome. *Arch Microbiol* 200(4):525-540
170. Watanabe A, Tamaki N, Yokota K, Matsuyama M, Koikeguchi S (2018) Use of ATP bioluminescence to survey the spread of aerosol and splatter during dental treatments. *J Hosp Infect* 99(3):303-305
171. Wilson CE, Vaidyanathan TK, Cinotti WR, Cohen SM, Wang SJ (1990) Hearing-damage risk and communication interference in dental practice. *J Dent Res* 69(2):93-489
172. Zhang Y, Ping Y, Zhou R, Wang J, Zhang G (2018) High throughput sequencing-based analysis of microbial diversity in dental unit waterlines supports the importance of providing safe water for clinical use. *J Infect Public Health* 11(3):357-363
173. Zhu M, Zhu Q, Yang Z, Liang Z (2021) Clinical Characteristics of Patients with *Micrococcus luteus* Bloodstream Infection in a Chinese Tertiary-Care Hospital. *Pol J Microbiol* 70(3):321-326
174. Zinke A, Hannig C, Berth H (2018) Comparing oral health in patients with different levels of dental anxiety. *Head Face Med* 20;14(1):25

## 7 Publikation / Danksagung

### 7.1 Publikation

Gund MP, Naim J, Hannig M, Halfmann A, Gärtner B, Boros G, Rupf S (2022) CHX and a Face Shield Cannot Prevent Contamination of Surgical Masks. *Front Med (Lausanne)* 9:896308

### 7.2 Danksagung

Nicht nur für die Ermöglichung meiner Dissertation, sondern auch für die regelmäßigen Besprechungen, sowie die Unterstützung der Publikation und des wissenschaftlichen Posters bedanke ich mich bei meinem Doktorvater Prof. Dr. Stefan Rupf. Darüber hinaus bedanke ich mich für die Einführung in das wissenschaftliche Arbeiten und für die fachliche Expertise, die stets zum Erfolg beigetragen haben. Für den ständigen Austausch, die hervorragende Betreuung und ebenfalls für die Unterstützung bei der Publikation bedanke ich mich bei meiner Betreuerin Dr. Madline Gund. Beim Klinikdirektor Prof. Dr. Matthias Hannig bedanke ich mich für die Unterstützung der Studie. Auch den Studierenden, die sich streng an das Versuchsprotokoll hielten und mir Mund-Nasen-Schutzmasken nach den Behandlungen bereitgestellt haben, gilt mein Dank.

Für alle Ratschläge und Besprechungen seitens der Mikrobiologie bedanke ich mich bei Prof. Dr. Barbara Gärtner und Dr. Alexander Halfmann. Für die Einweisung in das mikrobiologische Labor zum selbständigen Arbeiten, bedanke ich mich bei Frau Sandra Rauch, die mir regelmäßig mit Rat und Tat zur Seite stand.

## 8 Lebenslauf

## 9 Anhang

### 9.1 Materialliste

Tabelle 4: Materialliste

#### **Mundspülungen**

Chlorhexidin	Chlorhexamed-Fluid 0,1%, GlaxoSmithKline Consumer Healthcare GmbH & Co.KG, München, Deutschland
Wasser aus der Behandlungseinheit	ESTETICA E70 VISION und ESTETICA 1066, KaVo Dental GmbH, Biberach, Deutschland

#### **Zahnärztliche Instrumente**

Ultraschall-Zahnsteinentfernungsgerät	Piezo LED und PIEZOLux, 24-32 kHz, 102cm <sup>3</sup> /min, KaVo Dental GmbH, Biberach, Deutschland
rotierende Instrumente	GENTLEpower LUX 25LP, Umsetzung 5:1, bis max. 200.000 U/min, Wasserkühlung 90cm <sup>3</sup> /min und GENTLEpower LUX 7LP, Umsetzung 2,7:1, bis max. 108.000 U/min, Wasserkühlung 90cm <sup>3</sup> /min, KaVo Dental GmbH, Biberach, Deutschland

#### **Persönliche Schutzausrüstung**

FFP2-Maske	Particle Filtering Half Mask, Shunmei Medical CO., LTD, Shenzhen, China
Haarschutz	BARRIER® Nurses Cap, Mölnlycke Health Care AB, Göteborg, Schweden und FarStar® medical GmbH, Barsbüttel, Deutschland

Hände-Desinfektionsmittel	Skinman™ Soft Protect FF, Ecolab Deutschland GmbH, Monheim am Rhein, Deutschland
Mund-Nasen-Schutz Typ-II	BARRIER® Medical Face Mask Standard, Mölnlycke Health Care AB, Göteborg, Schweden
Untersuchungshandschuhe	JOZA®, Hebei Titans Hongsen Medical Technology Co., Ltd., Hebei, China
Schutzkittel	Simani Industrie s.r.l., Gallicano, Italien
Visier	Clever One, Clever Frame Baden-Württemberg, Burladingen, Deutschland

**Hilfsmittel zur mikrobiologischen Diagnostik**

Trypticase-Soja-Agar	Trypticase™ Soy Agar II with 5% Sheep Blood, Becton Dickinson GmbH, Heidelberg, Deutschland
Columbia-Agar	Columbia III Agar with 5% Sheep Blood, Becton Dickinson GmbH, Heidelberg, Deutschland
Inkubationsbehälter für Gaserzeugungssysteme	AnaeroPack Rectangular Jar, Mitsubishi Gas Chemical Company, ING., Tokio, Japan
Gasentwicklungssäckchen	GasPak™ EZ Anaerobe Container System with Indicator, Becton Dickinson GmbH, Heidelberg, Deutschland
Katalase-Reagenz	Catalase, Becton Dickinson GmbH, Heidelberg, Deutschland
Latexpartikel-Reagenz	Pastorex™ Staph-Plus, Bio-Rad, Marnes-la-Coquette, Frankreich
Agglutinationskarte	Pastorex®, Bio-Rad, Marnes-la-Coquette, Frankreich
Impfschlingen	Sarstedt, Nümbrecht, Deutschland
Target	MSP 96 target, Bruker Daltonik GmbH, Bremen, Deutschland

Ameisensäure	AppliChem GmbH, Darmstadt, Deutschland
Matrix	Bruker HCCA = $\alpha$ -Cyano-4-hydroxycinnamic acid, Bruker Daltonik GmbH, Bremen, Deutschland
MALDI Biotyper™	MBT™ smart, Bruker Daltonik GmbH, Bremen, Deutschland
Koloniezählgerät	schuett-biotec GmbH, Göttingen, Deutschland

## 9.2 Detaillierte Ergebnisse

Tabelle 5: Detektionsfrequenz der Bakterienspezies je Probandengruppe

Bakterium	Interventionsgruppe mit CHX	Interventionsgruppe mit Wasser	Kontrollgruppe
<i>Actinomyces naeslundii</i>	-	-	1
<i>Advenella incenata</i>	-	1	-
<i>Bacillus spp.</i>	26	35	32
<i>B. amyloliquefaciens</i>	-	-	1
<i>B. cereus</i>	1	1	1
<i>B. circulans</i>	1	1	-
<i>B. clausii</i>	1	-	-
<i>B. flexus</i>	2	2	1
<i>B. horneckiae</i>	-	-	1
<i>B. licheniformis</i>	-	-	2
<i>B. megaterium</i>	-	-	1
<i>B. psychrosaccharolyticus</i>	1	-	-
<i>B. pumilus</i>	-	-	2

<i>B. oceanisediminis</i>	1	1	-
<i>B. simplex</i>	-	-	1
<i>B. thermoamylovorans</i>	-	-	1
<i>B. thuringiensis</i>	-	2	1
<i>B. zeae</i>	-	-	1
<i>Brevibacillus parabrevis</i>	-	1	-
<i>Brevibacterium casei</i>	-	1	-
<i>Chryseobacterium shandongense</i>	-	1	-
<i>Clostridium perfringens</i>	1	-	-
<i>Cutibacterium acnes</i>	-	-	2
<i>Enterococcus spp.</i>	1	-	-
Gram-negative Stäbchen	-	1	2
<i>Kocuria rhizophila</i>	-	2	-
<i>Lactococcus lactis</i>	-	-	1
<i>Lysinibacillus sphaericus</i>	-	-	1
<i>Micrococcus spp.</i>	24	27	30
<i>Micrococcus luteus</i>	15	12	11
<i>Moraxella spp.</i>	-	1	-
<i>Neisseria spp.</i>	-	2	-
<i>Neisseria macacae</i>	-	1	-
<i>Neisseria subflava</i>	-	1	1
<i>Paenibacillus spp.</i>	-	1	-
<i>Paracoccus yeei</i>	1	-	-
<i>Propionibacterium spp.</i>	-	-	1



<i>Pseudoarthrobacter chlo-rophenolicus</i>	-	1	-
<i>Psuchrobacillus psuchro-durans</i>	-	-	1
<i>Rothia aeria</i>	-	1	-
<i>Rothia dentocariosa</i>	-	-	1
<i>Rothia mucilaginosa</i>	-	-	1
(Koagulase-negative) <b>Staphylococcus</b>	81	71	74
<i>S. aureus</i>	3	5	10
<i>S. auricularis</i>	-	1	-
<i>S. epidermidis</i>	14	20	24
<i>S. capitis</i>	13	21	16
<i>S. haemolyticus</i>	2	1	1
<i>S. hominis</i>	5	8	7
<i>S. saprophyticus</i>	1	2	-
<i>S. succinus</i>	1	-	-
<i>S. warneri</i>	1	1	1
<i>Streptococcus spp., α-hä-molysierend</i>	11	7	8
<i>Streptococcus spp., γ-hä-molysierend</i>	2	17	9
<i>S. constellatus</i>	-	-	1
<i>S. cristatus</i>	1	-	-
<i>S. gordonii</i>	3	1	2
<i>S. mitis</i>	1	1	1
<i>S. oralis</i>	2	1	3

Anhang

---

<i>S. parasanguinis</i>	1	-	-
<i>S. sanguinis</i>	-	1	2
<i>Veillonella parvula</i>	-	-	2