

Aus der Klinik für Zahnerhaltung, Parodontologie und Präventive Zahnheilkunde,

Universitätsklinikum des Saarlandes, Homburg/Saar

Direktor: Prof. Dr. M. Hannig

Bestimmung der mikrobiellen Kontamination der zahnärztlichen Mund-Nasen-Schutzmaske und der ungeschützten Gesichtsregionen

Dissertation zur Erlangung des Grades eines Doktors der Zahnheilkunde

der Medizinischen Fakultät

der UNIVERSITÄT DES SAARLANDES

2021

vorgelegt von:

Gabor Boros

geb. am: 14.04.1966 in Budapest

Tag der Promotion: 05. Oktober 2021

Dekan: Prof. Dr. M.D. Menger

1. Berichterstatter: Prof. Dr. Stefan Rupf

2. Berichterstatter: Prof. Dr. Barbara Gärtner

Meiner Familie gewidmet

1 Zusammenfassung	2
1.1 Deutsche Zusammenfassung	2
1.2 English summary	4
2 Einleitung	5
2.1 Literaturübersicht	5
2.1.1 Übertragung von Keimen in der zahnärztlichen Praxis	5
2.1.2 Ursachen nosokomialer Infektionen.....	8
2.1.3 Infektionsprävention in der Zahnheilkunde	10
2.1.4 Spezielle Schutzmaßnahmen im Mund-Nasen-Bereich	14
2.1.5 Definition Normflora.....	16
2.1.6 Normflora der Haut	17
2.1.7 Normflora des Mund-, Rachenraumes und Nasopharynx.....	18
2.1.8 Schutzfunktion der Haut.....	20
2.1.9 Kultivierung von Mikroorganismen.....	22
2.1.10 MALDI-TOF	22
2.2 Ziel der Arbeit/ Hypothesen	24
3 Material und Methoden	25
3.1 Schematische Darstellung des Studienaufbaus	25
3.2 Material	26
3.3 Probengewinnung	27
3.3.1 Probengewinnung von den Stirnflächen	28
3.3.2 Probengewinnung von den Mund-Nasen-Schutzmasken.....	29
3.3.3 Anlegen der Kulturen	30

3.3.4 Spezifische Keimbestimmung.....	34
3.4 Auswertungsverfahren.....	35
3.4.1 Semiquantitative Darstellung der Ergebnisse	35
3.4.2 Qualitative Darstellung der Ergebnisse.....	36
3.4.3 Gruppeneinteilung der Spezies.....	36
3.5 Statistische Auswertung.....	38
3.6 Ethikvotum	39
4 Ergebnisse	39
4.1 Ergebnisse der Untersuchungen	39
4.1.1 Aufgefundene Spezies in alphabetischer Reihenfolge	40
4.2 Kontamination der Stirnflächen	42
4.2.1 Orale und extraorale Spezies auf den Stirnflächen	42
4.2.2 Zusammensetzung der oralen Spezies auf den Stirnflächen	43
4.2.3 Score der koloniebildenden Einheiten orale Spezies auf den Stirnflächen.....	44
4.2.4 Anzahl der unterschiedlichen Arten oraler Spezies auf den Stirnflächen.....	45
4.3 Kontamination der Mund-Nasen-Schutzmasken.....	46
4.3.1 Orale und extraorale Spezies auf den Mund-Nasen-Schutzmasken.....	46
4.3.2 Zusammensetzung der oralen Spezies auf den Mund-Nasen-Schutzmasken	47
4.3.3 Score koloniebildenden Einheiten orale Spezies auf den Mund-Nasen- Schutzmasken.....	48
4.3.4 Anzahl der unterschiedlichen Arten oraler Spezies auf den Mund-Nasen- Schutzmasken.....	49
4.4 Vergleich Kontamination der Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken mit obligaten und fakultativen oralen Spezies	50
4.4.1 Obligate und fakultative orale Spezies auf den Stirnflächen und Mund-Nasen- Schutzmasken.....	50

4.4.2 Vergleich der Zusammensetzung oraler Spezies auf Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken nach Behandlung.....	51
4.4.3 Semiquantitativer Vergleich der Besiedlung mit oralen Spezies zwischen Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken.....	52
4.4.4 Qualitativer Vergleich der Kontamination mit oralen Spezies zwischen Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken.....	53
4.5 Weitere Befunde	54
5 Diskussion	55
5.1 Eigene Ergebnisse.....	55
5.1.2 Weitere Befunde.....	57
5.2 Diskussion der Ergebnisse	58
5.3 Limitationen.....	60
5.4 Zusammenfassung/ Schlussfolgerung.....	62
6 Literaturverzeichnis.....	64
7 Publikation und Danksagung.....	72
7.1 Publikation.....	72
7.2 Danksagung.....	72
8 Lebenslauf.....	74
9 Anlage.....	75

Abkürzungsverzeichnis

AMP	Antimikrobielle Peptide
ArbSchG	Arbeitsschutzgesetz
AWMF	Arbeitsgemeinschaft der Wissenschaftlichen Medizinischen Fachgesellschaften e.V.
BioStoffV	Biostoffverordnung
CoV	Coronavirus
DAHZ	Deutscher Arbeitskreis für Hygiene in der Zahnmedizin
DGHK	Deutsche Gesellschaft für Krankenhaushygiene
DIN	Deutsches Institut für Normung e.V.
EN	Europäische Norm
FFP	Filtering Face Piece
HIV	Human Immunodeficiency Virus
IDZ	Institut der Deutschen Zahnärzte
IfSG	Infektionsschutzgesetz
KBE	Koloniebildende Einheit
KRINKO	Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention
MALDI	Matrix-Assistierte-Laser-Desorption-Ionisierung
MALDI-TOF	Flugzeitmassenspektrometrie
MNS	Mund-Nasen-Schutzmaske
MPBetreibV	Medizinprodukte-Betreiberverordnung
MPG	Medizinproduktegesetz
MRE	Multiresistente Erreger
MRGN	Multiresistenter gramnegativer Erreger
MRSA	Methicillin-resistenter Staphylokokkus aureus
RKI	Robert-Koch-Institut
SARS	Schweres Akutes Respiratorisches Syndrom
SF	Stirnfläche
SOP	Standardvorgehensweise
TOF	Time-of-flight
TSA	Trypticase Soja-Agar
VRE	Vancomycin-resistente Enterokokken
WHO	World Health Organization

1 Zusammenfassung

1.1 Deutsche Zusammenfassung

In der Zahnmedizin stellt die horizontale und vertikale Übertragung von Mikroorganismen ein Risiko sowohl für Patienten als auch für medizinisches Personal dar. In den vergangenen Jahren und der aktuellen Pandemie wurden durch die breite Anwendung von Schutzkleidung dieser Problematik Rechnung getragen. Für Körperbekleidung, Handschuhe und Schutzbrillen bestehen allgemein akzeptierte Regeln. Zusätzlich schützen die Mund-Nasen-Schutzmaske vor Infektionen über die Atemwege. Im regelhaften zahnmedizinischen Behandlungsablauf werden jedoch einzelne Hautareale des medizinischen Personals nicht vollständig abgedeckt. Dies sind typischerweise die Unterarmregionen und die Stirn. Während Unterarme im Rahmen der Händedesinfektion mehrfach täglich gereinigt werden, bleibt die Stirn unberücksichtigt. Die Zielstellung der vorgestellten Pilotstudie war die Bestimmung der mikrobiellen Kontamination der Stirnflächen der Zahnmediziner mit den aus der Mundhöhle stammenden Spezies und die Gegenüberstellung der mikrobiellen Kontamination der ungeschützten Stirnfläche und der zahnärztlichen Mund-Nasen-Schutzmaske verursacht durch orale Spezies. Dazu erfolgte der qualitative und quantitative Nachweis durch Aerosol und Flüssigkeitstropfen aus der Mundhöhle versprengter Keime auf die Haut der Stirnflächen und die Mund-Nasen-Schutzmasken. Für die Studie wurden typische aerosolproduzierende, konservierend und parodontologische Therapieschritte an der Klinik für Zahnerhaltung, Parodontologie und Präventive Zahnheilkunde des Universitätsklinikums des Saarlandes untersucht. Im Vorfeld der Behandlung wurden Abstriche von der Stirn der Zahnmediziner mittels eines sterilen Nylon-Flockfaser-Abstrichtupfers genommen. Dieser Vorgang wurde 60 - 90 Minuten nach Behandlungsbeginn wiederholt. Die durch den Stirnabstich gewonnene Keime wurden anschließend mittels Dreieisenstrich jeweils auf eine Trypticase Soja-Agarplatte (TSA-Platte) und eine Columbia Agarplatte ausgebracht, welche sowohl unter aeroben als auch anaeroben Bedingungen kultiviert wurden. Um die Kontamination der Mund-Nasen-Schutzmasken im Vergleich zu den Stirnflächen nach erfolgten Therapieschritten vergleichen zu können, wurden die keimbesiedelten äußere Oberflächen der während der Behandlung vom jeweiligen Probanden getragenen chirurgischen Mund-Nasen-Schutzmasken ebenfalls nach 60 - 90 Minuten Behandlungszeit mit einer TSA - und eine Columbia Agarplatte in direkten Kontakt gebracht. Diese wurden wiederum aerob und aneorob im Wärmeschrank für 48 Stunden bei $36^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ kultiviert. Nach der Kultivierung wurden die dann optisch unterscheidbaren Phänotypen mittels Flugzeitmassenspektrometrie (MALDI TOF - MS) identifiziert. Es konnte nachgewiesen werden, dass obligate und fakultative orale Spezies sowohl auf den Stirnflächen der Probanden als auch auf den Mund-Nasen-Schutzmasken aufgefunden werden konnten. Orale Spezies wurden auf 75% der chirurgischen Masken und auf 30 % der Stirnflächen nachgewiesen. Damit lag die Wahrscheinlichkeit für eine positive Besiedlung mit denen aus der

Mundhöhle versprengten Mikroorganismen auf der Mund-Nasen-Schutzmaske um das 2,5 fache höher im Vergleich zur Stirnfläche der Probanden. Obligate orale Bakterien wurden auf der Stirnhaut (n = 4) und auf den Mund-Nasen-Schutzmasken (n = 17) nach der Behandlung gefunden. Die Zusammensetzung der oralen Spezies aus obligat oralen, fakultativ oralen und deren Kombination war auf den Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken weitgehend vergleichbar. Dabei wurden sowohl auf den Stirnflächen als auch auf den Mund-Nasen-Schutzmasken folgende Mikroorganismen aufgefunden: *Staphylococcus epidermidis*, *Staphylococcus capitis*, *Streptococcus oralis*, alpha – hämolysierende *Streptokokken*, *Acinetobacter lwoffii* und *Staphylococcus hominis*. Auf 2 (3 %) Stirnflächen konnten bereits vor der Behandlung obligat den Mundhöhlenspezies zuzuordnende Mikroorganismen aufgefunden werden. Weiter konnten vor und nach der Behandlung Mikroorganismen aus anderen Körperregionen (*Staphylococcus saprophyticus*) auf den Stirnflächen aufgefunden werden. Auf den Mund-Nasen-Schutzmasken wurden nach der Behandlung auf einer Probe eine *Clostridium* Spezies (obligat anaerob), auf einer anderen Probe *Escherichia coli* (fakultativ anaerob), auf jeweils einer Probe *Staphylococcus haemolyticus* und *Leclercia adecarboxylata* und auf weiteren 4 Proben *Staphylococcus saprophyticus* identifiziert. *Staphylococcus aureus* wurden auf 4 Stirnflächen vor, auf 3 Stirnflächen nach der Behandlung und auf 3 Mund- Nasen-Schutzmasken aufgefunden. Ein *Methicillin-resistenter S. aureus* (MRSA) Nachweis konnte für keinen der aufgefundenen *S. aureus* erbracht werden.

Es wird vermutet, dass natürliche Abwehrmechanismen der Haut eine Neubesiedlung behindern oder einzelne Mikroorganismen nach erfolgter Kontamination eliminieren. Um sowohl das Risikopotenzial im Hinblick auf die Möglichkeit einer bakteriellen und viralen Kontamination besser abschätzen zu können und um konkrete Handlungsanweisungen zu formulieren, müssen zu der behandelten Fragestellung weitere Studien durchgeführt werden. Dabei könnte z.B. die Verbreitungsgefahr einer auf der Stirn bestehenden bakteriellen oder viralen Kontamination in die Augen durch Schwitzen untersucht werden.

Die Ergebnisse dieser Pilotstudie bestätigen, dass Aerosol- und Flüssigkeitstropfen freisetzende zahnmedizinisch therapeutische Maßnahmen ein Kontaminationsrisiko für die ungeschützten Hautareale und die Mund-Nasen-Schutzmaske des Behandlungsteams darstellen. Gesichtsschutzschilde können die Übertragung von Tröpfchen reduzieren, aber Aerosole nicht einschränken, da diese in den Luftströmungen transportiert werden. Es wird empfohlen, dass die ungeschützte Stirnfläche bei der persönlichen Hygiene, z.B. durch die Nutzung desinfizierender Präparate, die für die Anwendung auf der Gesichtshaut geeignet sind, stärkere Berücksichtigung finden. Die chirurgische Mund-Nasen-Schutzmaske sollte nach jedem Patienten gewechselt werden. Auch das Herabziehen der Mund-Nasen-Schutzmaske unter Berührung der Außenflächen der Schutzmaske, z.B. in Behandlungspausen ohne anstehenden Patientenwechsel, ist zu unterlassen.

1.2 English summary

Determination of the microbial contamination of the unprotected facial regions and the dental oro-nasal protective mask

In dentistry, the horizontal and vertical transmission of microorganisms poses a risk to both patients and medical staff. In recent years and the current pandemic, the widespread use of protective clothing has addressed this issue. Generally, accepted rules exist for body clothing, gloves and protective eyewear. In addition, the mouth-nose protective mask blocks the infections via the respiratory tract. In the regular dental treatment process, however, individual skin areas of the medical staff are not fully covered. These are typically the forearm regions and the forehead. While forearms are cleaned several times a day as part of hand disinfection, the forehead remains unconsidered. The objective of the pilot study presented was to determine the microbial contamination of the forehead surfaces of dentists with species originating from the oral cavity and to compare the microbial contamination of the unprotected forehead surface and the dental mouth-nose protective mask caused by oral species. For this purpose, qualitative and quantitative detection of germs dispersed by aerosol and liquid droplets from the oral cavity onto the skin of the forehead surfaces and the oral-nasal protective masks were carried out. For the study, typical aerosol-producing, conservative and periodontal therapy steps were investigated at the Clinic for Dental Preservation, Periodontology and Preventive Dentistry of Saarland University Hospital. Prior to treatment, swabs were taken from the dentists' foreheads using a sterile nylon flock fibre swab. This procedure was repeated 60-90 minutes after the start of treatment. The germs obtained from the forehead swab were then spread onto a trypticase soy agar plate (TSA plate) and a Columbia agar plate respectively, which were cultured under both aerobic and anaerobic conditions, using a three-eye smear. In order to compare the contamination of the oral-nasal protective masks in comparison to the frontal surfaces after therapy, the germ-populated outer surfaces of the surgical oral-nasal protective masks worn by the respective test person during treatment were also brought into direct contact with a TSA plate and a Columbia agar plate after 60 - 90 minutes of treatment. These were again cultured aerobically and anaerobically for 48 hours at $36^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$. After cultivation, optically distinguishable phenotypes were identified by time-of-flight mass spectrometry (MALDI TOF - MS). Obligate and facultative oral species were found on the forehead of the test persons as well as on the surgical face masks masks. Oral species were detected on 75% of the surgical masks and on 30% of the forehead surfaces. Thus, the probability of positive colonization with microorganisms dispersed from the oral cavity was 2.5 times higher on the oral-nasal protective mask compared to the forehead surface of the dental masks. Obligate oral bacteria were found on the forehead skin ($n = 4$) and on the mouth-nose protective masks ($n = 17$) after treatment. The oral species composition of obligate oral, facultative oral, and their combination was largely comparable

on the forehead surfaces and oral-nasal protective masks. The following microorganisms were found on both the forehead surfaces and the oral-nasal protective masks: *Staphylococcus epidermidis*, *Staphylococcus capitis*, *Streptococcus oralis*, *alpha - hemolytic streptococci*, *Acinetobacter lwoffii*, and *Staphylococcus hominis*. On 2 (3 %) forehead surfaces, microorganisms obligatory associated with the oral cavity species could already be found before treatment. Furthermore, microorganisms from other body regions (*Staphylococcus saprophyticus*) were found on the forehead surfaces before and after treatment. On the mouth-nose masks after treatment, a *Clostridium species* (obligate anaerobic) was identified on one sample, *Escherichia coli* (facultative anaerobic) on another sample, *Staphylococcus haemolyticus* and *Leclercia adecarboxylata* on one sample each, and *Staphylococcus saprophyticus* on a further 4 samples. *Staphylococcus aureus* was found on 4 forehead surfaces before treatment, on 3 forehead surfaces after treatment, and on 3 oral-nasal masks. *Methicillin-resistant S. aureus* (MRSA) detection was not detected for any of the *S. aureus* encountered.

It is assumed that natural defense mechanisms of the skin prevent recolonization or eliminate individual microorganisms after contamination. In order to be able to better assess the risk potential with regard to the possibility of bacterial and viral contamination and to formulate concrete instructions for action, further studies must be carried out on the issue addressed. For example, the risk of spreading bacterial or viral contamination existing on the forehead into the eyes through sweating could be investigated.

The results of this pilot study confirm that aerosol and liquid droplet-releasing dental therapeutic procedures pose a contamination risk to the unprotected skin areas and the mouth-nose protective mask of dental professionals. Face shields can reduce droplet transmission but cannot limit aerosols as they are transported in air currents. It is recommended that greater consideration be given to the unprotected frontal surface in personal hygiene, e.g., through the use of disinfectant preparations suitable for use on facial skin. The surgical protective mouth-nose mask should be changed after each patient. Pulling down the mouth-nose-protective mask while touching the outer surfaces of the protective mask, e.g. during treatment breaks without a pending patient change, should also be refrained from.

2 Einleitung

2.1 Literaturübersicht

2.1.1 Übertragung von Keimen in der zahnärztlichen Praxis

Das zahnmedizinische Personal arbeitet in unmittelbarer Nähe der mit zahlreichen Keimen besiedelten Mundhöhle der Patienten. Diese Flora kann durch direkten Kontakt über die Hände, als auch indirekt über die Luft oder Flüssigkeitstropfen übertragen werden (Leggat, et al., 2001; Rautemaa, et al., 2006; Volgenat & de Soest, 2018; Gund, et al., 2020). Dabei handelt es sich nicht ausschließlich um obligate orale Spezies. In der Mundhöhle von 86,7 % der untersuchten Patienten wurden fakultative orale Spezies aufgefunden, die durch aerosolproduzierende Therapiemaßnahmen übertragen werden könnten (Martins dos Santos, et al. 2014). Für das zahnmedizinische Personal kann diese orale Flora der Patienten pathogen sein (Leggat, et al., 2001; Singh, et al., 2016). Bei typischen Therapieschritten in der zahnärztlichen Praxis entstehen Aerosole und Flüssigkeitstropfen, die sich auf das Behandlungsumfeld, wie Behandlungsstuhl und Arbeitsflächen, sowie auf das Behandlungsteam und die Schutzbekleidung niederschlagen können (Grenier, 1995; Singh, et al., 2016). Das Aerosol und die Flüssigkeitstropfen bilden ein potentes Transportmedium für die Übertragung unterschiedlicher pathogener und nichtpathogener Bakterien und Viren des Patienten und stellt damit eine potenzielle Gefahr für die Gesundheit des zahnmedizinischen Personals, die Kontamination der Umgebung der Behandlungseinheit und damit auch für nachfolgende Patienten dar (Grenier et al., 1995; Singh, et al., 2016; Zemouri, et al., 2017; Volgenat & de Soest, 2018; Polednik, 2021). In einer Studie konnten große Mengen Gram-positiver Streptokokken und Staphylokokken von einem Agarmedium isoliert werden, welches während der Behandlung in einem Abstand von 40 cm vom Patienten ausgelegt wurde (Singh, et al., 2016). Als Therapieverfahren wurde dabei die Entfernung von Zahnstein mit Ultraschall, eine häufig von Zahnmedizinern selbst und auch von zahnmedizinischer Fachassistenz vorgenommene Tätigkeit, durchgeführt (Singh, et al., 2016). In zahnärztlichen Behandlungseinrichtungen konnte ebenfalls eine Zunahme der Keimbelastung in der Raumluft nachgewiesen werden (Al Maghlouth, et al., 2007; Sawhney, et al., 2015; Singh, et al., 2016; Polednik, 2021). Aerosole sind im Nahbereich konzentrierter und können sich jedoch in einem Raum ausbreiten und ansammeln, was zu einer Exposition sowohl im Nah- als auch im Fernbereich führt (The National Academies of Science; 2020). Die räumliche Ausdehnung des bei der Behandlung entstandenen Aerosols konnte in großen Behandlungsräumen in einer Entfernung zwischen drei und elf Metern vom Behandlungsplatz entfernt gezeigt werden (Grenier, et al., 1995; Ionescu, et al. 2020). Dabei wurde die maximale Keimbelastung der Luft bei der Anwendung von Ultraschallgeräten festgestellt (Grenier, et al., 1995; Ionescu, et al. 2020).

Diese Keimbelastung erhöht sich in großen, mit mehreren Behandlungsstühlen ausgestatteten Behandlungsräumen während der Behandlung um das Fünffache (Al Maghouth, et al., 2007). Ein Rückgang der bakteriellen Belastung in der Raumluft wurde erst mehrere Stunden nach Beendigung der Behandlung nachwiesen (Al Maghouth, et al., 2007). Aktuelle Untersuchungen haben ergeben, dass die durch Aerosole verursachte Keimbelastung der unmittelbaren Behandlungsumgebung, ca. 80 cm entfernt vom Kopf des Patienten, deutlich erhöht ist (Zemouri, et al., 2020). Dabei wurde *Staphylococcus epidermidis* mit einem Anteil von 37,1 % der luftbelastenden Keime aufgefunden (Al Maghouth, et al., 2007). Durch die Anwendung eines Luftreinigungssystems ist es jedoch möglich die Keimbelastung in der Umgebungsluft signifikant zu reduzieren (Hallier, et al., 2010).

Die Konzentration und Verteilung der Kontamination des Behandlungsumfeldes, auf den Gesichtsflächen des Behandlungsteams und der Schutzbekleidung wurde am Simulationsmodell dargestellt (Veena, et al., 2015). Dabei wurde als Behandlungsmaßnahme die Kontamination durch das Scaling mit Ultraschallgeräten untersucht, weil dabei eine besonders große Menge an belasteten Aerosolen zu erwarten war. Die höchste Kontaminationsdichte wurde im Bereich des rechten Armes des zahnärztlichen Personals und des linken Armes der Assistenz festgestellt. Diese Regionen befinden sich am nächsten zur Mundhöhle des Patienten und sind typischerweise nicht von einer Schutzkleidung bedeckt (Veena, et al., 2015). Selbst auf der Innenseite der Mund-Nasen-Schutzmaske konnte der zur Simulation genutzte Fluoreszenzfarbstoff nachgewiesen werden (Veena, et al., 2015). In dieser Studie kam eine Geringvolumenabsaugung zur Anwendung, die typischerweise ca. einen Liter Luft je Minute ansaugt (Veena, et al., 2015). Durch weitere Studien wurde nachgewiesen, dass bei der Anwendung einer Hochvolumenabsaugung die Kontamination des Behandlungsteams deutlich reduziert werden kann (Reitemeier, et al., 2010; Rupf, et al., 2015). Die Anwendung von Kofferdam führt zusätzlich zu einer Reduktion der Kontamination mit feinen und ultrafeinen Partikeln (Rupf, et al., 2015). Betrachtet man den alters-, visus- und erfahrungsbedingten Arbeitsabstand zwischen Gesicht des Behandlers und Arbeitsbereich, welcher bei ca. 25-33 cm liegt (Burton & Bridgman, 1990), ist die mikrobiologische Kontamination des Gesichtes und der Mund-Nasen-Schutzmaske durch Aerosole und Flüssigkeitsspritzer unvermeidbar (Burton, et al., 1990).

Die Verteilung der in das Gesicht des Behandlers gelangten Flüssigkeitsspritzer wurde ebenfalls in einer Studie analysiert (Najatidenes, et al., 2013). Dabei konnte festgestellt werden, dass die Hauptbelastung im Bereich der Nase und im medianen Augenwinkel stattfindet (Najatidenes, et al., 2013). Ein Vergleich der mikrobiellen Besiedlung der Mund-Nasen-Schutzmaske, der Schutzbrille, der Bekleidung und dem bekleideten Unterarm des Behandlers vor und nach Behandlung erbrachte, dass behandlungsbedingt ein signifikanter Anstieg der Kontaminationsdichte entsteht (Watanabe, et al., 2018). Selbst auf den Kontaktlinsen des Behandlungsteams konnten, trotz Tragen einer Schutzbrille, durch Aerosol versprengte Mikroorganismen aus der Mundhöhle nachgewiesen werden (Afzha, et al., 2016). In der zahnärztlichen Praxis existieren mehrere Übertragungswege von Krankheitserregern. Dabei kann es zur Übertragung von Keimen vom medizinischen Personal auf den Patienten und

umgekehrt kommen (Sklansky, et al., 2014). Bereits bei der üblichen Begrüßung durch Handschlag, als fest etablierte soziale Norm, werden Keime in beide Richtungen übertragen (Sklansky, et al., 2014). In einer weiteren Pilotstudie konnte nachgewiesen werden, dass eine indirekte Übertragung von Mikroorganismen vom kontaminierten Mundschutz über die Hand der Zahnmediziner von einem Patienten auf den anderen Patienten stattfinden kann (Gund, et al., 2020).

Durch Aktionen wie „Lächeln statt Handschlag“ soll dieser traditionellen Begrüßung in medizinischen Einrichtungen mit Alternativen begegnet werden (Sklansky, et al., 2014). Während der aktuellen COVID-19 Pandemie wurde die Begrüßung Mittels Handschlag aus den medizinischen Einrichtungen und aus dem Alltag verdrängt und teilweise durch neue Rituale ersetzt (Matschke & Rieger, 2020).

Im Verlauf der Behandlung entstehen direkte Kontakte mit der Hautoberfläche, der Mundschleimhaut und Körperflüssigkeiten, wie Speichel und Blut, des Patienten. Dabei kommt es zur Übertragung von apathogenen, fakultativ pathogenen und obligat pathogenen Keimen vom Patienten auf das Behandlungsteam (Volgenant & Soest, 2018).

Um eine direkte und indirekte Übertragung von Keimen auf die Haut, die Schleimhäute und den Respirationstrakt zu vermeiden, ist das Tragen einer Arbeitsschutzbekleidung während der zahnärztlichen Behandlung obligat (Jatzwauk, et al. 2020). Durch die bei der Behandlung entstehenden Aerosole und Tröpfchen werden Wasser-, Speichel- und Blutspritzer unter anderem auf das Gesicht des Behandlungsteams versprengt. (Nejatidanesh, et al., 2013). Dadurch entsteht eine direkte Übertragung von Mikroorganismen aus der Mundhöhle des Patienten beim Arbeiten mit hochfrequenten rotierenden Instrumenten und Ultraschallgeräten, die zur Bildung von Aerosolen und zur Versprengung von Blut- und Speicheltropfen führen (Rautemaa, et al., 2006; Ionescu, et al. 2020). Dabei konnte auch die Kontamination mit multiresistenten Erregern (MRE) in der Umgebung der Behandlungseinheit festgestellt werden und deren Übertragung von dort auf Patienten (Kurita, et al., 2006). Bei dem Aerosol handelt es sich um Suspensionen fester oder flüssiger Partikel mit einer maximalen Teilchengröße $< 50 \mu\text{m}$ (Veena, et al., 2015). Die Behandlungen mit Ultraschallgeräten führen zu einer besonders hohen Belastung der Umgebungsluft mit durch Aerosole transportierte Mikroorganismen (Singh, et al., 2016). In einem Review konnten 38 mikrobielle Spezies in der Umgebungsluft von Zahnarztpraxen identifiziert werden (Zemouri, et al., 2017).

Die Vermutung, dass SARS-CoV-2 Viren ebenfalls über Aerosole übertragen werden können, ist naheliegend (Ge, et al., 2020). Deshalb müssen bei der zahnmedizinischen Behandlung alle aerosolproduzierenden Behandlungsmaßnahmen als Hochrisikoeinstellungen angesehen werden, da hier eine aerosolbedingte Übertragung von SARS-CoV-2 Viren vom Patienten auf das Behandlungsteam und die Umgebung möglich ist (Ge, et al., 2020). Das Aerosol enthält SARS-CoV-2 Viren, welche stundenlang in der Luft schweben und viele Meter von der Quelle entfernt transportiert werden können (The National Academies of Science; 2020). Dabei wurde eine Überlebensfähigkeit des SARS-CoV-2, wenn auch mit reduziert infektiösem Titer, von mindestens drei Stunden festgestellt (Koletsis, et al. 2020). Auch im Speichel von infizierten Patienten konnte SARS-CoV-2 nachgewiesen werden (Azzi, et al., 2020). Das

zahnmedizinische Personal ist bei spraynebelproduzierenden Behandlungen nicht nur dem mit Bakterien und Viren kontaminierten Aerosolen einer Größe $< 50 \mu\text{m}$ ausgesetzt, sondern erfährt durch den geringen Arbeitsabstand weitere Belastungen über deutlich größere Tropfen (Wenzhao, et al., 2020). Die zur Risikominimierung empfohlenen Schutzmaßnahmen verhindern die Aufnahme der über das Aerosol und Tröpfchen übertragenen SARS-CoV-2 Viren über die Atemwege, sowie die Kontaminationsgefahr der unbedeckten Haut- und Haarareale des Behandlungsteams (Jatzwauk, et al., 2020; Al-Nawas, et al. 2020). Eine der wirksamsten Maßnahmen zur Verhinderung der Aerosolverteilung ist die Hochvolumenabsaugung und eine gut trainierte Absaugtechnik, die 2/3 des Spraynebels reduzieren kann (Reitemeier, et al., 2010; Rupf, et al., 2015; Nagraj, et al., 2020).

2.1.2 Ursachen nosokomialer Infektionen

Unter nosokomialen Infektionen versteht man eine Infektion mit lokalen oder systemischen Infektionszeichen als Reaktion auf das Vorhandensein von Erregern oder ihrer Toxine, die im zeitlichen Zusammenhang mit einer stationären oder ambulanten medizinischen Maßnahme stehen (Geffers, et al., 2002, Gastmeier, et al. 2010). Laut Definition dürfen keine Hinweise darauf bestehen, dass die Infektion bereits bei Aufnahme in die medizinische Einrichtung bestand oder sich in der Inkubationsphase befand (Geffers, et al., 2002, Gastmeier, et al. 2010). Nosokomiale Infektionen haben einen signifikanten Einfluss auf die Qualität der medizinischen Versorgung der Patienten und stellen deshalb ein ernstzunehmendes Problem dar (Geffers, et al., 2002). In medizinischen Einrichtungen erworbene Infektionen sind nicht nur belastend für den Patienten, sondern führen durch verlängerte Behandlungszeiten und aufwendigere Behandlungen zur Allokation dafür nicht vorgesehener Mittel (Geffers, et al., 2011). Die Anzahl der nosokomialen Infektionen in Deutschland liegt jährlich bei 400.000 – 600.000, von denen 80.000 – 180.000 vermeidbar gewesen wären. (Gastmaier, et al., 2010; Gastmaier, et al., 2016). Daraus resultieren 6.000 – 15.000 Todesfälle pro Jahr, die durch nosokomiale Infektionen verursacht werden (Gastmaier, et al., 2016). Bei 30.000 – 35.000 Patienten mit nosokomialen Infektionen wird diese durch multiresistente Erreger (MRE) verursacht. Hier liegt die Todesrate nach Schätzungen bei 1.000 – 4.000 Patienten im Jahr (Gastmaier, et al., 2016). Als Ursachen für nosokomiale Infektionen sind Patienten-, Umwelt-, Technologie- und menschliche Faktoren identifiziert (Geffers, et al., 2002). Die Herkunft der nosokomialen Keime wird mit 1/3 exogener und zu 2/3 endogener Natur beziffert. Bei den endogenen Keimen handelt es sich um körpereigene Mikroorganismen des Patienten, die a) primär endogen, d.h. zur normalen Flora des Patienten gehören oder b) sekundär endogen, d.h. im Laufe des Aufenthaltes in der medizinischen Einrichtung zu einem Teil der patienteneigenen Flora wurden (Geffers, et al., 2002; Gastmeier, et al. 2010). Bei exogenen Keimen handelt es sich um Mikroorganismen aus der unbelebten Umwelt wie Luft, Wasser, kontaminierte Nahrung oder medizinische Hilfsmittel und Gerätschaften und von anderen Keimträgern

(Geffers, et al., 2002; Gastmeier, et al. 2010). Den Studienergebnissen zufolge sind 15 % - 38 % der nosokomialen Infektionen exogener Herkunft, wobei der Nachweis einer Keimübertragung zwischen Patienten als erwiesen angesehen wird, wenn der Keim bei beiden Patienten genotypisch nachgewiesen werden konnte und der Erreger zur gleichen Zeit in der gleichen Einrichtung vorkam (Gastmaier, et al., 2010).

Als patientenbedingte Risikofaktoren gelten krankheitsbedingte Einschränkungen, wie zum Beispiel eine Immunsuppression, die das Risiko für eine Krankenhausinfektion steigern (Geffers, et al., 2002; Gastmaier, et al., 2010). Von Umweltfaktoren spricht man, wenn die Umgebung des Patienten die Ausbreitung von nosokomialen Infektionen fördert, wie z.B. in Krankenhäusern, wo durch die Nähe zu anderen Patienten und kontaminierten Nahrungsmitteln die Ausbreitung begünstigt werden kann (Geffers, et al., 2002). Unter technischen Faktoren versteht man medizinische Gerätschaften, die zur Überwachung- und Patientenpflege angewendet werden und gleichzeitig als Eintrittspforte für Infektionserreger dienen können. Als menschlicher Faktor ist das medizinische Personal anzusehen, welches bei Nichtbeachtung von Hygienemaßnahmen zur Übertragung von Keimen zwischen den Patienten beitragen kann (Geffers, et al., 2002). Dabei kann der Übertragungsweg der pathogenen Keime vom Patienten zum Behandler und vom Behandler zu einem anderen Patienten verlaufen (Geffers, et al., 2002; Gastmeier, et al., 2010). Bei durch nosokomiale Infektionen verursachten Pneumonien finden sich hauptsächlich *S. aureus* (18 %), *Pseudomonas aeruginosa* (12 %) und *Klebsiella spp.* (9 %). Bei einer durch eine nosokomiale Infektion verursachte, Katheter-assoziierte Sepsis findet man koagulasenegative Staphylocokken (29 %), *S. aureus* (18 %) und *Enterokokken* (11 %). Nosokomiale Harnwegsinfektionen entstehen durch Infektionen mit *Escherichia coli* (24 %), Enterokokken (22 %) und *P. aeruginosa* (11 %). Bei Wundinfektionen findet man je nach Operationsgebiet unterschiedliche Erreger. Hauptsächlich sind es hier der *S. aureus* (31 %), *E. coli* (14 %) und *Enterokokken* (12 %) (Geffers, et al., 2002).

Auch wenn die Anzahl der Patienten mit durch multiresistente Erreger (MRE) verursachten nosokomiale Infektionen im Vergleich zu Gesamtzahl der nosokomialen Infektionen gering ist, so wird hier ein Ansteigen der durch MRE verursachten Infektionszahlen beobachtet (Geffers, et al., 2011). Unter dem Begriff multiresistente Erreger werden zusammengefasst: Der Methicillin-resistente *Staphylococcus aureus* (MRSA), Vancomycin-resistente *Enterokokken* (VRE) und multiresistente Gram negative Erreger (MRGN) (Gastmaier, et al., 2016). Die MRGN-Keime werden weiter unterteilt in MRGN 3 und MRGN 4. Diese Unterteilung erfolgt nach Resistenzlagen gegen drei oder vier Antibiotikagruppen (Robert-Koch-Institut, 2019). Eine Behandlung dieser durch MRE verursachten Infektionen ist aufgrund der Resistenz gegen mehrere Antibiotikagruppen besonders schwierig und aufwändig.

Die genaue Anzahl der ambulant erworbenen nosokomialen Infektionen ist nicht zu ermitteln, weil sich nicht jeder Patient mit einer Infektion bei einem Arzt vorstellt (Gastmaier, et al., 2016).

Im Rahmen einer ambulanten zahnmedizinischen Behandlung können ebenfalls multiresistente Erreger übertragen werden. Der Nachweis konnte erbracht werden, dass eine Übertragung von MRE von der Oberfläche der Behandlungseinrichtung auf Patienten erfolgen kann (Kurita, et al., 2006).

Nosokomiale Infektionen durch obligat anaerobe Keime wurden ebenfalls festgestellt. Hier ist in erster Linie *Clostridium difficile* zu nennen (KRINKO, 2019). Zur Vermeidung von nosokomialen Infektionen ist als wichtigste Einzelmaßnahme die Händedesinfektion anzuführen (Geffers, et al., 2002; Fluent, 2013; Peng, et al., 2020). Es konnte nachgewiesen werden, dass nur bei 55 % der Tätigkeiten, in denen eine hygienische Händedesinfektion durchgeführt werden sollte, auch entsprechend gehandelt wurde (Geffers, et al., 2002). Die Reduktion von Infektionen durch die strikte und effektive Anwendung von Hygienemaßnahmen konnte selbst in häuslicher Umgebung nachgewiesen werden (Bloomfield, et al., 2008).

Weitere Maßnahmen zur Vermeidung sind der Einsatz einer ausreichenden Anzahl von qualifiziertem Hygienepersonal, geeignete Maßnahmen des Qualitätsmanagements, die Umsetzung von wissenschaftlich begründeten Standards und Leitlinien, die Isolierung von Patienten mit übertragbaren Krankheiten, die Kontrolle und Restriktion der Antibiotikaaanwendung sowie Reinigung, Desinfektion und Sterilisation von Instrumenten, Geräten und der Umgebung der Patienten und die Einführung von geeigneten Systemen zur Luft- und Wasserversorgung (Geffers, et al., 2002).

2.1.3 Infektionsprävention in der Zahnheilkunde

Der Hygieneleitfaden des Deutschen Arbeitskreises für Hygiene in der Zahnmedizin (DAHZ), der in Zusammenarbeit mit der Arbeitsgruppe Zahnmedizin der Deutschen Gesellschaft für Krankenhaushygiene (DGHK) entsteht, beschreibt die in der Zahnmedizin anzuwendenden Maßnahmen zur Vermeidung der Übertragung von Infektionen zwischen Patienten und Behandlungsteam. Dabei werden Hygienemaßnahmen für alle Arbeitsbereiche der Zahnmedizin beschrieben (; Jatzwauk, et al., 2020). Die Verantwortung für den Infektionsschutz in der zahnärztlichen Praxis trägt immer eine Person mit einer zahnärztlichen Approbation, welche das Hygieneregime regelmäßig überprüft und es nach dem aktuellen Stand der Wissenschaft und den Regelwerken entsprechend anpassen muss. Die Regelung erfolgt durch eine Vielzahl von Gesetzen, Verordnungen, Richtlinien und Normen. Besondere Bedeutung haben dabei das Arbeitsschutzgesetz (ArbSchG), die Biostoffverordnung (BioStoffV), das Infektionsschutzgesetz (IfSG), das Medizinproduktegesetz (MPG) mit der Medizinprodukte-Betreiberverordnung (MPBetreibV), die Empfehlungen der Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention beim Robert-Koch-Institut und die Vorschriften der Berufsgenossenschaften. Dabei ist es möglich Hygienemaßnahmen an qualifiziertes Personal zu delegieren (Jatzwauk, et al., 2020). Arbeitsverfahren und technische Schutzmaßnahmen sind so zu gestalten, dass biologische Arbeitsstoffe am Arbeitsplatz nach Möglichkeit gar nicht freigesetzt werden (Jatzwauk, et al., 2020).

Dies ist bei der zahnmedizinischen Behandlung, insbesondere bei der Verwendung von wasserführenden rotierenden Instrumenten oder Ultraschallgeräten, nicht realisierbar (Grenier 1995; Singh et al. 2016;). Deshalb sollte die Kontamination des Behandlungsteams und der Umgebung, verursacht durch Aerosole und Flüssigkeitstropfen, bereits vor deren Entstehung verhindert oder zumindest bestmöglich reduziert werden (Reitemeier et al., 2010; Jatzwauk, et al., 2020).

Die Richtlinien des Robert-Koch-Institutes betonen, dass Infektionsrisiken durch Methoden der Arbeitssystematik entscheidend verringert werden können. Dazu gehören die Grundregeln der Nichtkontamination. Diese umfassen eine Berührungs- und Greifdisziplin, die sorgfältige Anamnese des Patienten vor der Behandlung, um vom Patienten ausgehende infektionsrelevante Risiken zu erfassen, geeignete Absaug- und Haltetechniken zur Verringerung der keim- und schadstoffhaltigen Aerosolwolke, Verwendung einer Schutzbekleidung, unfallsicheres Entsorgen von benutzten Einmalinstrumenten durch geeignete Abfall- und Entsorgungsbehältnisse, ggf. die Anwendung eines Spanngummis und die Vermeidung von Berührungen der Bedienteile an der Ausrüstung (Peng, et al., 2020; Jatzwauk, et al., 2020). Durch die Anwendung von Mundhöhlen-Antiseptika kommt es zu einer Reduktion der Keimbelastung des Speichels und der Mundschleimhaut (Jatzwauk, et al., 2020). Die Effektivität der Anwendung einer Mundspülung vor der Behandlung, mit z.B. Chlorhexidin (0,2 %) oder Octenidin (0,1 %), konnte nachgewiesen werden (Sawhney, et al., 2015). Zur Reduktion der Speichelbelastung mit SARS-CoV-2 Viren wurde zu Beginn der Pandemie eine antivirale Spülung mit einer 1 % Wasserstoffperoxidlösung, 0,2% Povidon Iod oder Octenidin empfohlen (Peng, et al., 2020, Jatzwauk, et al., 2020). Neue in vitro Studien zeigen, dass die viralen Infektiosität von SARS-CoV-2 durch die Anwendung von Mundspüllösungen Dequonal, Iso- Betadine mouthwash 1,0 % und Listerine Cool Mint deutlich reduziert werden kann (Meister, et al. 2020). Gleichzeitig konnte in dieser Studie allerdings gezeigt werden, dass die antivirale Wirkung von Chlorhexidin D- Gluconat und Wasserstoffperoxid im Zusammenhang SARS-CoV-2 als deutlich geringer eingestuft werden muss (Meister, et al. 2020). Eine Kombination von antibakterieller Mundspüllösung vor der Behandlung und eine Hochvolumenabsaugung während der Behandlung führen zu einer signifikanten Reduktion der Bakterienbelastung des Aerosols (Narayana, et al., 2016; Kumbargere, et al., 2020). Die wichtigsten „Instrumente“ bei der zahnärztlichen Behandlung sind die Hände des Praxisteam. Deshalb hat die zur Infektionsprophylaxe durchzuführende vorschriftmäßigen Händedesinfektion eine bedeutende Rolle (Fluent, 2013; KRINKO, 2016; Jatzwauk, et al., 2020). Die Ereigniskette, die zur Übertragung von Krankheitserregern über die Hände des Personals führt, beginnt mit der Aufnahme mikrobieller Keime des Patienten oder die seiner direkten Umgebung (Fluent, 2013; Chowdhury, et al. 2018). Diese aufgenommenen Erreger gelangen über die Hände des Personals überall dorthin, wo diese Mitarbeiter tätig sind (KRINKO, 2016; Jatzwauk, et al., 2020). Die Reinigung der Hände mit einem Flüssigwaschpräparat muss vor und nach Arbeitsbeginn und bei sichtbarer Verschmutzung erfolgen. Dazu ist jegliche Art von Finger- und Armschmuck, wie z.B. Ringe und Armbanduhren, abzulegen (KRINKO, 2016; Jatzwauk, et al., 2020). Die Haut der Hände mit Ringen zeigte in Untersuchungen eine

deutliche Mehrbelastung an Bakterien und Pilzen als diejenigen Stellen, die keinen Schmuck trugen (Naeem, et al., 2015). Die WHO-Empfehlung beschreibt mit den „Five Moments of Hand Hygiene“ Maßnahmen, die im Umgang mit Patienten anzuwenden sind. Dabei wird die Händedesinfektion vor dem Patientenkontakt, vor aseptischen Tätigkeiten, nach Kontakt mit potenziell infektiösem Material, nach Patientenkontakt und nach Kontakt mit der direkten Patientenumgebung durchgeführt (KRINKO, 2016). Zusätzlich wird empfohlen, dass nach der Behandlung von Patienten mit einer SARS-CoV-2/ COVID 19 Infektion nach dem Ablegen der Schutzhandschuhe eine Händedesinfektion mit einem mindestens begrenzt viruzid wirkendem Händedesinfektionsmittel vorgenommen wird (RKI, 2020). Eine chirurgische Händedesinfektion ist vor umfangreichen chirurgischen Eingriffen mit anschließend speicheldichtem Wundverschluss durchzuführen und betrifft das direkt am Patienten tätige chirurgische Behandlungsteam (KRINKO, 2016; Jatzwauk, et al. 2020). Die Effektivität der Händedesinfektion wird, neben der Ausführung (Menge, Einreibetechnik und -dauer), auch durch die Wirksamkeit des eingesetzten Desinfektionsmittels bestimmt. Die Zusammensetzung des Händedesinfektionsmittels aus Wirk- und Hilfsstoffen bestimmt seine Wirksamkeit. Ethanol, n-Propanol und Isopropanol sind die Wirkstoffe der Wahl zur Händedesinfektion. Diese werden teilweise als Einzelwirkstoffe, häufiger jedoch in Kombination eingesetzt. Sie bestehen aus einwertigen, aliphatischen, kurzkettigen Alkoholen, zeichnen sich durch gute lokale Verträglichkeit und fehlende sensibilisierende Potenz aus. Bei ihnen wurden bisher weder Mutagenität, Teratogenität oder Kanzerogenität nachgewiesen (RKI, 2016; RKI, 2020). Die Wirkung beruht auf der unspezifischen Denaturierung von Proteinen und dem dadurch bedingten Einfluss auf die Membranen der Mikroorganismen. Damit wird eine schnelle und breite Wirkung gegen eine Reihe von Mikroorganismen erzielt, wobei die erforderliche Einwirkzeit von der Art der Erreger abhängt. Aufgrund des Wirkungsmechanismus ist keine Resistenzentwicklung zu erwarten oder bekannt. Die schnelle Lufttrocknung nach der Händedesinfektion trägt zum Anwendungskomfort bei. Diese alkoholischen Einreibepreparate sind eines der Kernelemente zur Vermeidung nosokomialer Infektionen (RKI, 2016). Die aktuelle Info-Kampagne „Von 0 auf sicher in 30 Sekunden“ an der Medizinische Fakultät des Universitätsklinikums des Saarlandes, initiiert durch das Institut für Medizinische Mikrobiologie und Hygiene, soll das Personal auf die richtige Durchführung und den richtigen Zeitpunkt der Händedesinfektion hinweisen. Durch die Verwendung von Handschuhen verringert sich das Kontaminationsrisiko für das zahnärztliche Behandlungsteam (AWMF, 2017; KRINKO, 2016). Dabei sind folgende Regeln zu beachten: vor dem Anlegen und nach dem Ausziehen der Handschuhe ist eine hygienische Händedesinfektion notwendig (Jatzwauk, et al., 2020). Der Handschuhwechsel zwischen der Behandlung unterschiedlicher Patienten ist obligatorisch, beschädigte Handschuhe sind zu tauschen und der Schutzhandschuh ist nach 60 Minuten Behandlungszeit zu wechseln (Jatzwauk, et al., 2020). Schutzhandschuhe sollten nicht mit feuchten Händen angezogen werden und bei Reinigungs- und Entsorgungstätigkeiten sind Handschuhe zu tragen (AWMF, 2017; KRINKO, 2016). Schutzhandschuhe sollten der DIN 455 und EN 374 entsprechen und sind bevorzugt aus Nitril zu verwenden, weil diese kein allergenes Potential aufweisen und

unempfindlicher gegenüber Materialien im zahnmedizinischen Bereich sind (Jatzwauk, et al., 2020). Wenn Latexhandschuhe getragen werden, sind nicht gepuderte zu verwenden (Jatzwauk, et al., 2020). Zusätzlich gehören zur persönlichen Schutzbekleidung eine nach Hygienerichtlinien aufzubereitende, strapazierfähige Bekleidung mit kurzen Ärmeln, eine Schutzbrille und die Mund-Nasen-Schutzmaske (KRINKO, 2016). Die Arbeitskleidung soll aus einem kurzärmeligen Oberteil und einer Hose bestehen. Dabei sind helle Farben und ein Baumwoll- oder Baumwollmischgewebe zu verwenden (Exner, at al., 2016). Die Bekleidung muss chemo-thermisch oder thermisch desinfizierbar sein (Exner, at al., 2016). Bei Kontamination ist die Arbeitskleidung unmittelbar zu wechseln, ansonsten erfolgt der Wechsel im Zwei-Tages-Rhythmus. Je nach Gefährdungsbeurteilung, z.B. bei der Behandlung von Patienten mit multiresistenten Erregern, ist zusätzlich zur Arbeitskleidung eine Schutzbekleidung zu tragen (Exner, at al., 2016; Jatzwauk, et al., 2020). Der Schutzkittel muss die Vorderseite des Körpers bedecken, strapazierfähig sein und eine Flüssigkeitsdichtigkeit aufweisen. Die Eigenschaften eines Schutzkittels werden durch die DIN EN 14126 festgelegt. In der Regel ist der Schutzkittel ein langärmeliger Kittel mit festen Bündchen. Dabei kommen heutzutage vorwiegend Einmalartikel aus Mikrofasern zum Einsatz (Exner, at al., 2016; Jatzwauk, et al., 2020). Der Wechsel des Schutzkittels erfolgt sofort nach der Behandlung oder nach Abschluss der Tätigkeit am Patienten (Exner, at al., 2016; Jatzwauk, et al., 2020). Die Bereichsbekleidung ist eine meist farblich gekennzeichnete, unsterile Bekleidung, die in bestimmten Arbeitsbereichen getragen wird. Die Bereichsbekleidung wird nicht zwischen den Patienten gewechselt, sodass die Übertragung von Infektionen nicht verhindert wird. Aus arbeitsmedizinischer Sicht zählt die Bereichsbekleidung, unabhängig von der Farbenwahl, zur Arbeitskleidung und nicht zur Schutzbekleidung, weil diese nicht patientenbezogen gewechselt wird (Ruscher, et al., 2015). Bei umfangreichen chirurgischen Eingriffen mit besonderem Risiko für den Patienten, oder bei entsprechender Gefährdungsbeurteilung sollte eine haarundurchlässige und flüssigkeitsabweisende Kopfbedeckung getragen werden. Diese Kopfbedeckung ist als Einmalartikel sofort nach der Behandlung zu entsorgen (Exner, at al., 2016). Zum Personalschutz vor Kontamination mit organischem und infektiösem Material oder zum Protektivschutz des Patienten ist eine medizinische Mund-Nasen-Schutzmaske zu tragen. Diese muss die Nase, den Mund und ggf. den Bart abdecken und mindestens flüssigkeitsundurchlässig sein (FFP 1/ Typ I R) (Popp & Zastrow, 2011; Exner, at al., 2016). Die Mund-Nasen-Schutzmaske ist sofort bei Verschmutzung und Durchfeuchtung zu wechseln, jedoch spätestens nach zweistündigem Gebrauch zu erneuern (Popp & Zastrow, 2011; Exner, at al., 2016; Jatzwauk, et al., 2020). Ein Ab- und Wiederaufsetzen wird nicht empfohlen (Jatzwauk, et al., 2020; Gund, et al. 2020). Nach aktueller Datenlage besteht schon bei der Berührung der Außenflächen einer benutzten Mund-Nasen-Schutzmaske die Gefahr einer Kreuzkontamination mit dort befindlichen Mikroorganismen (Gund, et al. 2020). Zum Schutz der Augen vor Kontamination mit Blut und/oder Speichel, vor Verletzung durch feste Partikel oder chemischen Gefahrenstoffen ist eine Arbeitsschutzbrille zu tragen. Diese sollte einen seitlichen Schutz haben und mittels alkoholischer Flächenreinigungsmittel desinfizierbar sein (Jatzwauk, et al., 2020). Mikrobiell kontaminierte Flächen

und Gegenstände müssen grundsätzlich und regelmäßig desinfiziert und gereinigt werden, wobei eine Wischdesinfektion durchgeführt werden soll (Jatzwauk, et al., 2020). Dazu werden entweder bereits mit dem Desinfektionsmittel fertig getränkte Tücher oder Einmaltücher verwendet, die noch getränkt werden müssen (Jatzwauk, et al., 2020). Abdecktücher dienen dem Schutz der Ausrüstung und von Arbeitsflächen. Sie sind angebracht, wenn Oberflächen, die schwierig zu reinigen und zu desinfizieren sind mit Blut, Speichel oder Pus kontaminiert werden könnten oder wenn der Patient mit Multiresistenten Erregern (MRE) besiedelt ist. Die Abdeckmaterialien sind nach der Behandlung hygienisch zu entsorgen, weil hier hauptsächlich Einmaltücher zur Anwendung kommen (Jatzwauk, et al., 2020). Sterile Abdecktücher sollten bei chirurgischen Eingriffen verwendet werden, bei denen ein speicheldichtem Wundverschluss durchgeführt wird (Jatzwauk, et al., 2020). Durch die aktuellen Regelwerke der Hygienerichtlinien werden hohe personelle, materielle, zeitliche und finanzielle Ansprüche an die zahnärztliche Praxis gestellt.

2.1.4 Spezielle Schutzmaßnahmen im Mund-Nasen-Bereich

Die medizinische Mund-Nasen-Schutzmaske (MNS) ist Bestandteil der persönlichen Schutzausrüstung und soll primär die Verbreitung von Tröpfchen aus dem Nasen-Rachen-Raum des Trägers verhindern (Jatzwauk, et al., 2020; Al-Nawas, et al, 2020).

Gleichzeitig soll die Mund-Nasen-Schutzmaske das Behandlungsteam vor Spritzern mit Körperflüssigkeiten des Patienten schützen (Jatzwauk, et al., 2020; Al-Nawas, et al, 2020).

Die in der zahnärztlichen Praxis getragene medizinische Mund-Nasen-Schutzmaske dient damit dem Kontaminationsschutz des Behandlungsteams, der des Patienten und der von sterilen Instrumenten (Exner, et al., 2017; Popp & Zastrow, 2011; Al-Nawas, et al, 2020). Die Leistungsanforderungen an medizinische Schutzmasken ergeben sich aus der EN 14683, wobei die Leistungsmerkmale folgenderweise eingeteilt sind (Tabelle 1).

Tabelle 1: Leistungsmerkmale medizinische Mund-Nasen-Schutzmaske

Quelle: Popp und Zastrow, 2011

FFP 1 Masken	Typ I	Typ I R	Typ II	Typ II R
Bakterielle Filterleistung	≥ 95 %	≥ 95 %	≥ 98 %	≥ 98 %
Druckdifferenz Pa	< 29,4	< 49,0	< 29,4	< 49,0
Druck des Spritzwiderstandes mm Hg	entfällt	≥ 120	entfällt	≥ 120
Widerstandsfähig gegen Flüssigkeitsspritzer		ja		ja

Demnach hat die medizinische Maske vom Typ II einen umfangreicheren Schutz als die Maske vom Typ I. Eine höhere Beständigkeit gegen Flüssigkeiten und Aerosole wird durch das „R“ gekennzeichnet (Dreller, et al., 2006; Popp & Zastrow, 2011).

Bei dieser Art von Mund-Nasen-Schutzmaske wird nur das Material, jedoch nicht der Dichtsitz der geprüft. Bei unzureichendem und zu lockerem Sitz kann an der Maske vorbeigeatmet werden, so dass die protektive Wirkung nicht gewährleistet wird (Dreller, et al., 2006; Popp & Zastrow, 2011; Al-Nawas, et al, 2020).

Damit die MNS ihre Funktion erfüllen kann, muss diese ausreichend groß sein, damit Mund und Nase vollständig bedeckt werden. Sie muss dabei eng anliegen und vorhandene Barthaare sicher abdecken. Die MNS soll, wenn sterile Instrumente für chirurgische Eingriffe bereits gerichtet sind, beim Betreten des Behandlungszimmers und während der gesamten Behandlung getragen werden (Popp & Zastrow, 2011; Exner, et al., 2016). Nach Empfehlung der Deutschen Gesellschaft für Krankenhaushygiene e. V. hat das Wechseln der Mund-Nasen-Schutzmaske zu erfolgen, wenn die Atemluft des Trägers zur Durchfeuchtung geführt hat, die Maske sichtbar verschmutzt ist, nach jedem Gebrauch und grundsätzlich nach zwei Stunden Behandlungszeit (Exner, at al., 2016). Nach Gebrauch ist die Mund-Nasen-Schutzmaske direkt zu entsorgen und vom Träger eine hygienische Händedesinfektion durchzuführen (Exner, at al., 2016). Bei den chirurgischen Mund-Nasen-Schutzmasken handelt es sich um keine Atemschutzmaske. Atemschutzmasken werden bei durch Luft-, Feuchtigkeitstropfen und Aerosolen übertragbaren, hoch ansteckende Erkrankungen des Patienten verwendet und sind damit Bestandteil einer patientenbezogenen Schutzausrüstung, entsprechend einem Schutzkittel, der ebenfalls nach einmaliger Benutzung entsorgt wird (Dreller, et al., 2006; Exner, at al., 2016). Atemschutzmasken spielten bisher im zahnmedizinischen Praxisalltag eine eher untergeordnete Rolle (Popp & Zastrow, 2011). Dies hat sich durch die Übertragungsgefahr des SARS-CoV-2 Virus über Aerosole und Flüssigkeitsspritzer geändert (Ge, et al., 2020). Es wurde nachgewiesen, dass das zahnmedizinische Behandlungsteam einer besonders hohen Exposition mit pathogenen Mikroorganismen während aerosolproduzierenden Behandlungen ausgesetzt wird (Rautemaa, et al., 2006; Nejatidanesh, et al., 2013; Veena, et al., 2015). Eine Abstandregelung zur Vermeidung einer Übertragung von SARS-CoV-2, die in einigen medizinischen Fachbereichen umgesetzt werden kann, ist bei der Patientenbehandlung in der Zahnheilkunde nicht realisierbar (Meng, et al., 2020; Polednik, 2021). Mit dem Auftreten der ersten SARS-CoV-2 Infektionen konnte gezeigt werden, dass das Tragen einer medizinischen MNS-Maske oder einer FFP-Maske einen Schutz vor der Übertragung von Coronaviren auf das medizinische Personal bietet, wobei eine Transmission nicht vollständig unterbunden werden konnte (Loeb, et al., 2004; Dreller, et al., 2006; Al-Nawas, et al, 2020). Durch das Tragen einer FFP-2-Maske konnte das Transmissionsrisiko im Vergleich zur medizinischen MNS-Maske weiter deutlich reduziert werden (Loeb, et al., 2004; Chu, et al. 2020). Deshalb wird die Verwendung von Atemschutzmasken der Klassifizierung FFP-2 als Standardausrüstung für aerosolbildenden Behandlungen während der aktuellen Pandemie empfohlen (Ge, et al., 2020). Für die Notfallbehandlung von Patienten mit einem

Verdacht auf oder bestätigter SARS-CoV-2 Infektion wird die Verwendung einer Schutzmaske mit der Klassifizierung FFP-3 empfohlen (Ge, et al., 2020). Ein System von Standardvorgehensweisen (SOP) für Zahnarztpraxen während der Coronavirus-Pandemie soll dem Behandlungsteam eine nachvollziehbare Orientierung geben, auf welche Art und Weise die Organisation der Sprechstunde und die Patientenbehandlung erfolgen soll (IDZ, 2020; Rupf & Hannig, 2020; Volgenant et al. 2021; Al-Nawas, et al, 2020). Zum Schutz des Behandlungsteams und der Patienten vor einer SARS-CoV-2 Infektion werden Empfehlungen zur Triagierung der Patienten, Erweiterung der Schutzausrüstung des Behandlungsteams, Zusammensetzung der Behandlungsteams, Umfang der durchzuführenden Behandlung und Organisation der Sprechstunde gegeben (IDZ, 2020; Rupf & Hannig, 2020; Volgenant et al. 2021).

Tabelle 2: Leistungsmerkmale Filtering Face Piece Masken

Quelle: Schutzmasken für den Pandemiefall, Sasse, 2007.

Klasse	Gesamtleckage	Schutzwirkung vor Partikelgrößen (max. 0,6 µm) und Einsatzbereich
FFP-1	Höchstens 25 %, Mittelwerte nicht größer als 22 %	für nicht-toxische und nicht-fibrogene Stäube; maximale Konzentration bis zum 4-fachen der maximalen Arbeitsplatz-Konzentration
FFP-2	höchstens 11 %, Mittelwerte nicht größer als 8 %	Schutzwirkung mindestens 95 %; für gesundheitsschädliche Stäube, Nebel und Rauche; Filter für feste und flüssige Partikel; gegen schädliche Stoffe, deren Konzentration bis zum 10-fachen der maximalen Arbeitsplatz-Konzentration reicht.
FFP-3	höchstens 5 %, Mittelwerte nicht größer als 2 %	mindestens 99 %; Schutz vor giftigen Stoffen sowie vor Tröpfchenaerosolen, krebserzeugenden oder radioaktiven Stoffen, Enzymen, Mikroorganismen (Viren, Bakterien, Pilzen und deren Sporen); gegen schädliche Stoffe, deren Konzentration bis zum 30-fachen der maximalen Arbeitsplatz-Konzentration reicht.

2.1.5 Definition Normflora

Als Mikrobiom bezeichnet man die Gesamtheit derjenigen Mikroorganismen, die auf der äußeren und inneren Oberfläche von Lebewesen leben und als Kommensale normalerweise nicht in den Körper eindringen, um Krankheiten hervorzurufen (Groß, et al. 2013; Hof, et al., 2019). Dabei unterscheidet sich die Zusammensetzung der humanen Hautflora von der Schleimhautflora des Mund-Nasen- und Rachenraums, der Flora des Verdauungstraktes und des Atemtraktes. Manche Mikroorganismen findet man sowohl auf der Cutis, als auch auf den Schleimhäuten wieder (Groß, et al., 2013; Hof, et al., 2019). Eine weitere Unterscheidung erfolgt zwischen der residenten und der transienten Flora. Die residente Flora beinhaltet Mikroorganismen, die ein Körperareal permanent besiedeln. Eine Funktion der residenten Flora ist die Abwehr von Krankheitserregern, welche pathologische Prozesse beim Wirt auslösen können (Hof, et al., 2019). Die residente Flora hat somit eine „Türsteherfunktion“ bei der Abwehr von Krankheitserregern. Diese setzt sich zusammen aus fakultativ anaeroben, aeroben und anaeroben Keimen. Die Mikroorganismen, die nur kurzweilig auf einem Körperareal verweilen, werden

als transiente Flora bezeichnet. Diese Keime stammen aus der Umwelt oder aus anderen Körperregionen und werden durch die residente Flora an der ortsfremden Etablierung gehindert (Groß, et al., 2013).

Eine weitere Unterscheidung erfolgt in „pathogene“, „apathogene“ oder „fakultativ pathogene“ Keime (Groß, et al., 2013, Hof, et al., 2019). Infektionen durch residente und transiente Flora können entstehen, wenn die allgemeine Immunabwehr geschwächt, die Barriere der Haut oder die Abwehrfunktion der residenten Flora einschränkt ist, sodass sich pathogene Keime etablieren und Erkrankungen verursachen können (Hof, et al., 2017).

2.1.6 Normflora der Haut

Auf der Haut, als größtem Organ des menschlichen Körpers, lebt ein vielfältiges Milieu von Mikroorganismen, wie Bakterien und Pilzen, die in Symbiose miteinander (Grice & Segre, 2011; Groß, 2013). Die Zusammensetzung der Mikroorganismen unterscheidet sich auf den verschiedenen Körperregionen. Dies begründet sich durch die unterschiedlichen pH-Werte der Haut, einer unterschiedlichen Hautfeuchtigkeit, unterschiedliche Temperaturen, dem Nährstoffangebot und der unterschiedlichen Sauerstoffversorgung verschiedener Hautregionen (Grice & Segre, 2011). Dabei liegt die die Besiedlungsdichte der residenten Flora bei ca. 1000 Keimen/ cm² (Groß, et al., 2013)

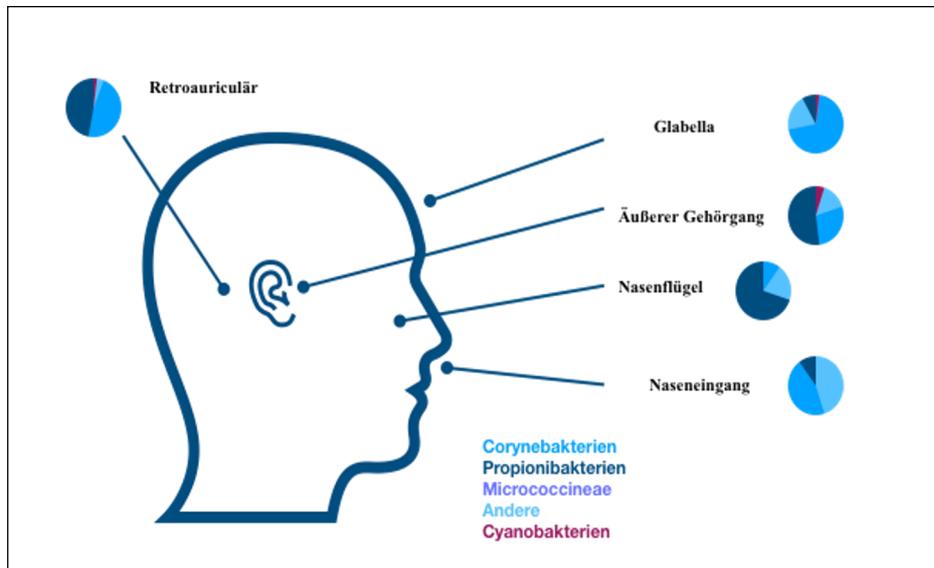


Abbildung 1: Die Mikrobiome der Haut (The skin Mikrobiome nach Grice & Segre, 2011)

modifiziert nach Gabor Boros

Die physiologische Standortflora der Haut besteht aus fakultativ anaeroben Staphylokokken, Mikrokokken und apathogenen Corynebakterien (Groß, 2013). Besonders in Körperregionen mit vermehrter Schweiß- und Talgsekretion finden sich apathogene Mykobakterien (Groß, 2013). Die

anaerobe residente Flora besteht aus Propionibakterien, Clostridien und verschiedenen *Bacteroides spp.* (Groß, 2013).

Propionibacteriae acnes finden sich vor allem im Gesichts- und Thoraxbereich bevorzugt in den Haarfollikeln und Talgdrüsen. Diese können freie Fettsäuren produzieren, welche wiederum eine antibakterielle Wirkung haben (Groß, 2013). Bei den koagulasenegativen Staphylokokken handelt es sich um *S. epidermidis*, *S. haemolyticus*, *S. lugdunensis* und *S. saprophyticus*. Auf der Haut kann gelegentlich auch *S. aureus* gefunden werden (Groß, 2013). In der Gattung der Korynebakterien ist die Spezies *Corynebacterium diphtheriae* die medizinisch bedeutsamste (Hahn, et al., 2005).

2.1.7 Normflora des Mund-, Rachenraumes und Nasopharynx

Die gesamten oberen Atemwege und der Mundraum des Menschen sind physiologisch durch Mikroorganismen besiedelt (Groß, 2013). In molekularbiologischen Studien wurde festgestellt, dass in den oberen Atemwegen, insbesondere in der Mundhöhle, mehrere hundert Bakterienspezies, sowie einige Pilzarten und Spezies einzelliger Parasiten zur physiologischen Standortflora gehören (Aas, et al., 2005). Die Zusammensetzung der Standortflora unterscheidet sich hinsichtlich der vorhandenen Arten, als auch in der Zahl der einzelnen Mikroorganismen einer Art von einem Individuum zum anderen (Costello, et al., 2009; Nasidze et al., 2009). Alter, Allgemeinerkrankungen, Mundhygiene, Art und Erkrankungen in der Mundhöhle der betroffenen Person haben einen Einfluss auf die mikrobiologische Zusammensetzung der Mundflora (Gao, et al., 2018). Die Mikroorganismen sind in der Regel in Form von Mischspezies-Biofilmen auf den vorhandenen nativen Oberflächen organisiert (Hannig M. & Hannig C., 2007; Flemming & Wingendar, 2010). Dabei sind in erster Linie die Oberflächen der Zähne zu nennen. In Abhängigkeit vom Entwicklungsstadium des Biofilms finden sich verschiedene Mikroorganismen auf der Zahnoberfläche und im *Sulcus gingivalis* (Hannig M. & Joiner, 2006; Groß, 2013). Als Haftungsgrundlage fungiert das sogenannte „acquired pellicle“, ein zellfreier Film, der durch elektrostatische Wechselwirkungen am Zahn die Grundlage für die weitere Keimanhaftung bilden (Hannig M, 2006; Hannig C. & Hannig M., 2009).

Als Frühbesiedler der Oberflächen etablieren sich *S. sanguinis*, *S. oralis*, *S. mitis* und *Aktinomyzeten* (Nyvad & Kilian, 1987; Hannig M. & Joiner, 2006). Diesen folgen im weiteren Verlauf weiteren Arten von Streptokokken sowie *Veillonellae*, *Prevotella* und *Eikenella species*, *Capnocytophaga species*, *Haemophilus species* und verschiedene *Propionibacteriae* (Kolebrander, et al., 2006; Takahashi & Nyvad, 2011; Rupf, et al., 2018).

Bei den Spätbesiedlern handelt es sich um *Aggregatibacter actinomycetemcomitans*, *Treponema denticola* oder *Prevotella intermedia* und *Fusobacterium nucleatum* (Hannig M. & Joiner, 2006).

Im Mund, Rachen und Nasopharynx finden sich vergrünende Streptokokken, Neisseria-Arten, Moraxellen, Hefen und Haemophilusarten. Die Anzahl der Mikroorganismen in der Mundhöhle wird mit etwa 10^8 pro Milliliter Speichelflüssigkeit beziffert (Groß, 2013).

Zu den vergrünenden Streptokokken, die bevorzugt in Ketten angeordnet, grampositiv und aerotolerant sind, zählen *S. mutans*, *S. sanguinis*, *S. salivarius* und *S. mitis*. Diese Streptokokken verursachen im Blutagar eine alpha-Hämolyse (Vergrünung), wobei sie die Erythrozyten unter Abbau des Hämoglobins zerstören und dadurch die grünlichen Abbauprodukte entstehen (Hahn, et al., 2005). Bei den Neisserien handelt es sich um gramnegative Diplokokken. Die Spezies *N. sicca* und *N. flavescens* sind Besiedler der Mund- und Rachenräume. Die Moraxellen sind gramnegative aerobe Bakterien, die als Diplokokken oder kurze Stäbchen auf dem Blutagar kleine Kolonien bilden und oxidase positiv sind. Die Spezies *Moraxilla catarrhalis* findet sich in der Mundhöhle und im Oropharynx des Menschen. Als Hefepilz findet man *Candida albicans* als Kommensalen auf der Mund- und Rachenraumschleimhaut. Dieser kann eine opportunistische Infektion verursachen, welche sich als mukokutane Kandidose in Form von weißlichen Belägen auf den Schleimhäuten manifestiert (Groß, 2013).

Bei den Bakterien der Gattung *Haemophilus* handelt es sich um stäbchenförmige, gramnegative Bakterien. Hier ist als wichtigster, die den Mund- und die Rachenschleimhaut besiedelnde Spezies, der *Haemophilus influenzae* zu benennen.

Bei den im Bereich der Gingiva angesiedelten Bakterien handelt es sich u.a. um *Porphyromonas gingivalis*, *Bacteroides forsythus* und *Treponema denticola*. Diese sind Markerkeime für Parodontalerkrankungen und finden sich insbesondere bei erhöhte Sondierungstiefen und Blutungen im Rahmen der klinischen Untersuchung (Socransky, et al., 1998). Fusobakterien sind obligat anaerobe, gramnegative Stäbchenbakterien. Die Spezies *F. nucleatum* und *F. necrophorum* finden sich auf der Gingiva und den Mundschleimhäuten. Peptostreptokokken sind grampositive, obligat anaerobe Kokken und existieren als Normflora im Bereich der Gingiva und der Mundschleimhäute. Sie können unter opportunen Bedingungen endogene, eitrige Infektionen hervorrufen (Socransky & Haffajee, 1992). Aktinomyzeten sind fakultativ anaerobe, grampositive Bakterien. Die Spezies *A. israelii* verursacht besonders Abszesse in der Mundhöhle. Spirochäten sind gramnegative, wendelförmige, sich aktiv bewegenden Bakterien. Dazu zählt z.B. *T. denticola*, welcher als obligat anaerober Keim im Gingivasulkus zu den Leitkeimen schwerer Parodontalerkrankungen gezählt wird (Armitage, 2004).

2.1.8 Schutzfunktion der Haut

Antimikrobielle Peptide

Zum Schutz vor einer Besiedlung mit pathogenen Mikroorganismen produzieren Epithelien der Haut und der Schleimhäute antimikrobielle Peptide (Bals, 2000; Schröder, 2002; Gallo & Hooper, 2012; Harder, 2016). Sie sind ein wichtiger Bestandteil der angeborenen Abwehr (innate immunity) und werden umgangssprachlich als körpereigene Antibiotika bezeichnet (Schröder, 2002; Harder, 2016). Die antimikrobiellen Peptide (AMP) sind in der Lage bereits in kleinen Konzentrationen das Wachstum von Mikroorganismen schnell und effizient zu hemmen (Harder, 2016). Es handelt sich dabei kleine Proteine, hauptsächlich Beta-Defensine. Ein weiteres dieser Proteine ist das Psoriasin. Die Bildung des Psoriasins wird durch Bestandteile von hautbesiedelnden Bakterien induziert, so dass die höchste Konzentration an Psoriasin an Körperstellen mit der größten Bakteriendichte aufgefunden wird (Schröder, 2002). Das antimikrobielle Peptid RNase-7 ist nach bisherigen Erkenntnissen das wirksamste körpereigene Antibiotikum des menschlichen Körpers (Schröder, 2002). Bei Verwundung oder Verletzung der Haut oder Schleimhäute kann ein deutlicher Anstieg der produzierten Mengen an antimikrobiellen Peptiden nachgewiesen werden (Schröder, 2002). Die antimikrobiellen Peptide zerstören Bakterien, indem sie die Funktion der Zellwand durch Porenbildung massiv stören (Schröder, 2002).

Tabelle 3: Antimikrobielle Peptide der Epithelien

Quelle: Schröder, 2002

Antimikrobielles Peptid/ Protein	induzierbar	Lokalisation	grampos. Bakterien	gamneg. Bakterien	antivirale Aktivität
Beta- Defensin-2	ja	Epithelien		+++	++
Beta- Defensin-3	ja	Epithelien	+++	+++	+++
Calprotectin	ja	Epithelien	+++		
RNase-7	ja	Epithelien	+++	+++	
Psoriasin	ja	Epithelien	+	+++	

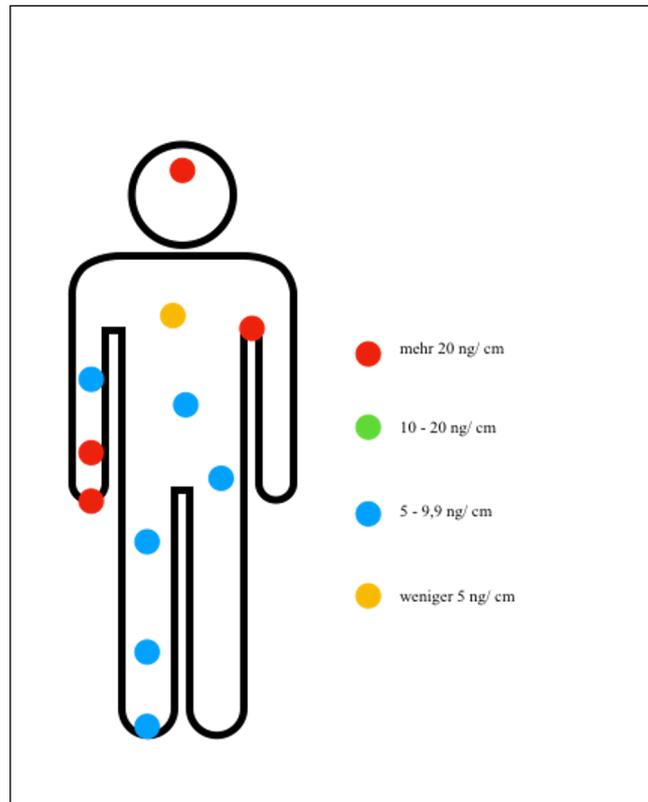


Abbildung 2: Verteilung von Psoriasin auf der Haut

Quelle: Schröder, 2002

modifiziert nach Gabor Boros

Mechanische Schutzfunktion

Die Haut ist aufgebaut aus Epidermis, Dermis und Subkutis. Diese Schichten sind durch die desmodermale Junktionszone miteinander verbunden (Sterry, 2018).

Der Aufbau der Epidermis aus *Stratum granulosum*, *Stratum corneum*, *Stratum spinosum* und *Stratum basale* besitzt die Haut eine Barrierefunktion und verhindert somit das Eindringen von Mikroorganismen (Sterry, 2018). Eine ständige Erneuerung der Oberflächen durch Desquamation und Schleimabsonderungen führt zu einer kontinuierlichen Beseitigung von Mikroorganismen, welche die Hautoberfläche besiedeln. Die Lipidbarriere der Haut verhindert zusätzlich, dass Mikroorganismen in die gesunde Epidermis eindringen und dort pathologische Prozesse auslösen (Moll, 2016).

Chemische Prozesse

Der physiologische pH-Wert der Haut liegt bei einem pH von < 5 (Lambers, et al. 2006; Segger, et al., 2007). Dieser wird von mehreren Faktoren beeinflusst, wie Alter, Geschlecht, dem Hautareal oder verwendeten Kosmetika (Lambers, et al., 2006; Segger, et al., 2008). Durch diesen Säureschutzmantel der Haut wird das Wachstum pathogener, transientser Keime gehemmt und das der apathogenen,

residenten Standortflora stabilisiert (Lambers, et al. 2006). Eine intakte Standortflora wiederum verhindert die Ansiedlung und das Eindringen von transienten Mikroorganismen, weil die standortfremde Flora für eine erfolgreiche Ansiedlung zuerst die residente Flora verdrängen muss (Groß, 2013).

2.1.9 Kultivierung von Mikroorganismen

Für die Primärkultur stehen verschiedene feste Agar-Medien zur Verfügung. Für die Kultivierung von aeroben Mikroorganismen kann ein nicht selektives Universalmedium verwendet werden. Diese Universalmedien enthalten ein reichhaltiges Nährstoffangebot für zahlreiche Bakterienarten (Neumeister, et al., 2009). Bei der Kultivierung von Anaerobiern kann ein selektives Medium verwendet werden, welches nur das Wachstum von obligat anaeroben Mikroorganismen ermöglicht. Andernfalls wäre selbst unter anaeroben Bedingungen das Wachstum von fakultativ, anaerobe Mikroorganismen auf einem nicht-selektiven Universalmedien möglich (Neumeister, et al., 2009). Die Selektivmedien enthalten chemische Zusätze, die zur Unterdrückung unerwünschter Keime führen. In Europa ist seit Jahren als nicht-selektives Medium Schaedler-Agar mit Hämin, Vitamin K und 5 % Schafblut etabliert. Auf diesem Medium kommt es zu einem guten Wachstum von saccharolytischen und proteolytischen Anaerobiern (Neumeister, et al., 2009). Unmittelbar nach der Beimpfung müssen die Kulturen in eine anaerobe Umgebung gebracht werden. Dies geschieht in einem Anaerostaten, wo Mittels chemischen Reaktion eine anaerobe Atmosphäre geschaffen wird. Jedoch ist es auch möglich, dass viele obligat anaerobe Bakterien unter anaeroben Bedingungen auf Universalnährmedien wie Columbia-Schafblut-Agar gezüchtet werden können (Neumeister, et al., 2009). Die optimale Inkubationstemperatur der meisten medizinisch relevanten Bakterien liegt im Bereich der Körpertemperatur. Deshalb ist eine regelmäßige Temperaturüberwachung der verwendeten Wärmeschränke unerlässlich (Neumeister, et al., 2009).

2.1.10 MALDI-TOF

MALDI - TOF ist eine Methode der Massenspektrometrie von chemischen Verbindungen. Zur Speziesidentifikation des klinisch gewonnenen Materials muss im Vorfeld der MALDI - TOF Analyse eine herkömmliche Kultivierung der Proben erfolgen. Beim MALDI - TOF Verfahren werden die Matrix-Assistierte Laser Desorption-Ionisierung (MALDI) und die Flugzeitanalyse (TOF: engl. Time of flight) der durch die Laserbestrahlung freigesetzten Ionen zur Flugzeit-Massenspektrometrie kombiniert. Diese Technologie wird in der Bakteriologie zur Identifizierung von Spezies eingesetzt.

Durch die Betrachtung der ribosomalen Proteine ist es möglich unterschiedliche Bakterienarten zu differenzieren (Rupf, et al., 2005; Mellmann et al., 2008).

Für die Untersuchung werden die Analyten mit einem unterstützenden Matrixmaterial versehen und auf einem Träger fixiert. Durch den Beschuss des Probenmaterials mit einem gepulsten Laser-Strahl werden Moleküle als heißes Gas herausgelöst. Diesen Vorgang nennt man Desorption oder Ablation. Diese Moleküle werden durch Abgabe oder Annahme von Protonen zu Ionen umgewandelt. Anschließend werden die Ionen in einem Massenspektrometer beschleunigt. Die dann an einem Ionendetektor ankommenden Ionen werden in elektronische Signale umgewandelt. Ihre jeweilige individuelle „Time of flight“ (TOF) registriert und mit Referenzspektren aus einer Datenbank verglichen. Bei dieser Methode ist die schnelle Analyse eines vergleichbar großen Massenbereiches möglich, wobei die Kosten für dieses Verfahren zur Analyse unterschiedlicher Spezies im Vergleich zu molekularbiologischen Methoden deutlich geringer ausfallen (Bizzini & Greub, 2010; Rodríguez-Sánchez, et al., 2019)

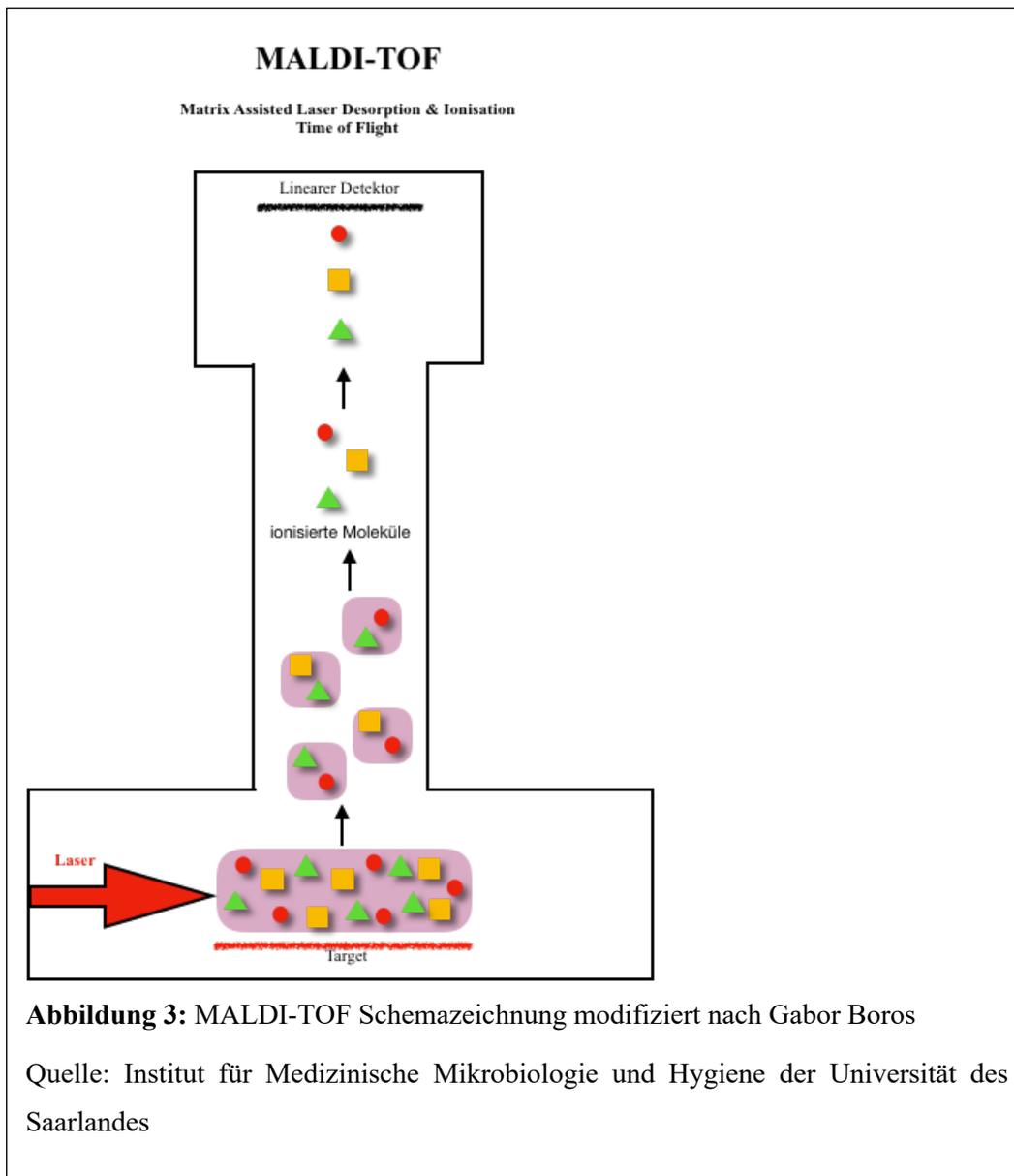


Abbildung 3: MALDI-TOF Schemazeichnung modifiziert nach Gabor Boros

Quelle: Institut für Medizinische Mikrobiologie und Hygiene der Universität des Saarlandes

Das MALDI-TOF Verfahren hat die „Bunte Reihe“ bei der Bestimmung von Bakterien abgelöst. Dabei wurden Bakterien anhand von verschiedenen Merkmalen wie bestimmte Enzymaktivitäten, den Abbau von Substraten, die Bildung von Stoffwechselprodukten und anderen chemischen Reaktionen differenziert (Neumeister, et al., 2009).

2.2 Ziel der Arbeit/ Hypothesen

In der Zahnmedizin stellt die horizontale und vertikale Übertragung von Mikroorganismen ein Risiko sowohl für Patienten als auch für medizinisches Personal da. Durch typische Therapieschritte bei der zahnärztlichen Behandlung entstehen Aerosole und Flüssigkeitstropfen, die sich auf das Behandlungsteam, die Schutzbekleidung und die Umgebung der Behandlungseinheit niederschlagen können (Singh, et al., 2016; Grenier, 1995; The National Academies of Science, 2020).

Ziel dieser Arbeit war es festzustellen, ob nach zahnärztlichen Prozeduren mit Aerosolbildung auf den Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken des durchführenden Personals eine Kontamination mit oralen Spezies festgestellt werden kann. Weiter sollte untersucht werden, ob dabei ein Unterschied der Kontamination zwischen den Stirnflächen und den Mund-Nasen-Schutzmasken entsteht.

Hierzu wurde die Kontamination der Stirnflächen und der Mund-Nasen-Schutzmasken mit Erregern, unter besonderer Berücksichtigung aus der Mundhöhle stammender Spezies, vor und nach zahnärztlicher Prozedur mikrobiologisch untersucht und miteinander verglichen.

Die Nullhypothese lautet, dass durch die Ablagerung von Aerosolen und Flüssigkeitstropfen keine zusätzliche Kontamination mit den aus der Mundhöhle stammenden oralen Spezies auf den Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken nachweisbar sein wird und dass keine Erhöhung der vorbestehenden Gesamtkontamination, bestehend aus oralen und extraoralen Keimen, auf den Stirnflächen entsteht.

Als Alternativhypothesen hierzu wurde angenommen, dass durch die aerosolfreisetzenden zahnmedizinischen Behandlungen eine Kontamination der Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken mit oralen Spezies nachweisbar sein wird und die Gesamtkontamination auf den Stirnflächen ansteigt.

Eine weitere Nullhypothese lautet, dass die auf den Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken aufgefundene Kontamination mit oralen Spezies vergleichbare Werte aufweisen wird.

Die Alternativhypothese hierzu lautet, dass sich trotz des geringen räumlichen Abstandes zwischen Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken und damit vergleichbarem Kontaminationsmechanismus, der Nachweis einer Kontamination mit oralen Spezies voneinander unterscheiden wird.

3 Material und Methoden

3.1 Schematische Darstellung des Studienaufbaus

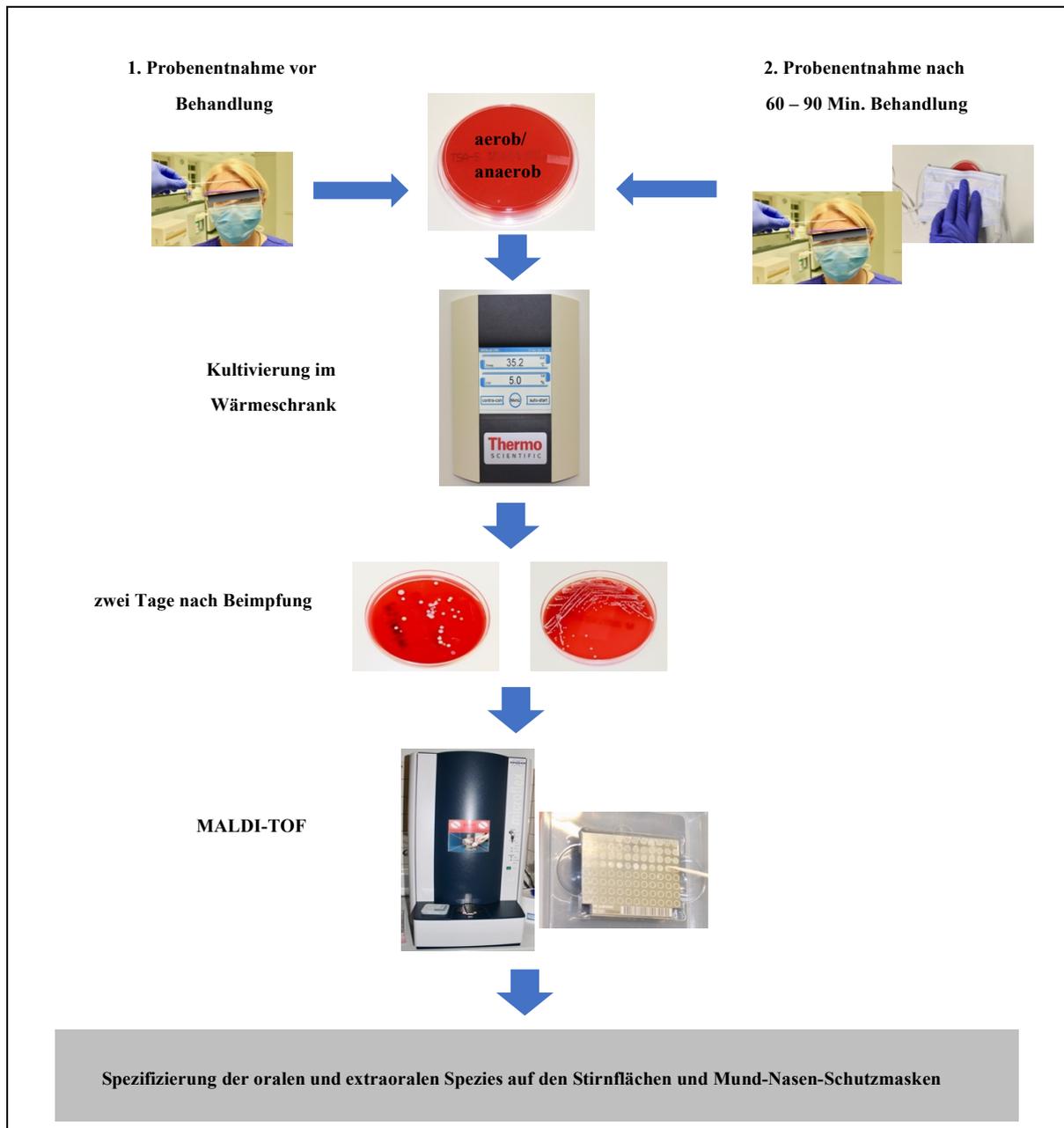


Abbildung 4: Flowchart zur Darstellung des Versuchsaufbaus: Probeentnahme von den Stirnflächen vor der Behandlung und 60 – 90 Minuten nach Behandlungsbeginn von den Stirnflächen und den Mund-Nasen Schutzmasken.

Beimpfung der Medien zur aeroben und anaeroben Kultivierung im Wärmeschrank.

Identifizierung der auf den Untersuchungsflächen aufgefundenen Spezies mittels MALDI-TOF.

Quelle: Gabor Boros

3.2 Material

Alle Probanden trugen bei der Behandlung die gleichen, dreilagigen medizinischen Mund-Nasen-Schutzmasken (MNS) vom Typ II Barrier, Mölnlycke Health Care, Düsseldorf, Deutschland (Abbildung 5).

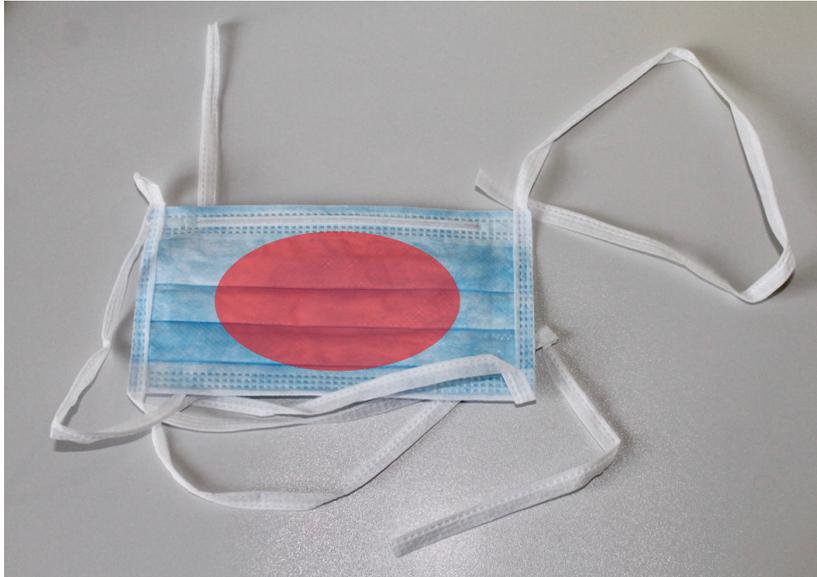


Abbildung 5: Mund-Nasen-Schutzmaske Mölnlycke Health Care BARRIER© mit schematischer Darstellung der zur Probegewinnung verwendeten Areale.

Quelle: Gabor Boros

Die Probeentnahme von der Stirn erfolgte mit dem universellen Entnahme- und Transportsystem „eSwab“[©] für aerobe und anaerobe Bakterien (Hain Lifescience GmbH; Nehren; Deutschland; Abbildung 6).

Der „eSwab“[©] besteht aus einem Transportröhrchen mit 1 ml Amies-Medium als Konservierungssubstanz und einem sterilen Nylon-Flockfaser-Abstrichtupfer, welcher vor der Probeentnahme mit der sterilen 0,9 % NaCl-Lösung BD PosiFlush[©] (Abbildung 7) angefeuchtet wird. Durch die Befeuchtung des Abstrichtupfers wird dieser für die auf der Haut befindlichen Mikroorganismen aufnahmefähig gemacht (Hain Lifescience GmbH; Nehren; Deutschland).

Die anschließende Lagerung des Nylon-Flockfaser-Abstrichtupfers in dem Amies-Medium ermöglicht die zeitverzögerte Beimpfung von mehreren Agarplatten aus einer Probe.



Abbildung 6: eSwab©

Quelle: Gabor Boros



Abbildung 7: PosiFlush©

Quelle: Gabor Boros

3.3 Probengewinnung

Für die Studie wurden Therapieschritte an der Klinik für Zahnerhaltung, Parodontologie und präventive Zahnheilkunde des Universitätsklinikums des Saarlandes betrachtet. Bei allen handelte es sich um aerosolproduzierende Behandlungsschritte, wie: 1. Parodontalbehandlungen mit Reinigung der supra- und subgingivalen Wurzeloberflächen sowie der klinischen Krone der Zähne unter Einsatz von wasserführenden Ultraschallgeräten und Handinstrumenten mit anschließender Politur mit rotierenden Instrumenten, 2. Füllungstherapien mittels wasserführenden rotierenden Instrumenten zur Kavitätenpräparation, einschließlich Politur der Füllungen und 3. Endodontietherapie unter Nutzung von wasserführenden rotierenden Instrumenten zur Schaffung einer Zugangskavität zum Wurzelkanalsystem. Die Auswahl der Behandlungen erfolgte zufällig, wobei weder Geschlecht, Alter oder allgemeiner Gesundheitszustand der behandelten Patienten eine Einschränkung bedeuteten. Nicht in die Studie wurden Patienten eingeschlossen, bei denen spezifische Infektionserkrankungen, wie z.B. Hepatitis C, HIV oder das Vorhandensein multiresistenter Keime, anamnestisch bekannt waren.

Die Probanden waren sowohl Studierende der Zahnmedizin, zahnärztliches Assistenzpersonal, als auch ärztliches Personal.

Alle Probenentnahmen wurden vom Untersucher vorgenommen. Der Transport der Proben erfolgte zweimal täglich in das Institut für Mikrobiologie der Universitätsklinik des Saarlandes, wo die weitere Verarbeitung zur mikrobiologischen Auswertung durch den Untersucher erfolgte.

3.3.1 Probengewinnung von den Stirnflächen

Die Probeentnahmen an den Stirnflächen vor der ersten Behandlung des Arbeitstages, welche später als Kontrollproben dienten, erfolgte am zahnärztlichen Behandlungsplatz mittels Nylon-Flockfaser-Abstrichtupfer (Abbildung 8). Dabei wurde der Nylon-Flockfaser-Abstrichtupfer über die gesamte Stirnoberfläche geführt, um eine möglichst vollständige Erfassung der Kontamination zu erreichen (Abbildung 8).

Spezielle Hygienemaßnahmen zur Reinigung oder Desinfektion der Stirnflächen wurden weder vor der Behandlung noch vor den Zweitproben, welche nach einer Behandlungszeit von 60 - 90 Minuten erfolgten, durchgeführt. Letzteres, damit eine vollständige Erfassung der durch das Aerosol und Flüssigkeitstropfen aus der Mundhöhle versprengten Mikroorganismen sichergestellt werden konnte. Die Berührung der Stirn mit den bei der Behandlung benutzten Untersuchungshandschuhe wurde den Probanden untersagt.

Die Abstrichtupfer wurden nach den Probenentnahmen von den Stirnflächen unmittelbar in das mit dem Amies-Medium gefülltem Transportröhrchen eingebracht, der überschüssige Anteil des Griffstückes wurde abgeknickt und das Transportröhrchen sofort verschlossen. Nach einer Behandlungszeit von 60 - 90 Minuten wurde die Zweitprobe von den Stirnflächen unmittelbar am zahnärztlichen Behandlungsplatz nach beschriebenem Verfahren vorgenommen. Die Beimpfung der Medien erfolgte zeitversetzt zweimal täglich durch den Untersucher im Institut für Mikrobiologie der Universitätsklinik des Saarlandes.

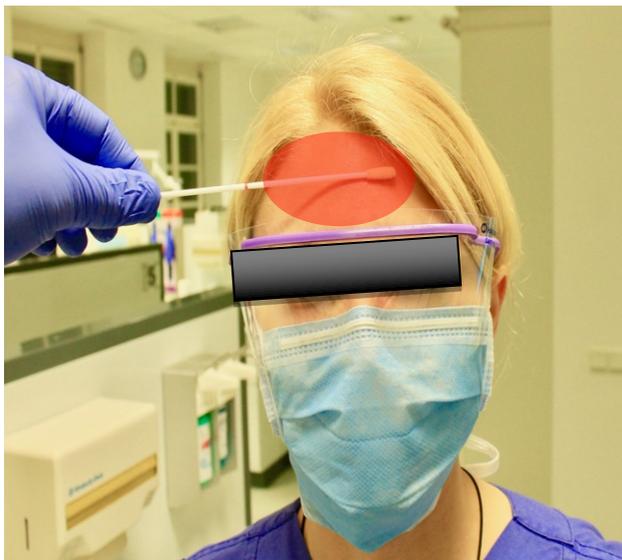


Abbildung 8: Probeentnahme Stirnfläche mit schematischer Darstellung der zu Probegewinnung verwendeten Areale der Stirnfläche

Quelle: Gabor Boros

3.3.2 Probengewinnung von den Mund-Nasen-Schutzmasken

Das Anlegen einer frisch aus der Verpackung entnommenen Mund-Nasen-Schutzmaske erfolgte durch die Probanden, ohne dabei die Außenfläche der Maske zu berühren. Nach dem Aufsetzen der Schutzbrille wurden ebenfalls frisch der Verpackung entnommene Untersuchungshandschuhe angezogen und mit der geplanten Behandlung begonnen. Während der Behandlung war die Berührung der Außenflächen der Mund-Nasen-Schutzmaske mit den kontaminierten Untersuchungshandschuhen ebenfalls untersagt.

Nach 60- 90 Minuten Behandlungszeit wurden die getragenen Mund-Nasen-Schutzmasken durch den Untersucher vom jeweiligen Behandler abgelöst. Die Berührung der Außenflächen der Mund-Nasen-Schutzmasken wurde dabei streng vermieden. Unmittelbar im Anschluss danach erfolgte durch das vorsichtige Aufdrücken der zentralen Bereiche (Abbildung 5) der Maskenaußenflächen für 10 Sekunden die Beimpfung der Medien unmittelbar am zahnärztlichen Behandlungsplatz (Abbildung 9).

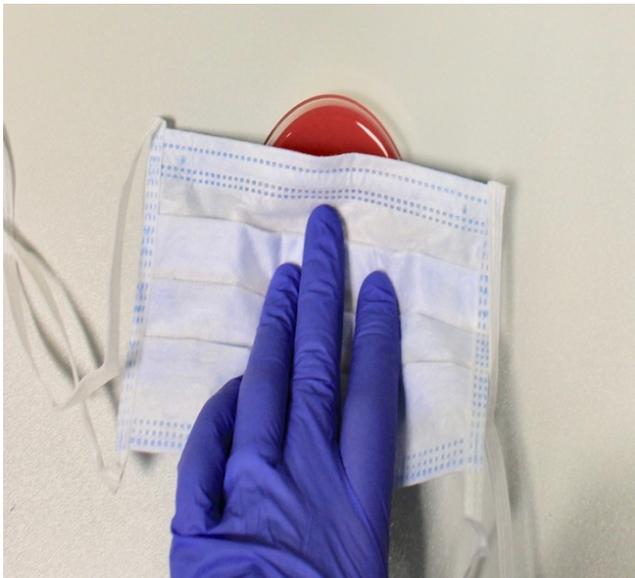


Abbildung 9: Probeentnahme Mund-Nasen-Schutzmaske

Quelle: Gabor Boros

Als Kontrollproben für die behandlungsbedingte Kontamination der Mund-Nasen-Schutzmasken wurden die zentralen Außenflächen von fünf, unmittelbar vor der Probeentnahme der Verpackung entnommene Mund-Nasen-Schutzmasken mikrobiologisch untersucht. Diese wurden zur Beimpfung auf jeweils eine BD Trypticase Soja-Agarplatten und eine BD Columbia Agarplatten mit leichtem Druck für 10 Sekunden zur aufgebracht.

3.3.3 Anlegen der Kulturen

Zur Kultivierung der Proben wurden zwei unterschiedliche Medien verwendet.

Bei den Trypticase Soja-Agarplatten (TSA-Platten) (Fa. Becton Dickinson GmbH, Heidelberg, Germany), welche im weiteren Verlauf der Studie einer aeroben Behandlung unterzogen wurden, handelt es sich um ein nicht selektives Nährmedium zur aeroben Kultivierung von Mikroorganismen (Abbildung 10). Es enthält pankreatisch abgebautes Casein, papainisch abgebautes Sojamehl, Natriumchlorid, Wachstumsfaktoren, Agar und defibriniertes Schafsblut. Die TSA - Medien eignet sich nicht zur Erstisolierung von Anaerobiern. Ihr pH-Wert liegt bei $7,3 \pm 0,2$.



Abbildung 10: BD Trypticase Soja-Agarplatte (TSA-Platte)

Quelle: Gabor Boros



Abbildung 11: BD Columbia Agarplatte

Quelle: Gabor Boros

Zur Isolierung und Kultivierung der anaeroben Mikroorganismen wurden Columbia-Medien (Becton Dickinson GmbH, Heidelberg, Germany) als nährstoffreiches Mehrzweckmedium mit 5% Schafsblut verwendet (Abbildung 11).

Columbia-Agar setzt sich zusammen aus pankreatisch abgebautem Casein, papainisch abgebautem Tiergewebe, Hefeextrakt, Rindfleischextrakt, Maisstärke, Natriumchlorid, Agar und defibriniertem Schafsblut. Ihr pH-Wert liegt bei $7,3 \pm 0,2$.

Beide Medien wurden zur Aufnahme der Proben auf eine gereinigte und wischdesinfizierte Fläche gelegt, einzeln geöffnet und unmittelbar nach dem Aufbringen der Proben wieder verschlossen. Der Untersucher hatte nach erfolgter hygienischer Händedesinfektion bei jeder Beimpfung der Medien frische Untersuchungshandschuhe angelegt, um eine Kontamination zu vermeiden.

Die mit dem Abstrichtupfer von den Stirnflächen gewonnenen und im Transportröhrchen konservierten Proben wurden mittels Dreiösenausstrich (Abbildung 12) jeweils auf einer TSA-Agarplatte und einer Columbia-Agarplatte zu Beimpfung ausgebracht.

Dazu wurde aus der Bakteriensuspension im Transportröhrchen mit einer Impföse kontaminierte Flüssigkeit entnommen und auf der Agarplatte ein erster Ausstrich (1) durchgeführt (Abbildung 12). Die Bakteriendichte wurde anschließend reduziert, indem eine zweite sterile Impföse (2) durch den ersten Ausstrich geführt wurde (Abbildung 12). Derselbe Vorgang wurde mit einer dritten, ebenfalls neuen sterilen Impföse wiederholt, welche durch den zweiten Ausstrich (3) geführt wurde. Dadurch konnte eine weitere Reduktion der Bakteriendichte erreicht, damit nach der Kultivierung unterschiedliche Phänotypen leichter optisch unterscheidbar werden.



Abbildung 12: Dreiösenausstrich (1: erster Ausstrich; 2: zweiter Ausstrich; 3: dritter Ausstrich)

Quelle: Gabor Boros

Die Beimpfung der zur Untersuchung der Mund-Nasen-Schutzmasken vorgesehen Medien erfolgte, unmittelbar nach Ablösen der Mund-Nasen-Schutzmasken, am zahnärztlichen Behandlungsplatz. Dazu wurden die zentralen Abschnitte der Außenflächen der Mund-Nasen-Schutzmasken für jeweils 10 Sekunden auf eine TSA- und anschließend auf eine Columbia Agarplatte mit leichtem Druck aufgebracht. Die Columbia-Agarplatten wurden in einer anaeroben Umgebung kultiviert. Dazu wurden die Medien in einen Anaerobiercontainersystem verbracht (Abbildung 13). Durch die Zugabe eines gaserzeugenden Beutels (GasPak®; Fa. Becton, Dickinson and Company, 7 Loveton Circle, MD 21152 USA) konnte in dem Anaerobiercontainersystem das benötigte anaerobe Umfeld geschaffen werden (Abbildung 14). Die anaerobe Umgebung entsteht dabei durch eine chemische Reaktion. Das Gasentwicklungssäckchen enthält als Reagenzien anorganische Karbonate, Aktivkohle, Ascorbinsäure

und Wasser. Bei Kontakt mit Luft wird das Gasentwicklungssäckchen aktiviert. Die Sauerstoffkonzentration wird im Anaerobiercontainersystem reduziert, so dass innerhalb von 2,5 Stunden eine anaerobe Umgebung geschaffen wird, welche nach 24 Stunden eine Sauerstoffkonzentration von weniger als 1 % aufweist. Gleichzeitig entwickeln die anorganischen Karbonate Kohlenmonoxid. Der gaserzeugenden Beutel (Abbildung 14) ist mit einem Indikator versehen. Dieser zeigt durch einen Farbumschlag die erfolgreiche Schaffung einer anaeroben Kultivierungsumgebung an.



Abbildung 13: Anaerobiercontainersystem mit Columbia Agarplatten

Quelle: Gabor Boros



Abbildung 14: Gaserzeugender Beutel (GasPak® mit Indikator)

Quelle: Gabor Boros

Die TSA-Agarplatten mussten, da diese anschließend aerob kultiviert wurden, keiner weiteren Vorbereitung unterzogen werden und wurden zur Kultivierung in den Wärmeschrank verbracht.

Beide Medienarten (Columbia- und TSA-Medien) wurden für 48 Stunden bei $36^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ und bei einem CO_2 Gehalt von 4,2 % kultiviert (Institut für Medizinische Mikrobiologie und Hygiene des Universitätsklinikums des Saarlandes; Carl Roth GmbH + Co. KG, 2017).

Nach zwei Tagen Kultivierungszeit im Wärmeschrank erfolgte die optische Begutachtung des Keimwachstums auf den Medien. Als positives Resultat wurde ein Wachstum von mikrobiellen Kolonien jeglicher Art bewertet (Abbildung 16 und 17), als negatives hingegen das Fehlen von mikrobiellem Wachstum.

Die optische Beurteilung der Quantität der Besiedlung nach der Kultivierung wurde als Zahlenwert von 0 bis größer 1000 in koloniebildenden Einheiten (KBE) klassifiziert.



Abbildung 16: Abbildung eines Abdrucks der Mund- Nasen-Schutzmaske

Quelle: Gabor Boros



Abbildung 17: Abbildung eines Abstrichs der Stirnfläche

Quelle: Gabor Boros

Aus den gewachsenen Kolonien wurde von jedem optisch unterscheidbarem Phänotypen mit einem sterilen Holzstäbchen eine punktförmige Probe entnommen (Abbildung 18), welche zur spezifischen Keimbestimmung im MALDI-TOF Massenspektrometer (Autoflex, Bruker Daltonic, Deutschland) auf das Untersuchungsfeld des Probenträgers, dem sogenannten „Target“, aufgebracht wurden (Abbildung 19).

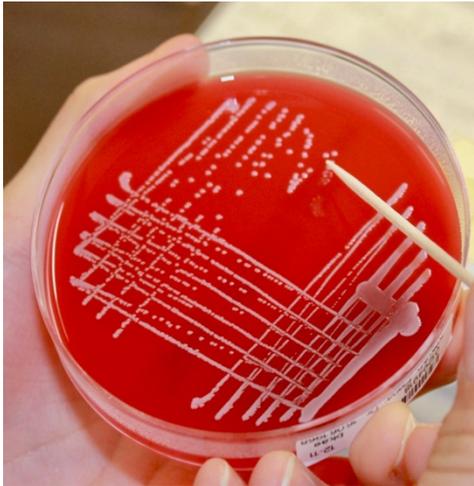


Abbildung 18: Entnahme der Probe

Quelle: Gabor Boros

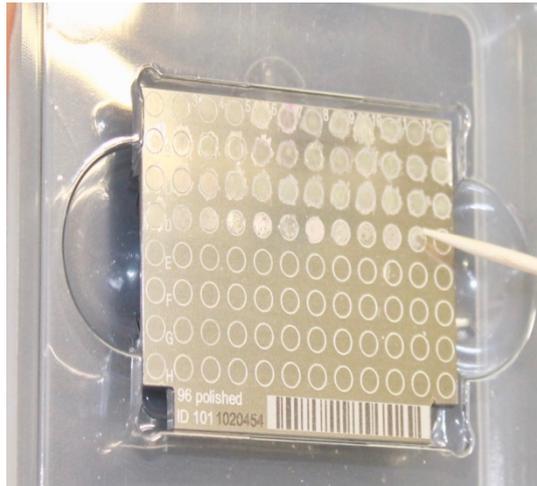


Abbildung 19: Aufbringen der Probe auf das „Target“

Quelle: Gabor Boros

3.3.4 Spezifische Keimbestimmung

Das mit den Proben bestückte Target wurde zur spezifischen Keimbestimmung in das Massenspektrometer gegeben. Es handelte sich dabei um ein MALDI-TOF-Gerät (Institut für Medizinische Mikrobiologie und Hygiene des Universitätsklinikums des Saarlandes), (Abbildung 20).



Abbildung 20: MALDI-TOF Gerät

Quelle: Gabor Boros

3.4 Auswertungsverfahren

Zunächst erfolgte die Erfassung aller aufgefundenen Mikroorganismen tabellarisch in alphabetischer Reihenfolge (Tabelle 8). Die aufgefundenen Spezies wurden mittels Farbcodierung in vier unterschiedliche Gruppen unterteilt. Die Farben stehen für das jeweilige Habitat, in welchem die Mikroorganismen obligat oder fakultativ aufgefunden werden. (Tabelle 5).

3.4.1 Semiquantitative Darstellung der Ergebnisse

Die quantitative Beschreibung der nach Kultivierung aufgefundenen Mikroorganismen erfolgte in Form von koloniebildenden Einheiten (KBE).

Kein Nachweis von Mikroorganismen = 0 KBE

Vereinzelt Nachweis von Mikroorganismen = 1-100 KBE

Zahlreicher Nachweis von Mikroorganismen = 100 – 1000 KBE

Massenhafter Nachweis von Mikroorganismen = mehr als 1000 KB

Ein Scoring-System wurde verwendet, um eine vereinfachte Darstellung und dadurch besseren Übersicht über die Anzahl der aufgefundenen koloniebildenden Einheiten auf den Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken zu erreichen (Tabelle 4). Beim Auffinden von mehreren Spezies in einer Probe, wurde der Gesamt Score KBE für diese Probe aus der Summe der einzelnen Spezies Score KBE Werte gebildet. Dabei wurde der durch Addition der einzelnen Score KBE berechnete Gesamtscore Wert wurde mit maximal Score 3 beziffert.

Durch das Scoring wird eine einfache Übersicht über die Quantität der Keimbesiedlung erreicht und die Bestimmung der sattgefundenen quantitativen Veränderungen vor und nach Behandlung erleichtert.

Tabelle 4: Scoreing der koloniebildenden Einheiten

KBE	KBE	KBE	KBE	KBE
	0	1 - 100	101 - 1000	> 1000
Score Wert	Score 0	Score 1	Score 2	Score 3

3.4.2 Qualitative Darstellung der Ergebnisse

Die Qualität der Kontamination auf einer Untersuchungsflächen wurde Anhand der Anzahl unterschiedlicher Speziesarten bestimmt, die auf der entsprechenden Fläche aufgefunden wurden. Eine höhere Anzahl unterschiedlicher Speziesarten auf einer Probe wurde mit einer höheren Qualität der Kontamination beurteilt. Die Anzahlen der unterschiedlichen Spezies in der Studie lagen zwischen 1 bis maximal 4 unterschiedlichen Spezies, die auf einer Probe aufgefunden wurden.

3.4.3 Gruppeneinteilung der Spezies

Die aufgefundenen Speziesarten wurden in eine rote, gelbe, grüne, orangene und blaue Gruppe eingeteilt. Dies ermöglicht einen guten Überblick über die in der tabellarischen Darstellung aufgeführten Ergebnisse (Tabelle 8; Anlage). Die Farben stehen für das jeweilige Habitat, in denen die aufgefundenen Spezies fakultativ oder obligat als resident gelten (Tabelle 5; Tabelle 7).

Die Normflora der Cutis wurde als extraorale Spezies bezeichnet. Diese extraoralen Spezies wurden der grünen Gruppe zugeteilt.

Die ausschließlich aus der Mundhöhle und aus dem Rachenraum stammenden Spezies wurden als obligat orale Spezies bezeichnet. Diese Spezies wurden der roten Gruppe zugeteilt.

Die Keime die sowohl auf der Cutis als auch auf den Schleimhäuten von Mund- und Rachenbereichen auffindbar sind, wurden als fakultativ orale Spezies bezeichnet. Damit war eine Zuordnung dieser Spezies sowohl in die Gruppe der oralen als auch in die Gruppe der extraoralen Spezies möglich. Diese Zuteilung wurde nach den folgenden Kriterien vorgenommen: Fakultativ orale Spezies, die auf den Stirnflächen vor der Behandlung aufgefunden wurden, sind der grünen Gruppe der extraoralen Spezies zugeteilt. Wurde die gleiche fakultativ orale Spezies nach der Behandlung beim selben Probanden auf der Stirnfläche erneut aufgefunden, so wurde auch diese der grünen Gruppe der extraoralen Spezies zugeteilt.

Fakultativ orale Spezies, die auf der Stirnfläche der Probanden ausschließlich nach der Behandlung aufgefunden wurden, sind der Gruppe der oralen Spezies zugeteilt. Um eine Unterscheidung zwischen obligat oralen und fakultativ oralen Spezies kenntlich zu machen, wurde für diese oralen Spezies die gelbe Gruppe der fakultativ oralen Spezies eingeführt.

Die auf den Mund-Nasen-Schutzmasken aufgefundenen fakultativen oralen Spezies wurden alle der gelben Gruppe zugeteilt. Die Einführung der gelben Gruppe erfolgte unter Berücksichtigung der vorliegenden Studienlage. Diese besagt, dass bei 86,7 % der Patienten fakultativ orale Spezies in der Mundhöhle aufgefunden werden können (Martins dos Santos, et al. 2014).

Spezies, die einer kopffernen Körperregion resident sind und in der Pilotstudie aufgefunden wurden, sind der extraoralen orangenen Gruppe zugeordnet. Diese Keime sind unter physiologischen Bedingungen nicht im Kopf- und Halsbereich nicht auffindbar.

Die aufgefundenen ubiquitären Umweltkeime wurden der blauen Gruppe zugeteilt.

Die nach der Behandlung auf den Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken aufgefundenen, der grünen, orangenen und blauen Gruppe zugeteilten Spezies, wurden in der vorliegenden Studie nicht weiter bewertet, weil keine behandlungsbedingte Exposition aus der Mundhöhle angenommen wurde (Abbildung 21).

Tabelle 5: Legende zur Zuordnung der aufgefundenen Mikroorganismen

Quelle: Gabor Boros

Stirn vor Behandlung	Stirn nach Behandlung	Mund-Nasen-Schutz nach Behandlung
Normflora Cutis	Normflora Cutis	Normflora Cutis
Fakultativ oralen Spezies	Gleiche fakultative orale Spezies <i>Alle anderen fakultativ oralen Spezies</i>	Fakultative orale Spezies
Keine fakultative orale Spezies	Fakultative orale Spezies	Fakultative orale Spezies
Obligat orale Spezies	Obligat orale Spezies	Obligat orale Spezies
Extraorale Spezies, kopffern	Extraorale Spezies, kopffern	Extraorale Spezies, kopffern
Umweltkeime/ubiquitär	Umweltkeime/ubiquitär	Umweltkeime/ubiquitär

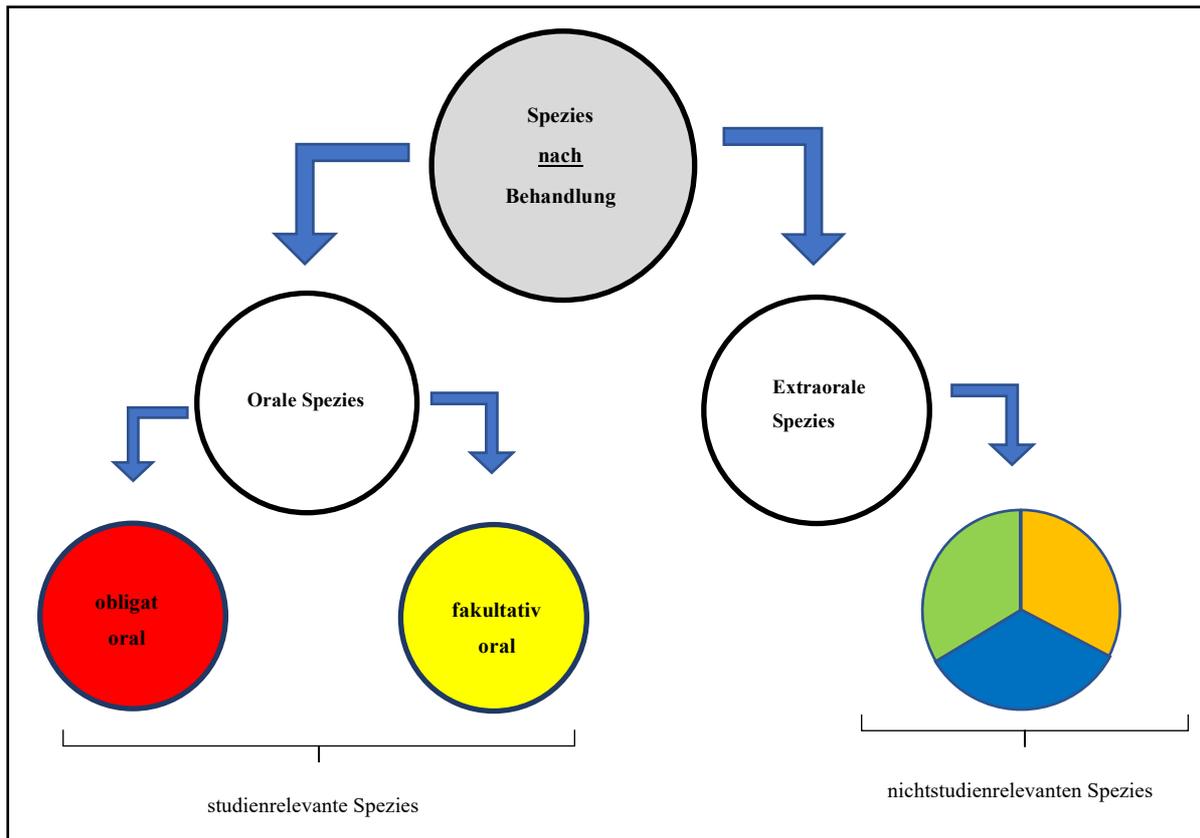


Abbildung 21: Darstellung der Systematik für die farbcodierte Einteilung aufgefundener Spezies und Unterteilung in studienrelevante und nichtstudienrelevante Spezies

Quelle: Gabor Boros

3.5 Statistische Auswertung

Die statistische Auswertung der Untersuchungsergebnisse erfolgte unter zur Hilfenahme des Wilcoxon-Mann-Whitney-Tests für gepaarte Proben. Verglichen wurden die Kontamination der „Stirnflächen vor der Behandlung“ mit den „Stirnflächen nach der Behandlung“ sowie die „Stirnflächen nach der Behandlung“ mit den dazugehörigen „Mund-Nasen-Schutzmasken nach der Behandlung“. Unterschiede von $p < 0,05$ wurden als statistisch signifikant bewertet.

Für die folgenden Datenpaare wurden die qualitativen und quantitativen Veränderungen verglichen:

- Vergleich der Gesamtbesiedlung der Stirnflächen mit allen aufgefundenen Spezies vor und nach Behandlung.
- Vergleich zwischen der Kontamination der Stirnflächen mit oralen Spezies vor und nach Behandlung.
- Vergleich zwischen der Kontamination der Mund-Nasen-Schutzmasken mit oralen Spezies nach Behandlung mit den Kontrollproben.

- Vergleich zwischen Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken nach Behandlung bezüglich der Kontamination mit oralen Spezies.

3.6 Ethikvotum

Für die Studie wurde die Ethikkommission der Ärztekammer des Saarlandes konsultiert. Die Ethikkommission erhob keine Einwände gegen die geplante Studie (Kenn-Nr.: 181/19).

4 Ergebnisse

4.1 Ergebnisse der Untersuchungen

Insgesamt wurden 67 Behandlungsfälle untersucht. Die Probenentnahmen verteilten sich auf folgende Behandlungsmaßnahmen: Parodontalbehandlung: 41 Behandlungsfälle, Füllungstherapie: 19 Behandlungsfälle und Endodontie: 7 Behandlungsfälle.

Zur mikrobiologischen Untersuchung wurden insgesamt 201 Agarplatten aerob und 201 Agarplatten anaerob kultiviert. Als nichtkontaminierte Kontrollprobe für die Mund-Nasen-Schutzmasken wurden jeweils 5 Agarplatten aerob und 5 Agarplatten anaerob kultiviert.

Die unterschiedlichen Phänotypen wurden anschließend mittels MALDI-TOF MS klassifiziert. Von 201 aerob kultivierten Agarplatten wurden auf 180 (90 %) ein Wachstum und auf 21 (10 %) kein mikrobielles Wachstum festgestellt. Von 201 anaerob kultivierten Agarplatten wurden auf einer (0,5 %) eine Besiedlung und auf 200 (99,5 %) kein mikrobielles Wachstum festgestellt (Anlage). Auf den Agarplatten, die als Kontrollproben für die nichtkontaminierten Mund-Nasen-Schutzmasken beimpft wurden, konnten weder obligate noch fakultative orale Spezies aufgefunden werden.

Die Anzahl und die Verteilung der positiven und negativen Proben sind in der Tabelle 6 dargestellt. Dargestellt wird der Nachweis einer Besiedlung auf den Stirnflächen und auf den Mund-Nasen-Schutzmasken vor und nach Behandlung dargestellt. Die Abbildungen 22 und 23 zeigen beispielhaft das Ergebnis der Kultivierung.

Tabelle 6: Darstellung der Detektionsfrequenz positiver und negativer Proben der Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken vor und nach Behandlung, sowie die relativen Anteile mit Bezug auf die Gesamtzahl der gewonnenen Proben.

Stirnfläche (SF)/ Mund-Nasen- Schutzmaske (MNS) (gesamt)	Positive Proben	Positive Proben relativ	Negative Proben absolut	Negative Proben relativ
SF vor Behandlung (67)	63	94 %	4	6 %
SF nach Behandlung (67)	64	96 %	3	4 %
MNS (67)	53	79 %	14	21 %



Abbildung 22: ST 39 vor Behandlung

Staphylococcus epidermidis

Staphylococcus capitis

Quelle: Gabor Boros



Abbildung 23: MNS 40

Escherichia coli

Quelle: Gabor Boros

4.1.1 Aufgefundene Spezies in alphabetischer Reihenfolge

Auf den 180 Medien, auf denen nach der Kultivierung mikrobielles Wachstum nachgewiesen wurde, konnten 37 mikrobielle Spezies klassifiziert werden. Am häufigsten wurde *S. epidermidis* mit 137 positiven Proben (50 x SF vorher, 54 x SF nachher, 33 x MNS) und *S. capitis* mit 68 positiven Proben (27 x SF vorher, 28 x SF nachher, 13 x MNS) nachgewiesen. Diese repräsentieren insgesamt 67 % der nachgewiesenen mikrobiellen Spezies. Eine obligat anaerobe *Clostridium* Spezies wurden von einer Probe (1 x MNS) isoliert. Anaerobe, aber aerotolerante Spezies konnten von 16 Proben (10 x SF vor Behandlung, 5 x SF nach Behandlung und einmal MNS) isoliert werden. Obligat orale Spezies wurden auf 23 Proben (2x SF vor Behandlung, 4 x SF nach Behandlung und 17 x MNS) nachgewiesenen (Anlage). In der Tabelle 7 sind alle aufgefundenen Spezies im Zusammenhang zu ihrem typischen humanen und Umgebungshabitaten dargestellt.

Tabelle 7: Alphabetische Übersicht aller in dieser Studie nachgewiesenen Mikroorganismen unter

Angabe der typischen Umgebungshabitate und Auffindungshäufigkeit. SF: Stirnfläche, MNS: Mund-Nasen-Schutzmaske

Rot: obligat orale Spezies; Gelb: fakultativ orale Spezies; Grün: extraorale Spezies; Blau: extraorale Spezies
Orange: extraorale Spezies

Ergebnisse

Mikrobielle Spezies und Häufigkeit der Auffindung	Residente Hautflora	Facultative oder obligate Mundflora	Natürliches Habitat	
Obligate orale Spezies				
Neisseria subflava	2	-	+	Obere Atemwege
Rothia dentocariosa	5	-	+	Mundhöhle, Karies
Streptococcus constellatus	2	-	+	Mundraum
Streptococcus α hämolyticus	3	-	+	Mundraum, Plaque, Karies
Streptococcus infantis	1	-	+	Mundraum
Streptococcus mitis	5	-	+	Mundraum, Hals, Nasopharynx
Streptococcus oralis	5	-	+	Mundraum, Plaque
Streptococcus parasanguinis	2	-	+	Mundraum, frühe Plaque
Fakultative orale Spezies nach Kontamination				
Acinetobacter Iwoffii	3	+	+	Haut, Oropharynx, Perineum
Corynebacterium spp.	1	+	+	Haut, Schleimhäute
Staphylococcus aureus	11	+	+	Haut, Schleimhäute
Staphylococcus capitis	68	+	+	Haut (Kopfhaut, Gesicht, Hals, Ohren), Schleimhäute
Staphylococcus epidermidis	137	+	+	Haut, Schleimhäute
Staphylococcus hominis	9	+	+	Haut, Schleimhäute
Normflora Cutis				
Acinetobacter ursingii	2	+	-	Haut
Staphylococcus auricularis	1	+	-	Haut
Propionibacterium acnes	7	+	-	Haut
Staphylococcus schleiferi	1	+	-	Haut
Staphylococcus warneri	2	+	-	Haut
Extraorale Spezies, kopffern				
Clostridium spp.	1	-	-	Ubiquitär, Verdauungstrakt, Lebensmittel
Escherichia coli	1	-	-	Darm, Fäkalindikator
Leclercia adecarboxylata	1	-	-	Dickdarmbakterium
Propionibacterium spp.	8	+	-	Haut, Urogenitaltrakt, Darm
Staphylococcus haemolyticus	1	+	-	Haut (Achselhöhle)
Staphylococcus pettenkoferi	1	+	-	Haut, Blutkulturen
Staphylococcus saprophyticus	15	-	-	Harnwege, Vagina, Mastdarm, Lebensmittel
Umweltkeim / ubiquitär				
Aerococcus viridans	2	-	-	Luft- und Stabproben
Bacillus cereus	8	-	-	ubiquitär Umwelt, Bodenbakterium
Bacillus flexus	1	-	-	ubiquitär Umwelt
Bacillus pumilus	1	-	-	ubiquitär Umwelt, Bodenbakterium
Brevibacterium sp.	1	-	-	ubiquitär Umwelt, Bodenbakterium, Körpergeruch
Kocuria spp.	1	-	-	Bodenbakterium
Kocuria rhizophila	3	-	-	Bodenbakterium
Lactococcus lactis	1	-	-	Nahrungsmittel
Micrococcus spp.	1	+	-	Haut, ubiquitär
Micrococcus luteus	8	+	-	Haut, Luftkeim, Fleisch- und Milchprodukte
Pseudomonas stutzeri	2	-	-	Bodenbakterium

4.2 Kontamination der Stirnflächen

4.2.1 Orale und extraorale Spezies auf den Stirnflächen

Die Anzahl der Stirnflächen (SF) mit der gesamten mikrobiellen Kontamination vor und nach Behandlung wurden bestimmt. Vor den Behandlungsmaßnahmen konnten auf 63 (94 %) SF ein positiver und auf 4 (6 %) SF kein Nachweis mikrobieller Kontamination erfolgen. Nach den Behandlungsmaßnahmen wurden auf 64 (96 %) der SF eine positive und auf 3 (4 %) keine mikrobielle Kontamination aufgefunden. Der statistische Vergleich der Quantität erfolgte anhand der kolonierbaren Einheiten (KBE) auf den SF vor und nach Behandlung mit allen aufgefundenen Spezies. Dieser ergab, dass die quantitative Veränderung der aufgefundenen oralen und extraoralen Spezies, bei einem festgelegten Signifikanzniveau von 0,05 und einem p-Wert von 0,5705, nicht signifikant ist. Die Veränderung der Qualität der oralen und extraoralen Spezies auf den SF im Vergleich vor und nach Behandlung, bei einem festgelegten Signifikanzniveau von 0,05 und einem p-Wert von 0,6432, war statistisch ebenfalls nicht signifikant ist. Aus der Gesamtzahl der positiven Probe mit einem mikrobiellen Nachweis vor und nach Behandlung, erfolgte anschließend die Bestimmung der positiven Proben mit einem Nachweis von obligaten und fakultativen oralen Spezies. Von den 63 positiv getesteten SF der Kontrollproben wurden auf 2 (3 %) SF orale und auf 61 (91%) ausschließlich extraorale Spezies nachgewiesen (Tabelle 8 und Abbildung 24).

Von den 64 positiv getesteten SF nach Behandlung konnten auf 20 (30 %) orale und 44 (66 %) ausschließlich extraorale Spezies ermittelt werden. (Tabelle 8 und Abbildung 25). Somit wurde eine behandlungsbedingte Zunahme der Kontamination der SF mit oralen Spezies aufgefunden. Gleichzeitig konnte eine Verminderung der Kontamination mit ausschließlich extraoralen Spezies festgestellt werden.

Tabelle 8: Darstellung der Detektionsfrequenz auf den Stirnflächen, deren Zusammensetzung aus oralen, extraoralen Spezies und negativen Proben vor und nach der Behandlung. Dargestellt werden die absolute Anzahl der Detektionsfrequenz sowie die relativen Anteile.

Stirnflächen (SF) (gesamt 67 gesamt)	Positive Proben absolut/ relativ	Orale Spezies absolut/ relativ	Extraorale Spezies absolut/ relativ	Negative Proben absolut/ relativ
SF vor Behandlung	63 / 94 %	2 / 3 %	61 / 91 %	4 / 6 %
SF nach Behandlung	64 / 96 %	20 / 30 %	44 / 66 %	3 / 4 %

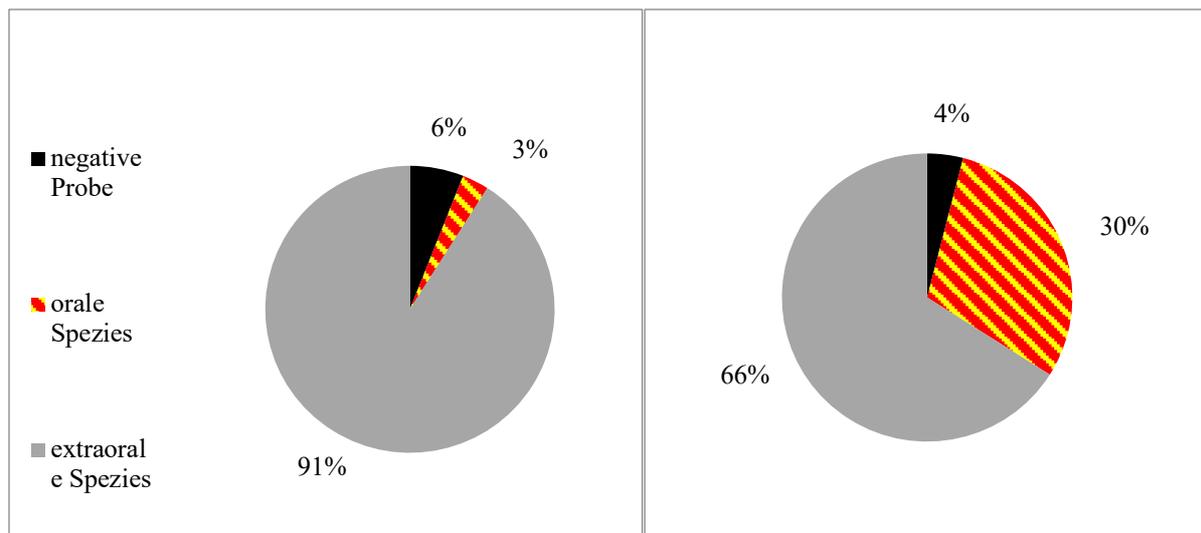


Abbildung 24: Prozentuale Nachweise oraler und extraoraler Spezies auf den Stirnflächen vor Behandlung

Abbildung 25: Prozentuale Nachweise oraler und extraoraler Spezies auf den Stirnflächen nach Behandlung

4.2.2 Zusammensetzung der oralen Spezies auf den Stirnflächen

Vor der Behandlung konnten bei auf zwei Stirnflächen (SF) obligate orale Spezies aufgefunden werden (Tabelle 9). Es handelte sich dabei um *S. mitis* und *Neisseria subflava*. Auf 4 (6 %) SF wurden vor der Behandlung *S. aureus* gefunden. Diese wurden den extraoralen Spezies als residente Flora der Haut zugerechnet.

Nach der Behandlung konnten auf 20 SF eine Kontamination mit oralen Spezies aufgefunden werden, deren Verteilung sich wie folgt darstellt: auf 2 (10 %) SF obligate orale Spezies, auf 16 (80 %) SF fakultative orale Spezies und auf 2 (10 %) SF gleichzeitig obligate und fakultative orale Spezies (Tabelle 9; Anlage). Nach der Behandlung wurden auf 3 (5 %) SF erneut *S. aureus* nachgewiesen. Dabei handelte es sich um die gleichen Probanden, bei denen bereits vor der Behandlung *S. aureus* aufgefunden wurde. Die nach Behandlung aufgefundenen *S. aureus* wurden aus diesem Grund den extraoralen Spezies zugerechnet. Ein MRSA-Nachweis für die aufgefundenen *S. aureus* konnte weder in der Kontrollprobe noch nach Behandlung erbracht werden.

Tabelle 9: Häufigkeitsverteilung oraler Spezies auf den Stirnflächen vor und nach Behandlung. Dargestellt sind die Detektionsfrequenz und die relativen Anteile der aufgefundenen oralen Spezies, unterteilt nach obligaten und fakultativen oralen Spezies

Zusammensetzung der oralen Spezies	Häufigkeit (n)		Häufigkeit (n)	
	absolut	relativ	absolut	relativ
	vor Behandlung		nach Behandlung	
Obligat Oral	2	100 %	2	10 %
Fakultativ Oral	0	0 %	16	80 %
Obligat und fakultativ Oral	0	0 %	2	10 %

4.2.3 Score der koloniebildenden Einheiten orale Spezies auf den Stirnflächen

Zur Darstellung der Quantität der auf den Stirnflächen (SF) aufgefundenen obligaten und fakultativen oralen Spezies vor und nach Behandlung wurde jeweils der Score für die koloniebildenden Einheiten (KBE) bestimmt.

Vor der Behandlung wurden auf 65 (97 %) SF keine und auf 2 (3 %) SF eine vereinzelte Kontamination mit oralen Spezies aufgefunden (Abbildung 26).

Nach der Behandlung wurden auf 47 (70 %) SF keine, auf 12 (18 %) SF vereinzelt, auf 6 (9 %) SF zahlreiche und auf 2 (3 %) SF eine massenhafte Kontamination mit oralen Spezies aufgefunden (Abbildung 26).

Der Vergleich der quantitativen Veränderung der Kontamination auf den SF mit obligaten und fakultativen oralen Spezies zwischen Kontrollproben und der Kontamination nach Behandlung ergab, dass bei einem festgelegten Signifikanzniveau von 0,05 und einem p-Wert von 0,00001 eine statistisch signifikante Veränderung der Kontamination festgestellt werden konnte.

Abbildung 26: Koloniescores oraler Spezies auf den Stirnflächen vor und nach Behandlung.
Dargestellt sind die relativen Anteile der positiven Proben



4.2.4 Anzahl der unterschiedlichen Arten oraler Spezies auf den Stirnflächen

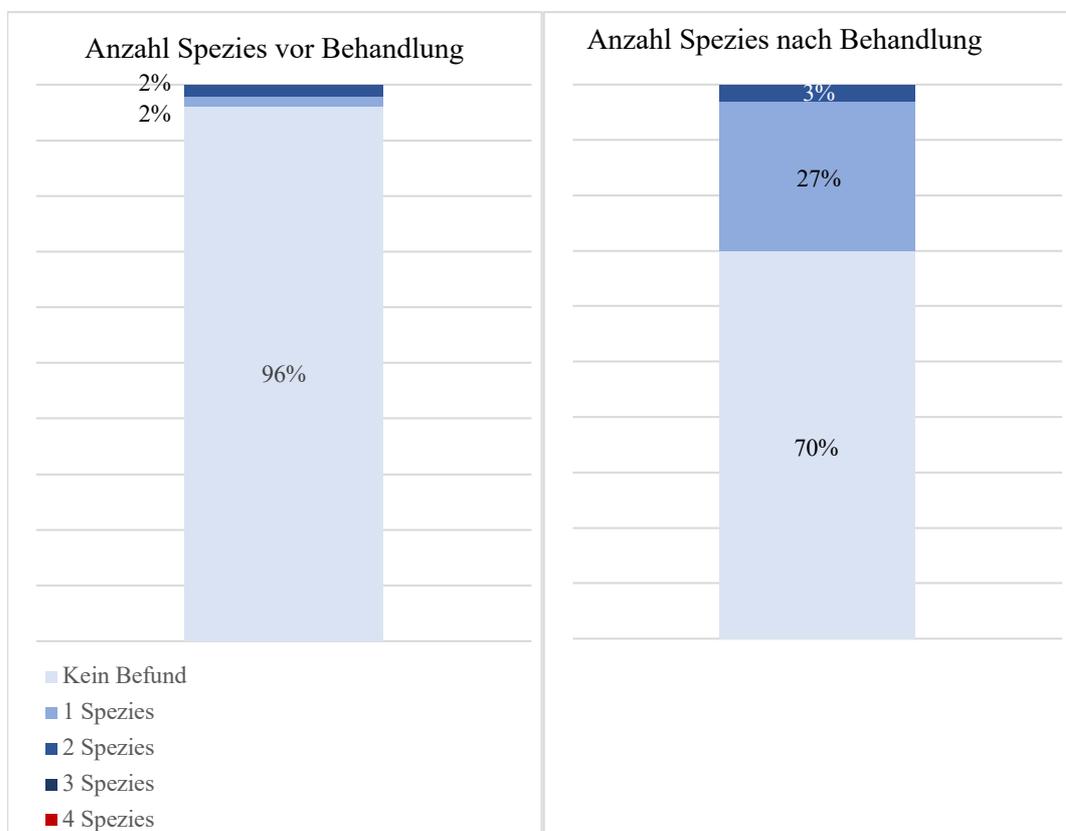
Zur Bestimmung der Qualität der obligaten und fakultativen oralen Spezies auf den Stirnflächen (SF) vor und nach Behandlung, wurde die Anzahl der unterschiedlichen Arten oraler Spezies ermittelt.

Vor der Behandlung konnten auf 65 (96 %) SF keine, auf einer (2%) SF zwei und auf einer (2 %) SF eine orale Spezies identifiziert werden (Abbildung 27).

Nach der Behandlung wurden auf 47 (70 %) SF keine, auf 18 (27%) SF eine und auf n = 2 (3 %) der SF zwei unterschiedliche Arten oraler Spezies aufgefunden. (Abbildung 27).

Beim Vergleich vor und nach Behandlung ist die qualitative Veränderung der Kontamination auf den SF mit obligaten und fakultativen oralen Spezies nach der Behandlung, bei einem festgelegten Signifikanzniveau von 0,05 und einem p-Wert von 0,00001, statistisch signifikant.

Abbildung 27: Anzahl der unterschiedlichen Arten oraler Spezies auf den Stirnflächen vor und nach Behandlung. Dargestellt sind die relativen Anteile mit Bezug auf die Gesamtanzahl der Proben



4.3 Kontamination der Mund-Nasen-Schutzmasken

Auf den fünf frisch der Verpackung entnommenen Mund-Nasen-Schutzmasken (MNS), die als Kontrollproben untersucht wurden, konnten kein mikrobiologisches Wachstum aufgefunden werden.

4.3.1 Orale und extraorale Spezies auf den Mund-Nasen-Schutzmasken

Die Gesamtzahl der kontaminierten Mund-Nasen-Schutzmasken (MNS) und davon ausgehend die Anzahl der mit obligaten und fakultativen oralen Spezies kontaminierten MNS ist tabellarisch und graphisch dargestellt (Tabelle 13 und Abbildung 28). Auf 53 (79 %) MNS wurde eine Kontamination festgestellt. Davon sind auf 50 (74 %) MNS eine Kontamination mit fakultativen und/ oder obligaten oralen Spezies nachweisbar. Auf $n = 3$ (5 %) MNS konnten ausschließlich extraorale Spezies und auf 14 (21 %) MNS keine Kontamination aufgefunden werden.

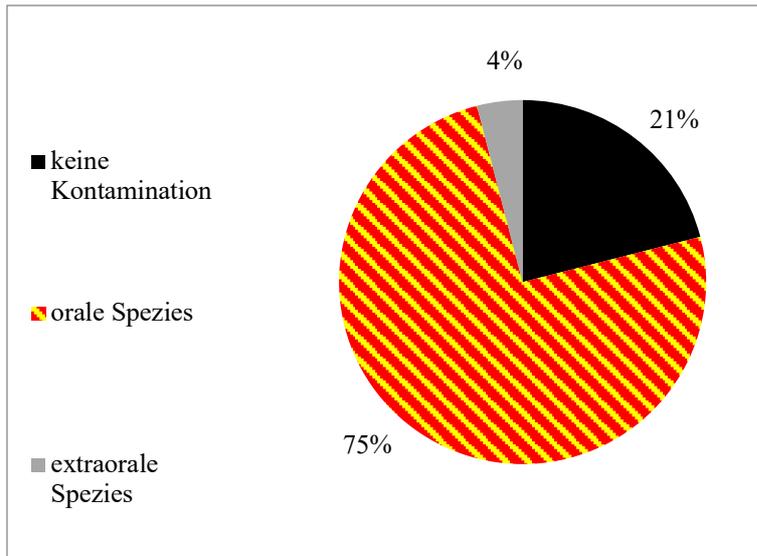


Abbildung 28: Darstellung der prozentualen Kontaminationsanteile oraler und extraoraler Spezies auf den Mund-Nasen-Schutzmasken nach der Behandlung

4.3.2 Zusammensetzung der oralen Spezies auf den Mund-Nasen-Schutzmasken

Die Zusammensetzung der Flora auf den Mund-Nasen-Schutzmasken (MNS) aus obligaten und fakultativen oralen Spezies wurde tabellarisch erfasst (Tabelle 10).

Ausschließlich fakultative orale Spezies wurden auf 33 (66 %) MNS aufgefunden.

Eine gleichzeitige Kontamination mit fakultativen und obligaten oralen Spezies wurde auf 11 (22 %) MNS aufgefunden.

Eine Kontamination mit ausschließlich obligaten oralen Spezies konnten auf 6 (12 %) MNS aufgefunden werden. Auf 3 (6 %) MNS wurden *S. aureus* isoliert. Diese wurden den fakultativen oralen Spezies zugeordnet. Bei keiner der drei mit *S. aureus* kontaminierten Proben konnte ein MRSA nachgewiesen werden.

Tabelle 10: Häufigkeitsverteilung oraler Spezies auf den Mund-Nasen-Schutzmasken nach Behandlung. Dargestellt sind die Detektionsfrequenz und die relativen Anteile der aufgefundenen oralen Spezies, unterteilt nach obligaten und fakultativen oralen Spezies

Zusammensetzung der oralen Spezies (n = 50 positive Proben)	Häufigkeit (n)	
	absolut	relativ
Obligat Oral	6	12 %
Fakultativ Oral	33	66 %
Obligat und fakultativ Oral	11	22 %

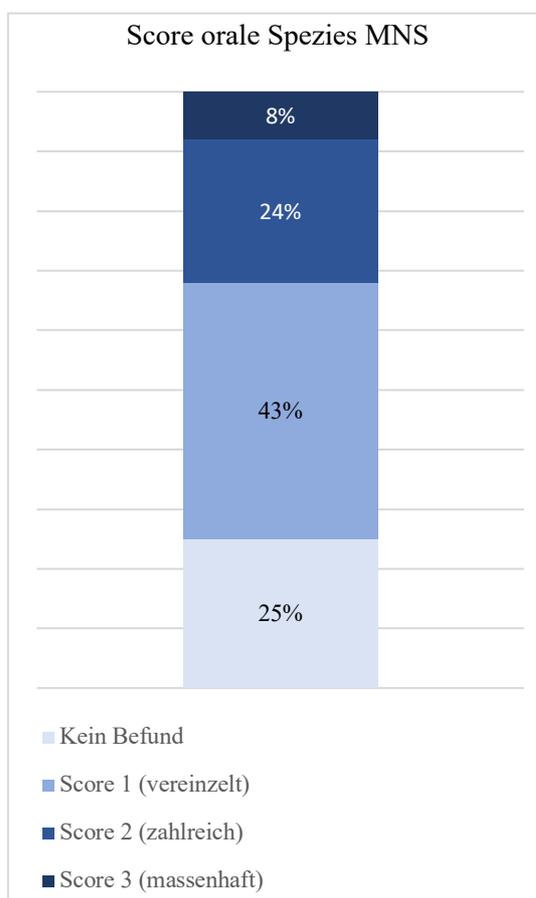
4.3.3 Score koloniebildenden Einheiten orale Spezies auf den Mund-Nasen-Schutzmasken

Die Darstellung der Quantität der auf den Mund-Nasen-Schutzmaske (MNS) aufgefundenen obligaten und fakultativen oralen Spezies erfolgte durch Ermittlung der Score Werte der koloniebildenden Einheiten (KBE) (Abbildung 29).

Auf 17 (25 %) MNS wurden keine oralen Spezies isoliert, auf 29 (43 %) MNS vereinzelt, auf 16 (24 %) MNS zahlreich und auf (8 %) MNS massenhaft orale Spezies aufgefunden.

Beim Vergleich vor und nach Behandlung ist die quantitative Veränderung der Kontamination auf den MNS mit obligaten und fakultativen oralen Spezies nach Behandlung, bei einem festgelegten Signifikanzniveau von 0,05 und einem p-Wert von 0,00001, statistisch signifikant.

Abbildung 29: Koloniescores oraler Spezies auf den Mund-Nasen-Schutzmasken nach Behandlung. Dargestellt sind die relativen Anteile der positiven Proben



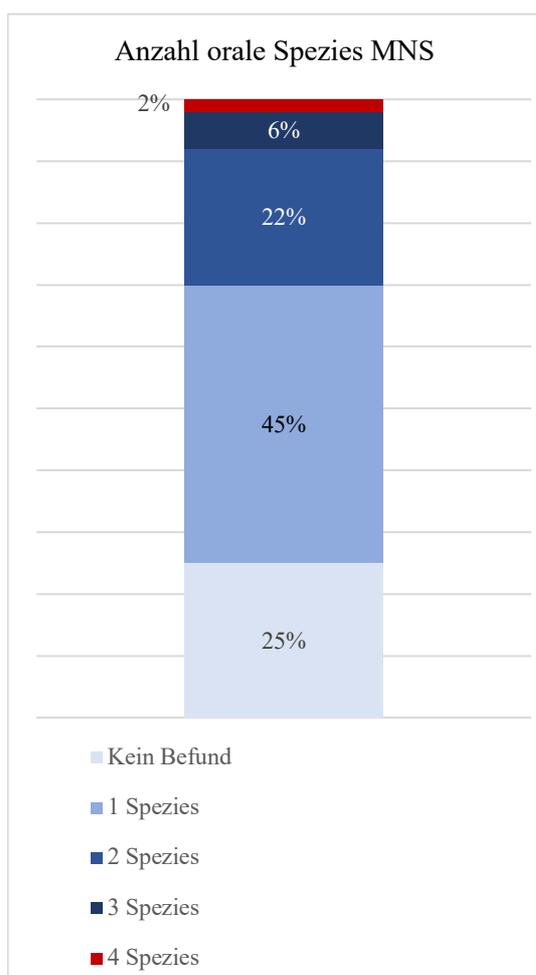
4.3.4 Anzahl der unterschiedlichen Arten oraler Spezies auf den Mund-Nasen-Schutzmasken

Zur Ermittlung der Qualität der obligaten und fakultativen oralen Spezies auf den Mund-Nasen-Schutzmasken (MNS) erfolgte die Bestimmung der Anzahl unterschiedlicher Arten oraler Spezies.

Die ermittelten Zahlenwerte werden in der Abbildung 30 dargestellt. Auf 17 (25 %) MNS konnten keine Kontamination mit oralen Spezies, auf 30 (45 %) MNS eine, auf 15 (22 %) MNS zwei, auf 4 (6 %) MNS drei und auf einer (2 %) MNS vier unterschiedliche Arten oraler Spezies isoliert werden.

Beim Vergleich vor und nach Behandlung ist die qualitative Veränderung der Kontamination auf den MNS mit obligaten und fakultativen oralen Spezies nach Behandlung, bei einem festgelegten Signifikanzniveau von 0,05 und einem p-Wert von 0,00001, statistisch signifikant.

Abbildung 30: Häufigkeitsverteilung unterschiedlicher Arten oraler Spezies auf den Mund-Nasen-Schutzmasken nach Behandlung. Dargestellt sind die relativen Anteile mit Bezug auf die Gesamtanzahl der Proben



4.4 Vergleich Kontamination der Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken mit obligaten und fakultativen oralen Spezies

4.4.1 Obligate und fakultative orale Spezies auf den Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken

Die Anzahl der mit obligaten und fakultativen oralen Spezies kontaminierten Probeentnahmestellen auf den Stirnflächen (SF) und auf den Mund-Nasen-Schutzmasken (MNS) ist tabellarisch dargestellt (Tabelle 11).

Vor der Behandlung war auf den Kontrollproben der SF eine Kontamination mit oralen Spezies auf 2 (3 %) Proben nachweisbar. Die Kontrollproben der MNS waren frei von Kontaminationen mit obligaten und fakultativen oralen Spezies. Nach der Behandlung wurde die Zunahme der Kontaminationshäufigkeit mit oralen Spezies sowohl auf den SF als auch auf den MNS festgestellt. Die Kontaminationshäufigkeit erhöhte sich dabei von 2 (3 %) SF auf 20 (30 %) SF (Abbildung 31) und von 0 MNS - Kontrollproben auf 50 (75 %) (Abbildung 32).

Tabelle 11: Vergleich der Detektionsfrequenz oraler Spezies auf Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken vor und nach Behandlung. Dargestellt werden die Häufigkeitsverteilung und die relativen Anteile

Mund-Nasen-Schutz/ Stirn (n = 67 Proben)	Positiven Proben (n) absolut	Positive Proben relativ	Negative Proben (n) absolut	Negative Proben relativ
Orale Spezies MNS vor Behandlung (Kontrollproben)	0	0 %	5	100 %
Orale Spezies MNS nach Behandlung	50	75 %	17	25 %
Orale Spezies SF vor Behandlung (Kontrollproben)	2	3 %	65	97 %
Orale Spezies SF nach Behandlung	20	30 %	47	70 %

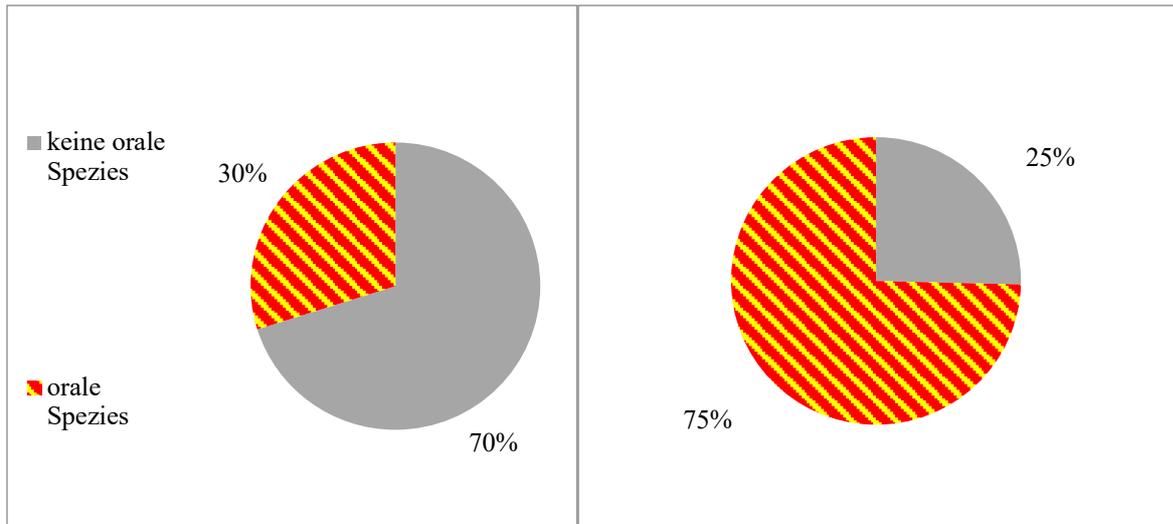


Abbildung 31: Darstellung der prozentualen Kontaminationsanteile oraler Spezies den Stirnflächen nach Behandlung

Abbildung 32: Darstellung der prozentualen Kontaminationsanteile oraler Spezies auf den Mund-Nasen-Schutzmasken nach Behandlung

4.4.2 Vergleich der Zusammensetzung oraler Spezies auf Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken nach Behandlung

Nach der Behandlung wurden auf 2 (10 %) Stirnflächen (SF) ausschließlich obligate orale, auf 16 (80 %) SF ausschließlich fakultative orale und auf weiteren 2 (10 %) SF eine Kombination aus obligaten und fakultativen oralen Spezies aufgefunden. Obligate orale Spezies konnten somit auf insgesamt 4 (20%) SF aufgefunden werden (Tabelle 12 und Abbildung 33).

Nach der Behandlung wurden auf 6 (12 %) Mund-Nasen-Schutzmasken (MNS) ausschließlich obligat orale Spezies, auf 33 (66 %) MNS ausschließlich fakultativ orale Spezies und auf 11 (22 %) MNS gleichzeitig obligate und fakultative orale Spezies identifiziert. Obligate orale Spezies konnte folglich auf 17 (34 %) MNS aufgefunden werden. (Tabelle 12 und Abbildung 34).

Tabelle 12: Vergleich der Zusammensetzung oraler Spezies auf den Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken nach Behandlung. Dargestellt sind die Detektionsfrequenz und die relativen Anteile der aufgefundenen oralen Spezies, unterteilt nach obligaten und fakultativen oralen Spezies

Zusammensetzung der oralen Spezies	SF		MNS	
	absolut	relativ	absolut	relativ
Obligat Oral	2	10 %	6	12 %
Fakultativ Oral	16	80 %	33	66 %
Obligat und fakultativ Oral	2	10%	11	22 %

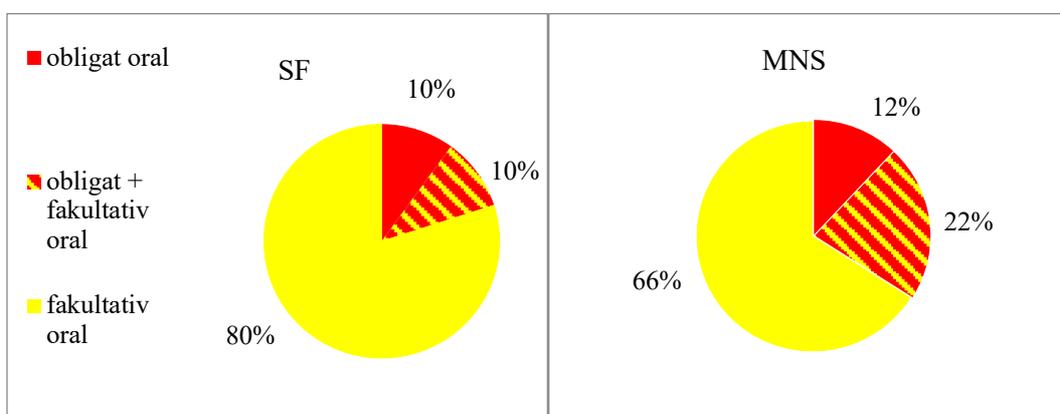


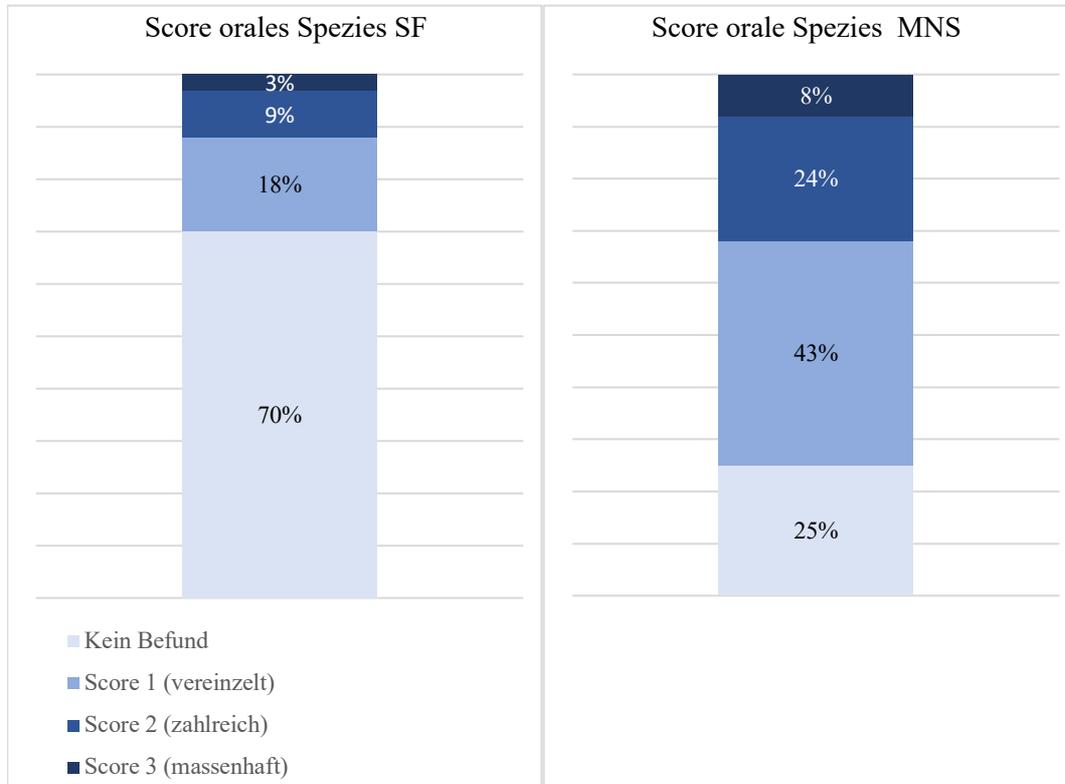
Abbildung 33: Darstellung prozentualen Zusammensetzung der Kontamination mit obligaten und fakultativen oralen Spezies der Stirnflächen

Abbildung 34: Darstellung prozentualen Zusammensetzung der Kontamination mit obligaten und fakultativen oralen Spezies der Mund-Nasen-Schutzmasken

4.4.3 Semiquantitativer Vergleich der Besiedlung mit oralen Spezies zwischen Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken

Der Unterschied in der Quantität der Kontamination mit oralen Spezies zwischen Stirnflächen (SF) und Mund-Nasen-Schutzmasken (MNS) nach Behandlung wurde durch den Vergleich der Koloniescores oralen Spezies ermittelt (Abbildung 35). Der semiquantitative Unterschied der Kontamination mit obligaten und fakultativen oralen Spezies zwischen SF und MNS war, bei einem festgelegten Signifikanzniveau von 0,05 und einem p-Wert von 0,00005, statistisch signifikant. Auf den MNS eine höhere Besiedlungsquantität mit obligaten und fakultativen oralen Spezies nachweisbar.

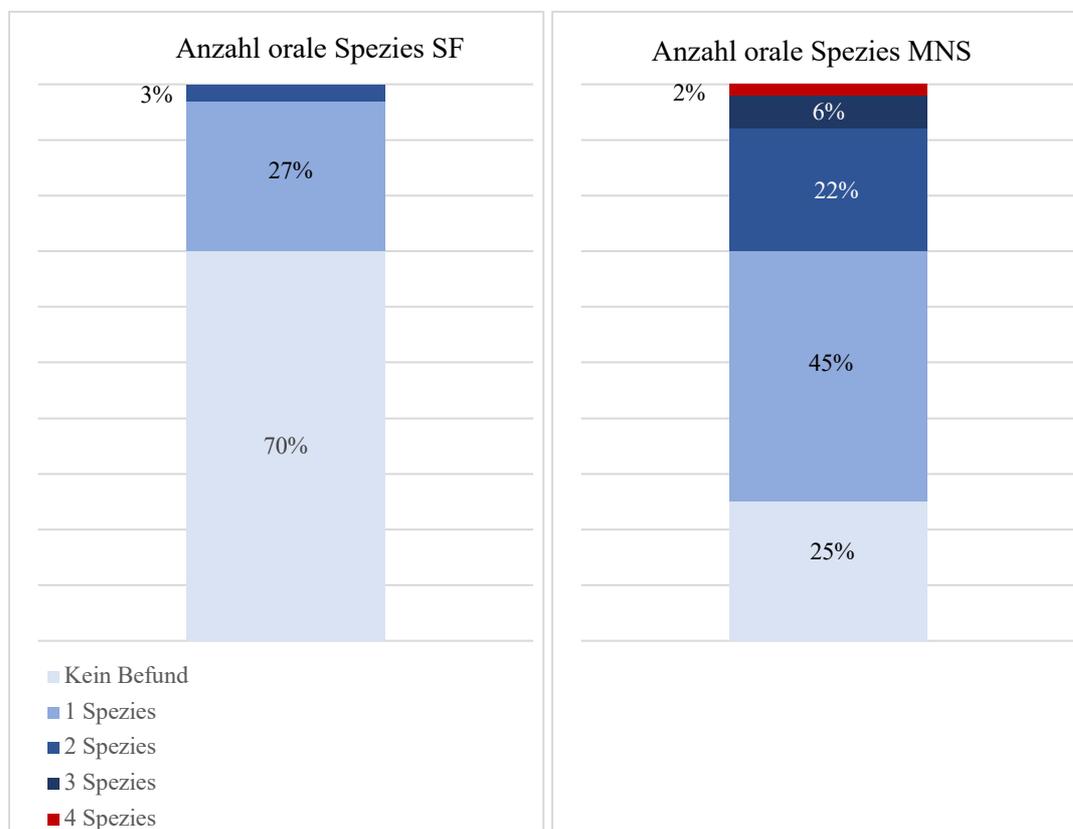
Abbildung 35: Vergleich der Koloniescores oraler Spezies auf den Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken nach Behandlung. Dargestellt sind die relativen Anteile der positiven Proben



4.4.4 Qualitativer Vergleich der Kontamination mit oralen Spezies zwischen Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken

Der Unterschied in der Qualität der Kontamination zwischen Stirnflächen (SF) und Mund-Nasen-Schutzmasken (MNS) wurde durch den Vergleich der Anzahl unterschiedlicher Arten oraler Spezies nach Behandlung bestimmt (Abbildung 36). Der Unterschied der Qualität der Kontamination zwischen SF und MNS mit obligaten und fakultativen oralen Spezies war, bei einem festgelegten Signifikanzniveau von 0,05 und einem p-Wert von 0,00001, statistisch signifikant. Dabei war auf den MNS eine höhere Quantität obligater und fakultativer oralen Spezies nachweisbar.

Abbildung 36: Vergleich der Häufigkeitsverteilung unterschiedlicher Arten oraler Spezies auf den Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken nach Behandlung. Dargestellt sind die relativen Anteile mit Bezug auf die Gesamtanzahl der Proben



4.5 Weitere Befunde

Vor der Behandlung wurden auf 5 (8 %) Stirnflächen (SF), nach der Behandlung auf 6 (9 %) SF und auf 7 (10 %) Mund-Nasen-Schutzmasken (MNS) Keime der extraoralen, kopffernen Spezies der orangen Gruppe aufgefunden.

Dabei handelte es sich auf allen 5 SF vor der Behandlung und allen 6 SF nach Behandlung um *S. saprophyticus*.

Auf 1 (2 %) MNS eine Clostridium Spezies (obligat anaerober), auf 1 (2 %) MNS E. Coli (fakultativ anaerob), auf 1 (2 %) MNS-Probe *S. haemolyticus*, auf 4 MNS *S. saprophyticus* und auf 1 MNS *Leclercia adecarboxylata* identifiziert. Mittels DNA-Sequenzierung war eine genaue Differenzierung zwischen den Spezies *Clostridium praputrificum*, *C. isatidis*, *C. algidicarnis*, *C. putrefaciens* nicht möglich. *S. aureus* wurde auf 4 (6 %) SF vor der Behandlung, auf 3 (5 %) SF nach der Behandlung und auf n = 3 (5 %) MNS aufgefunden. Ein MRSA Nachweis konnte für keine dieser Proben erbracht werden.

5 Diskussion

In der folgenden Diskussion sollen das Verfahren und die Ergebnisse dieser Studie kritisch hinterfragt und Anregungen zu weitergehenden Untersuchungen gegeben werden.

Die vorliegende Arbeit basiert auf Erkenntnissen aus bereits vorliegenden Untersuchungen mit Nachweisen von oralen Keimen im Behandlungsumfeld (Singh, et al., 2016), auf Kontaktlinsen des Behandlungsteams (Afzha, et al., 2016), in der Raumluft von zahnärztlichen Behandlungseinrichtungen (Grenier, 1995; Maghouth, et al., 2007), den Untersuchungen zur Ausdehnung der Verteilung von durch die zahnärztliche Behandlung exponierten Mikroorganismen in das Behandlungsumfeld und die Schutzbekleidung (Najatidenesh, et al., 2013; Singh, et. al., 2016; Gund, et al., 2020; Sachdev, et al.) und den Erkenntnissen, dass die natürlichen Schutzmechanismen der Haut, der hautbesiedelnden Bakterien und antimikrobielle Peptide effektiv die Besiedlung mit potenziell pathologischen Spezies verhindern können (Schröder, 2002; Pasparakis et al., 2014; Harder, 2016).

Ziel dieser Arbeit war es festzustellen, ob zahnärztlichen Prozeduren durch Aerosolbildung und Versprengung von Flüssigkeitstropfen zur Veränderung der Gesamtkontamination auf den Stirnflächen des durchführenden Personals führen, ob eine prozedurbedingte Kontamination der Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken mit oralen Spezies nachgewiesen werden kann und Unterschiede in der Kontamination der Stirnflächen und der Mund-Nasen-Schutzmasken mit den aus der Mundhöhle versprengten oralen Spezies aufgefunden werden können.

Hierzu wurde die mikrobielle Kontamination der Stirnflächen und der Mund-Nasen-Schutzmasken des durchführenden Personals, unter besonderer Berücksichtigung der aus der Mundhöhle stammender Spezies, vor und nach zahnärztlicher Prozedur bestimmt.

5.1 Eigene Ergebnisse

Die Stirnflächen und die Mund-Nasen-Schutzmasken befinden sich während den zahnärztlichen Behandlungsmaßnahmen in einem annähernd gleichen Abstand von der Kontaminationsquelle, der Mundhöhle des Patienten. Die durchgeführten zahnärztlichen Behandlungsmaßnahmen hatten zur Folge, dass auf beiden untersuchten Oberflächen eine Veränderung der Kontamination mit oralen Spezies aufgefunden werden konnte. Eine Veränderung der Gesamtkontamination, die sich zusammensetzt aus der Summe der oralen und extraoralen Spezies, auf den Stirnflächen jedoch nicht nachweisbar war. In der vorliegenden Pilotstudie wurden auf 63 (94 %) Stirnflächen (SF) vor Behandlung und auf 64 (96 %) SF nach Behandlung Keime aufgefunden (Anlage). Diese Gesamtkontamination setzte sich zusammen aus der Summe der extraoralen und oralen Spezies. Die statistische Auswertung ergab, dass bei einem festgelegten Signifikanzniveau von 0,05 und einem p-Wert von 0,5705, kein statistisch signifikanter Unterschied zwischen der gesamten Speziesanzahl vor

und nach Behandlung festgestellt werden konnte. Weiter wurde bei einem festgelegten Signifikanzniveau von 0,05 und einem p-Wert von 0,6432, keine statistisch signifikante Veränderung in der Anzahl unterschiedlicher Speziesarten festgestellt. Die hierzu aufgestellte Nullhypothese kann nicht verworfen werden. Es wird davon ausgegangen, dass die natürlichen Schutzfunktionen der Cutis das Überschreiten einer natürlichen Kontaminationsdicht, welche möglicherweise pathologische Veränderungen zur Folge hätte, verhindert.

Eine Kontamination der SF mit obligaten und fakultativen oralen Spezies wurden vor Behandlung auf 2 (3 %) SF und nach der Behandlung auf 20 (30 %) SF aufgefunden. Bei den vor Behandlung auf zwei SF aufgefundenen oralen Spezies handelt es sich um obligate orale Spezies. Die Zusammensetzung der oralen Spezies auf den 20 SF, die nach der Behandlung aufgefunden wurden, bestand aus 2 (10 %) mit obligaten Mundhöhlenspezies, 16 (80 %) mit fakultativen Mundhöhlenspezies und 2 (10 %) mit einer Kombination dieser beiden Speziesarten. Auf 44 (66 %) SF konnten weder obligate noch fakultative orale Spezies, sondern ausschließlich residente Spezies aufgefunden werden (Anlage). Die statistische Auswertung des Scores der kolonierbaren Einheiten (KBE) und der Anzahl unterschiedlicher oraler Spezies im Vergleich vor und nach Behandlung ergaben, bei einem festgelegten Signifikanzniveau von 0,05 und einem p-Wert $< 0,00001$, dass eine signifikante Veränderung der Qualität und Quantität in der Kontamination mit oralen Spezies auf den SF nach der Behandlung aufgefunden werden konnte. Damit konnte die Alternativhypothesen bestätigt werden.

Die Auswertungen der Untersuchungsergebnisse der Mund-Nasen-Schutzmasken (MNS) zeigte, dass auf keiner der fünf Kontrollproben, jedoch nach Behandlung auf 50 (75 %) MNS eine Kontamination mit oralen Spezies aufgefunden werden konnte. Die Zusammensetzung der oralen Spezies auf den 50 MNS bestand aus 6 (12 %) mit obligaten Mundhöhlenspezies, aus 33 (66 %) mit fakultativen Mundhöhlenspezies und aus 11 (22 %) mit einer Kombination dieser beiden Speziesarten. Auf 3 (6 %) MNS wurde *S. aureus* aufgefunden (Anlage). Ein MRSA Nachweis konnte nicht erbracht werden. Die statistische Auswertung des Score kolonierbaren Einheiten und der Anzahl unterschiedlicher oraler Spezies im Vergleich vor und nach Behandlung ergab, bei einem festgelegten Signifikanzniveau von 0,05 und einem p-Wert $< 0,00001$, dass eine signifikante Veränderung der Qualität und Quantität der Kontamination mit oralen Spezies auf den MNS nachgewiesen werden konnte. Auch hier konnte die Alternativhypothesen bestätigt werden.

Im Vergleich zwischen der prozedurbedingten Kontamination der Stirnflächen (SF) und Mund-Nasen-Schutzmasken (MNS) wurde festgestellt, dass nach den zahnärztlichen Behandlungen auf 20 (30 %) SF und auf 50 (75 %) MNS eine Kontamination mit oralen Spezies aufgefunden wurde (Anlage). Obwohl beide Untersuchungsflächen sich bei den Prozeduren in unmittelbarer räumlicher Nähe zueinander befanden und damit in annähernd gleichem Abstand zur Mundhöhle des Patienten, konnte eine um das 2,5-fache häufigere Kontamination mit oralen Spezies auf den MNS aufgefunden werden.

Zur detaillierten Bestimmung der Unterschiede der Quantität und Qualität der Kontamination zwischen SF und MNS wurden die erhobenen Werte des Scores kolonierbaren Einheiten und die Anzahl

unterschiedlicher Arten oraler Spezies miteinander verglichen. Die statistische Auswertung ergab, bei einem festgelegten Signifikanzniveau von 0,05 und einem p-Wert $< 0,00005$, dass im Vergleich zwischen SF und MNS ein signifikanter Unterschied in der Quantität der Kontamination mit oralen Spezies festgestellt werden konnte. Auch konnte gezeigt werden, dass im Vergleich zwischen SF und MNS, bei einem festgelegten Signifikanzniveau von 0,05 und einem p-Wert $< 0,0001$, ein signifikanter Unterschied in der Qualität der Kontamination mit oralen Spezies nachgewiesen werden konnte.

Obwohl von einem vergleichbaren Kontaminationsmechanismus durch das bei der Behandlung entstehende Aerosol und die versprengten Flüssigkeitstropfen für die SF und MNS ausgegangen wird, könnten auch hier die natürlichen Schutzmechanismen der Cutis der Grund sein, dass auf den SF eine geringere Kontaminationsdichte mit oralen Spezies aufgefunden wurde als auf den MNS. Die aufgestellte Nullhypothese, dass kein Unterschied der Kontamination auf den SF und MNS mit oralen Spezies festgestellt wird, kann hier verworfen werden. Damit tritt die Alternativhypothese auch hier in Kraft.

5.1.2 Weitere Befunde

Auf den Stirnflächen konnten vor und nach Behandlung, sowie auf den Mund-Nasen-Schutzmasken Spezies aus anderen, kopffernen Körperregionen aufgefunden werden. Darunter waren auf $n = 1$ MNS eine obligat anaerobe Clostridium Spezies und auf $n = 1$ MNS ein fakultativ anaerober E. Coli auffindbar (Anlage). Es handelt sich hierbei um keine residente Flora des Mundraumes. Jedoch können mit der Nahrung aufgenommene Clostridium Spezies gelegentlich als transienter Keim in der Mundhöhle aufgefunden werden. Der Ausschluss einer transienten Kontamination hätte durch einen Abstrich der Mundhöhle erfolgen können. In der vorliegenden Pilotstudie wurde davon ausgegangen, dass die hier aufgefundenen kopffernen Spezies nicht behandlungsbedingt aus der Mundhöhle des Patienten auf die SF oder MNS versprengt wurden. Die vorliegende Pilotstudie scheint vorherige Untersuchungen (Geffers, et al., 2002) zu bestätigen, dass nicht bei allen Tätigkeiten, bei denen eine hygienische Händedesinfektion durchgeführt werden sollte, auch entsprechend gehandelt wurde. Durch die strikte Einhaltung von Flächen- und Händedesinfektionsmaßnahmen wird eine Übertragung von krankheitserregenden sicher vermieden (Volgenant & Soest, 2018; Chowdhury, et al., 2018). Die durch Berührung stattfindende Übertragung von den auf der kontaminierten MNS aufgefundenen Mikroorganismen auf die Handflächen ist nachgewiesen (Gund, et al., 2020). Damit ist eine weitere Übertragung von Krankheitserregern über die Handflächen auf andere Oberflächen zu erwarten. Die in der vorliegenden Studie auf den SF aufgefundenen kopffernen Spezies könnten möglicherweise von dort durch eine erneute Berührung auf die Handflächen übertragen und dann zu Kreuzkontaminationen führen. Unter Einhaltung der fünf Momente der Händehygiene (KRINKO, 2016) sind solche Kreuzkontaminationen vermeidbar (Volgenant & Soest, 2018).

5.2 Diskussion der Ergebnisse

Das Ergebnis der prozedurbedingten Veränderung der Gesamtkontamination der Stirnflächen (SF) war zu erwarten gewesen. Durch die vorliegende Literatur wird beschrieben, dass für die physiologische Kolonisationsdichte auf der Haut mit Mikroorganismen eine Obergrenze besteht, deren Überschreitung pathologische Veränderungen zur Folge haben kann (Hahn, et al., 2005; Groß et al., 2013; Hof et al., 2017).

Die physiologische Kolonisationsdichte liegt hier bei bis zu 1000 Keime pro Quadratzentimeter Hautoberfläche (Groß et al., 2013). In der vorliegenden Pilotstudie konnte gezeigt werden, dass sich nach der Behandlung zum Zeitpunkt der Probeentnahme weder die Anzahl noch die Vielfalt der Spezies auf den SF statisch signifikant geändert haben. Es konnte jedoch gezeigt werden, dass die transienten oralen Spezies die auf den SF residenten extraoralen Spezies verdrängen konnten. Es wird vermutet, dass durch den festgestellten Verdrängungseffekt die Überschreitung einer physiologischen Keimkonzentration verhindert wird, welche möglicherweise krankheitserregende mikrobiologische Bedingungen zur Folge hätte. Die Elimination der transienten Mikroorganismen erfolgt durch Interaktion der residenten Flora und den weiteren Abwehrmechanismen der Cutis, so dass es bei normaler Abwehrlage des Wirtes zu einer Wiederherstellung der physiologischen Flora auf der Haut kommt (Gallo & Hooper, 2012; Hof et al., 2017). Eine signifikant nachweisbare Elimination von transienten Mikroorganismen fünf Stunden nach Kontamination konnte bereits auf den unbekleideten Unterarmen von Probanden nachgewiesen werden (Aly, et al., 1972).

Eine gezielte Untersuchung zur prozedurbedingten Veränderung der Kontamination der Stirnflächen mit obligaten und fakultativen oralen Spezies liegt nicht vor (Tabelle 9 und Abbildung 26 und 27). Die vorliegenden Ergebnisse lassen sich anhand von Studien zur prozedurbedingten Kontamination des Behandlungsteams erklären. Diese konnten nachgewiesen, dass es bei aerosolproduzierenden Behandlungsschritten in der Zahnmedizin zur Kontamination des Behandlungsteams kommen kann (Grenier, 1995; Singh, et al., 2016). Die Versprengung und räumliche Verteilung von Aerosolen und Flüssigkeitstropfen auf die Gesichtsregionen des zahnärztlichen Behandlungsteams wurde bereits durch vorangegangene Studien nachgewiesen (Nejatidanesh, et al., 2013). Die Ergebnisse zeigten, dass die Hauptbelastung im Gesicht im Bereich der Nase und im medianen Augenwinkel entsteht. Eine Typisierung der an der Kontamination beteiligten Spezies wurde in der Untersuchung von Nejatidanesh, et al. nicht erbracht. Mittels Modellsituation einer zahnärztlichen Behandlung wurde durch die Versprengung von Fluoreszenzfarbstoff die Kontamination der Gesichtsfläche des Behandlungsteams bei aerosolproduzierenden Behandlungsmaßnahmen festgestellt werden (Veena, et al., 2015). Dabei wurde am linken Auge der Assistenz die höchste Kontaminationsdicht im Gesicht aufgefunden (Veena, et al., 2015). Die prozedurbedingte Versprengung von Mikroorganismen aus der Mundhöhle auf die Kontaktlinsen des Behandlungsteams konnte ebenfalls nachgewiesen werden (Afzha, et al., 2016). Diese Studien bestätigen die prozedurbedingte Kontamination auf den Gesichtsflächen des

Behandlungsteams mit oralen Spezies. Eine kontaminationsbedingte Hauptbelastung der Gesichtsflächenanteile ist dabei laut Studienlage nicht auf den Stirnflächen zu erwarten. Durch die jetzt vorliegende Pilotstudie konnte ein qualitativer und quantitativer Nachweis der Kontamination der Stirnfläche des Behandlungsteams mit obligaten und fakultativen oralen Spezies erstmalig erbracht werden. Damit kann hier die Nullhypothese verworfen werden.

Die in der Pilotstudie dargestellte prozedurbedingte Kontamination der Mund-Nasen-Schutzmaske (MNS) mit oralen Spezies war aufgrund der vorliegenden Studienlage ebenfalls zu erwarten (Tabelle 13 und Abbildung 28). Aerosolproduzierende Behandlungsschritte können zur Kontamination der Schutzbekleidung des Behandlungsteams führen (Grenier, 1995; Singh, et al., 2016). Nach Burton, et al. sind Kontaminationen der Gesichtsfläche und der MNS sogar unvermeidbar (Burton, et al., 1990). Ein Vergleich der mikrobiellen Kontamination der Mund-Nasen-Schutzmaske, der Schutzbrille, der Bekleidung und dem bekleideten Unterarm des Behandlers vor und nach Behandlungsmaßnahmen erbrachte, dass behandlungsbedingt ein signifikanter Anstieg der Kontaminationsdichte entsteht (Watanabe, et al., 2018). Untersuchungen zur behandlungsbedingt kontaminierten der MNS ergaben, dass dort obligate und fakultative orale Spezies aufgefunden wurden (Sachdev, et al., 2020; Gund, et al., 2020). Selbst auf der Innenseite der MNS konnte in einer mit Fluoreszenzfarbstoffen durchgeführten Untersuchung eine Kontamination nachgewiesen werden (Veena, et al., 2015).

Die in der vorliegenden Pilotstudie auf den SF und MNS aufgefundenen Keime aus der Mundhöhle des Patienten setzten sich aus obligaten und fakultative Mundhöhlenspezies zusammen (Tabelle 18 und Abbildung 31 und 32). Eine bereits vorliegende Studie besagt, dass in der Mundhöhle von 86,7 % der untersuchten Patienten fakultative orale Spezies aufgefunden wurden (Martins dos Santos, et al. 2014). Die Tatsache, dass in der aktuellen Pilotstudie regelmäßig fakultative orale Spezies auf den SF und MNS nach der Behandlung aufgefunden wurden, lässt sich durch diese Studienlage begründen.

Eine vergleichbare Studie, die den Unterschied der Kontamination zwischen der SF und der MNS mit oralen Spezies aufgezeigt liegt noch nicht vor. Die Ergebnisse der Pilotstudie waren jedoch aufgrund der vorliegenden Studienlage zu erwarten. Der in der Pilotstudie festgestellte Unterschied könnte durch die natürliche Schutzmechanismen und Abwehrfunktionen der Haut, der dort residenten Mikroorganismen und der Wirkung der antimikrobiellen Peptide begründet werden, die eine Besiedlung mit transienten Mikroorganismen unterdrücken. Die residente Flora der Haut unterstützt dabei die Abwehr von transienten Mikroorganismen, welche pathologische Prozesse beim Wirt auslösen können (Hof et al., 2019). Die residente Flora hat somit eine „Türsteherfunktion“ bei der Abwehr von potentiellen Krankheitserregern. Zum Schutz vor einer Besiedlung mit pathogenen und/ oder transienten Mikroorganismen produzieren die Epithelien der Haut, die der Schleimhäute und die hautbesiedelnden Bakterien antimikrobielle Peptide (Gallo & Hopper, 2012; Pasparakis, et al., 2014; Harder, 2016). Diese Peptide werden umgangssprachlich als körpereigene Antibiotika bezeichnet und sind bereits in kleinen Konzentrationen in der Lage das Wachstum von Mikroorganismen schnell und effizient zu hemmen (Schröder, 2002; Gallo & Hooper, 2012; Harder, 2016). Die durch hautbesiedelnde Bakterien induzierte

Produktion von Psoriasin wird an Körperstellen mit hoher Bakteriendichte, wie z.B. auf der Stirn, den Unterarmen, den Handflächen und Achselhöhlen, aufgefunden (Schröder, 2002). Zusätzlich wird durch den natürlichen Säureschutzmantel der Haut, dessen pH- Wert bei < 5 liegt (Lambers, et al., 2006; Segger, et al., 2007), das Wachstum der transienten Spezies gehemmt und das der residenten Flora stabilisiert (Lambers, et al. 2006). Diese Schutzmechanismen sind auf der MNS nicht vorhanden, so dass dort, bei vergleichbarem Kontaminationsmechanismus und vergleichbarer Kontaminationsdistanz, eine höhere Ansammlung mit Spezies aus der Mundhöhle aufgefunden werden konnte. Beeinträchtigt man experimentell die Funktion der dermalen und mikrobiologischen Schutzmechanismen auf der Hautoberfläche, ermöglicht dies die Ansiedlung der transienten Mikroorganismen auf der Haut (Aly, et al., 1972). Die natürlichen Schutzmechanismen der Haut und die der hautbesiedelnden Bakterien verhindern effektiv die Besiedlung mit potentiell pathologischen Spezies aus der Mundhöhle (Schröder, 2002; Pasparakis, et al., 2014; Harder et al., 2016). Zusätzlich wurde durch vorherige Studien nachgewiesen, dass die durch prozedurbedingte Kontamination entstandene Hauptbelastung der Gesichtsareale im Bereich der Nase, im medianen Augenwinkel und am linken Auge der Assistenz und nicht auf den Stirnflächen des Behandlungsteams zu erwarten sind (Nejatidanesh, et al., 2013; Veena, et al., 2015).

Die im Rahmen der zahnmedizinischen Behandlung prozedurbedingt entstehenden Aerosole und Flüssigkeitstropfen haben nachweislich die Versprengung von obligaten und fakultativen Mundhöhlenspezies des Patienten zur Folge. Aufgrund der räumlichen Nähe zur Mundhöhle des Patienten, entsteht dabei eine Kontamination der SF und der MNS des Behandlungsteams mit obligaten und fakultativen oralen Spezies. Die vorliegende Pilotstudie konnte diesbezüglich bereits bestehenden Studienlage bestätigen. Ergänzend zu der vorliegenden Studienlage konnte ein Unterschied der Kontaminationsdichte mit oralen Spezies auf der SF und MNS nachgewiesen werden. Zusätzlich wurde die Kontamination der SF des Behandlungsteams mit oralen Spezies nachgewiesen. Die hierzu aufgestellten Nullhypothesen können damit verworfen werden.

5.3 Limitationen

Bei der vorliegenden Pilotstudie wurden weder das Alter, bestehende Vorerkrankungen, die allgemeine Abwehrlage, die Qualität der Mundhygiene, ein intraorales Infektionsgeschehen oder eine stattgefundene stationäre Behandlung in den letzten sechs Monate bei der Auswahl der Patienten berücksichtigt. Diese Komponenten können ggf. Auswirkungen auf die Qualität und Quantität der Mikroorganismen in der Mundhöhle haben (Gao, et al., 2018). Die erhöhte Transmissionsgefahr von MRSA oder anderen multiresistenten Keimen vom Patienten auf das Behandlungsteam nach stattgefunder stationärer Krankenhausbehandlung wäre zu untersuchen. In der vorliegenden Studie wurde *S. aureus* sowohl auf den Stirnflächen (SF), als auch auf den Mund-Nasen-Schutzmasken (MNS)

aufgefunden. Ein MRSA konnte nicht nachgewiesen werden. Die Messung der bakteriellen Kontaminationsdichte auf den SF und MNS erfolgte mittels Bestimmung koloniebildende Einheiten (KBE) und entsprach damit dem hier üblicherweise angewendeten Messverfahren (Kumbargere, et al., 2020). Durch die unterschiedliche Art der Probengewinnung, Abstrich der SF und Abklatsch der MNS, entsteht eine Limitation in der quantitativen Vergleichbarkeit dieser Untersuchungsergebnisse.

Um einen uneingeschränkten quantitativen Vergleich der Kontamination zwischen SF und MNS zu erhalten, ist die gleiche Art der Probegewinnung auf beiden untersuchten Oberflächen notwendig.

Eine Variabilität bei der Probegewinnung Hinsichtlich unterschiedlicher Anpresskraft und auf die Medien aufgebrauchte Flächengröße der MNS, sowie unterschiedliche Anpresskraft des Abstrichtupfers und Größe der für den Abstrichflächen konnte ausgeschlossen werden, da alle Proben von einem Untersucher entnommen wurden.

Die Fragestellung, ob bestimmte Patientengruppen mit z.B. unzureichender Mundhygiene, akuten Infektionen in der Mundhöhle oder einer reduzierten Abwehrlage ein qualitativ und quantitativ erhöhtes Risiko für die Übertragung von fakultativ oder obligat pathogenen Keimen haben wurde nicht verfolgt. Im Zuge zunehmender Spezialisierung auf dem Gebiet der Zahnmedizin kann die Kontamination mit unterschiedlichen mikrobiellen Profilen eine Rolle spielen könnten. So wären Unterschiede z.B. zwischen Kinderzahnheilkunde- und seniorenbetreuenden Praxen ebenso zu erwarten wie zwischen implantologisch und zahnerhaltend-restaurativ orientierten Praxen (Gao, et al., 2018).

Um die hier bestehenden Unterschiede besser beurteilen zu können, hätte vor der Behandlung eine Untersuchung der Patienten mittels eines Abstriches aus der Mundhöhle erfolgen können.

In der Pilotstudie wurde ausschließlich nur ein Modell der MNS (Typ II Barrier, Mölnlycke Health Care, Düsseldorf, Deutschland) getragen und untersucht. Durch die Verwendung eines anderen Mund-Nasen-Schutzmasken Modells, welches sich in der Oberflächenbeschaffenheit von dem verwendeten Produkt unterscheidet und dadurch eine abweichende Anlagerungsmöglichkeit für Mikroorganismen bietet, sind andere Untersuchungsergebnisse denkbar. Z.B. führen Masken mit einer zusätzlichen antimikrobiellen Beschichtung zur Reduzierung der Keimbelastung auf der Maskenoberfläche (Liu, et al., 2019; Li, et al., 2006).

Bei der Probeentnahme von der Stirn der Behandelnden wurde die unterschiedliche Bedeckung der Stirnflächen durch die Kopfbehaarung nicht betrachtet. Eine reduzierte Kontaminationsgefährdung der Stirn durch stirnbedeckende Kopfhare kann jedoch nicht ausgeschlossen werden.

Die Stirnflächen und die Mund-Nasen-Schutzmasken der Behandelnden wurden 60 - 90 Minuten nach Behandlungsbeginn untersucht. Der Zeitabstand zwischen der maximalen Kontamination durch Aerosole und Tröpfchen und der Probeentnahme nach Behandlung ist dadurch unterschiedlich. Ist die Keimbelastung bei der Verwendung von rotierenden und wasserführenden Systemen erhöht, so sinkt diese nach Beendigung der Behandlungstätigkeiten (Kimmerle, et al., 2012). Eine Probeentnahme unmittelbar nach erfolgter Kontamination durch Aerosole und Tröpfchen könnte abweichenden Untersuchungsergebnisse zur Folge haben.

Durch eine unmittelbar nach der Entnahme der jeweiligen Proben durchgeführte Entnahme einer Zweitprobe hätten zusätzliche Daten gewonnen werden können um Messungenauigkeiten zu reduzieren. Die aufgefundenen Mikroorganismen wurden nach klassischem Verfahren auf Agarplatten kultiviert und anschließend mittels MALDI-TOF Verfahren spezifiziert. Dabei wurden nur Spezies nachgewiesen, die vital und kultivierbar waren. Eine verbesserte Genauigkeit bei der Analyse der aufgefundenen Mikroorganismen, ohne vorherige Kultivierung, könnte durch die Anwendung einer PCR-Technik erfolgen. Durch die PCR-Technik lässt sich zusätzlich analysieren, ob die aufgefundenen Mikroorganismen lediglich anwesend oder auch stoffwechselaktiv sind (Brinkmann, et al., 2006). Die dabei miterfassten avitalen Keime sind für die Infektion des Personals jedoch ohne weitere Bedeutung. Zur Identifizierung der Kontaminationsdichte einer Oberfläche mit Mikroorganismen steht ebenfalls die ATP-Biolumineszenzanalyse zur Verfügung. Bei Anwendung dieser Technik kann die Kolonisationsdichte mit lebensfähigen Mikroorganismen bestimmt werden, aber keine Spezifizierung erfolgen (Watanabe, et al. 2018).

Nach erfolgtem Stirnabstrich wurden die Nylon-Flockfaser-Abstrichtupfer in einer mit dem Amies-Medium gefülltem Transportröhrchen aufbewahrt. Die Beimpfung der Medien erfolgte zeitversetzt mittels Dreiösenausstrich. Aufgrund der zeitversetzten Beimpfung kann nicht ausgeschlossen werden, dass eine präanalytischen Keimvermehrung im Transportröhrchen entstanden ist.

Auf MNS wurden Mikroorganismen der kopffernen Spezies (orangen Gruppe) nach der Behandlung aufgefunden. Dabei handelt es sich um eine Clostridium Spezies, *E. coli* und *S. haemolyticus*. Diese Spezies sind hauptsächlich in der Achselregion, in der Leiste, in der Dammregion und im Darm auffindbar und vermutlich nicht durch die behandlungsbedingte Kontamination auf die MNS gelang. Als Ursache für die Kontamination der MNS mit Mikroorganismen der kopffernen Spezies (orangen Gruppe) wird auf eine unzureichende Greifdisziplin der Behandler und damit eine direkte Übertragung von den Handflächen vermutet.

5.4 Zusammenfassung/ Schlussfolgerung

Durch die vorliegende Studie konnten nachgewiesen werden, dass es bei spraynebelproduzierenden zahnärztlichen Behandlungen regelmäßig zur Kontamination der Stirnfläche und der Mund-Nasen-Schutzmasken des Behandlungsteams mit Keimen aus der Mundhöhle des Patienten kommt. Dabei wurde festgestellt, dass auf den Mund-Nasen-Schutzmasken um das 2,5-fache häufiger Mundflora aufgefunden werden konnten als auf den Stirnflächen der Probanden. Es konnte ein statistisch signifikanter Unterschied der Qualität und Quantität der Flora im Vergleich zwischen Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken festgestellt werden, wobei die Mund-Nasen-Schutzmasken eine höhere Kontaminationsdichte aufwiesen. Die Ergebnisse lassen vermuten, dass die natürlichen

Schutzmechanismen der Haut eine Neubesiedlung mit transienten Mikroorganismen aus der Mundhöhle effektiv reduzieren. Weiter kann angenommen werden, dass die kontaminationsbedingte Hauptbelastung der Gesichtsareale nicht auf den Stirnflächen des Behandlungsteams zu erwarten ist. Ungeachtet dieser Feststellung sollten die Stirnflächen nach behandlungsbedingter Kontamination als mögliche Quelle für eine Kreuzkontamination angesehen werden, weil eine Übertragung der dort aufgefundenen Mundflora nicht ausgeschlossen werden kann. Schutzmaßnahmen zur Verhinderung der behandlungsbedingten Kontamination oder die Einbeziehung der Stirnflächen in entsprechende hygienische Reinigungsmaßnahmen sind zu empfehlen. Dabei könnte die Erweiterung der aktuell standardisierten Schutzbekleidung um ein Gesichtsschild und eine Kopfhaut als protektive Maßnahme empfohlen werden. Weitere Studien müssen durchgeführt werden um festzustellen, mit welcher Regenerationsphase zur Wiederherstellung physiologischer Flora und der vollständigen Eliminierung der transienten Mundflora auf der Stirnfläche gerechnet werden kann, und ob bei längeren Behandlungszeiträumen und mehrfachem Patientenwechsel eine Zunahme der Kontaminationsdichte zu erwarten ist. In einer aktuellen Studie (Gund, et al., 2020) konnte gezeigt werden, dass nach Berührung der kontaminierten Mund-Nasen-Schutzmaske eine Kreuzkontamination von den dort vorhandenen Mikroorganismen auf weitere Oberflächen mit einer Wahrscheinlichkeit von 33% - 100% zu erwarten ist. Dieses Gefährdungspotential für Kreuzkontaminationen gilt es für die kontaminierten Stirnflächen ebenfalls zu bestimmen. Die aus der Studie von Gund, et al., 2020 resultierende Empfehlung lautet, dass die Berührung der Mund-Nasen-Schutzmaskenaußenflächen nach aerosolproduzierenden Behandlungen zu vermeiden ist und ein Wechseln der Schutzmaske nach Abschluss der Therapiemaßnahme durchgeführt werden soll. Das Herabziehen der Mund-Nasen-Schutzmaske mit ungeschützten Händen in Behandlungspausen, d.h. ohne Patientenwechsel, sollte ebenfalls vermieden werden. Zusätzlich muss beachtet werden, dass durch mechanische Maßnahmen an bereits durch Aerosole kontaminierten Oberflächen eine Resuspension der Aerosole erfolgen kann. Dies trifft auch auf die medizinische Schutzbekleidung wie der Mund-Nasen-Schutzmaske zu (The National Academies of Science; 2020). Durch die Verwendung eines Gesichtsschutzschildes kann die Kontamination der Stirnflächen und Mund-Nasen-Schutzmasken durch größere Tröpfchen reduziert werden (The National Academies of Science; 2020). Nach aktueller Datenlage kann jedoch die durch Aerosole bedingte Kontamination selbst von spraynebelgeschützten Oberflächen nicht mit absoluter Sicherheit ausgeschlossen werden (Afzha, et al., 2016).

Die Einführung von Maßnahmen und Hilfsmitteln zur persönlichen Hygiene im Bereich der ungeschützten Gesichtsregion, ohne dass dabei eine langfristige Beeinträchtigung der natürlichen Schutzfunktion der Haut entsteht (Aly, et al., 1972), sind zu empfehlen.

Studien zur Bestimmung der viralen Kontaminationsgefahr des Behandlungsteams aus dem Mund-Nasen- und Rachenraum der Patienten sind anzustreben.

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): 5721 - 5732.
2. Afzah R, Chatterjee A, Subbaih SK, Pradeep AR (2016) Microbial contamination of contact lenses after scaling and root planing using ultrasonic scalers with and without protective eyewear: A clinical and microbiological study. *J Indian Soc Periodontol.* 20(3): 273 - 278.
3. Al Maghlout 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): e222 - 228.
4. Al-Nawas B, Heider J, Müller L, Ahrweiler N, Brodt R, Cieplik F, Frankenberger R, Graetz C, Jablonski-Momeni A, Hussein RJ, Jatzwauk L, Klarner M, Meister TL, Nagaba J, Rupf S, Schloss T, Schulz-Weidner N, Tröltzsch M, Voss K (2020). Umgang mit zahnmedizinischen Patienten bei Belastung mit Aerosol-übertragbaren Erregern. S1- Leitlinie (Langversion) AWMF-Registernummer: 083 - 046
5. Aly R, Maibach HI, Shinfield HR, Straus WG (1972). Survival of pathogenic microorganism on human skin. *J Invest Dermatol.* 58(4): 205 - 210.
6. Arbeitsgemeinschaft der Wissenschaftlichen Medizin (2017). Anforderung an Handschuhe zur Infektionsprophylaxe im Gesundheitswesen. S1 - Leitlinie 029 -021 zur Hygiene in der Praxis.
7. Armitage GC (2004). Periodontal diagnoses and classification of periodontal diseases. *Periodontol 2000* 34: 9 - 21
8. Azzi L, Carcano G, Gianfagna F, Grossi P, Gasperina D, Genori A, Fasano M, Sessa F, Tettamanti L, Carinci F, Maurino V, Rossi A, Tagliabue A, Baj A (2020). Saliva is a reliable tool to detect SARS-CoV-1. *J Infect.* 81(1): e45 - e50.
9. Bals R (2000). Antimikrobielle Peptide und Peptidantibiotika. *Med Klin (Munich)* 95(9): 496 - 502.
10. Bizzini A, Greub G (2010). Matrix-assisted laser desorption ionization time-of-flight mass spectrometry, a revolution in clinical microbial identification. *Clin Microbiol Infect.* 16(11): 1614 - 1619.
11. Bloomfield SF, Exner M, Dietlein E (2008). Infektionsprävention durch Hygiene zu Hause und in der Öffentlichkeit. Die Notwendigkeit für eine familienzentrierte Strategie. *KRINKO Gesundheitsforschung Gesundheitsschutz* 51(11): 1258 - 1263.

12. Brinkmann N, Dohrmann A, Grünke S, Tebbe C (2006). Mikroorganismen auf der Spur - Es geht auch ohne Kultivierung. PCR-basierende Methoden zur kultivierungsunabhängigen Erforschung der Vielfalt und Aktivität mikrobieller Gemeinschaften. *Biospektrum* 12 : 78 - 82.
13. Burton JF, Bridgman GF (1990). Presbyopia and the dentist: effect of the age on clinical vision. *Int Dent J.* 40(5): 303 - 312.
14. Chowdhury D, Tahir S, Legge M, Hu H, Prava T, Johani K, Whiteley GS, Glasbey TO, Deva AK, Vickery K (2018). Transfer of dry surface biofilm in the healthcare environment: the role of healthcare workers hands as vehicles. *J Hosp Infect.* 100(3): e85 - e90.
15. Chu DK, Aki ES, Duda S, Solo K, Yaacoub S, Schünemann H (2020). Physical distancing, face masks and eye protection to prevent person-to-person transmission of SARS-CoV-2 and COVID-19: a systematic review and meta-analysis. *Lancet* 395(10242): 1973 - 1987.
16. Costello EK, Lauber CL, Hamady M, Fierer N, Gordon J, Knight R (2009). Bacterial Community Variation in Human Body Habitats across Space and Time. *Science* 326(5960): 1694 - 1697.
17. Dreller S, Jatzwauk L, Nassauer P, Paszkiewicz P, Tobys U, Rüden H (2006). Zur Frage des geeigneten Atemschutzes vor luftübertragenen Infektionserregern. *Gefahrstoffe - Reinhaltung der Luft* 66 :14 - 24.
18. Exner M, Popp W, Nußbaum B, Jurreit A, Loczenski B, Bauer S, Birk-Hansen A, Bitterwolf K, Bobrich I, Dogru-Wiegand, S, Eckhardt M, Gerber H, Greef E, Häupler U, Jonas D, LaRocha V, Knoche J, Kühner-Feldes F, Poldrack R, Schaff T, Schmidt R, Steuer W (2016). Kleidung und Schutzausrüstung für Pflegeberufe aus hygienischer Sicht. *Hyg Med* 41-7/ 8: 186 - 192.
19. Flemming HC, Wingender J (2010). The biofilm Matrix. *Nat Rev Microbiol.* 8(9): 623 - 633.
20. Fluent M (2013). Hand hygiene in the dental setting: reduce the risk of Infektion. *Compendium of Continuing Educatio in Dentistry* 8: 624 - 627.
21. Gallo RL, Hopper LV (2012). Epithelial antimicrobial defence of skin and intestine. *Nat Rev Immunol.* 12(7): 503 - 516.
22. Gao L, Xu T, Huang G, Jiang S, Gu Y, Chen F (2018). Oral microbiomes: more and more importance in oral cavity an whole body. *Protein Cel* 9(5): 488 - 500.
23. Gastmeier P, Brunkhorst F, Schrappe M, Kern W, Geffers C (2010). Wie viele nosokomiale Infektionen sind vermeidbar. *Dtsch Med Wochenschr.* 135(3): 91 - 93.
24. Gastmeier P, Geffers C, Herrmann M, Lemmen S, Salzberger B, Seifert H, Kern W, Fätkenheuer G (2016). Nosokomiale Infektionen und Infektionen mit multiresistenten Erregern - Häufigkeit und Sterblichkeit. *Dtsch Med Wochenschr.* 141(6): 421 - 426.

25. 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.
26. Geffers C, Gastmeier P (2011). Nosokomiale Infektionen und multiresistente Erreger in Deutschland: Epidemiologische Daten aus dem Krankenhaus-Infektions-Surveillance-System. *Dtsch Arztebl Int*. 108(6): 87 - 93.
27. Geffers C, Gastmeier P, Rüden H (2002). Nosokomiale Infektionen. *Gesundheitsberichterstattung des Bundes 8*: 3 - 17. Verlag Robert Koch-Institut
28. Grenier D (1995). Qualitative Analysis of Bakterial Aerosols in two different Dental Clinic Environments. *Appl Environ Mikrobiol*. 61(8): 3165 - 3168.
29. Grice EA, Segre JA (2011). The skin microbiome. *Nat Rev Microbiol*. 9(4): 244 - 53.
30. Groß U (2013). *Kurzlehrbuch der Medizinischen Mikrobiologie und Infektiologie, 3. Auflage*. Thieme Verlag Stuttgart.
31. Gund M, Isak J, Hannig M, Thieme - Ruffing S, Gärtner B, Boros G, Rupf S (2020). Contamination of surgical mask during aerosol-producing dental treatments. *Clin Oral Investig*. 27: 1 - 8.
32. Hahn H, Falke D, Kaufmann SHE, Uhlmann U (eds) (2005). *Medizinische Mikrobiologie und Infektiologie*. (5. Auflage). Springer-Verlag, Berlin Heidelberg
33. Hallier C, Williams DW, Potts AJ, Lewis MA (2010). A pilot of bioaerosol reduction using an air cleaning system during dental procedures. *Br Dent J*. 209(8): E14.
34. Hannig C, Hannig M (2009). The oral cavity-a key system to understand substratum-dependent bioadhesion on solid surface in man. *Clin Oral Investig*. 13(2): 123 - 139.
35. Hannig C, Hannig M, Rehmer O, Braun G, Hellwig E, Al-Ahmad A (2007). Fluorescence microscopic visualization and qualification of initial bacterial colonization on enamel in situ. *Arch Oral Biol*. 52(11): 1048- 1056.
36. Hannig M, Joiner A (2006). The Structure, Funktion an Properties of the Acquired Pellicle. *Monogr Oral Sci 19*: 29 - 64.
37. Harder J (2016). Antimikrobielle Peptide (AMP)- Forschung an der Kieler Universitäts-Hautklinik. *Aktuelle Dermatologie 43*(1/2): 20 - 22.
38. Hof H, Schlüter D, Dörries R (2019). *Medizinische Mikrobiologie. Duale Reihe Medizinische Mikrobiologie* (7. Auflage). Thieme Verlag Stuttgart
39. 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. *J Eng Fibers Fabr*. 14:1 - 8.
40. Institut der Deutschen Zahnärzte (IDZ) (2020). System von Standardvorgehensweisen für Zahnarztpraxen während der Coronavirus Pandemie. Version 3.0.

41. Ionescu AC, Cagetti MG, Ferracane JL, Gracia-Godoy F, Brambilla E (2020). Topographic aspects of airborne contamination caused by the use of dental handpieces in the operative environment. *J Am Dent Assoc.* 151(9): 660 - 667.
42. Jatzwauk L, Al-Nawas B, Hilger R, Kraemer A, Müller F, Voss K (2020). SARS-CoV-1/ Covid-19 - Risikomanagement in Zahnarztpraxen. *Deutscher Arbeitskreis für Hygiene in der Zahnmedizin* <http://dahz.org/wp-content/uploads/2020/04/DAHZ-Stellungnahme-Corona-20.04.2020.pdf>.
43. Kimmerle H, Wiedmann-Al-Ahmad M, Pelz K, Eittmer A, Hellwig E, Al-Ahmad A (2012). Airborne microbes in different dental environments in comparison to the public area. *Arch Oral Biol.* 57(6): 689 - 696.
44. Kolenbrander PE, Palmer RJ, Rickard AH, Jakubovics NS, Chalmers NI, Diaz PI (2006). Bacterial interactions and successions during plaque development. *Periodontol 2000.* 42: 47 - 79.
45. Koletsi D, Belibasakis GN, Eliades T (2020). Interventions to Reduce aerosolized Microbe in Dental Practice: A systematic Review with Network Meta-analysis of randomized controlled Trials. *J Dent Res.* 99(11): 1228 - 1238.
46. KRINKO. (2016) Händehygiene in Einrichtungen des Gesundheitswesens. *Empfehlung der Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention (KRINKO) beim Robert Koch-Institut (RKI), Bundesgesundheitsbl.* 59: 1189 -1220, Springer-Verlag Berlin Heidelberg.
47. KRINKO. (2019). Hygienemaßnahmen bei Clostridioides difficile-Infektionen (CDI). Empfehlung der Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention (KRINKO) beim Robert Koch-Institut Bundesgesundheitsbl. 62: 906 – 923.
48. Kumbargere Nagraj S, Eachempati P, Paisi M, Sivaramakrishan G, Verbeek JH. (2020). Intervention to reduce contaminated aerosols produced during dental procedures for preventing infectious diseases. *Cochrane Database Syst Rev.* 12(10): CD013686.
49. Kurita H, Kurashina K, Honda T (2006). Nosocomial transmission of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* via the surface of the dental operator. *Br Dent J* 201(5): 297 - 300.
50. Lambers H, Piessens S, Bloem A, Pronk H, Finkel P (2006). Natural Skin surface pH is on average below 5, which is beneficial for its resident flora. *Int J Cosmet Sci.* 28 (5): 359 - 370.
51. Leggat PA, Kadjarune U (2001). Bacterial aerosols in the dental clinic: a Review. *Int Dent J.* 51(1): 39 - 44.
52. 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.
53. Loeb M, McGeer A, Henry B, Ofer M, Rose D, Hlywak T, Levie J, McQueen J, Smith S, Moss L, Smith A, Green K, Walter SD (2004). SARS among critical care nurses, Toronto. *Emerg Infect Dis* 10(2): 251 - 255.

54. Martins dos Santos BR, Favero Demeda C, Novaes Ferreira da Silva E, Marques Fonseca de Britto M, Costa Lima K, Nunes de Melo M (2014). Prevalence of Subgingival Staphylococcus at Periodontally Healthy and Diseased Sites. *Braz Dent J.* 25(4): 271 - 276.
55. Matschke X, Rieger MO (2020). Kisses, Handshakes, COVID-19 - Will the Pandemic Change us forever. University of Trier, Department IV, Trier, Germany.
56. Meister TL, Brüggemann Y, Todt D, Conzelmann C, Müller JA, Groß R, Münch J, Krawczyk A, Steinmann J, Steinmann J, Pfaender S, Steinmann E (2020). Virucidal Efficacy of different Oral Rinses against Severe Acute Respiratory Syndrome Coronavirus 2. *J Infect Dis.* 222(8): 1289 - 1292.
57. Mellmann A, Clous J, Maier T, Keckevoet U, Ramminger I, Iwen P, Harmsen D (2008). Evaluation of Matrix-Assisted Laser Desorption Ionization Time-of-Flight Mass Spectrometry in Comparison to 16S rRNA Gene Sequencing for Identification of Nonfermenting Bacteria. *J Clin Microbiol.* 46(6): 1946 - 1954.
58. Meng L, Hua F, Bian Z (2020). Coronavirus Disease 2019 (COVID-19): Emerging and Future Challenges for Dental and Oral Medicine. *J Dent Res.* 99(5): 481 - 487.
59. Moll I (2016). Dermatologie. *Duale Reihe* (Bd. 8. Auflage). Thieme Verlag.
60. Naeem A, Saluja SA, Krishna D, Shitanshu M, Arun M, Taseer B (2015). Contamination of Dentist's Hands with and without Finger Rings. *J Int Oral Health* 7(8): 114 - 117.
61. Najetidanesh 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): 611 - 615.
62. Narayana TV, Mohanty L, Screenath G, Vidhyadhari P (2016). Role of preprocedural rise and high volume evacuator in reducing bacterial contamination in bioaerosols. *J Oral Maxillofac Pathol* 20(1): 59 - 65.
63. Nasidze I, Li J, Quinque D, Tang K, Stoneking M (2009). Global diversity in the human salivary microbiome. *Genome Res.* 19(4): 636 - 643.
64. Neumeister B, Geiss HK, Braun RW, Kimming P (eds) (2009). *Mikrobiologische Diagnostik.* (2. Auflage). Thieme Verlag Stuttgart.
65. Nyvad B, Kilian M (1987). Microbiology of the early colonization of human enamel and root surfaces in vivo. *Scand J Dent Res.* 95(5): 369 - 380.
66. Pasparakis M, Hase I, Nestle F (2014). Mechanism regulating skin immunity and inflammation. *Nat Rev Immunol.* 14(5): 289 - 301.
67. Peng X, Xu X, Li Y, Cheng L, Zhou X, Ren B (2020). Transmission routes of 2019-nCoV and controls in dental practice. *Int J Oral Sci.* 12(1): 9.

68. Polednik B (2021). Exposure of Staff to aerosols and bioaerosols in a dental office. *Building and Environment, Science Direct* 187: 107388.
69. Popp W, Zatrof K (2011). Mund-Nasen-Schutz. *Hygiene-Tipp der Deutschen Gesellschaft für Krankenhaushygiene e.V.*
70. Rautemaa R, Nordberg A, Woulijoki-Saaristo K, Meurmann J (2006). Bacterial Aerosols in Dental Practice - A Potential Hospital Infection Problem? *J Hosp Infect* 64(1): 76 - 81.
71. Reitmeier B, Jatzwauk L, Jesinghaus S, Reitmeier C, Neumann K(2010). Effektive Reduktion des Spraynebel-Rückpralls, Möglichkeiten und Grenzen. *ZMK* 26: 662 - 673.
72. Robert-Koch-Institut (2016). Wirkstoffe der alkoholischen Händedesinfektionsmittel - ein Beitrag zum internationalen Tag der Händehygiene. *Epidemiologisches Bulletin* 17: 143 - 150.
73. Robert-Koch-Institut (2019). EUCAST definiert die Kategorie "I" im Rahmen der Antibiotika-Resistenzbestimmung neu. *Epidemiologisches Bulletin* 9: 81 - 83.
74. Robert-Koch-Institut (2020). Händedesinfektion unter den Bedingungen der SARS-CoV-2-Pandemie. *Epidemiologisches Bulletin* 19: 13 -18.
75. Rodríguez-Sánchez B, Cercenado E, Coste AT, Greub G (2019). Review of the impact of the MALDI-TOF MS in public health and hospital hygiene. *Euro Surveill.* 24(4) : 1800193.
76. 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.
77. Rupf S, Berger H, Buchter A, Harth V, Ong MF, Hannig M (2015). Exposure of patient and dental staff to fine and ultrafine particles from scanning spray. *Clin Oral Investig.* 19(4): 823 - 830.
78. Rupf S, Breitung K, Schellenberger W, Merte K, Kneist S, Eschrich K (2005). Differentiation of streptococci by intact cell matrix-assisted laser desorption/ ionization time-of flight mass spectrometry. *Oral Microbiol Immunol.* 20(5): 267 - 273.
79. Rupf S, Laczny CC, Galata V, Backes C, Keller A, Umanskaya N, Erol A, Tierling S, Lo Porto C, Walter J, Kirsch J; Hannig M, Hannig C (2018). Comparison of initial oral microbiomes of young adults with and without cavitated dentin caries lesions using an in situ biofilm model. *Sci Rep.* 8(1): 14010.
80. Sachdev R, Garg K, Singh G, Mehrotra V (2020). Is safeguard compromise? Surgical mouth mask harboring hazardous microorganism in dental practice. *J Family Med Prim Care* 9(2): 759 - 763.
81. Sasse J, Biederblick W, Brockmann S, Hermann M, Preuss B, Schreiber J, Uhlenhaut C (2007). Biologische Gefahren I, Handbuch zum Bevölkerungsschutz, 3. Auflage. Bundesamt für Bevölkerungsschutz und Katastrophenhilfe, Robert-Koch-Institut Bonn/ Berlin

82. Sawhney A, Venugopal S, Babu GR, Grag A, Mathew M, Yadev M, Gupta B, Tripathi S (2015). Aerosols how dangerous they are in clinical Practice. *J Clin Diagn Res.* 9(4): ZC52 - 57.
83. Schröder JM (2002). Antimikrobielle Peptide: Effektormoleküle der Haut als Abwehrorgane. *Hautarzt* 53: 424 - 435.
84. Segger D, Aßmus U, Brock M, Erasmy J, Finkel P, Fitzner A, Heuss H, Kortemeier S, Munke S, Rheinländer T, Schmidt-Lewerkühne H, Schneider W, Weser G (2008). Multicenter Study on measurement of the neutral pH of the skin surface. *Internt J Cosmet Sci.* 30: 75.
85. Singh A, Shiva Manjunath R, Singla D, Bhattacharya H, Sarkar A, Chandra N (2016). Aerosol, a Health Hazard During Ultrasonic Scaling. A Clinic-Microbiological Study. *Indian J Dent Res* 27(2): 160 - 162.
86. Sklansky M, Nadkarni N, Ramirez-Avila L (2014). Banning the handshake from the Health Care Setting. *JAMA* 311(24): 2477 - 2478.
87. Socransky SS, Haffajee AD (1992). The bacterial etiology of destructive periodontal disease: current concepts. *J Periodontol.* 63(4): 322 - 331
88. Socransky SS, Haffajee AD, Cugini MA, Smith C, Kent RL Jr. (1998). Microbial complexes in subgingival plaque. *J Clin Periodontol.* 25(2): 134 - 144.
89. Sterry W (2018). *Kurzlehrbuch Dermatologie 2. Auflage.* Thieme Verlag Stuttgart
90. Takahashi N, Nyvad B (2011). The Role of Bacteria in the Caries Process: Ecological Perspectives. *J Dent Res.* 90(3): 294 - 303.
91. The National Academies of Science, Engineering, and Medicine (2020). *Airborne Transmission of SARS-CoV-2: Proceedings of a Workshop - in Brief.* Washington, DC: The National Academies Press.
92. Veena HR, Mahantesha S, Joseph PA, Patil SR (2015). Dissemination of aerosol and splatter during ultrasonic scaling: A pilot study. *J Infect Public Health.* 8(3): 260 - 265.
93. Volgenant CMC, De Soest JJ (2018). Cross-transmission in the Dental Office: Does this make you ill? *Curr Oral Health Rep.* 5(4): 221 - 228.
94. Volgenant CMC, Persoon IF, de Ruijter RAG, de Soet JJH (2021). Infection control in the dental health care during and after the SARS-CoV-2 outbreak. *Oral Dis.* 27(3): 674 - 683.
95. Watanabe A, Tamaki N, Yokota K, Matsuyama M, Kokeguchi S (2018). Use of ATP bioluminescence to survey the spread of aerosol and splatter during dental treatments. *J Hosp Infect.* 99(3): 303 - 305.
96. Wenzhao C, Nan Z, Jianjian W, Hui-Ling Y, Yuguo I (2020). Short-range airborne route dominates exposure of respiratory infection during close contact. *Building and Environment* 176: 106859

97. Zemouri C, de Soet H, Crielaard W, Laheij A (2017). A scoping review on bio-aerosols in healthcare and dental environment. *PLoS One* 12(5): e0178007.
98. Zemouri C, Volgenant CMC, Buijs MJ, Crielaard W, Rosema NAM, Brandt BW, Laheij AMG, de Soet JJ (2020). Dental aerosols: microbial composition and spatial distribution. *J Oral Microbiol.* 12(1): 1762040.

7 Publikation und Danksagung

7.1 Publikation

Die vorliegende Arbeit wurde am 15.06.2019 im Rahmen der 9. ConsEuro Kongressveranstaltung in Berlin als Postervortrag vorgestellt und mit einem Bestpreis ausgezeichnet.

Methodische Anteile wurden im Clinical Oral Investigations 25, 3173-3180 (2021) unter dem Titel „Contamination of surgical mask during aerosol-producing dental treatments“ publiziert.

Die Arbeit wurde unter dem Titel „Bacterial contamination of forehead skin and surgical mask in aerosol-producing dental treatment“ im April 2021 dem Journal of Oral Microbiology zur Publikation vorgelegt.

7.2 Danksagung

Für die Überlassung des Themas danke ich Herrn Professor Dr. Stefan Rupf, Professur für Synoptische Zahnmedizin, Klinik für Zahnerhaltung, Parodontologie und Präventive Zahnheilkunde der Universität des Saarlandes sowie Herrn Professor Dr. Matthias Hannig, Direktor der Klinik für Zahnerhaltung, Parodontologie und Präventive Zahnheilkunde der Universität des Saarlandes. Herrn Professor Dr. Stefan Rupf danke ich zusätzlich für die stets freundliche und kollegiale Unterstützung, sowie fachliche Beratung und anregenden Diskussionen, die diese Arbeit ermöglicht haben.

Mein besonderer Dank gilt Frau Dr. Madline Gund, Fachzahnärztin für Oralchirurgie an der Klinik für Zahnerhaltung, Parodontologie und Präventive Zahnheilkunde der Universität des Saarlandes für Ihre Unterstützung. Frau Dr. Gund war die Initiatorin der Zusammenarbeit zwischen der Klinik für Zahnerhaltung, Parodontologie und Präventive Zahnheilkunde der Universität des Saarlandes und des Bundeswehrzentralkrankenhauses Koblenz. Ohne Ihr Engagement wäre diese produktive wissenschaftliche Zusammenarbeit mit den vorliegenden Ergebnissen nicht realisierbar gewesen.

Danke Madline!

Weiter möchte ich mich bei Frau Professor Dr. Barbara Gärtner, Frau Sigrid Thieme-Ruffing, Herrn Uwe Schlottenhauer, Herrn Dr. Alexander Halfmann und den Medizinisch - Technischen Assistenten (innen)en des Institutes für Medizinische Mikrobiologie und Hygiene der Universität des Saarlandes für

die fachliche Unterstützung, Beratung, die Bereitstellung der Materialien und der mikrobiologischen Aufbereitung der entnommenen Proben bedanken.

Mein besonderer Dank gilt Frau Professor Dr. Barbara Gärtner. Frau Professor Dr. Gärtner hat zum Gelingen dieser Studie durch fachliche Beratung entscheidend beigetragen. Durch Ihr persönliches Engagement konnten wichtige Ergänzungen auf der Zielgeraden dieser Studie vorgenommen werden.

Herrn Generalarzt Dr. Norbert Weller, Kommandeur Bundeswehrzentralkrankenhauses vom Oktober 2017 bis September 2018 für die Unterstützung und Genehmigung der wissenschaftlichen Kooperationstätigkeit zwischen der Klinik für Zahnerhaltung, Parodontologie und Präventive Zahnheilkunde der Universität des Saarlandes und dem Bundeswehrzentralkrankenhauses Koblenz, sowie Frau Generalarzt Dr. Almut Nolte, Kommandeurin Bundeswehrzentralkrankenhauses im Amt für die Erlaubnis zur Fortführung des Projektes.

8 Lebenslauf

Der Lebenslauf wurde aus datenschutzrechtlichen Gründen aus der Online-Version entfernt.

9 Anlage

Aufstellung der Untersuchungsergebnisse

Behandlung	Habitat	Stirn vor Behandlung	Stirn nach Behandlung	Mund-Nasen-Schutz
1 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus aureus</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus aureus</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Bacillus sp.</i>	<i>Staphylococcus capitis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Micrococcus luteus</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 2 Spezies: 2
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 3 Spezies: 3
2 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Micrococcus luteus</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Propionibacterium acnes</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Micrococcus luteus</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 2 Spezies: 2
3 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Bacillus cereus</i>	<i>Staphylococcus hominis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Bacillus cereus</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 2 Spezies: 2
	oral + extraoral	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 3 Spezies: 3
4 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus capitis</i> <i>Staphylococcus saprophyticus</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus saprophyticus</i> <i>Bacillus pumilus</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Bacillus cereus</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 3 Spezies: 1	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 3 Spezies: 3	KBE: 2 Spezies: 2
5 Endodontie	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i> <i>Propionibacterium acnes</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i> <i>Bacillus sp.</i> <i>Micrococcus luteus</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 2 Spezies: 2
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 3	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 3 Spezies: 4
6 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Koagulase - negative Staphylococci</i> <i>Staphylococcus capitis</i> <i>Bacillus cereus</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Bacillus cereus</i>	<i>Staphylococcus saprophyticus</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 0 Spezies: 0
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 3	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 1 Spezies: 1
7 Füllungstherapie	Spezies	<i>Staphylococcus warneri</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 1 Spezies: 1
8 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Propionibacterium sp.</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Propionibacterium sp.</i>	<i>Staphylococcus capitis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 1 Spezies: 1
9 Füllungstherapie	Spezies	<i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Streptococcus mitis</i> <i>gramnegative Stäbchen</i> <i>Actinobacter laevis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 1	KBE: 2 Spezies: 2
	oral + extraoral	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 2 Spezies: 2
10 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Propionibacterium sp.</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Propionibacterium sp.</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Bacillus cereus</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 2 Spezies: 2
11 Füllungstherapie	Spezies	<i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus capitis</i> <i>Bacillus cereus</i>	<i>Koagulase - negative Staphylococci</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 1 Spezies: 1
12 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Propionibacterium sp.</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Streptococcus oralis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 1 Spezies: 1
13 Endodontie	Spezies	<i>Staphylococcus aureus</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Propionibacterium sp.</i>	<i>Staphylococcus aureus</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus aureus</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 2 Spezies: 2
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 3	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 2 Spezies: 2
14 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus hominis</i>	<i>Streptococcus parasaguinis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 2 Spezies: 2
	gesamt	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 2 Spezies: 2
15 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus auricularis</i> <i>Propionibacterium acnes</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Rothia dentocariosa</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 2 Spezies: 1	KBE: 1 Spezies: 1
	gesamt	KBE: 3 Spezies: 3	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 1 Spezies: 2
16 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Propionibacterium sp.</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i> <i>Propionibacterium acnes</i> <i>Bacillus sp.</i>	<i>Streptococcus constellatus</i> <i>Staphylococcus capitis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 3 Spezies: 3
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 3 Spezies: 4	KBE: 3 Spezies: 3

Anlagen

Behandlungen	Habitat	Stirn vor Behandlung	Stirn nach Behandlung	Mundschutz
17 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Bacillus sp</i>	<i>Bacillus cereus</i> <i>Bacillus sp.</i>	<i>Streptococcus, alpha-hämolisierend</i> <i>Streptokokkus oralis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 2 Spezies: 2
	oral + extraoral	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 2 Spezies: 2
18 Endodontie	Spezies	<i>Staphylococcus mitis</i> <i>Neisseria subflava</i>	Kein Wachstum	<i>Staphylococcus capitis</i> <i>Mikrococcus sp</i>
	oral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 2 Spezies: 2
19 Füllungstherapie	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Bacillus sp.</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus capitis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 2 Spezies: 1	KBE: 1 Spezies: 1
20 Endodontie	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus capitis</i> <i>Propionibacterium sp.</i>	<i>Staphylococcus aureus</i> <i>Streptococcus alpha-hämolisierend</i> <i>Staphylococcus capitis</i> <i>Staphylococcus schleiferi</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 2 Spezies: 1	KBE: 3 Spezies: 3
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 1	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 3 Spezies: 4
21 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus capitis</i> <i>Streptococcus oralis</i>	<i>Streptococcus infantis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 2 Spezies: 2
	oral + extraoral	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 2 Spezies: 2
22 Füllungstherapie	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Lactococcus lactis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus aureus</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 2 Spezies: 2
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 2 Spezies: 2
23 Füllungstherapie	Spezies	Kein Wachstum	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	Kein Wachstum
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 0 Spezies: 0
	oral + extraoral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 0 Spezies: 0
24 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus capitis</i> <i>Staphylococcus saprophyticus</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus warneri</i> <i>Clostridium sp.</i> <i>Micrococcus luteus</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 3	KBE: 2 Spezies: 1	KBE: 3 Spezies: 4
25 Füllungstherapie	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	Kein Wachstum
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 1	KBE: 2 Spezies: 1	KBE: 0 Spezies: 0
26 Füllungstherapie	Spezies	<i>Staphylococcus hominis</i> <i>Kocuria sp.</i> <i>Bacillus sp.</i>	<i>Staphylococcus capitis</i>	Kein Wachstum
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 0 Spezies: 0
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 3	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 0 Spezies: 0
27 Füllungstherapie	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus pettenkoferi</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Rothia dentocariosa</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 2 Spezies: 2
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 2 Spezies: 2
28 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Rothia dentocariosa</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 2 Spezies: 2
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 1	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 2 Spezies: 2
29 Parodontalbehandlung	Spezies	Kein Wachstum	Kein Wachstum	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 2 Spezies: 2
	oral + extraoral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 2 Spezies: 2
30 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i> <i>Staphylococcus saprophyticus</i>	<i>Streptococcus, alpha-hämolisierenden</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus saprophyticus</i>	<i>Staphylococcus capitis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus saprophyticus</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 2 Spezies: 2
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 3	KBE: 3 Spezies: 3	KBE: 3 Spezies: 3
31 Endodontie	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 2 Spezies: 1	KBE: 1 Spezies: 1
32 Füllungstherapie	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus capitis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 1 Spezies: 1
33 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus capitis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 1 Spezies: 1
34 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 1 Spezies: 1
35 Füllungstherapie	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus hominis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	Kein Wachstum
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 0 Spezies: 0

Anlagen

Behandlungen	Habitat	Stirn vor Behandlung	Stirn nach Behandlung	Mundschutz
36 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus capitis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Leuconostoc kandleri</i> <i>Staphylococcus capitis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Streptococcus constellatus</i> <i>Streptococcus parasanguinis</i> <i>Staphylococcus haemolyticus</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 2 Spezies: 2
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 3 Spezies: 3	KBE: 3 Spezies: 3
37 Endodontie	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Pseudomonas stutzeri</i> <i>Micrococcus luteus</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	Kein Wachstum
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 3	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 0 Spezies: 0
38 Füllungstherapie	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	Kein Wachstum
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 0 Spezies: 0
39 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i>	Kein Wachstum
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 0 Spezies: 0
40 Parodontalbehandlung	Spezies	Kein Wachstum	Kein Wachstum	<i>Escherichia coli</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0
	oral + extraoral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1
41 Füllungstherapie	Spezies	<i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i>	Kein Wachstum
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 0 Spezies: 0
	oral + extraoral	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 0 Spezies: 0
42 Füllungstherapie	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus saprophyticus</i>	<i>Staphylococcus capitis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus saprophyticus</i>	<i>Staphylococcus aureus</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Coronabacterium sp.</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 2 Spezies: 2
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 3 Spezies: 3	KBE: 3 Spezies: 3
43 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus aureus</i> <i>Staphylococcus capitis</i> <i>Propionibacterium acnes</i>	<i>Staphylococcus aureus</i>	Kein Wachstum
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 3	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 0 Spezies: 0
44 Füllungstherapie	Spezies	<i>Staphylococcus hominis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	Kein Wachstum
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 0 Spezies: 0
45 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	Kein Wachstum
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 1	KBE: 2 Spezies: 1	KBE: 0 Spezies: 0
46 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus capitis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus capitis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus hominis</i> <i>Bacillus flexus</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 2 Spezies: 2
47 Parodontalbehandlung	Spezies	Kein Wachstum	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus capitis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 2 Spezies: 1	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 2 Spezies: 1	KBE: 1 Spezies: 1
48 Füllungstherapie	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus saprophyticus</i>	<i>Staphylococcus capitis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus saprophyticus</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus saprophyticus</i> <i>Lecteria adcarboxylata</i> <i>Bacillus sp.</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 3 Spezies: 3	KBE: 3 Spezies: 4
49 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Propionibacterium acnes</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Streptokokkus oralis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 1 Spezies: 1
50 Endodontie	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 1 Spezies: 1
51 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i>	Kein Wachstum
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 0 Spezies: 0
52 Füllungstherapie	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i> <i>Aerococcus viridans</i>	<i>Neisseria subflava</i> <i>Streptococcus oralis</i> <i>Streptococcus constellatus</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 3 Spezies: 3
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 3 Spezies: 3	KBE: 3 Spezies: 3

Anlagen

Behandlungen	Habitat	Stirn vor Behandlung	Stirn nach Behandlung	Mundschutz
53 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Acinetobacter ursingii</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Micococcus luteus</i>	<i>Staphylococcus capitis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE:1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 1 Spezies: 1
54 Füllungstherapie	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Bacillus subtilis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 2 Spezies: 2
55 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus capitis</i> <i>Staphylococcus hominis</i> <i>Acinetobacter lwoffii</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Micrococcus luteus</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 2 Spezies: 1	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 3	KBE: 2 Spezies: 1	KBE: 3 Spezies: 3
56 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Aerococcus viridans</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 2 Spezies: 1	KBE: 0 Spezies: 0
57 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Propionibacterium acnes</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus saprophyticus</i>	<i>Rothia dentocariosa</i> <i>Streptococcus mitis</i> <i>Streptococcus oralis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 3 Spezies: 4
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 4 Spezies: 4
58 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Streptococcus mitis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus hominis</i>
	oral	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 0 Spezies: 1	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 1 Spezies: 1
59 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus aureus</i> <i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus capitis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Kocuria rhizophila</i>	<i>Staphylococcus warneri</i> <i>Bacillus sp.</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 0 Spezies: 0
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 3	KBE: 3 Spezies: 3	KBE: 2 Spezies: 2
60 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus capitis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus capitis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus saprophyticus</i> <i>Micrococcus luteus</i> <i>Bacillus cereus</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 4 Spezies: 4
61 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Acinetobacter ursingii</i>	<i>Staphylococcus capitis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Brevibacterium sp.</i> <i>Bacillus sp.</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 2 Spezies: 1	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 1 Spezies: 1
62 Füllungstherapie	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus hominis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 2 Spezies: 2
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 1	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 2 Spezies: 2
63 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Streptococci, alpha-hämolyisierenden</i> <i>Staphylococcus capitis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Micrococcus luteus</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 3 Spezies: 3	KBE: 2 Spezies: 2
64 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i> <i>Pseudomonas stutzeri</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	Kein Wachstum
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 3	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 0 Spezies: 0
65 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Micrococcus luteus</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus saprophyticus</i>	<i>Streptococcus mitis</i> <i>Rothia dentocariosa</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 3 Spezies: 3
	oral + extraoral	KBE: 2 Spezies: 2	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 3 Spezies: 3
66 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus capitis</i>	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 1 Spezies: 1
67 Parodontalbehandlung	Spezies	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Kocuria rhizophila</i>	<i>Staphylococcus capitis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Kocuria rhizophila</i>	Kein Wachstum
	oral	KBE: 0 Spezies: 0	KBE: 1 Spezies: 1	KBE: 0 Spezies: 0
	oral + extraoral	KBE: 3 Spezies: 2	KBE: 3 Spezies: 3	KBE: 0 Spezies: 0