

**Aus der Klinik für Mund-, Kiefer- und Gesichtschirurgie
(Prof. Dr. med. Dr. med. dent. H. Schliephake)
im Zentrum Zahn-, Mund-, Kieferheilkunde
der Medizinischen Fakultät der Universität Göttingen**

**Problematik der Keimbelastung wasserführender
Dentaleinheiten in der Universitätsmedizin Göttingen
unter besonderer Berücksichtigung von Legionella
pneumophila**

-

**Bestandsaufnahme und Möglichkeiten der
Keimreduzierung**

**INAUGURAL – DISSERTATION
zur Erlangung des Doktorgrades
der Medizinischen Fakultät
der Georg-August-Universität zu Göttingen**

**vorgelegt von
Niklas Muschinsky
aus
Göttingen
Göttingen 2014**

Dekan: Prof. Dr. rer. nat. H. K. Kroemer
I. Berichterstatterin: PD Dr. med. dent. S. Sennhenn-Kirchner
II. Berichterstatter: Prof. Dr. Utz Reichard
III. Berichterstatter: Prof. Dr. Martin Oppermann
Tag der mündlichen Prüfung: 28.10.2014

Inhaltsverzeichnis:

1 Einleitung.....	8
1.1 Zahnärztliche Behandlungseinheiten	8
1.2 Möglichkeiten der Kontamination von Dentaleinheiten.....	11
1.3 Biofilm	12
1.4 Legionella spp.....	17
1.4.1 Legionärskrankheit.....	21
1.4.2 Pontiac-Fieber	22
1.4.3 Diagnostik	23
1.4.4 Therapie.....	24
1.5 Pseudomonas aeruginosa	25
1.6 Möglichkeiten der Dekontamination von Dentaleinheiten.....	27
1.6.1 Thermische Verfahren	27
1.6.2 Chemische Wasserzusätze	28
1.6.2.1 Chlor	29
1.6.2.2 Wasserstoffperoxid	31
1.6.2.3 Silberverbindungen.....	32
1.6.2.4 Natriumhypochlorit und Chlorhexidin	33
1.6.2.5 Peressigsäure.....	34
1.6.2.6 Ethanol	35
1.6.3 Ozontherapie	35
1.6.4 Wasserfilter	36
1.6.5 UV-Bestrahlung.....	38
1.6.6 Anodische Oxidation	38
1.6.7 Rücksaughemmventile und Purgung	40
1.6.8 Sterile Wasserlieferungssysteme.....	41
2 Zielsetzung	42
3 Material und Methoden.....	43

3.1 Probenherkunft.....	43
3.2 Probenentnahme.....	45
3.3 Verwendete Nährböden	48
3.3.1 Legionella GVPC Agar	48
3.3.2 Columbia Blut Agar + 5% Schafblut.....	49
3.3.3 Caseinpepton-Sojamehlpepton-Bouillon.....	50
3.3.4 Enterococcus Selektiv-Agar	50
3.3.5 Pseudomonas Ceftrimid Selektivnährboden	51
3.3.6 Endo-Agar.....	51
3.4 Probenverarbeitung und -auswertung.....	52
3.4.1 Nachweis von Legionella spp.	52
3.4.2 Quantitativer Keimnachweis	54
3.4.3 Keimidentifikation.....	55
3.4.4 Quantifizierung des Nachweises.....	56
3.5 Statistische Auswertung und Darstellung der Ergebnisse.....	57
4 Ergebnisse	58
4.1 Übersicht.....	58
4.2 Legionella-Gesamtzahlen im Zusammenhang mit dem Alter der Dentaleinheiten	61
4.3 Legionella-Gesamtzahlen im Zusammenhang mit dem Hersteller bzw. dem Gerätetyp	63
4.4 Legionella-Gesamtzahlen im Zusammenhang mit dem Standort der Dentaleinheiten	65
4.5 Legionella-Gesamtzahlen im Anschluss an Sanierungsmaßnahmen.....	68
4.6 Legionella-Gesamtzahlen im Zusammenhang mit einem endständigen Mikrofilter	70

4.7 Legionella-Gesamtzahlen im Zusammenhang mit den Proben aus dem hauseigenen Wasserleitungssystem.....	71
5 Diskussion.....	73
5.1 Einleitung.....	73
5.2 Gründe der mikrobiellen Belastung dentaler Einheiten.....	76
5.3 Gründe der mikrobiellen Belastung des Hausinstallationssystems.....	78
5.4 Zusammenhang zwischen dem Nachweis von Legionellen und Phasen der Stagnation.....	79
5.5 Zusammenhang zwischen der Keimzahl und der Wasserentnahmestelle	81
5.6 Zusammenhang zwischen der Keimzahl und dem Alter der Dentaleinheiten.....	82
5.7 Zusammenhang zwischen der Keimzahl und den jeweiligen Entkeimungsmethoden.....	83
5.8 Vergleich der Keimzahl zwischen Kavo- und Sirona-Dentaleinheiten...	86
5.9 Anwendung endständiger Mikrofilter.....	87
5.10 Ausblick.....	89
5.10.1 Durchlaufzirkulation.....	89
5.10.2 Thermische Desinfektion.....	90
5.10.3 UV-Bestrahlung in Kombination mit Hyperchlorung.....	90
5.10.4 Hypochlorige Säure.....	91
5.10.5 Material und Desinfizienzien.....	92
5.10.6 Klinische Schlussfolgerung.....	93
6 Zusammenfassung.....	95
7 Literaturverzeichnis.....	97
8 Anhang.....	144

Abkürzungsverzeichnis:

Abb.	=	Abbildung
ACES/KOH	=	N-2-acetamido-2-aminoethan-Sulfonsäure/Kaliumhydroxid
ADA	=	American Dental Association
Art.-Nr.	=	Artikelnummer
BAG	=	Bundesamt für Gesundheitswesen
BCYE	=	Buffered-Charcoal-Yeast-Extract
BDA	=	British Dental Association
BRS	=	Biofilm-Removing-Set
CAPNETZ	=	Community Aquired Pneumonia-Netzwerk
CASO	=	Caseinpepton-Sojamehlpepton
CHX	=	Chlorhexidin
CDC	=	Centers for Disease Control
Cl ₂	=	Chlorid
ClO ₂	=	Chlordioxid
cm ²	=	Quadratzenimeter
DAHZ	=	Deutscher Arbeitskreis für Hygiene in der Zahnarztpraxis
DNA	=	Desoxyribonuclein Acid
DVGW	=	Deutscher Verein des Gas- und Wasserfaches
<i>E. coli</i>	=	<i>Escherichia coli</i>
ELISA	=	Enzyme Linked Immunosorbent Assay
EPS	=	extrazelluläre polymere Substanz
Fa.	=	Firma
GVPC	=	Glycin-Vancomycin-Polymyxin B Sulfat-Cycloheximid
HCl/KCl	=	Chlorwasserstoff/Kaliumchlorid
HClO	=	Hypochlorige Säure
H ₂ O ₂	=	Wasserstoffperoxid
IFA	=	Immunfluorescence-Assay
IfSG	=	Infektionsschutzgesetz
Ig	=	Immunglobulin
KBE	=	koloniebildende Einheit
L.	=	Legionella

l	=	Liter
log	=	Logarithmus
mg	=	Milligramm
Min.	=	Minute
ml	=	Milliliter
mm	=	Millimeter
µm	=	Mikrometer
µW	=	Mikrowatt
NaOCl	=	Natriumhypochlorit
NaOH	=	Natriumhydroxid
NNIS	=	National Nosocomial Infections Surveillance
O ₂	=	Sauerstoff
P.	=	Pseudomonas
PCR	=	Polymerase Chain Reaction
ppm	=	parts per million
RKI	=	Robert Koch-Institut
S.	=	Streptococcus
sek.	=	sekündigem
sog.	=	sogenannt
spp.	=	Species pluralis
TrinkwV	=	Trinkwasserversorgung
UV	=	ultraviolett
u.a.	=	und andere
u.v.a.	=	und viele andere
vgl.	=	vergleiche
Vol.-%	=	Volumenprozent
Z.n.	=	Zustand nach

1 Einleitung

1.1 Zahnärztliche Behandlungseinheiten

Dem Zahnarzt steht seit Jahren eine Vielzahl an hochmodernen Behandlungseinheiten zur Verfügung, die sowohl den Behandlern als auch den Patienten einen komfortablen Behandlungsablauf bieten sollen.

Während der Behandlung werden die rotierenden und ultraschallgetriebenen Instrumente mit einer Kühlflüssigkeit in Form von Wasser gekühlt, um eine irreversible Pulpaschädigung der Zähne durch übermäßige Hitzeentwicklung zu verhindern. Das Wasser gelangt über das Hausinstallationssystem zu den zahnärztlichen Einheiten und wird von dort an die Kühlmittelschläuche abgegeben. Zu den Arbeitsinstrumenten zählen die Turbine, Mikromotoren für Hand- und Winkelstücke, das Ultraschallhandstück sowie die Mehrfunktionsspritze auf der Behandler- und der Assistentenseite. Zusätzlich wird der Mundglasfüller ebenfalls aus dem Wasserreservoir der Behandlungseinheit gespeist.

Je nach Hersteller und Alter ist der Großteil der Einheiten mit integrierten, teil- oder vollautomatisch ablaufenden Sanierungs- und Entkeimungssystemen ausgestattet, um der Keimproblematik und der Biofilmbildung in dem Wasser von Behandlungseinheiten entgegenzuwirken [Christensen 2001, Coleman et al. 2007].

Jedoch evaluieren aktuelle Untersuchungen wie auch Untersuchungen von vor fast 50 Jahren immer wieder hohe Zahlen von Mikroorganismen in den wasserführenden zahnärztlichen Behandlungseinheiten [Blake 1963, Belting et al. 1964, Bauer et al. 1967, Grün und Crott 1969, Kelstrup et al. 1977, Blume und Schmidt 2000, Jatzwauk und Reitemeier 2002a, Bierhenke und Schmage 2002].

Erstmals berichtete Blake, ein Zahnarzt aus Großbritannien, 1963 über erhöhte Keimzahlen in Behandlungseinheiten [Blake 1963]. Kelstrup et al. wiesen als Erste die Biofilmbesiedlung innerhalb der Schlauchsysteme nach [Kelstrup et al. 1977], die innerhalb weniger Stunden ablaufen kann [Mills et al. 1986].

Die Behandlungseinheiten in Deutschland werden überwiegend über zentrale Hausinstallationssysteme mit Wasser versorgt. Von dort gelangt das Wasser über ein verzweigtes Schlauchsystem innerhalb der Behandlungseinheiten zu den oben erwähnten Arbeitsinstrumenten.

Bei Inbetriebnahme der wasserführenden Hilfsmittel kann ein Aerosol entstehen, das von Patienten, Behandlern und dem Praxispersonal aspiriert oder verschluckt werden kann [Bauer et al. 1967, Pankhurst et al. 1990, Blume und Schmidt 2000, Linger et al. 2001, Sümning et al. 2001, Bierhenke und Schmage 2002, Jatzwauk und Reitemeier 2002b, Kohn et al. 2003, Samaranayake 2003, Singh et al. 2003, Wirthlin et al. 2003, Harrel und Molinari 2004, O`Donnell et al. 2005, Pankhurst et al. 2005, Sennhenn-Kirchner et al. 2006, Coleman et al. 2007, Dutil et al. 2007].

Die Gefahr hierbei ist, dass Wasserpartikel mit einer Größe $< 5 \mu\text{m}$ über das Bronchialsystem in die Lunge gelangen können [Baskerville 1984, Roberts-Harry et al. 1991, Yu 1993].

Da diese Wasserpartikel potentiell pathogene Mikroorganismen enthalten können, besteht ein unvorhersehbares, entsprechend der Expositionszeit erhöhtes Gesundheitsrisiko [Linger et al. 2001].

Sowohl Duncan und Edberg als auch Glasmacher et al. haben eine Gleichung aufgestellt, wonach das Risiko, an einer Infektion durch fakultativ pathogene Keime zu erkranken, abhängig ist von der Anzahl der Bakterien multipliziert mit dem Virulenzfaktor dieser Keime dividiert durch den spezifischen Immunstatus des Wirtsorgans [Duncan und Edberg 1995, Glasmacher et al. 2003].

Risikopatienten, vor allem immunsupprimierte Patienten und Menschen hohen Lebensalters, sind besonders gefährdet, sich mit einer von den Mikroorganismen ausgelösten Krankheit zu infizieren [Costrini et al. 1981, Parrott et al 1982, Atlas et al. 1995, Barbeau et al. 1996, Barbeau et al. 1998, Barbeau und Buhler 2001, Depaola et al. 2001]. Aus diesem Grund sollte das Wasser möglichst frei von krankheitserregenden Keimen sein.

Bei diesen Erregern handelt es sich vorwiegend um aerobe, gramnegative, autochthone, heterotrophe Bakterien, die in niedrigen Konzentrationen im Trinkwasser enthalten sein können und auf diesem Weg entlang der Wasserleitungen in zahnärztliche Behandlungseinheiten gelangen [Barbeau und Nadeau 1997, Pankhurst et al. 1998, ADA 1999, Walker et al. 2000,

Putnins et al. 2001, Tuttlebee et al. 2002, Singh et al. 2003, Szymanska 2005, O'Donnell et al. 2006, Huntington et al. 2007, Pankhurst und Coulter 2007, Zhang et al. 2007].

Aus dem Kühlwasser von Behandlungseinheiten konnten verschiedene fakultativ pathogene Keime wie *Legionella spp.*, *Pseudomonas spp.*, *Bacillus spp.*, *E. coli*, sowie andere koliforme Keime und Mykobakterien isoliert werden [Fotos et al. 1985, Hein 1985, Martin 1987, Reinthaler et al. 1988, Borneff 1989, Michel und Borneff 1989, Atlas et al. 1995, Barbeau et al. 1996, Al-Saif et al. 2007].

Weitere Studien wiesen in wasserführenden Dentalschläuchen Hefen, Pilze und Amöben nach [Kelstrup et al. 1977, Porteous et al. 2003, Singh und Coogan 2005, Szymanska 2005, Göksay et al. 2008]. Bei den Protozoen treten am häufigsten *Hartmannella*, *Vanella* und *Vahlkampfia spp.* auf. Aus 40% der Proben konnten *Naegleria* und *Acanthamoeba spp.* identifiziert werden [Barbeau und Buhler 2001].

Die deutsche Trinkwasserverordnung gestattet pro ml Trinkwasser maximal 100 koloniebildende Einheiten (KBE) [TrinkwV 2011]. Das den zahnärztlichen Behandlungseinheiten zugeführte Wasser muss folglich §3 dieser Trinkwasserverordnung entsprechen [Hennighausen 2001]. *Escherichia coli* und andere koliforme Keime dürfen im Trinkwasser nicht vorkommen [TrinkwV 2011].

Das Robert Koch-Institut hat für das Kühlwasser dentaler Behandlungseinheiten zudem festgelegt, dass neben der Obergrenze für die Bakterienkonzentration von 100 KBE/ml in 100 ml Kühlwasser keine Pseudomonaden enthalten sein dürfen und der Grenzwert für Legionellen unter 1 KBE/ml liegen sollte [Robert Koch-Institut 1998, 2006].

Im Vergleich hierzu soll in den USA laut der Vorgabe der American Dental Association (ADA) ein Maximalwert von 200 KBE/ml im Wasser von Dental-einheiten nicht überschritten werden [ADA 1996, 2003, 2007].

In vielen Studien konnte allerdings nachgewiesen werden, dass das geforderte Ziel von 100 KBE/ml nicht nur nicht eingehalten, sondern teilweise um ein Vielfaches überschritten wurde [Borneff 1993, Schulze-Röbbecke et al. 1995, Tonetti-Eberle und Mombelli 2001, Coleman und O'Donnell 2007, Coleman et al. 2007, Pankhurst und Coulter 2007].

Entsprechend den Richtlinien der amerikanischen Gesundheitsbehörde Centers for Disease Control (CDC), werden Höchstwerte von 500 KBE/ml Wasser vorgegeben [CDC 1985, 1986, 1987, 1991, 1997-1999, 2003]. Diese Werte haben für den deutschen Raum keine Relevanz.

Besteht der Verdacht, dass ein Patient durch das Wasser aus einer zahnärztlichen Behandlungseinheit eine Infektion akquiriert hat, muss laut Infektionsschutzgesetz (IfSG) umgehend eine außerplanmäßige Nachuntersuchung erfolgen [IfSG 2000].

Der Deutsche Arbeitskreis für Hygiene in der Zahnarztpraxis (DAHZ) hat hierfür einen Hygieneleitfaden für Desinfektions- und Sanierungsmaßnahmen zahnärztlicher Einrichtungen entworfen [DAHZ 2006].

1.2 Möglichkeiten der Kontamination von Dentaleinheiten

Bakterienkonzentrationen von 100 KBE/ml im Trinkwasser sind laut Trinkwasserverordnung zulässig. Verursacht durch begünstigende Faktoren innerhalb des Hausinstallationssystems wie Phasen längerer Stagnation, ein ausgedehntes Warmwassernetzwerk, überdimensionierte Rohrleitungen und sog. „Totstränge“, die keinen Anschluss an einen Abfluss haben, kann es zu einer signifikanten Vermehrung der im Trinkwasser enthaltenen Keime kommen [Pankhurst et al. 1990, Alary und Joly 1991, Shearer 1996, Baumert et al. 1998, Jatzwauk und Reitemeier 2002b]. Dieses mikrobiell kontaminierte Wasser gelangt anschließend in die Behandlungseinheiten.

Eine weitere Verkeimungsmöglichkeit zahnärztlicher Einheiten ist die retrograde Kontamination, d.h. Mikroorganismen können aus dem Mund des Patienten in die wasserführenden Leitungen der Behandlungseinheit gelangen [Whitehouse et al. 1991, Eleazer et al. 1997, Merne et al. 2000, Bierhenke und Schmage 2002, Berlutti 2004, Del Nero 2004]. Durch Rücksaugventile in den Turbinen und Mirkomotoren wird ein Nachtropfen von Wasser aus den Arbeitsinstrumenten verhindert. Durch diesen Rücksogeffekt werden etwa 1-2 ml des proximalen Kühlwassers in die Hand- und Winkelstücke befördert [Gräf und

Vollmuth 1977, Bagga et al. 1984, Kimmel 1990, Heim 2003]. Als negative Nebeneffekte werden nicht nur Kühlwasser, sondern auch Flüssigkeiten aus dem Patientenmund in die Arbeitsinstrumente und somit auch in die Wasserleitungen aufgenommen [Gräf und Vollmuth 1977, Exner et al. 1981, Crawford und Broderius 1990, Kimmel 1994, Bössmann 1995].

In dieser Flüssigkeit können orale Keime, Blut, Speichel und Gewebe aus dem Mund des Patienten enthalten sein [Kellet und Holbrook 1980, Bößmann 1987, Lewis et al. 1992, Borneff et al. 1995, Schmidt-Westhausen 1995, Müller 1996, Heim 2003].

In 1 ml dieser Flüssigkeit sind laut einer Studie von Bagga et al. durchschnittlich 54.000 Bakterien enthalten [Bagga et al. 1984]. Es finden sich überwiegend grampositive Streptokokkenspezies wie *S. sanguis* und *S. mutans*, die vorwiegend in der dentalen Plaque vorkommen, *S. intermedius* und *S. mitis*, die hauptsächlich in Plaque und Mukosa zu finden sind und *S. salivarius*, der überwiegend im Bereich der Zunge auftritt [Shepherd et al. 2001].

Um diesem Problem entgegenzuwirken, ist in neueren Behandlungsmodellen dem Rücksaugventil ein Rücksaughemmventil nachgeschaltet [Bierhenke und Schmage 2002], das allerdings nach langen Zeitintervallen und kontinuierlicher Benutzung nicht mehr einwandfrei funktioniert [Bagga et al. 1984, Berlutti 2004, Del Nero 2004].

So konnten Gräf und Vollmuth zeigen, dass in den ersten 10 ml ausströmenden Kühlwassers Keime enthalten sein können, die während der vorangegangenen Behandlung in die wasserführenden Leitungen aufgenommen wurden [Gräf und Vollmuth 1977]. Daraus ergibt sich das Problem möglicher Kreuzkontaminationen. Daher rät das Robert Koch-Institut, die Wasserleitungen nach jedem Patienten durchzuspülen [RKI 2006].

1.3 Biofilm

Bakterien sind im Wasser frei beweglich, haben aber das Bestreben, sich über physikalische und chemische Adsorptionen, über Van-der-Waals-Kräfte und über elektrostatische oder hydrophobe Kräfte an Oberflächen anzulagern, um sich dort zu akkumulieren, zu vermehren und einen Biofilm zu bilden [Grün und

Crott 1969, Carpentier und Cerf 1993, O'Toole und Kolter 1998, Pratt und Kolter 1998, Barbeau und Nadeau 1997].

Biofilme sind die ältesten bekannten Lebensformen auf Erden. So wurden Funde von versteinerten Biofilmen in stromatolitischen Gesteinen auf 3,4 Milliarden Jahre zurückdatiert [Schopf et al. 1983].

Zu 50 - 95% bestehen Biofilme aus Wasser, die restlichen Volumenprozent werden von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS), Mikroorganismen, sowie eingelagerten und gelösten Stoffen aufgefüllt. Neben den Mikroorganismen können in Biofilmen auch Pilze, Protozoen, Algen und Vielzeller enthalten sein, die über die extrazellulären polymeren Substanzen zusammengehalten werden [Szymanska 1999, Wingender et al. 1999, Panagakos et al. 2001, Donlan 2002, Mills 2003].

Diese EPS finden sich im Interzellularraum von Mikroorganismen und bestehen aus Nukleinsäuren, Phospholipiden, Polysacchariden, Proteinen, aber auch aus anorganischen Stoffen [Wingender et al. 1999]. Verantwortlich sind diese Substanzen für den Zusammenhalt zwischen den Mikroorganismen und bilden so das Gerüst eines jeden Biofilms, in dem der Zellverbund geschützt leben kann [Wingender und Flemming 1999, Davey und O'Toole 2000, Watnick und Kolter 2000, Donlan 2002, Flemming und Wingender 2002, Costerton 2007].

Die extrazellulären polymeren Substanzen sorgen ebenfalls dafür, dass Biofilme selbst unter widrigsten Lebensbedingungen existieren können [Mayo et al. 1990, Shearer 1996, Mills 2000].

Beispielsweise konnten Biofilme bei pH-Werten von 0,5 bis 14, bei hoher Strahlenbelastung, bei extrem hohem Druck von bis zu 1.000 bar, bei Temperaturen von -5 °C bis 120 °C und hohen Scherkräften nachgewiesen werden [Flemming 1996].

Scherkräfte induzieren eine Erhöhung der Widerstandsfähigkeit gegenüber mechanischer Belastung [Donlan und Costerton 2002]. Gerade in Bereichen hoher Scherkräfte, wie sie in den wasserführenden Leitungen von Dental-einheiten zu finden sind, bilden sich vermehrt Biofilme [Donlan und Costerton 2002].

Ausgehend von Mikroorganismen, die über das natürliche Trinkwasser in zahnärztliche Behandlungseinheiten eingebracht werden, können sich innerhalb weniger Tage Biofilme an den inneren Wandungen der Kunststoff-

schläuche entwickeln [Costerton et al. 1981, Costerton et al. 1987, Exner et al. 1987, Tall et al. 1995, Williams et al. 1995b, Barbeau et al. 1996, Pankhurst et al. 1998, Meiller et al. 1999, Barbeau 2000, Pankhurst et al. 2003].

In Untersuchungen konnte nachgewiesen werden, dass sich an den Schlauchwänden fabrikneuer Behandlungseinheiten bereits 8 Stunden nach Anschluss an das Hauswassersystem erste Mikroorganismen anlagern [Tall et al. 1995, Pankhurst et al. 1998, Montebugnoli et al. 2004a].

Innerhalb von 5 Tagen können die Koloniezahlen dann bereits auf 200.000 KBE/ml angestiegen sein [Pederson et al. 1999, Walker et al. 2001, 2003], bevor sich nach etwa 6 Monaten der „reife“ Biofilm mit bis zu 10^6 KBE/ml und einem Durchmesser von 30 bis 50 μm ausgebildet hat [Williams et al. 1993, Tall et al. 1995, Barbeau et al. 1996, Barbeau et al. 1998, Szymanska 1999, Wingender und Flemming 1999].

In einer turbulenten Strömung erreicht der Biofilm allerdings keinen größeren Durchmesser als 1 μm [Characklis 1981].

Zu den Mikroorganismen, die überwiegend aus dem Biofilm zahnärztlicher Behandlungseinheiten isoliert werden konnten, zählen hauptsächlich *Pseudomonas aeruginosa* und Legionellenspezies [Williams et al. 1993, Shearer 1996, Sacchetti et al. 2006, Sennhenn-Kirchner et al. 2006].

Über verzweigte Kanalsysteme innerhalb eines Biofilms stehen selbst die Mikroorganismen am Boden des Biofilms mit der Oberfläche in Kontakt [Eberl 1999, Pederson et al. 1999].

Darüber hinaus können entlang dieser Kanäle nicht nur Nährstoffe, sondern auch schädliche Substanzen wie Desinfektionsmittel oder Antibiotika bis in tiefere Schichten des Biofilms transportiert werden [Costerton et al. 1994, Santiago et al. 1994].

Stewart hat in seinen Untersuchungen herausgefunden, dass antimikrobielle Substanzen innerhalb von Sekunden oder wenigen Minuten bis zu 1 mm in den Biofilm vordringen können [Stewart 1998, Stewart 2001].

Donlan und Costerton sowie Wingender et al. sind einmütig der Meinung, dass die extrazellulären polymeren Substanzen als äußere Schutzschicht ein Eindringen der Biozide in das Innere des Biofilms verhindern oder zumindest verzögern [Wingender et al. 1999, Donlan und Costerton 2002].

Studien beweisen, dass die antimikrobielle Wirksamkeit von Bioziden um 10 bis 1.000-fach größer gegenüber frei schwimmenden Mikroorganismen als gegenüber Mikroorganismen innerhalb eines ausgereiften Biofilms ist [Brown und Gilbert 1993, Foley und Gilbert 1996, Morton et al. 1998, McDonnell und Russel 1999, Gilbert et al. 2001, Lewis 2001, Mah und O'Toole 2001]. Das wiederum bedeutet, dass Mikroorganismen im Biofilmverbund in der Lage sind, den Angriffen von außen zu widerstehen. Auch können sie Resistenzen gegenüber Bioziden und Antibiotika entwickeln [Costerns 1984, Brown et al. 1988, Xu et al. 1996, Barbeau und Nadeau 1997, Mittelman 1997, Barbeau et al. 1998, Costerton et al. 1999, Pederson et al. 1999, Stewart und Costerton 2001, Sutherland 2001, CDC 2003, Szymanska 2003a, Wirthlin et al. 2003].

Resistenzen entwickeln sich, da Mikroorganismen Enzyme produzieren können, die sich in der Biofilmmatrix anlagern und gewisse Desinfektionsmittel und Antibiotika abbauen und somit inaktivieren können [Fletcher 1991, Giwercman et al. 1991, Stewart et al. 2000, Wingender und Jäger 2002].

Beispielsweise haben β -Lactamase-Enzyme die Möglichkeit, Antibiotika abzubauen und Katalase-Enzyme sind in der Lage, H_2O_2 durch Sauerstoffspaltung zu neutralisieren [Giwercman et al. 1991, Stewart et al. 2000].

Diese und andere Untersuchungen belegen, dass die Biofilmmatrix mit ihren extrazellulären polymeren Substanzen die Mikroorganismen in der Tiefe des Biofilms wirksam schützen kann, da Biozide in ihren üblichen Konzentrationen und Einwirkzeiten bereits in den oberen Zellschichten inaktiviert werden [Xu et al. 1996, Clappison 1997b, Barbeau et al. 1998, Reynold 1998, Costerton et al. 1999]. Die Mikroorganismen am Boden eines Biofilms können somit überleben. Von den abgestorbenen Bakterien werden Endotoxine freigesetzt, die in den Wasserkreislauf gelangen und, vom Menschen aufgenommen, ein erhöhtes Gesundheitsrisiko bergen [Wolff 1973, CDC 2003, Pankhurst und Coulter 2007, Zhang et al. 2007].

Des Weiteren sind Biofilmorganismen vor Temperatur- und pH-Schwankungen und vor Nährstoffkarenz besser geschützt [Barbeau et al. 1998]. Bei Nahrungsdefizit können sich die tiefer gelegenen Mikroorganismen entweder von Abbauprodukten oberer Zellschichten ernähren oder sie reduzieren ihre Stoffwechselaktivität durch den vorübergehenden Verzicht auf Wachstum [Brown 1988, Huang et al. 1995, Costerton et al. 1999, Roberts et al. 1999].

Für die Umsetzung in die Praxis bedeutet dies, dass die Einwirkzeit und auch die Konzentration der Desinfektionsmittel verlängert bzw. erhöht werden müssten.

Das Schlauchsystem in zahnärztlichen Behandlungseinheiten und viele weitere Faktoren begünstigen die Biofilmentstehung [Barbeau et al. 1996, Szymanska 2003a, Walker und Marsh 2004]. Zunächst sorgt das Material der Schläuche, vorwiegend Kunststoff oder Silikon, für eine gute Adhäsion der im Wasser vorkommenden Mikroorganismen [Borneff 1993, Williams et al. 1996a, Barbeau 2000, Panagakos et al. 2001, Donlan 2002, Larsen und Fiehn 2003, Kettering et al. 2002a, Otte et al. 2004]. Da die Oberfläche von Kunststoffschläuchen nicht glatt, sondern wie im Elektronenmikroskop gezeigt, leicht gewellt erscheint, werden dadurch die bakterielle Adhäsion und die Biofilmbildung unterstützt [Kettering et al. 2002].

Zudem steigt durch die geringen Durchmesser der Schläuche das Oberflächen-Volumen-Verhältnis [Borneff 1993, ADA 1996, Shearer 1996, ADA 1999, Mayo et al. 2002, Walker und Marsh 2007, Liaqat und Sabri 2008].

Die Fließgeschwindigkeit innerhalb eines Schlauches ist zentral am größten und nimmt aufgrund der zunehmenden Friktion zu den Wänden hin ab. An den Schlauchinnenwandungen kommt der Fluss beinahe vollständig zum Erliegen, wodurch die Besiedlung mit Bakterien an den Wänden begünstigt wird [Whitehouse et al. 1991, Williams et al. 1993, Williams et al. 1996, Kettering et al. 2002a, Walker et al. 2003, Wirthlin et al. 2003].

Phasen der Wasserstagnation begünstigen die Akkumulation von Mikroorganismen, entweder aneinander oder an anderen Oberflächen, und erleichtern somit die Organisation zu einem Biofilm [Klein 1983, Prucha und Tilkes 1986, Borneff 1993, Williams et al. 1993, ADA 1996, Barbeau et al. 1996, Stoodley et al. 1996, Williams et al. 1996, Barbeau 2000, Tonetti-Eberle und Mombelli 2001, Özcan et al. 2003, Sacchetti et al. 2006, Liaqat und Sabri 2008, Walker und Marsh 2007].

Durch Reparaturen am Leitungssystem besteht die Gefahr, biofilmbildende Keime ins Wassersystem einzuschleusen [Exner et al. 1981, Ciszewski 1982].

Weiterhin tragen die Erwärmung des Kühlwassers zum Komfort des Patienten, ungünstige pH-Werte und Verwirbelungen innerhalb der Schlauchleitungen zur Biofilmentstehung bei [Ciszewski 1982, Klein 1983, Hein 1985, Prucha und

Tilkes 1986, Borneff 1993, Williams et al. 1993, Barbeau et al.1996, Shearer 1996, Stoodley et al. 1996, Williams et al. 1996, Bierhenke und Schmage 2002, Sacchetti et al. 2006, Coleman et al. 2007].

1.4 Legionella spp.

Legionellen sind obligat aerobe, gramnegative, pleomorphe, fakultativ pathogene Stäbchen mit einer Breite von 0,2 bis 0,9 µm und einer Länge von 2 bis 20 µm. Eine monopolare Begeißelung sorgt für ihre Eigenbeweglichkeit.

Sie bestehen zu 70 bis 80 % aus verzweigten Fettsäuren, die in Form einer Hülle um die Bakterienmembran angeordnet liegen und dadurch eine Anfärbung mittels Gramfärbung erschweren.

Ihr Wachstumsoptimum liegt im Temperaturbereich zwischen 32 und 45 °C [Rogers et al. 1994]. Vermehrungsfähig sind Legionellen bei Temperaturen von 25 bis 55 °C und überlebensfähig in einem umfassenden Spektrum von 0 bis 63 °C [Lode et al. 1984, Wadowsky und Yee 1985, Muder et al. 1986, Smith-Somerville 1991, Groothuis 1993, Horbach und Fehrenbach 1993, Lück und Helbig 1993, Rogers et al. 1994, Heeg 1999].

Lin et al. fanden heraus, dass Legionellen bei Temperaturen ab 70 °C sicher abgetötet werden [Lin et al. 1998a].

Unter optimalen Lebensbedingungen können sich Legionellen innerhalb von 2 bis 3 Stunden vermehren [Müller 1990, Ehret 1991].

Da Legionellen nicht wie andere gramnegative Bakterien Zucker, Nitrat und Harnstoff verarbeiten können, wachsen sie nicht auf herkömmlichen Blut- oder Endo-Agar, sondern müssen auf Nährböden, die Hefeextrakt, Aktivkohle, Cystein und Eisen enthalten, angezüchtet werden. Zu diesem Agar zählt beispielsweise BCYE (Buffered-Charcoal-Yeast-Extract) mit α-Ketoglutarat [Baskerville 1984, von Graevenitz 1988, Kayser et al. 1993, von Graevenitz 1994].

Legionellen sind in der Lage, gesundheitsschädliche Endotoxine und Enzyme wie Laktamasen, Proteasen, Lipasen u.a. zu generieren, die wiederum Biozide und Antibiotika inaktivieren können [Lode et al. 1984, von Graevenitz 1994].

Legionellen sind Wasserkeime, die in der Umwelt vor allem in Oberflächengewässern wie Flüssen, Seen, Quellen, Teichen und deren angrenzenden Böden und Ufern vorkommen, aber auch aus dem Grundwasser und Trinkwasser der öffentlichen Wasserversorgungen isoliert werden können [Tison und Seidler 1983, Botzenhart et al. 1986, Alary und Joly 1991, Stout et al. 1992, Lück und Helbig 1993].

In der Vergangenheit konnten Legionellen ebenso in Großgebäuden, Klimaanlagen, Schwimmbädern, Thermalquellen, Warmwassersystemen, Rückkühlwerken, Zierbrunnen, Wasserhähnen und Duschköpfen wie vor allem auch in zahnärztlichen Behandlungseinheiten nachgewiesen werden [Kurtz et al. 1982, Stout et al. 1985, Muder et al. 1986, Reinthaler und Mascher 1986, Langer et al. 1990, Lück und Helbig 1993, Atlas et al. 1995, Challacombe und Fernandes 1995, Williams et al. 1996, Goetz et al. 1998, Zanetti et al. 2000].

Hinzu kommt, dass in verschiedenen Studien bei zahnärztlichem Personal erhöhte Antikörpertiter gegen *Legionellen spp.* im Vergleich zur Kontrollgruppe gefunden wurden. Das lässt auf eine chronische Exposition mit Legionellen kontaminiertem Aerosol aus den Behandlungseinheiten schließen [Fotos et al. 1985, Reinthaler et al. 1988, Paszko-Kolva 1993, Atlas et al. 1995, Borella et al. 2008].

Zudem fanden Pankhurst et al. heraus, dass Zahnärzte, die über einen längeren Zeitraum mit kontaminiertem Wasser mit mehr als 200 KBE/ml in Verbindung standen, häufig an asthmatischen Beschwerden und anderen Atemwegserkrankungen litten [Pankhurst et al. 2005], die durch inhalierte Endotoxine verursacht werden können [Michel et al. 1996].

Fotos et al. untersuchten 270 Mitarbeiter einer Zahnklinik auf legionellenspezifische IgG- und IgM-Antikörper. Die Probanden wurden in 2 Gruppen eingeteilt. Die eine Gruppe bestand aus Mitarbeitern, die länger als 2 Jahre in der Klinik arbeiteten. Die andere Gruppe umfasste die Mitarbeiter, die seit maximal 1 Jahr in der Klinik beschäftigt waren. Eine Kontrollgruppe beinhaltete Menschen, die nicht in der Klinik arbeiteten. Erhöhte IgG- und IgM-Werte wurden in Gruppe 1 mit 23 % bzw. 19 %, in Gruppe 2 mit 16 % bzw. 10 % und in Gruppe 3 mit nur 8 % beobachtet [Exner et al. 1985].

In einer Langzeitstudie von Borneff wurde im Großraum Dresden das Wasser von Dentaleinheiten aus 20 verschiedenen Zahnarztpraxen untersucht,

mit dem Ergebnis, dass 40 % der Wasserproben *Legionella spp.* enthielten [Borneff 1986]. In einer Nachuntersuchung konnten Lück et al. darlegen, dass die ansässigen Zahnärzte signifikant erhöhte serologische Werte an Antikörpern gegen *L. pneumophila* Serogruppe 6 aufwiesen [Lück et al. 1993a].

Bei einer großangelegten Untersuchung in Österreich fand man bei 107 Zahnärzten und deren Personal im Vergleich zu der Restbevölkerung erhöhte Antikörpertiter gegen *L. pneumophila* Serogruppen 1 - 6, *L. micdadei*, *L. bozemanii*, *L. dumoffii*, *L. gormanii*, *L. jordanis* und *L. longbeachae* Serogruppen 1 und 2 [Reinthal et al. 1988].

Auch in einer zahnärztlichen Klinik in West Virginia (USA) wiesen 20 % der Studenten und Mitarbeiter seropositive Ergebnisse für Legionellenantikörper auf [Fotos et al. 1985].

Im Salzwasser konnten bisher keine Legionellen nachgewiesen werden, da sie gegenüber Kochsalz sehr empfindlich sind [Mathys et al. 1990, Ott et al. 1992].

Nach heutigem Stand der Wissenschaft existieren 42 Legionellenspezies mit 64 unterschiedlichen Serotypen. Etwa die Hälfte ist als humanpathogen anzusehen. Die Unterteilung der Legionellen in verschiedene Spezies erfolgt auf Grundlage der unterschiedlichen molekularen DNA-Strukturen.

Von allen Spezies hat *Legionella pneumophila* mit ihren 14 Serogruppen das häufigste Vorkommen [Exner und Schulze-Röbbecke 1987, Lück und Helbig 1993, von Graevenitz 1994, Hacker 2000, Widmer 2001], wobei die Serogruppe 1, die für 60 % der von Legionellen verursachten Infektionsfälle verantwortlich ist, die pathogenste Art ist [Lück 2000].

Infektionen mit Legionellen beruhen überwiegend auf der Inhalation, Aspiration und Ingestion kontaminierten Wassers, wobei die Inhalation von Aerosolen, die kleiner als 5 µm sind, der häufigste Übertragungsweg zu sein scheint. Übertragungen von Mensch zu Mensch sind in der Vergangenheit bisher nicht beschrieben worden.

Für Menschen mit reduziertem Immunstatus, beispielsweise verursacht durch Rauchen oder regelmäßigen Alkoholkonsum, bei Patienten mit chronisch obstruktiven Lungenerkrankungen, Autoimmunerkrankungen, terminalen Niereninsuffizienzen, bösartigen Tumoren, Diabetes mellitus, bei Menschen ab dem 55. Lebensjahr und bei immunsupprimierten Patienten infolge von Herz-, Nieren- oder Knochenmarkstransplantationen bestehen höhere Risiken,

an einer Legionellose zu erkranken als bei Menschen mit einem intakten Immunsystem [Lode et al. 1982, Ehret 1988, Lowry und Tompkins 1993, Ruckdeschel und Ehret 1993, Carratala et al. 1994, Joseph et al. 1994, Mathys et al. 1997, Widmer 2001].

Eine durch *Legionella pneumophila* erstmals aufgetretene Epidemie wurde im Jahre 1976 in den USA beschrieben. Im Juli des benannten Jahres erkrankten auf einem Treffen in Philadelphia 183 amerikanische Legionäre an einer zu diesem Zeitpunkt unbekanntem Lungenentzündung. 29 von ihnen starben an den Folgen dieser Pneumonie.

Wissenschaftler und Ärzte standen damals noch vor einem Rätsel, da jegliche histopathologischen, bakteriellen und viralen Untersuchungen keine Aufschlüsse über die Ursache der Erkrankungen brachten. Erst etwa ein halbes Jahr später gelang es dem Amerikaner McDade durch weitere Untersuchungen, bis dato nicht klassifizierte stäbchenförmige Bakterien aus den Seren der Verstorbenen zu isolieren. Diese Bakterien reagierten bei Kontakt mit den Patientenserum im Immunfluoreszenztest positiv und führten zu einem Anstieg des Antikörpertiters. Die Erreger erhielten von McDade den Namen „*Legionella pneumophila*“ [Horbach und Fehrenbach 1993, Ruckdeschel und Ehret 1993, Maiwald 1994].

Basierend auf dieser wissenschaftlichen Erkenntnis konnte eine epidemische Fiebererkrankung in Pontiac (USA) im Jahre 1968 auf *Legionella pneumophila* zurückgeführt werden.

Anders als bei der Epidemie in Philadelphia gab es unter den 140 Infizierten keine Todesfälle. Entsprechend des Ausbruchortes erhielt die Fiebererkrankung den Namen „Pontiac Fieber“ [Muder et al. 1986, McDade 2000].

Da eine Legionella-Pneumonie klinisch nicht von einer durch andere Erreger verursachte Pneumonie abgrenzbar ist, können Legionella-Pneumonien nur durch mikrobiologische Laboruntersuchungen sicher diagnostiziert werden. Die Anzahl der gemeldeten Fälle liegt laut Infektionsschutzgesetz bei etwa 500 pro Jahr in Deutschland [Stöcker et al. 2009], wobei die Dunkelziffer noch weit höher liegen dürfte. In einer Hochrechnung der CAPNETZ-Pneumoniestudie werden für Deutschland 15.000 bis 20.000 Fälle pro Jahr vermutet [von Baum et al. 2008].

Im Jahr 2008 verzeichnete das Robert Koch-Institut 522 gemeldete Fälle von Legionellenpneumonien [Stöcker et al. 2009]. Im Zeitraum von 2004 bis 2006 lag dieser Wert bei 1.339 Fällen und die Gesamtleletalität schwankte zwischen 6,9 und 7,4 % [Stöcker et al. 2009].

Die bisher größte Epidemie an Legionelleninfektionen brach im Juni 2001 im städtischen Krankenhaus in Murcia (Spanien) aus. Damals wurde von 449 Infektionen berichtet, die nach epidemiologischen und mikrobiologischen Untersuchungen auf legionellenbelastetes Wasser aus Klimaanlage zurückzuführen waren [Garcia-Fulgueiras et al. 2003].

1.4.1 Legionärskrankheit

Wie bereits erwähnt, gibt es zwei Arten von Legionellose: die Legionellenpneumonie, auch als Legionärskrankheit bezeichnet, und das Pontiac-Fieber.

Bei der Legionärskrankheit kommt es nach einer Inkubationszeit von 2 bis 10 Tagen zu einem Ausbruch der Erkrankung, die bei zuvor allgemein anamnestisch gesunden Patienten in 12 bis 30 % der Fälle letal verläuft [Mathys et al. 1997].

Bei immunsupprimierten Patienten hingegen muss mit einer bis zu 80 %igen Wahrscheinlichkeit mit einem letalen Ausgang gerechnet werden [Lück 2000]. Grippeähnliche Symptome wie Abgeschlagenheit, Kopf-, Muskel- und Gliederschmerzen, Schüttelfrost, trockener Husten, der in produktiven Husten übergehen kann, relative Bradykardie, Luftnot und Fieber bis über 40 °C bestimmen das mildere Erkrankungsbild [Ruckdeschel und Ehret 1993, Ruf 1993].

Übelkeit, Erbrechen, massive Diarrhoe, Bakteriämie bis hin zur akuten Niereninsuffizienz, die sich in Form einer interstitiellen Nephritis, Glomerulonephritis und Hämaturie äußert, werden bei der progressiven Form beschrieben [Ruf 1993, von Graevenitz 1994]. Dazu zählen auch neurologische Ausfälle wie Desorientiertheit, zentrale und periphere Neuropathien, Enzephalitiden, Sprachstörungen oder Hirnabszesse, die in 40 % der Erkrankungen auftreten. Weiterhin zählen zu den genannten extrapulmonalen Schädigungen, die wohl

am ehesten von Legionellen durch die Freisetzung von Endotoxinen verursacht werden, die Gefahr von Pankreatitiden und Kolonabszessen [Ruf 1993].

Die laborchemische Untersuchung zeigt in 60 bis 75 % eine Leukozytose mit Linksverschiebung und gelegentlich eine Hyponatriämie.

Radiologisch sind in etwa 50 % der Fälle Infiltrate im Bereich der Lungen erkennbar, die segmental, lobär oder diffus auftreten können und zu schweren Hypoxämien führen können [Ruckdeschel und Ehret 1993]. Letztlich kann eine irreversible Lungenfibrose bestehen bleiben [Rowbotham 1980, Baskerville 1984, Harb et al. 1998].

1.4.2 Pontiac-Fieber

Im Gegensatz zur Legionärskrankheit entstehen beim Pontiac-Fieber keine Pneumonien. Nach einer Inkubationszeit von etwa 1 bis 3 Tagen kommt es nach 2 bis 5 Tagen, auch ohne therapeutische Maßnahmen, zu einer vollständigen Ausheilung [Ruf 1993].

Die Symptome sind mit denen einer Influenza zu vergleichen. Daher wird die Diagnose Pontiac-Fieber eher selten gestellt [Ruf 1993].

Es bilden sich primär akute Fieberschübe einhergehend mit Schüttelfrost, Kopf- und Gliederschmerzen. Des Weiteren können Myalgien, Husten, Brustschmerzen und Desorientiertheit auftreten [Seidel und Lopez-Pila 1992]. Röntgenologisch sind keine pulmonalen Veränderungen erkennbar [Ruckdeschel und Ehret 1993].

Bis zu 1 Jahr nach einer Legionelleninfektion sind Antikörper im Körper des Patienten nachweisbar [Ruckdeschel und Ehret 1993].

Welche Faktoren dafür verantwortlich sind, dass eine Infektion mit *L. pneumophila* zu einem der beschriebenen Krankheitsbilder führt, gilt bis dato als ungeklärt. Eine mögliche Erklärung hierfür bietet T. J. Rowbotham 1983:

Als Voraussetzung seiner Theorie nimmt er die wissenschaftlich erwiesene Erkenntnis, dass Legionellen zur Fortpflanzung von Wirtszellen in Form von Protozoen, zu denen Amöben, Wimpertierchen und Geißeltierchen zählen, inokuliert werden [Michel et al. 1995, Marrie et al. 2001, La Scola et al. 2003].

Innerhalb dieser Amöben können Legionellen geschützt vor äußeren Angriffen durch Agenzien überleben [Michel und Borneff 1986]. Erst in den infizierten Amöben können Legionellen Virulenzfaktoren, die für die Infektionen am Menschen verantwortlich sind, aktivieren [Yu 1998, Lück 2000]. Werden diese Amöben vom Menschen inhaliert, kann dies zu einer Legionellenpneumonie führen. Werden allerdings eine Vielzahl an freischwimmenden Legionellen aufgenommen, bildet sich das Pontiac-Fieber aus [Rowbotham 1983].

In einer Untersuchung von Michel und Borneff enthielten nahezu alle Wasserproben aus Behandlungseinheiten *Naegleria spp.* oder andere Amöbenarten [Michel und Borneff 1989].

Allerdings weisen Lück et al. darauf hin, dass in kontaminierten Wassersystemen zeitgleich sowohl mit Legionellen als auch mit Legionellen-infizierten Amöben gerechnet werden muss [Lück et al. 1993b], was die Theorie von Rowbotham in Zweifel stellt.

Intrazelluläres Wachstum ist für *L. pneumophila* allerdings keine Voraussetzung. Sie sind ebenso in der Lage, sich in amöbenfreiem Wasser zu vermehren [Keevil 2000] und sich in nährstoffarmen und toxischen Arealen den äußeren Umständen anzupassen [Baumann 1990].

1.4.3 Diagnostik

Zur Diagnosesicherung stehen verschiedene Legionellen-Nachweisverfahren zur Verfügung. Am häufigsten werden hierfür Reinkulturen angezchtet, indem Patientenproben in Form von Sputum, Lungengewebe, Tracheal- oder Bronchialsekret auf BCYE-Agar aufgebracht und in warmer Umgebung für 3 bis 5 Tage bebrütet werden. Ein positiver Nachweis besteht, wenn auf der Agaroberfläche glatte, matt glänzende, graue Kolonien wachsen [Edelstein 1987, Horbach et al. 1990, Goetz und Yu 1991, Horbach und Fehrenbach 1993, Widmer 2001].

Eine hohe Sensibilität von etwa 80 % erbringt der Antigennachweis im Urin des Patienten durch das Nachweisverfahren ELISA (Enzyme Linked Immuno-

sorbent Assay). Hierbei wird ein Antikörper mit einem bestimmten Enzym beladen, dieser Komplex bindet anschließend an das nachzuweisende Antigen. In Folge einer katalytisch ablaufenden Reaktion zeigt sich eine enzymatische Farbreaktion. Diese Methode führt zu einer schnellen Diagnosesicherung [Horbach und Fehrenbach 1993, von Graevenitz 1994] und bleibt auch nach Beginn einer Antibiotikatherapie für einige Tage positiv, sodass er auch bei vorbehandelten Patienten angewendet werden kann.

Eine Sensibilität zwischen 60 und 70 % kann mittels direkter Mikroskopie oder Fluoreszenzmikroskopie erzielt werden. Hierbei erfolgt der Nachweis von Legionellen ähnlich wie bei ELISA. Der Antikörper wird jedoch nicht mit einem Enzym, sondern mit einem Fluoreszenzmarker versehen.

Retrospektiven Charakter bietet der Serumantikörpernachweis durch ELISA oder durch indirekten Immunfluorescence-Assay (IFA), der nach 10 Tagen, gegebenenfalls auch erst nach 6 bis 8 Wochen, einen Nachweis liefert [Horbach et al. 1990, von Graevenitz 1994]. Die Gefahr dieser Nachweismethode besteht allerdings darin, dass beim Vorliegen von Infektionen mit anderen Bakterien falsch-positive Resultate verursacht werden können.

Bei Patienten mit Tuberkulose, Pneumokokken-Pneumonie oder Campylobacter-Enteritis kann es zu Kreuzreaktionen kommen [von Graevenitz 1994].

Die letzte Methode, bei der zwar sämtliche Legionellenspezies nachgewiesen werden können, die aber aufgrund ihrer geringen Spezifität nicht als Standarduntersuchung gilt, ist die PCR (Polymerase Chain Reaction), bei der mittels DNA-Polymerase die Erbsubstanz DNA vervielfältigt wird [Bej et al. 1991].

1.4.4 Therapie

Die Therapie der Wahl bei einer Legionellenpneumonie besteht in einer antibiotischen Behandlung über einen Zeitraum von mindestens 14 Tagen.

Abhängig vom Schweregrad der Erkrankung sollte die Behandlung unter stationären Bedingungen erfolgen [Stout und Yu 1997, BAG 1999, Edelstein 2000].

Für die Therapie werden überwiegend Makrolide der neuen Generation wie Clarithromycin und Azithromycin verwendet. Auf Erythromycin wird heute aufgrund der Nebenwirkungen verzichtet [BAG 1999].

Bei transplantierten und immunsupprimierten Patienten wird den Chinolonen Ciprofloxacin, Levofloxacin und Moxifloxacin der Vorzug gewährt, da diese Antibiotika keine Interaktion mit Cyclosporin aufweisen [Slots et al. 1990, Rams et al. 1992, Ruf 1993, Widmer 2001].

1.5 *Pseudomonas aeruginosa*

Ein weiterer fakultativ pathogener Keim, der vorwiegend im Gastrointestinaltrakt, aber auch im Wasser zahnärztlicher Behandlungseinheiten nachweisbar ist, ist *Pseudomonas aeruginosa* [Reinthalter und Mascher 1986, Martin 1987, Pankhurst et al. 1990, Borneff 1993, Barbeau et al. 1996, Blume und Schmidt 2000, Walker et al. 2000, Jatzwauk und Reitemeier 2002b].

Weitere bekannte Umgebungsquellen von *P. aeruginosa* sind Leitungs- und Badewasser, destilliertes Wasser, Desinfektionsmittel, aber auch z.B. Augenduschen und Endoskope, die zuvor mit pseudomonadenhaltigem Wasser in Kontakt gekommen sind.

P. aeruginosa ist seit dem 19. Jahrhundert eine der am längsten bekannten humanpathogenen Bakterienspezies. Es ist ein aerobes, gramnegatives Stäbchen, das sich selbst bei Nährstoffmangel rasch vermehren kann [Navon-Venezia et al. 2005].

Auf den üblichen Nährmedien wachsen die Kolonien mit metallener blaugrünlicher Färbung und weisen einen charakteristischen fruchtartigen Geruch auf.

Als opportunistischer Krankheitserreger darf *Pseudomonas aeruginosa* in 100 ml für den menschlichen Gebrauch bestimmten Wassers nicht nachweisbar sein.

Bei gesunden Individuen führt der Keim nur in Ausnahmefällen zu Infektionen [Galili et al. 1992, Sandham 1994, Leung et al. 2001], bei immunsupprimierten Patienten hingegen verursachen Infektionen mit *P. aeruginosa* häufig Nekrosen

im Bereich der orofazialen Weichgewebe und anderen Organen, die in 50 % der Fälle letal enden [Eisele et al. 1990, Ghosh et al. 1995, Atiyeh et al. 1998, Enwonwu et al. 2000, Dickenson und Yates 2002, Freeman et al. 2002, Barasch 2003].

Diese Hautläsionen werden durch die Bildung von Endotoxinen und durch die Abgabe proinflammatorischer Cytokine hervorgerufen [Epelman et al. 2000].

Durch *Pseudomonas aeruginosa* können weiterhin Wund-, Augen- und Ohreninfektionen, sowie besonders bei Mukoviszidose-Patienten Pneumonien und septische Krankheitsbilder verursacht werden [Barbeau und Nadeau 1997, Pier 1998].

Laut Hauer et al. ist *P. aeruginosa* der häufigste nosokomiale Infektionserreger [Hauer et al. 1996].

Den Daten des NNIS (National Nosocomial Infections Surveillance) von 1998 zufolge ist er für 14 % nosokomialer Pneumonien, für 8 % postoperativer Wundinfektionen, für 7 % Harnwegsinfektionen und für 2 % Bakteriämien verantwortlich [NNIS 1998].

Eine Vielzahl an Antibiotika ist bei *P. aeruginosa* wegen ihrer umfangreichen Resistenzmechanismen nicht wirksam. Dazu zählen vor allem Breitspektrum-antibiotika, wie Fluorquinolone und Carbapeneme. *P. aeruginosa* konnte aber auch aus vielen Desinfizienzien wie Benzalkoniumchlorid, Hexachlorophen, Polyvidon und Chlorhexidin isoliert werden [Russell et al. 1986].

Die Kontaminierung wasserführender Leitungen dentaler Einheiten mit *P. aeruginosa* ist in diversen Studien mit einer Keimzahl von bis zu 2×10^5 KBE/ml beschrieben worden [Kelstrup et al. 1977, Martin 1987, Pankhurst et al. 1990, Barbeau et al. 1996, Barbeau 2000, Walker et al. 2000].

Der Grund hierfür ist nicht nur das einströmende bereits kontaminierte Wasser [Furuhashi und Miyamae 1985, Mayo et al. 1990, Whitehouse et al. 1991, Fayle et al. 1996], sondern auch ein möglicher Rückfluss von bakteriell kontaminierten Flüssigkeiten aus dem Patientenmund in die Schläuche der Behandlungseinheiten [Barbeau et al. 1996].

Eine Übertragung der Keime aus dem Wasser auf den Menschen ist durch Untersuchungen von Jensen et al. und Martin erwiesen. So entwickelten 2 Krebspatienten im Anschluss an zahnärztliche Behandlungen orale Abszesse,

aus denen *Pseudomonaden* identischer Genotypen isoliert werden konnten, so wie aus dem Kühlwasser der Behandlungseinheiten [Martin 1987].

Zu ähnlichen Erkenntnissen kamen Jensen et al., die ebenfalls identische *Pseudomonastypen* im Sputum eines Patienten und dem Wasser der benutzten Behandlungseinheit nachweisen konnten [Jensen et al. 1997].

Die Dosis an *P. aeruginosa*, die bei gesunden Menschen zu Infektionen führen, liegt zwischen 10^6 bis 10^{10} KBE/ml. Bei immunsupprimierten Patienten ist diese Dosis allerdings um ein Vielfaches geringer [Rusin et al. 1997].

Eine Studie der NNIS zeigt, dass *Pseudomonas spp.* im Jahr 2003 für 18,1 % der Pneumonien, für 16,3 % der Harnwegsinfekte, für 9,5 % der Wundinfektionen und für 3,4 % aller septischen Ereignisse in den gesamten USA verantwortlich waren [Gaynes und Edwards 2005].

Des Weiteren verzeichnete die NNIS im Zeitraum von 1987 bis 2003 eine steigende Quote an Resistenzbildungen der *Pseudomonas spp.* gegenüber multiplen Antibiotika [Gaynes und Edwards 2005].

Für die Ausbildung multi-resistenter *P. aeruginosae-Stämme* werden die verfrühte Einleitung einer Antibiotikatherapie vorwiegend mit Carbapenemen [Troillet et al. 1997, Harris et al. 2002a, Harris et al. 2002b, Cao et al. 2004, Ohmagari et al. 2005, Zavascki et al. 2005] und Fluorquinolonen [Baddour et al. 1995, Khayr et al. 2000, Trouillet et al. 2002, Defez et al. 2004, Paramythiotou et al. 2004, Hsu et al. 2005] gesehen.

1.6 Möglichkeiten der Dekontamination von Dentaleinheiten

1.6.1 Thermische Verfahren

Legionellen sind in der Lage, Temperaturen bis 50 °C über mehrere Stunden tolerieren zu können, bevor sie bei Temperaturen um 55 °C innerhalb von 20 Minuten und ab 60 °C schon nach 2 Minuten abgetötet werden [Schulze-Röbbecke et al. 1987, Müller 1988, Farrell und Holmes 1993, Rogers et al. 1994].

Für eine effektive Keim-Elimination im gesamten Warmwassernetz von Hausinstallationen bedeutet dies konstante Temperaturen von mindestens 55 bis 60 °C dauerhaft aufrecht erhalten zu müssen [Best et al. 1984, Furuhashi et al. 1994].

1.6.2 Chemische Wasserzusätze

Da die Innenwandungen der Schlauchleitungen dentaler Einheiten mechanisch nicht zu reinigen sind, kommen seit vielen Jahren chemische Desinfektionsmittel zum Einsatz.

Es gibt eine Vielfalt an wissenschaftlichen Untersuchungen zu Chlor [Kuchta et al. 1983, Massanari und Helms 1984, Rowbotham 1984, Muraca et al. 1987, Helms et al. 1988, Cunliffe 1990, Green 1993] bzw. Chlorhexidin [Puttaiah et al. 1998], Wasserstoffperoxid (H₂O₂) [Baldry 1983, Exner et al. 1987, Christensen et al. 1990, Filippi 1997, Sagripanti und Bonifacino 1999, Bierhenke et al. 2000, Demuth und Dunkelberg 2000, Behringer und Jatzwauk 2001, Linger et al. 2001, Meiller et al. 2001b, Walker et al. 2001, Bierhenke und Schmage 2002, Jatzwauk und Reitemeier 2002b, Pietsch et al. 2002], Natriumhypochlorit [Fiehn und Hendriksen 1988, Pankhurst et al. 1990, Challacombe und Fernandes 1995, Joergensen et al. 1999, Karpay et al. 1999, Meiller et al. 1999, Kim et al. 2000], Peressigsäure [Baldry et al. 1983, Flemming 1984, Exner et al. 1987, Baldry und Fraser 1988, Mathieu et al. 1990, Block 1991b, Alasri et al. 1992, Ossia-Ongagna und Sabatier 1993, Johnston und Jones 1995, Blanchard et al. 1998, Ayliffe 2000, Morin 2000], Ethanol [Harper 1988, Eleazer et al. 1997, Meiller et al. 1999], u.a..

Der Nachteil vieler chemischer Wasserzusätze ist, dass sie einerseits nicht in der Lage sind, Biofilme zu beseitigen [Exner et al. 1987, Reynold 1998] und andererseits Gesundheitsrisiken oder Beeinträchtigungen dentaler Einheiten mit sich bringen [Meiller et al. 1999]. So verursacht Chlor beispielsweise eine eingetrübte Empfindung des Geschmacks und des Geruchs und kann zu Reizungen der Mundschleimhaut führen, Natriumhypochlorit führt zu Korrosionen von Metallteilen [Fiehn und Henriksen 1988, Pankhurst et al. 1990,

Clappison 1997b] und durch den Einsatz von Glutaraldehyd kann es zu allergischen Reaktionen an Haut und Lunge kommen [Pankhurst et al. 1998].

1.6.2.1 Chlor

Chlor besitzt nachweislich eine bakterizide Wirkung auf im Wasser befindliche Keime. Legionellenspezies, die von Amöben inokuliert sind, sind äußerst widerstandsfähig gegenüber dieser Chemikalie [Kuchta et al. 1983, Massanari und Helms 1984, Rowbotham 1984, Muraca et al. 1987, Fiehn und Henriksen 1988, Helms et al. 1988, Cunliffe 1990, Green 1993, Karpay et al. 1999].

Es wurde evaluiert, dass Legionellen resistenter gegenüber Chlor als beispielsweise *E. coli* und andere koliforme Keime sind [Fiehn und Henriksen 1988, Kuchta et al. 1993, Williams et al. 1995b].

Unterschieden wird die kontinuierliche Chlorung von der temporären Hyperchlorung. Bei der kontinuierlichen Zugabe von Chlor muss stets eine Mindestkonzentration von 0,6 mg/l Chlor im Wassersystem vorhanden sein, um ein Legionellenvorkommen verhindern zu können [Hässelbarth 1993]. Der Arbeitsgruppe von Yabuuchi et al. gelang es, planktonische Legionellen innerhalb von 15 Minuten mit 0,4 mg/l freien Chlors zu inaktivieren [Yabuuchi et al. 1995]. Muraca et al. stellten dar, dass mindestens 6 mg/l Chlor im Wasser nötig ist, um effektiv Legionellen zu eliminieren [Muraca et al. 1987]. Weiterhin beobachtete die gleiche Arbeitsgruppe eine Abnahme an Legionellen um 5 bis 6 log bei einer Konzentration von 4 bis 6 mg/l Chlor innerhalb von 6 Stunden [Muraca et al. 1987].

Um Legionellen innerhalb eines Biofilmverbundes inaktivieren zu können, müssen mindestens 4 mg/l Chlor für nicht weniger als 24 Stunden im Wasser belassen werden [Skaliy et al. 1980, Green 1993].

Diese Aussage wird durch eine Untersuchung von Wright et al. unterstützt, in der gezeigt wurde, dass *L. pneumophila* in einem Biofilm 4 Mal länger mit der genannten Chlorkonzentration behandelt werden muss, als Legionellen in freischwimmender Form [Wright et al. 1991]. Laut Exner können durch die konti-

nuierliche Beimischung von 0,3 mg/l Chlor innerhalb von 180 Tagen Bakterien in einem Biofilm, nicht aber der Biofilm selbst beseitigt werden [Exner 2005].

Legionellen innerhalb von Amöben sind nur sehr schwer mit herkömmlichen Desinfektionsmitteln zu erreichen. So konnte das Wachstum von *L. pneumophila* in *Hartmannella vermiformis*, einer häufig vorkommenden Amöbenart im Trinkwasser, ab einer Konzentration von mehr als 4 mg/l Chlor unterdrückt werden. *L. pneumophila* in den Zysten von *Acanthamoeba polyphage* konnten Konzentrationen bis zu 50 mg/l freien Chlors überstehen [Kilvington und Price 1990]. Amöbenspezies sind zudem in der Lage, Resistenzen gegenüber Bioziden zu entwickeln [Srikanth und Berk 1993, 1994, Sutherland und Berk 1996].

Cuchta et al. und Cunliffe evaluierten unabhängig voneinander, dass Monochloramin bei einer kontinuierlichen Konzentration von 1 mg/l zu einer 99 %-igen Reduktion von *L. pneumophila* führt [Kuchta et al. 1983, Cunliffe 1990]. Zudem kann es effizienter durch den Biofilm penetrieren als freies Chlor [LeChevallier et al. 1988a, 1988b, Chen und Stewart 1996, Samrakandi et al. 1997]. Aufgrund seiner toxikologischen Nebenwirkungen darf es in vielen europäischen Ländern, so auch in Deutschland, nicht eingesetzt werden [Exner 2005].

Bei der temporären Hyperchlorung werden Chlorkonzentrationen von 20 bis 50 mg/l dem Wassersystem zugeführt und für 2 bis 3 Stunden belassen, bevor das gesamte Wasserreservoir vollständig entleert werden muss [Exner 1991, Lin et al. 1998b].

Chlor in hohen Konzentrationen verursacht einerseits Korrosionen, andererseits kann es durch Reaktionen mit der organischen Biofilmmatrix Nebenprodukte erzeugen, die kanzerogen wirken [LeChevalier et al. 1988a, DeBeer et al. 1994, Bull et al. 1995].

Verschiedene Untersuchungen haben gezeigt, dass die bakterizide Wirksamkeit von Chlor bei höherer Temperatur und sinkendem pH ansteigt. Gleichzeitig läuft der Zerfallsvorgang des Chlors deutlich schneller ab, wodurch mehr Chlor für den gleichen Effekt benötigt wird [Kuchta et al. 1983, Muraca et al. 1987, LeChevallier et al. 1988a, Cunliffe 1990].

1.6.2.2 Wasserstoffperoxid

Aus dem Abbau von Wasserstoffperoxid (H_2O_2) entstehen die harmlosen Abbauprodukte Wasser und Sauerstoff. Aber nicht nur deswegen findet H_2O_2 vor allem bei der Desinfektion von zahnärztlichen Behandlungseinheiten häufig Anwendung, sondern auch wegen der bakteriziden Wirkung gegenüber grampositiven und gramnegativen Bakterien, verschiedenen Viren und in hohen Konzentrationen auch gegenüber Sporen [Baldry 1983, Borneff 1989, Brandt 1994, Sagripanti und Bonifacino 1999].

So können 0,5 %-ige Wasserstoffperoxidlösungen die Bakterienzahlen unter 200 KBE/ml reduzieren [Linger et al. 2001]. Zudem haben verschiedene Studien gezeigt, dass H_2O_2 den Biofilm zwar nicht vollständig, aber teilweise von seinem Haftverbund ablösen kann [Exner et al. 1987, Christensen et al. 1990, Walker et al. 2001, Zanetti et al. 2003].

Walker et al. konnten in einem Laborversuch darlegen, dass bei der Behandlung eines 2 Wochen alten Biofilms mit H_2O_2 -haltigen Desinfektionsmitteln mehr als 90 % des Biofilms abgelöst und die Gesamtheit der Mikroorganismen innerhalb des Biofilms inaktiviert werden konnten [Walker et al. 2001].

Cochran et al. konnten in ihrer Versuchsreihe evaluieren, dass die bakterizide Wirksamkeit auf die Bakterien in einem Biofilm mit steigendem Alter des Biofilms abnimmt [Cochran et al. 2000]. Zudem kann die intermittierende Anwendung von H_2O_2 eine Resistenz der Mikroorganismen zur Folge haben [Christensen et al. 1990], sodass der tägliche Gebrauch von H_2O_2 als Voraussetzung für keimfreies Wasser anzusehen ist [Zanetti et al. 2003].

Die keimtötenden Eigenschaften erlangt das H_2O_2 durch die Bildung von Hydroxylradikalen, die durch die Zugabe von Metallionen, wie Kupfer- oder Silberionen, noch verstärkt werden kann [Landeem et al. 1989, Block 1991, Kuchta et al. 1993, Liu et al. 1994, Potapchenko et al. 1994, Pedahzur et al. 1995, Mietzner et al. 1997, Lin et al. 1996, 1998a, Stout et al. 1998, Kusnetsov et al. 2001, Jatzwauk und Reitemeier 2002].

O'Donnell et al. zeigten, dass die Gesamtkeimzahlen in den untersuchten Behandlungseinheiten bei der Verwendung eines Kombinationsproduktes

bestehend aus H_2O_2 und Silberionen über einen Zeitraum von 17 Wochen unter 100 KBE/ml konstant gehalten werden konnten [O`Donnell et al. 2007].

In einer klinischen Studie von Szymanska wurde der desinfizierende Effekt von Oxygenal 6 (KaVo, Deutschland), einer Mischung aus 6 %-igem Wasserstoffperoxid und Silberionen, in Dentaleinheiten untersucht.

Hierzu wurden 25 Einheiten zuerst mit 0,25 %-igem Wasserstoff für 30 Minuten behandelt. Anschließend wurde dem Wasser über einen Zeitraum von 14 Tagen kontinuierlich Oxygenal 6 mit einer Konzentration von 0,02 % Wasserstoffperoxid zugesetzt. Die Ergebnisse zeigten sowohl hinsichtlich der Reduktion der Gesamtkeimzahl als auch bei der Reduktion der Bakterien innerhalb des Biofilms signifikante Verbesserungen [Szymanska 2006].

Walker et al. konnten eine mehr als 95 %-ige Reduzierung des Biofilms unter der Verwendung von Oxygenal 6 verzeichnen [Walker et al. 2003].

Laut Schiffmann konnten bei der Behandlung einer Bakteriensuspension mit einem silberhaltigen Kombinationsprodukt keine erhöhten Inaktivierungsleistungen gegenüber der Behandlung mit einem H_2O_2 -haltigem Bakterizid erzielt werden [Schiffmann 1994].

1.6.2.3 Silberverbindungen

Bei den Silberverbindungen handelt es sich vorwiegend um Silbernitrat und Silbersulfadiazin [Russell und Hugo 1994].

In einer Studie von Lin et al. wurde die Wirkung von Kupfer- und Silberionen in Kombination und getrennt voneinander hinsichtlich der Reduzierung von *L. pneumophila* Serogruppe 1 untersucht. Innerhalb von zweieinhalb Stunden konnte eine vollständige Inaktivierung der Populationen durch eine Konzentration von 0,1 mg/l Kupferionen beobachtet werden. Ähnliche effektive Ergebnisse zeigten die Versuche mit Silberionen und die Kombination beider Ionenarten [Lin et al. 1996].

Stout et al. evaluierten, dass eine Dosis von 0,17 mg/l Kupferionen und 0,04 mg/l Silberionen im Wasser effektiver hinsichtlich der Keimreduzierung ist,

als eine regelmäßige Wassererwärmung auf 77 °C in Verbindung mit einer regelmäßigen Wasserspülung [Stout et al. 1998].

Die Untersuchung von Liu et al. weist darauf hin, dass eine Kupferkonzentration von <0,3 mg/l und eine Silberkonzentration von <0,03 mg/l nicht effektiv genug bei der Bekämpfung von *L. pneumophila* in Warmwasseranlagen sind [Liu et al. 1994].

Durch Silberverbindungen können die Biofilmformierung und das Wachstum eines bestehenden Biofilms verhindert werden [Gabriel et al. 1996, Raad et al. 1996, Gatter et al. 1998, Ahearn et al. 2000, Gu et al. 2001]. Die biofilmbeeinflussenden Faktoren sind von der Konzentration der Silberionen, der Einwirkzeit und der Zusammensetzung der Mikroflora innerhalb des Biofilms abhängig [Akiyama et al. 1998, Bardouniotis et al. 2001, Spratt et al. 2001].

1.6.2.4 Natriumhypochlorit und Chlorhexidin

Natriumhypochlorit (NaOCl) und Chlorhexidin (CHX) sind die am häufigsten verwendeten Biozide zur effektiven Kontrolle von Legionellen in Kaltwassersystemen von Krankenhäusern [Meiller et al. 2000].

In einer Untersuchung von Liaqat und Sabri sorgten NaOCl und CHX für eine Keimreduzierung von 85 bis 90 % bzw. > 90 %, allerdings ohne effektive Biofilmbekämpfung.

Eine 85 bis 95 %-ige Keimreduzierung mit signifikanter Eliminierung des Biofilms von den Wandungen wasserführender Dentalschläuche erzielte die Kombination von NaOCl mit Phenol [Liaqat und Sabri 2008]. Nach einer Untersuchung von Whitehouse et al. sind Bakterien in einem Biofilm bis zu 3.000-fach resistenter gegenüber Natriumhypochlorit, als frei lebende Bakterien [Whitehouse et al. 1991].

In einer Studie von Williams et al. konnte durch das wöchentliche Spülen mit 1,5 mg/l Natriumhypochlorit der Biofilm effektiv reduziert werden [Williams et al. 1993]. In einer Langzeitstudie von Sherman et al. wurden Behandlungseinheiten über einen Zeitraum von 4 Jahren einmal wöchentlich für 10 Minuten mit 0,5 bis 1 %-igem Natriumhypochlorit behandelt, was zu einer effektiven

Wachstumskontrolle hinsichtlich der Bakterienzahl führte. Korrosionen an Metallteilen mussten ebenfalls beobachtet werden [Sherman et al. 1995].

In einer Untersuchung von Meiler et al. wurden die Schläuche von Dental-einheiten demontiert und unter Laborbedingungen für 15 Stunden in 5,25 %-iges Natriumhypochlorit eingelegt. Die anschließende Auswertung ergab keinen Nachweis von Bakterien. 15 Tage nach Versuchsdurchführung wurde eine Rekontaminierung verzeichnet [Meiler et al. 1999].

Aus dem Gebrauch von CHX in Konzentrationen von 1: 5.000 oder 1: 10.000 und einer Standzeit von 24 Stunden resultierte kein weiteres Keimwachstum [Carpentier und Cerf 1993, Douglas und van Noort 1993].

Gajadhar et al. konnten in chlorhexidingefüllten Flaschen *Pseudomonas spp.* nachweisen [Gajadhar et al. 2003].

1.6.2.5 Peressigsäure

Die Wirkung von Peressigsäure ist vergleichbar mit der des H_2O_2 . Durch die Bildung von Hydroxylradikalen werden die Sufanyl- (-SH) und die Schwefelbindungen (-SS) in den Zellwänden von Mikroorganismen zerstört, wodurch die Permeabilität steigt [Baldry und Fraser 1988, Block 1991].

Die Untersuchungen zur Peressigsäure befassen sich hauptsächlich mit der bakteriziden Wirkung auf frei schwimmende Bakterien und nicht auf Biofilmbakterien [Flemming 1984, Block 1991]. Exner et al. und Morin sind übereinstimmend der Meinung, dass Peressigsäure Biofilmbakterien zwar inaktivieren, den Biofilm aber nicht beseitigen kann [Exner et al. 1987, Morin 2000]. Die Biofilmneubildung wird entsprechend Mathieu et al. deutlich eingeschränkt [Mathieu et al. 1990].

Die effektivste bakterizide Wirkung der Essigsäure wird laut Alasri et al. in Verbindung mit H_2O_2 zugeschrieben. H_2O_2 ist in der Lage, den Biofilm zu lösen und Essigsäure, die frei schwimmenden Mikroorganismen zu eliminieren [Alasri et al. 1992]. Dieser Effekt wird durch steigende Temperaturen und einem niedrigen pH-Wert von 5 noch erhöht [Baldry et al. 1983, Ossia-Ongagna und Sabatier, 1993, Blanchard et al. 1998].

1.6.2.6 Ethanol

Ethanol, das über einen langen Zeitraum in wasserführenden Schläuchen verweilt, hat effektive Auswirkungen auf die Reduzierung der Bakterienzahlen. Auf den Biofilm nimmt Alkohol keinen Einfluss [Harper 1988, Eleazer et al. 1997, Meiller et al. 1999].

In einer Untersuchung von Furuhashi und Miyamae konnte durch die Kombination aus dem Trocknen der Schlauchleitungen über Nacht bzw. über das Wochenende, dem stetigen Durchspülen der Wasserleitungen und dem Einsatz von 70 %-igem Alkohol eine vollständige Entfernung von Bakterien und Biofilmen erzielt werden [Furuhashi und Miyamae 1985].

1.6.3 Ozontherapie

Die Ozonierung des Wassers wird als eine weitere Desinfektionsmaßnahme vorwiegend in Europa angewandt. Die antimikrobielle Wirkung des Ozons liegt in der Zerstörung der bakteriellen DNA [Hamelin und Chung 1978].

Ozon hat keinen Langzeiteffekt hinsichtlich der Dekontamination von Wasser und muss daher in Kombination mit anderen Desinfektionsmaßnahmen Verwendung finden [Thomas et al. 1999].

In einer Studie von Domingue et al. konnte nachgewiesen werden, dass Ozon effektiver *L. pneumophila* inaktivieren kann als Chlor und Wasserstoffperoxid. Der Einsatz von Ozon führte zu einer Reduzierung der Keime um 99 % innerhalb von 5 Minuten bei einer Konzentration von 0,1 bis 0,3 mg/l. Für die gleiche Keimreduzierung mit Chlor (0,3 mg/l) und Wasserstoffperoxid (1 mg/l) wurden 30 Minuten benötigt [Domingue et al. 1988].

McGrane bestätigt in seiner Studie, dass Ozon im Einsatz gegen *L. pneumophila* bei geringerer Konzentration (0,1 mg/l Ozon versus 1 mg/l Chlor) wirksamer ist als Chlor [McGrane 1995].

Thomas et al. zeigten, dass Ozon (0,1 - 0,2 mg/l) zur Kontrolle von *L. pneumophila* nicht so effektiv war wie Chlor bei einer Konzentration von 1 bis 4 mg/l [Thomas et al. 1999].

Botzenhart et al. berichten, dass Ozon bei niedriger Temperatur und hohem pH-Wert seine bakterizide Wirkung verstärkt [Botzenhart et al. 1993].

Domingue et al. konnten bei unterschiedlichen Temperaturen und pH-Werten keine markanten Unterschiede feststellen [Domingue et al. 1988].

1.6.4 Wasserfilter

Eine äußerst effektive Methode zur Eliminierung von Mikroorganismen aus dem Wasser ist der Einsatz von sterilen Filtern [Grundmann und Daschner 1993, Mathys et al. 1997, Murdoch-Kinch et al. 1997, Exner und Kistemann 2004, Hall et al. 2004, Ricci et al. 2004, Sheffer et al. 2004, Trautmann et al. 2004].

Hierbei werden Mikrofilter mit einer Porengrößen von 0,2 µm möglichst endständig in die Wasserleitungen integriert. In zahnärztlichen Behandlungseinheiten sollten die Filter im Bereich der Hand- und Winkelstücke eingesetzt werden, um eine Keimreduktion des ausströmenden Wasser von 97 % erreichen zu können [Mayo und Brown 1999].

In einer Untersuchung von Schneider et al. konnten durch den Einsatz endständiger Mikrofilter die Keimzahlen von zwei stark kontaminierten Behandlungseinheiten bis in den Bereich der von der Trinkwasserverordnung geforderten Werte gesenkt werden [Schneider et al. 2001].

Die sog. Inline-Filter nehmen keinen Einfluss auf die Biofilmbildung innerhalb der Schläuche [Pankhurst et al. 1998, Coleman 2009].

Sie müssen täglich bis wöchentlich ausgetauscht werden, da sie ansonsten vom Biofilm durchwachsen werden [Pankhurst et al. 1990, Murdoch-Kinch et al. 1997, Jatzwauk und Reitemeier 2002b].

Aufgrund des hohen Finanz- und Wartungsaufwandes sollten Mikrofilter vorwiegend in Hochrisikobereichen an allen Wasseraustrittsstellen installiert werden [Exner und Kistemann 2004, Trautmann et al. 2004].

Desweiteren gibt es Möglichkeiten zwischen dem Übergang vom Hausinstallationssystem zur Dentaleinheit einen Inline-Filter in die Wasserleitung einzusetzen. Hierauf hat sich die Firma Pall Medical (Fribourg, Schweiz) mit ihren Pall-Aquasafe-Wasserfiltern spezialisiert. Es handelt sich um Einmalfilter

mit einer 0,2 µm doppelagigen Membran, die laut Hersteller bis zu 31 Tage sterilfiltriertes Wasser liefern.

Die technischen Daten sind folgendermaßen angegeben:

• Membranoberfläche	ca. 560 cm ²
• Membran	Sterilmembran 0,2 µm Supor mit integrierter Vorfilterschicht (ungefähr 1,0 µm)
• Maximale Standzeit	31 Tage
• Maximale ständige Temperatur des einfließenden Wassers	60 °C
• Maximale Temperaturbelastung	70 °C über einen kumulierten Zeitraum von insgesamt 30 Minuten bezogen auf die Filterstandzeit
• Maximaler Betriebsdruck vor dem Filter	5 bar
• Normaler Betriebsdruck vor dem Filter	2 - 4 bar
• Ungefähre Wasserflussrate	3,4 L/min bei 1 bar 8,0 L/min bei 3 bar 12,8 L/min bei 5 bar

Zudem ist der Pall-Aquasafe-Wasserfilter kompatibel mit bis zu 1,0 mg/L Chlordioxid über die angegebene Standzeit und zu hochkonzentrierten Chlorlösungen (100 ppm freies Chlor) oder einem pH-Wert von 12,82 über einen Zeitraum von einer Stunde bei einer Umgebungstemperatur von etwa 20 °C. Im Speziellen ist er auf die Filterung von *Legionella spp.* und *Pseudomonas spp.* abgestimmt. Hierdurch kann die Übertragung von mikrobiell belastetem Trinkwasser in die Dentaleinheiten verhindert werden, sofern die Filter nach der angegebenen Standzeit ausgetauscht werden.

1.6.5 UV-Bestrahlung

Als weitere Entkeimungsmaßnahme können zur Bekämpfung von Legionellen ultraviolette Strahlen mit einer Wellenlänge von 220 bis 280 nm eingesetzt werden [Haas 1990]. Durch eine UV-Bestrahlung kann die DNA-Replikation der Mikroorganismen effektiv verhindert werden [Liu et al. 1995].

Die begrenzte Reichweite der Strahlung von 3 cm lässt einen Einsatz an peripheren Wasserauslässen sinnvoll erscheinen.

Bei einer kontinuierlichen UV-Bestrahlung von 30.000 $\mu\text{W}\cdot\text{s}/\text{cm}^2$ konnten Muraca et al. eine Verminderung der Keimzahlen innerhalb von 20 Minuten im Bereich von 5 log-Stufen aufweisen [Muraca et al. 1987].

Andere Studien konnten darlegen, dass die endständige UV-Bestrahlung als alleinige Maßnahme insuffizient in der Bekämpfung von Legionellen ist [Liu et al. 1995, Lin et al. 1998a, b]. In Verbindung mit regelmäßiger Hyperchlorung und Umlauferhitzung kann die UV-Bestrahlung als effektives Vorgehen zur Keimkontrolle angesehen werden [Liu et al. 1995, Lin et al. 1998a, b].

Des Weiteren ist erwiesen, dass die UV-Strahlung lediglich frei schwimmende Legionellen abtötet und nicht solche, die sich in Biofilmen oder Amöben befinden [Mathys et al. 1993, Yu et al. 1993, Lin et al. 1998b, Exner 2005].

Gesundheitsgefährdende Produkte oder Residuen werden bei diesem Verfahren nicht erzeugt.

1.6.6 Anodische Oxidation

Durch die anodische Oxidation können dauerhaft Keimzahlen von unter 100 KBE/ml Wasser erreicht werden, ohne dass zusätzlich Chemikalien eingesetzt werden müssen [Marais und Brozel 1999, Behringer und Jatzwauk 2001, Jatzwauk und Reitemeier 2002b, Kohno et al. 2004, Martin und Gallagher 2005, Rogers et al. 2006, Coleman et al. 2007, Zhang et al. 2007, O'Donnell et al. 2009, Boyle et al. 2010 Zhang et al. 2007].

Hierbei entstehen durch Redoxreaktionen in elektrochemisch aktiviertem Wasser freie Radikale in Form von ClO_2 , HClO , Cl_2 , H_2O_2 , NaOH und O_2 , die als Desinfizienz zur Zerstörung der Biofilmmatrix beitragen.

Freigesetzte Mikroorganismen können somit direkt angegriffen werden [Marais und Brozel 1999, Coleman et al. 2007].

Ein Beispiel für die praktische Umsetzung der anodischen Oxidation ist die BLUE SAFETY™ Technologie.

Laut der Herstellerfirma K+P (Münster, Deutschland) wird hierbei ein neutraler pH-Wert von 7 erreicht und die Halbwertszeit kann bis zu 48 Stunden betragen. Der antimikrobielle Effekt ist dabei abhängig von der Redoxspannung der hypochlorigen Säure. Je höher diese Spannung ist, desto stärker ist die desinfizierende Wirkung der Säure. Den Angaben der Firma K+P zufolge liegt die Redoxspannung der BLUE SAFETY™ Technologie bei +914 mV.

Bezüglich der technischen Umsetzung müsste die Desinfizienz in einem zentralen Tank gespeichert und kontinuierlich in Konzentrationen von 0,6 mg/l hypochloriger Säure dem hausinternen Wasserleitungssystem zudosiert werden, um eine effiziente Keim-Eliminierung gewährleisten zu können.

In Untersuchungen von Coleman et al., O`Donnell et al. und Boyle et al. haben Konzentrationen von 2,5 mg/l der elektrochemisch aktivierten hypochlorigen Säure und einer Redoxspannung von +900 mV zu konstant niedrigen Keimkonzentrationen von unter 20 KBE/ml geführt [Coleman et al. 2007, O`Donnell et al. 2009, Boyle et al. 2010].

Weiterhin wurden bei dem Einsatz der anodischen Oxidation übermäßig starke Korrosionen von Metallteilen beschrieben. Zudem altern die für die Reaktion benötigten Elektroden bereits nach wenigen Monaten Einsatzzeit, sodass der bakterizide Effekt beeinträchtigt wird [Jatzwauk und Reitemeier 2002a, b, Coleman et al. 2007].

Die Konzentration an freien Radikalen wird von dem Gehalt an Elektrolyten im Ausgangswasser bestimmt und ist dementsprechend Schwankungen im Wirkungsspektrum unterworfen [Jatzwauk und Reitemeier 2002a].

1.6.7 Rücksaughemmventile und Purging

Wie bereits in dem Abschnitt „Möglichkeiten der Kontamination von Dentaleinheiten“ erwähnt, kann die Keimbelastung zahnärztlicher Behandlungseinheiten durch Rücksaughemmventile oder durch das sog. Purging, also das Durchspülen wasserführender Schläuche vor der Behandlung, verhindert bzw. verringert werden.

Die Rücksaughemmventile sind in die Motoren eingebaut und verhindern das Ansaugen oraler Flüssigkeiten mit den darin befindlichen Mikroorganismen in die Wasserleitungen [Prevost et al. 1995].

Doch auch bei diesem Verfahren gibt es Schwachstellen. So können trotz der Verwendung von Rücksaughemmventilen immer wieder orale Keime in dem Wasser von Dentaleinheiten nachgewiesen werden [Barbeau et al. 1998, Tuttlebee et al. 2002, Berlutti et al. 2003, Montebugnoli et al. 2004b, Petti und Tarsitani 2006].

Signifikant sind die Ergebnisse der Studie von Berlutti et al., die eine Defektquote von 74% an 18 verschiedenen Rücksaughemmventilen evaluierte [Berlutti et al. 2003].

Fayle und Pollard konnten darlegen, dass das Autoklavieren von Handstücken und das Durchspülen der Behandlungsschläuche nach jedem Patienten für 30 Sekunden und am Ende jeden Tages für 2 bis 5 Minuten die gleichen Ergebnisse wie Rücksaughemmventile erzielten [Fayle und Pollard 1996].

Die empfohlenen Spülzeiten zur Reduzierung der Bakterienzahlen liegen zwischen 1 und 20 Minuten [Scheid et al. 1990, Whitehouse et al. 1991, Williams et al. 1994, Prevost et al. 1995, Noce et al. 2000, Putnins et al. 2001, Wirthlin und Marshall 2001, Cobb et al. 2002].

Entsprechend der Vorgaben des Robert Koch-Institutes sollen zahnärztliche Behandlungseinheiten an jedem Morgen, vor jedem Patienten und nach Phasen längerer Stagnation für 20 bis 30 Sekunden durchgespült werden [RKI 1998].

Das CDC (Centers for Disease Control and Prevention), das ADA (American Dental Association) und das BDA (British Dental Association) haben die Empfehlung ausgesprochen, wasserführende Leitungen einer Behandlungs-

einheit jeden Morgen für „einige“ Minuten [Samaranayake 1993] und nach jedem Patienten für 20 - 30 Sekunden durchzuspülen [Fayle & Pollard 1996].

„Purging“ ist nachgewiesenermaßen ein probates Mittel um Keimzahlen zu senken, bietet jedoch keine Möglichkeit die Mikroorganismen oder den Biofilm vollständig zu eliminieren [Whitehouse et al. 1991, Barbeau et al. 1996, Murdoch-Kinch et al. 1997, Tonetti-Eberle et al. 2001].

In verschiedenen Studien konnten die Keimzahlen durch mehrminütiges Spülen um bis zu 99 % reduziert werden [Williams und Johnston 1993, Prevost et al. 1995, Peters und McGaw 1996, Merne et al. 2000, Tonetti-Eberle und Mombelli 2001].

Williams et al. wiesen durch das Durchspülen für 2 Minuten eine Reduktion der Bakterienzahl um 1/3 zum Ausgangswert nach [Williams et al. 1993].

Barbeau et al. haben darlegen können, dass das Spülen für weniger als 10 Minuten nur einen geringen Effekt auf die Keimreduktion hat. Erst durch 20 minütiges Spülen konnte eine völlige Keimfreiheit nachgewiesen werden [Barbeau et al. 1996].

Bei den Untersuchungen von Scheid et al. und Beierle konnten bereits durch 8-minütiges konstantes Spülen die Bakterien vollständig entfernt werden [Scheid et al. 1990, Beierle 1993].

Eine Rekolonisierung bis hin zum ursprünglichen Ausgangswert ist bereits 30 Minuten nach dem Spülvorgang zu erwarten [Whitehouse et al. 1991, Santiago et al. 1994]. Daher sollte Purging nur in Verbindung mit anderen keimreduzierenden Mitteln Anwendung finden.

1.6.8 Sterile Wasserlieferungssysteme

In den Bereichen der ärztlichen und zahnärztlichen Chirurgie kommen bei chirurgischen Eingriffen sterile Wasserlieferungssysteme zum Einsatz, um offene Wunden nicht mit keimbelastetem Wasser zu infizieren [Pankhurst et al. 1998].

Aus wirtschaftlicher Sicht können diese Systeme aufgrund ihres hohen finanziellen Aufwandes bei rein konservierenden zahnärztlichen Behandlungen

nicht kostendeckend eingesetzt werden. Bei invasiven Eingriffen und bei Hochrisikopatienten wird die Anwendung von sterilen Wasserlieferungssystemen empfohlen [Anaissie et al. 2002].

Die Umsetzung dieser Empfehlung ist in der Abteilung für Mund-, Kiefer- und Gesichtschirurgie der Universitätsmedizin Göttingen Standard. Hier werden sämtliche operativen Eingriffe mit extern zugeführter steriler Kochsalzlösung behandelt.

2 Zielsetzung

Das Ziel dieser Dissertation lautete, in den Abteilungen der Zahn-, Mund-, Kieferheilkunde der Universitätsmedizin Göttingen sämtliche zahnärztliche Behandlungseinheiten hinsichtlich ihrer mikrobiellen Wasserqualität zu untersuchen.

Bei der Auswertung und deren Interpretation sollten verschiedene Parameter wie Fabrikat und Alter der Behandlungsstühle, keimreduzierende Desinfektionsmaßnahmen innerhalb der jeweiligen Abteilungen und Vorgaben aus der Literatur beachtet und diskutiert werden.

Aus der Behandlungsroutine heraus sollten ohne Vorankündigungen Mischwasserproben aus dem Mikromotor, dem Ultraschall, der Mehrfunktionsspritze und dem Mundglasfüller gewonnen werden. Diese sollten von einer unabhängigen Stelle, hierbei handelte es sich um die Abteilung für Krankenhaushygiene und Infektionskontrolle der Universitätsmedizin Göttingen, auf potentielle Krankheitserreger wie Legionellenspezies, Pseudomonaden und koliforme Keime kontrolliert werden.

Anhand dieser Werte sollten mögliche Schwachstellen in der Anwendung und Durchsetzung des Hygieneplans der jeweiligen Abteilungen aufgezeigt und neue Ansätze keimreduzierender Maßnahmen besprochen werden.

Das langfristige Ziel dieser Untersuchung sollte es sein, Wasserqualität entsprechend der Trinkwasserverordnung und der Empfehlung des Robert Koch-Instituts zu erhalten und dauerhaft konstant zu halten, um das

Fachpersonal und vor allem die Patienten vor einem potentiellen Risiko zu schützen, an einer fakultativ pathogenen aquatischen Mikroflora zu erkranken. Dieses Ziel wird umso bedeutender, wenn man bedenkt, dass die Quote multimorbider Patienten mit komprimiertem Immunsystem in einem Krankenhaus deutlich höher ist als in der freien Zahnarztpraxis.

3 Material und Methoden

3.1 Probenherkunft

Die Zahn-, Mund-, Kieferheilkunde der Universitätsmedizin Göttingen besteht aus vier Abteilungen, die sich in prothetische, konservierende, kieferorthopädische und chirurgische Fachabteilung untergliedern.

Zum Zeitpunkt der klinischen Untersuchung waren in der konservierenden Abteilung 31 Behandlungseinheiten der Firma Sirona (Bensheim, Deutschland) in Betrieb. In der prothetischen Abteilung befanden sich 33 Einheiten der Firmen Sirona und KaVo (Biberach, Deutschland). Die kieferorthopädische Abteilung unterhielt 16 Behandlungsstühle alle der Firma KaVo, 15 Einheiten der Firma Sirona wurden in der chirurgischen Abteilung eingesetzt.

Zu den zahnärztlichen Einheiten der Firma KaVo zählten die Modelle Systematica und Estetica. Diese Modelle wurden in dem Zeitraum von 1989 bis 1998 in der kieferorthopädischen und der prothetischen Abteilung installiert.

Zu den Behandlungseinheiten der Firma Sirona zählten die Modelle C1, C2, C4, C5, E4, M1 und Teneo, die zwischen 1976 und 2010 in der prothetischen, konservierenden und chirurgischen Abteilung eingeführt wurden.

Somit gab es in der gesamten Zahn-, Mund-, Kieferheilkunde der Universitätsmedizin Göttingen zum Zeitpunkt der Untersuchung 95 Behandlungseinheiten unterschiedlicher Hersteller, die verschieden lange in Betrieb waren (siehe Anhang Tabelle 1-9).

Aus den benannten Behandlungsstühlen wurden von November 2010 bis März 2011 Mischwasserproben entnommen und hinsichtlich ihrer mikrobiellen Wasserqualität untersucht.

Die Einheiten verfügten hersteller- und altersabhängig über integrierte oder manuelle Dauer- und Intensiventkeimungen. Zudem erfolgte täglich vor Inbetriebnahme am Morgen ein manuelles oder maschinelles mehrminütiges „Purging“, bei dem die Leitungen der Dentaleinheiten mit Wasser durchgespült wurden.

Bei der Dauerentkeimung wurde dem Wasser in der Behandlungseinheit kontinuierlich eine niedrig dosierte Konzentration an Desinfektionsmittel zugeführt, bei der Intensiventkeimung wurde dem Wasser einmal wöchentlich ein höher konzentriertes Desinfektionsmittel zugespeist und über einen definierten Zeitraum, zumeist an Wochenenden, in den wasserführenden Leitungen der Einheiten belassen, bevor es vollständig herausgespült wurde.

Die Einheiten der Firma KaVo wurden mit Oxygenal 6 (Fa. KaVo, Art.-Nr. 0.489.3451), das 6 Vol.-% Wasserstoffperoxid (H_2O_2) mit Phosphat und Silberionen enthält, dauer- und intensiventkeimt, indem Oxygenal 6 während der Dauerentkeimung in einer Konzentration von 1:200 (0,02 %) und bei der Intensiventkeimung höher dosiert 1:25 (0,25 %) beigemischt wurde.

Alle wasserführenden Schläuche der Mehrfunktionsspritzen auf der Arzt- und der Helferinnenseite, der Turbine, der Hand- und Winkelstücke sowie des Mundglaswassers wurden während der Dauer- und Intensiventkeimung mit Oxygenal 6 desinfiziert.

Laut Hersteller wird die bakterizide Wirkung des Wasserstoffperoxids durch die Anwesenheit der Silberionen synergetisch verstärkt. Zusätzlich wird eine gute Materialverträglichkeit nachgewiesen, da es rückstandsfrei in Wasser und Sauerstoff zerfällt.

Für die erwähnten Entkeimungsmethoden der Sironaeinheiten wurden Dentosept P (Fa. Sirona, Art.-Nr. 3318156), bestehend aus 1,41 Vol.-% H_2O_2 , 0,25 mg Silber und 0,00036 mg Phosphat pro Liter und Dentosept PL (Fa. Sirona, Art.-Nr. 5923958) in einer Zusammensetzung von 0,94 Vol.-% H_2O_2 , 0,017 mg Silber und 0,00024 mg Phosphat pro Liter verwendet.

3.2 Probenentnahme

Die Probenentnahmen erfolgten direkt vor Behandlungsbeginn entweder vor- oder nachmittags nach einem reproduzierbaren Schema.

Zuerst wurden die Entnahmestellen, zu denen 1 Mikromotor, die Mehrfunktionsspritzen auf der Behandler- und Helferinnenseite, sowie der Mundglasfüller zählten, mit Softasept N (Fa. B.Braun, Art-Nr. 3887049) für 1 Minute desinfiziert. Anschließend wurde das ausfließende Wasser jeder Entnahmestelle für 10 Sekunden verworfen, bevor eine Mischprobe von 250 ml in eine sterile Glasflasche abgefüllt und verschlossen wurde. Hierbei ist zu erwähnen, dass die jeweiligen Aufsätze für Mikromotoren und Mehrfunktionsspritzen während der Entnahme nicht aufgesetzt waren.

Es wurde nicht berücksichtigt, ob die Einheiten vor der Beprobung einer Intensiventkeimung unterzogen worden sind oder nicht, da die Proben ohne Vorankündigung aus der laufenden Behandlungsroutine heraus entnommen werden sollten.

In einer ersten Versuchsreihe wurden aus den genannten 95 Behandlungseinheiten Mischwasserproben entnommen, die ohne weitere Zeitverzögerung zur mikrobiellen Auswertung an die Abteilung für Krankenhaushygiene und Infektionskontrolle der Universitätsmedizin Göttingen übergeben wurden.

Abhängig von dem Ergebnis der Untersuchung und der Empfehlung der Krankenhaushygiene mussten in einer zweiten Versuchsreihe Behandlungseinheiten mit erhöhten Keimmengen erneut untersucht werden. Zuvor wurden diese Einheiten Sanierungsmaßnahmen in Form von Intensiventkeimungen unterzogen. Hierfür wurde das Biofilm-Removing-Set (BRS) der Firma ALPRO (St. Georgen, Deutschland) verwendet.

In der Kieferorthopädie wurde BRS-forte (10 %-ige Natriumhypochloritlösung) in Verbindung mit Alpron (Fa. ALPRO, Art.-Nr. 3177) eingesetzt, das durch Biguanide und Natriumtosylchloramid laut Hersteller bakterizid und levurozid wirken soll.

In der Prothetik wurde anstelle von Alpron mit Bilpron (Fa. ALPRO, Art.-Nr. 3179) intensiventkeimt, das durch Biguanide in Kombination mit para-Hydroxybenzoesäureester bakterizid und fungizid wirken soll.

Die Anzahl der Einheiten, die nach dieser Intensiventkeimung erneut untersucht werden mussten, belief sich in der Abteilung für Kieferorthopädie auf 9 und in der prothetischen Abteilung auf 11.

Nach weiterhin auffälligen Werten erfolgte in der kieferorthopädischen Abteilung bei 6 Behandlungsstühlen und in der prothetischen Abteilung in gleicher Anzahl eine zweite Intensiventkeimung der oben beschriebenen Art.

Anschließend entnommene Mischwasserproben wurden zur weiteren Auswertung an die Krankenhaushygiene übergeben.

3 der 6 Behandlungseinheiten aus der Abteilung für Prothetik wiesen nach dieser Untersuchung zwar immer noch erhöhte Keimzahlen auf, eine weitere Probenentnahme konnte aufgrund von Umbau- und Sanierungsmaßnahmen in diesen Räumen nicht mehr erfolgen. Im Rahmen dieses Umbaus wurden die genannten Einheiten gegen neue ersetzt.

In einer dritten Versuchsreihe mussten nach Empfehlung der Krankenhaushygiene in der kieferorthopädischen Abteilung 5 der 6 Behandlungsstühle in beschriebener Art und Weise erneut saniert und anschließend untersucht werden.

Da auch nach dreimaliger Intensiventkeimung weiterhin 4 der Mischwasserproben in der Abteilung für Kieferorthopädie erhöhte Keimzahlen aufwiesen, wurden nun Wasserproben aus dem hauseigenen Wasserleitungsnetz entnommen.

Hierzu wurden die genannten Dentaleinheiten zuerst von der Wasserversorgung getrennt. Anschließend wurde nach erfolgter Desinfektion an der Entnahmestelle mit Softasept N das Wasser in einer ersten Versuchsreihe ohne Wasserablauf und in einer weiteren Versuchsreihe mit einem vorangehenden Wasserablauf von 10 Sekunden aus dem Wasserrohr in sterile Behälter gefüllt und auf Keimzahl und Keimart untersucht.

Etwa 2 Jahre vor Untersuchungsbeginn wurde im Rahmen eines Vorversuches die endständige Wasserfiltration mit Mikrofiltern untersucht. Hierzu wurde bei einer Behandlungseinheit in der prothetischen Abteilung ein Inline-Filter in den Versorgungsschlauch für den Mikromotor integriert und die Wasserqualität vor und hinter dem Filter über mehrere Wochen kontrolliert. Bei diesem Einweg-Membranfilter handelte es sich um den Germlyser ENT der Firma Aqua Free Membrane Technology GmbH (Hamburg, Deutschland).

Laut Hersteller liefert dieser Filter keimfreies Wasser in konstanter Durchflussrate über einen Zeitraum von 12 Wochen und muss danach ausgetauscht werden.



Die Daten des sterilen Membranfilters werden wie folgt angegeben:

- | | |
|----------------------------------|---------------------|
| • Filterfläche | 90 cm ² |
| • Rückhaltevermögen | 7 Log-Stufen |
| • Porengröße | 0,2 µm |
| • Chlorbeständigkeit | 400.000 ppm Stunden |
| • Temperaturbeständigkeit | bis 95 °C |
| • Durchflussleistung | 0,5 l/Min. |

- **Länge** 56 mm
- **Standzeit** 12 Wochen
- **Adaption** Luer-Lock

Bei dieser Einheit wurde aufgrund weiterhin bestehender Durchflussrate ohne Austausch des Filters einerseits eine Mischwasserprobe andererseits Proben vor und hinter dem Filter entnommen und untersucht.

Bei zwei weiteren Sirona C4-Einheiten aus der Abteilung für Mund-, Kiefer- und Gesichtschirurgie sind standardmäßig Inline-Wasserfilter in die Übergangsstellen zwischen Hausinstallationssystem und Betriebswasserversorgung der Dentaleinheit integriert worden. Bei diesen Filtern mit dem Namen Sartobran P5231307 H8-99 handelte es sich um sterilisierbare wiederverwendbare Keramikfilter der Firma Sartorius (Göttingen, Deutschland).

Aus den zwei benannten Dentaleinheiten wurden Mischwasserproben in gewohntem Umfang entnommen und mikrobiell untersucht.

3.3 Verwendete Nährböden

3.3.1 Legionella GVPC Agar

Zur selektiven Isolierung der meisten Legionellenspezies wurden Legionella GVPC Agar (Fa. bioMerieux, Art.-Nr. 43031) verwendet. Hiermit gelingt der Nachweis von *L. pneumophila*, *L. bozemanii*, *L. longbeachae*, *L. dumoffii*, *L. jordanis*, *L. gormanii*, *L. anisa* und *L. micdadei*.

Zusammensetzung pro Liter:

- Hefeextrakt	10 g/l
- Aktivkohle	2 g/l
- ACES / KOH Puffer (pH-Einstellung)	12,8 g/l
- alpha Ketoglutarat	1 g/l
- L-Cysteinhydrochlorid	0,4 g/l

- Eisenpyrophosphat	0,25 g/l
- Glycin ohne Ammonium	3 g/l
- Polymyxin B Sulfat	80 000 IE/l
- Vancomycin	0,001 g/l
- Cycloheximid	0,08 g/l
- pH	6,9

Die Aktivkohle absorbiert toxische Substanzen im Hefeextrakt und stimuliert somit das Wachstum von Legionellen. Ein Puffer stabilisiert den pH des Agars auf den für die Anzucht optimalen Wert von 6,9. Das Wachstum von grampositiven und einigen gramnegativen Bakterien, Hefen und Schimmelpilzen wird durch die Anwesenheit der 3 Antibiotika Polymyxin B Sulfat, Vancomycin und Cycloheximid gehemmt.

3.3.2 Columbia Blut Agar + 5% Schafblut

Dieses Produkt zählt zu den Universal-Isolierungsmedien, die zur Isolierung von Reinkulturen aus Proben mit einer gemischten Flora verwendet werden können. Dieser Agar dient der Anzucht und Isolierung anspruchsvoller Bakterien sowie dem Nachweis der Hämolyse.

Zusammensetzung pro Liter:

- Casein- und Fleischpepton (Rind und Schwein)	10 g/l
- Hydrolysat tierischer Proteine (Rind oder Schwein)	10 g/l
- Herzpepton (Rind oder Schwein)	3 g/l
- Maisstärke	1 g/l
- Natriumchlorid	5 g/l
- Agar	13,5 g/l
- Blut (Schaf)	50 ml
- pH	7,3

Durch die Peptonmischung können besonders anspruchsvolle Mikroorganismen wie Pseudomonaden, Streptokokken, Enterokokken, Staphylokokken, Korynebakterien, Listerien, Enterobacteriaceae, Candida-Spezies u.v.a. auf dieser Platte wachsen. Durch den Zusatz von Schafblut erfolge das Wachstum der meisten Organismen unabhängig von deren Stoffwechsel [Ellner et al. 1966].

3.3.3 Caseinpepton-Sojamehlpepton-Bouillon

Dieses Universalmedium dient bei einer Inkubationszeit von 24 Stunden und einer konstanten Temperatur von 37 °C zum Nachweis von *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Streptococcus pneumoniae*, *Bacillus subtilis* und *Salmonella typhimurium*.

Zusammensetzung pro Liter:

- Caseinpepton	17 g/l
- Sojamehlpepton	3 g/l
- Glucose	2,5 g/l
- Natriumchlorid	5 g/l
- Kaliumdihydrogenphosphat	2,5 g/l
- pH	7,3

3.3.4 Enterococcus Selektiv-Agar

Dieser Agar ist ein selektives Medium zur Isolierung, Differenzierung und Keimzahlbestimmung von fäkalen Enterokokken.

Zusammensetzung pro Liter:

- Caseinpepton	20 g/l
- Hefeextrakt	5 g/l
- Natriumchlorid	5 g/l
- Äsculin	1 g/l

- Eisen(III)ammoniumcitrat	0,5 g/l
- Natriumazid	0,55 g/l
- Natriumcitrat	1 g/l
- Ochsen-galle	20 g/l
- Agar	10 g/l
- pH	7,5

Die im Nährboden enthaltene Ochsen-galle verhindert dabei das Wachstum grampositiver Keime mit Ausnahme der Enterokokken. Das Natriumazid inhibiert indes die gramnegative Begleitflora (z.B. *E. coli*, *P. aeruginosa*).

3.3.5 Pseudomonas Cetrimid Selektivnährboden

Bei Inkubationsbedingungen von 24 - 48 Stunden bei 37 °C dient dieses Selektivmedium der Anzucht und Isolierung von *Pseudomonas aeruginosa*.

Zusammensetzung pro Liter:

- Gelatinepepton	16 g/l
- Casein-Hydrolysat	10 g/l
- Kaliumsulfat	10 g/l
- Magnesiumchlorid	1,4 g/l
- Cetrimid	0,2 g/l
- Nalidixinsäure	0,015 g/l
- Agar	11,5 g/l
- Glycerin	10 ml
- pH	7,1

3.3.6 Endo-Agar

Der Endo-Agar wurde in unserer Untersuchung als Anzuchtmedium zur Differenzierung und zum Nachweis von koliformen Keimen und Enterobacteriaceae verwendet.

Zusammensetzung pro Liter:

- Gelatinepepton (Rind oder Schwein)	10 g/l
- Puffersystem	3,5 g/l
- Laktose (Rind)	10 g/l
- Natriumsulfit	2,5 g/l
- basisches Fuchsin	0,5 g/l
- Agar	15 g/l
- pH	7,4

Beim Nachweis von Lactose-fermentierenden Enterobacteriaceae bilden sich rosafarbene bis rote Kolonien. Beim Nachweis von *E. coli* ist zudem ein metallischer Glanz sichtbar.

Das Wachstum von grampositiven Keimen wird durch die Anwesenheit der Farbstoffe gehemmt.

3.4 Probenverarbeitung und -auswertung

Jede der entnommenen Wasserproben wurde auf koliforme Keime, *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa*, *L. pneumophila* der Serogruppen 1 - 14 und weitere *Legionella spp.* pro KBE in 100 ml und 1 ml Wasser untersucht.

3.4.1 Nachweis von *Legionella spp.*

Zum Nachweis von Legionellen in 1 ml Wasser wurden auf 2 Legionella GVPC Agar-Platten je 0,5 ml Probenwasser ausgestrichen und bei 37 °C in einem Inkubator gelagert.

Zum Nachweis von Legionellen in 100 ml Wasser wurden 100 ml der Probe in einer Wasserstrahlpumpe mit eingelegtem sterilem Cellulose-Nitrat-Filter (Fa.

Sartorius Stedim Biotech, Art.-Nr. 13006-50-ACN) mit einer Porengröße von 0,45 µm und einem Durchmesser von 50 mm bis zu einer Restmenge von 5 bis 10 ml filtriert.

Die gleiche Menge eines sterilen HCl/KCl-Puffers mit einem pH-Wert von 1 wurde für 5 Minuten hinzugegeben, um eine eventuelle Begleitflora zu eliminieren. Anschließend wurde die gesamte Restflüssigkeit filtriert und mit sterilem Wasser gespült. Der Cellulose-Nitrat-Filter wurde entnommen und mit der beimpften Fläche nach oben auf einen Legionella GVPC Agar platziert. Diese Platte wurde ebenfalls bei 37 °C eingelagert. Nach 3 und nach 7 Tagen erfolgte eine Sichtkontrolle der 3 Platten auf Keimwachstum.

War bis zum 7. Tag kein Wachstum zu erkennen, erfolgte am 10. Tag eine letzte Sichtkontrolle.

Angezüchtete koloniebildende Einheiten wurden visuell ausgezählt. Von Kolonien unterschiedlichen Aussehens wurden zur Serologiebestimmung Reinkulturen erstellt, indem je eine Kolonie auf einem neuen Legionella GVPC Agar ausgestrichen wurde.

Um sicher zu gehen, dass es sich bei der isolierten Kolonie um eine Legionellenspezies handelte, wurde ein Columbia Blut Agar (Fa. bioMérieux, Art.-Nr. 43049) mit derselben Probe beimpft, da auf diesem Agar kein Legionellenwachstum möglich ist. Sollten wider Erwarten Kolonien sichtbar werden, so konnte es sich hierbei nicht um Legionellenspezies handeln.

Die Legionella GVPC Agar und Columbia-Blut-Agar-Platten wurden für 48 Stunden bei 37 °C im Inkubator bebrütet.

Die Identifizierung der Reinkulturen erfolgte mit dem Legionella Latex Test (Fa. OXOID, Art.-Nr. DR0800).

Mit diesem Latex-Agglutinationstest können laut Hersteller *Legionella pneumophila* der Serogruppe 1, sowie der Serogruppen 2 - 14 und 7 weitere *Legionella spp.* nachgewiesen werden. Zu diesen Spezies zählen *L. longbeachae*, *L. bozemanii*, *L. dumoffii*, *L. gormanii*, *L. jordanis*, *L. micdadei*, *L. anisa*.

Beim Legionella-Latex-Test werden Latexpartikel mit spezifischen Antikörpern verwendet. Die so behandelten Latexpartikel haben in Anwesenheit spezifischer Legionellenzellwand-Antigene das Bestreben zu agglutinieren.

Eine Reinkultur wurde also mit einem Suspensionspuffer (Art.-Nr. DR807), einer phosphatgepufferten Kochsalzlösung (pH 7,3) vermischt und anschließend mit dem Testreagenz zum Nachweis von *L. pneumophila* Serogruppe 1 (Art.-Nr. DR801), dem Testreagenz zum Nachweis von *L. pneumophila* Serogruppe 2 - 14 (Art.-Nr. DR802) und dem Testreagenz zum Nachweis von *Legionella* spp. (Art.-Nr. DR803) in Verbindung gebracht.

Der Test galt als positiv, wenn innerhalb einer Minute in einem der Testfelder eine sichtbare Agglutination der Latexpartikel zu beobachten war.

3.4.2 Quantitativer Keimnachweis

Zur quantitativen Keimzahlbestimmung in 0,1 ml und 100 ml Wasser wurden Columbia Blut Agar-Platten verwendet.

Zunächst wurden 0,1 ml der Wasserprobe mit einem sterilen Drigalski-Spatel auf der gesamten Oberfläche der Platte ausgestrichen und bei 37 °C für 48 Stunden in einem Inkubator bebrütet. War nach 2 Tagen auf der Oberfläche der Platte Keimwachstum optisch zu erkennen, wurden die koloniebildenden Einheiten ausgezählt und Reinkulturen davon angelegt.

Zur weiteren Keimbestimmung wurden 100 ml der gleichen Probe in 100 ml 2-fach konzentrierter Caseinpepton-Sojamehlpepton-Bouillon (Fa. Merck/VWR, Art.-Nr. 1.054.59.5000) angereichert und ebenfalls bei 37 °C bebrütet.

Die angereicherte CASO-Bouillon wurde erstmals nach 24 Stunden und ein weiteres Mal nach 48 Stunden auf Trübung und Sedimentbildung kontrolliert. Hatte die Bouillon bis dahin keine dieser Merkmale im Vergleich zur Ausgangssituation verändert, so wurde die Probe als keimfrei bezeichnet. Bei auftretender Trübung und/oder Sedimentbildung wurden Subkulturen angelegt, indem Proben aus der Bouillon auf je einem Columbia-Blut-Agar, einem Enterococcus Selektiv-Agar (Fa. Oxoid, Art.-Nr. PO5062A), einem Pseudomonas Cetrimid Selektivnährboden (Fa. Oxoid, Art.-Nr. PO5076A) und einem

Endo-Agar (Fa. bioMerieux, Art.-Nr. 43231) abgeimpft und für 24 Stunden bei 37 °C im Inkubator bebrütet wurden.

War nach der oben angegebenen Zeit im Inkubator Wachstum auf den Platten erkennbar, wurden von den koloniebildenden Einheiten Reinkulturen angezüchtet, indem von jeder Plattenoberfläche je eine KBE unterschiedlichen Aussehens auf einen weiteren Columbia-Blut-Agar aufgeimpft und bei 37 °C für 24 Stunden bebrütet wurde.

3.4.3 Keimidentifikation

Zur Identifizierung von aeroben grampositiven und gramnegativen Bakterien diente das BBL Crystal Identification System (Fa. Becton, Dickinson and Company, Art.-Nr. 245140 für grampositive Bakterien, Art.-Nr. 245000 für gramnegative Bakterien).

Hierzu wurde je eine koloniebildende Einheit von dem Columbia Blut Agar mit einem sterilen Tupfer entnommen und in ein Röhrchen mit BBL Crystal Inokulumflüssigkeit (Art.-Nr 245038 für grampositive Bakterien, Art.-Nr. 245029 für gramnegative Bakterien) überführt.

Jedes Röhrchen für den Nachweis der grampositiven Bakterien enthält Inokulumflüssigkeit mit Kaliumchlorid, Calciumchlorid, Tricin N Glycin und destilliertem Wasser.

Die Inokulumflüssigkeit für gramnegative Bakterien besteht aus Natriumchlorid, 3-Morpholinopropansulfonsäure und destilliertem Wasser.

Diese Suspensionen wurden gleichmäßig auf BBL Crystal ID-Panels (Art.-Nr. 245032) mit 30 Vertiefungen verteilt, die unterschiedliche getrocknete enzymatische und biochemische Substrate enthielten.

Nach Rehydrierung der Substrate liefen einerseits Gärungs- und Oxidationsreaktionen ab, die einen pH-Abfall verursachten und durch pH-Indikatoren nachgewiesen werden konnten.

Andererseits führten enzymatische Hydrolysen, Abbaureaktionen und Reduktionen zu charakteristischen Farbumschlägen in den Flüssigkeiten.

Die enzymatische Hydrolyse von fluorogenen Substraten veranlasste eine intensive Fluoreszenz, die visuell mit einer UV-Lampe nachgewiesen werden konnte.

Die beimpften Panels wurden bei 35 bis 37 °C für 18 bis 24 Stunden inkubiert. Die Reaktionen wurden mit Hilfe einer Farbreaktionstabelle, in Fällen von fluoreszierenden Substraten mittels UV-Lampe interpretiert.

Jedem positiven Testergebnis wurde ein vorgegebener Wert zugeordnet, woraus sich eine 10-stellige Profilnummer ergab. Diese Profilnummer wurde in ein elektronisches Codebuch eingegeben, das die Nummer decodieren und den Mikroorganismus anhand einer elektronischen Datenbank identifizieren konnte.

3.4.4 Quantifizierung des Nachweises

Bei der Angabe der Ergebnisse wurde entsprechend DIN EN ISO 8199 [Bundesgesundheitsblatt 2012] verfahren. Diese Norm bezieht sich zwar auf die Qualität von Trinkwasser, kann bei der Beurteilung der Wasserqualität von Dentaleinheiten aber am ehesten für die Berechnung der Ergebnisse herangezogen werden. Es wurden Legionellenkonzentrationen der 1 ml und 100 ml Proben, die zwischen 5 und 200 KBE aufwiesen, in die Gesamtauswertung einbezogen. Bei den Proben der Membranfiltration, die bei der visuellen Auszählung mehr als 200 KBE aufwiesen, wurde auf die Konzentration der Direktansätze zurückgegriffen, da eine Koloniezahl über 200 KBE auf dem Membranfilter kaum noch fehlerfrei abzählbar ist und einen relativ großen statistischen Fehler nach sich ziehen würde. Wasserproben mit mehr als 200 KBE oder weniger als 5 KBE wurden nur dann berücksichtigt, wenn ansonsten keine anderen auswertbaren Ergebnisse vorlagen. Auf diese Fälle wird in der Legende der Tabelle im Anhang speziell hingewiesen (siehe Anhang).

Die Gesamtauswertung erfolgte gemäß der Formel in Abschnitt 8.4 von DIN EN ISO 8199 und wird als KBE/100 ml angegeben:

$$C_s = Z \text{ [KBE]} / V_{\text{tot}} \text{ [ml]} \times V_s$$

- C_s entspricht der berechneten Anzahl an KBE im Referenzvolumen V_s der Probe
- Z entspricht der Summe aller gezählten Kolonien auf den Platten oder Membranfiltern
- V_{tot} entspricht dem berechneten Gesamtvolumen der Originalprobe in den ausgezählten Platten
- V_s entspricht dem gewählten Referenzvolumen zur Angabe der Konzentration der Mikroorganismen in einer Probe

3.5 Statistische Auswertung und Darstellung der Ergebnisse

Die Auswertung und Darstellung der gemessenen Werte erfolgte in Form von Scatterplots und Boxplots mit dem Statistikprogramm STATISTICA 64 der Firma StatSoft. Das Signifikanzniveau lag bei $p < 0,05$.

Die abgebildete Box entsprach dabei dem Bereich, in dem die mittleren 50 % der Werte lagen. Die Lage des Medians innerhalb der Box zeigt an, ob die Verteilung der Werte symmetrisch oder schief war. Symmetrisch war sie dann, wenn der Median genau in der Mitte der Box lag und eine Schiefe entstand, wenn beispielsweise wenige Daten mit extrem hohen Werte und viele Daten mit eher niedrigen Werten vorlagen. Die Extremwerte erhielten ein höheres Gewicht und es entstand ein Schiefmaß, das beispielsweise rechtsschief war, wenn Werte häufiger vorkamen, die kleiner waren als der Mittelwert, als Werte, die größer waren als der Mittelwert. Die Größe der Box zusammen mit dem Bereich ohne Ausreißer (*Non-Outlier Range*) umfasst den Bereich, in dem der Großteil der Werte lag. Als „Outliers“ wurden milde Ausreißer, als „Extremes“ extreme Ausreißer zusammengefasst.

4 Ergebnisse

4.1 Übersicht

Es wurden insgesamt 137 Wasserproben aus den 95 dentalen Behandlungseinheiten und zusätzlich acht Proben aus dem hauseigenen Wassersystem direkt vor Eintritt in die Dentaleinheit entnommen und zur Bestimmung der mikrobiellen Keimbelastung verwendet.

Die Gesamtkeimzahlen an Legionellen in den Mischwasserproben schwankten erheblich. In den Proben zum Nachweis von Legionellenspezies in 100 ml variierten die Werte zwischen 0 und 30.000 KBE (siehe Anhang Tabelle 1-9).

In der Abbildung 1 ist der jeweilige prozentuale Anteil aller mit Legionellen kontaminierten Wasserproben dargestellt, die aus den dentalen Behandlungseinheiten entnommen wurden. In der ersten Grafik ist der Anteil der Keimbelastung in 100 ml Wasser in KBE dargelegt (Abb. 1).

Die Proben aus 100 ml Wasser fielen in 51,09 % der Fälle positiv auf den Nachweis von Legionellenspezies aus (Abb. 1). Demzufolge waren von den 137 Wasserproben 70 mit Legionellen kontaminiert.

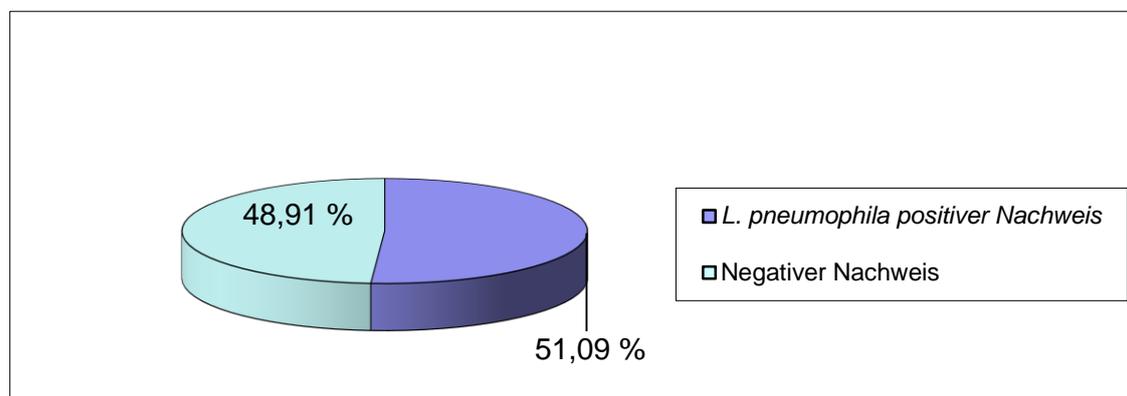


Abb. 1: Dargestellt ist der prozentuale Vergleich der 137 Mischwasserproben aus allen dentalen Behandlungseinheiten mit dokumentiertem Legionellennachweis in 100 ml Wasser zu denen ohne Legionellennachweis.

Bei der Untersuchung der 137 Mischwasserproben auf *Pseudomonas aeruginosa* fiel die entsprechende Überprüfung in drei Fällen positiv aus. Hieraus ergibt sich eine prozentuale Verteilung von 2,19 % positiver Nachweise von *Pseudomonas aeruginosa* zu 97,81 % ohne Nachweis von *Pseudomonas aeruginosa* (Abb. 2).

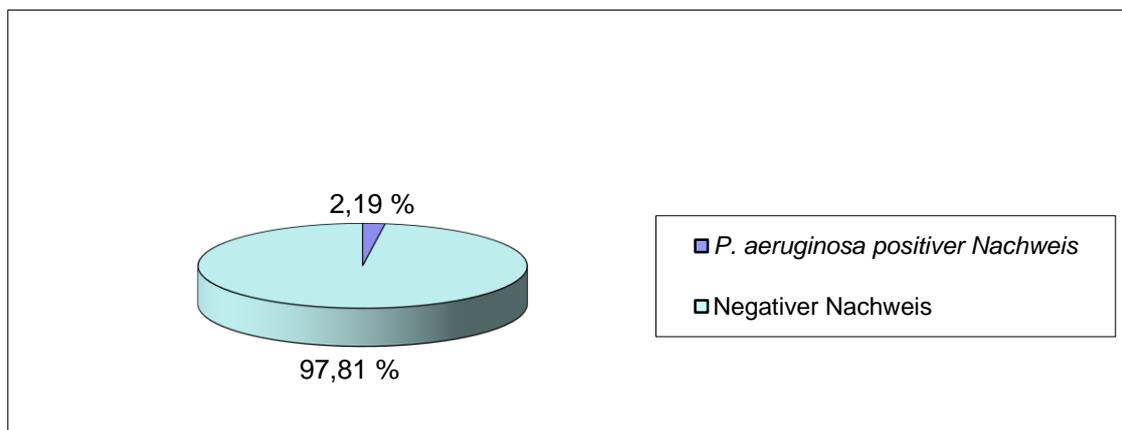


Abb. 2: Dargestellt ist der prozentuale Vergleich der 137 Mischwasserproben aus allen dentalen Behandlungseinheiten mit dokumentiertem Nachweis an *Pseudomonas aeruginosa* zu denen ohne Nachweis.

In weiteren acht Untersuchungen wurden in der Gruppe „sonstige Keime“ bei sechs Proben (4,38 %) aerobe Sporenbildner, bei einer Probe (0,73 %) Aerokokken und bei einer weiteren Probe (0,73 %) *Stenotrophomonas maltophilia* gefunden.

Escherichia coli konnte in keiner der Proben nachgewiesen werden, hingegen in einem Fall (0,73 %) *Pantoea agglomerans*, einem gramnegativen Keim, der zu der Familie der Enterobacteriaceae zählt.

Im Rahmen einer weiteren Versuchsreihe wurden Wasserproben aus dem Hausinstallationssystem gewonnen, bevor es den entsprechenden Behandlungseinheiten zugeführt wurde. Diese Entnahmestellen befanden sich ausnahmslos in der Abteilung für Kieferorthopädie und zwar direkt an dem Übergang zwischen hausinterner Wasserleitung zur Dentaleinheit. Untersucht wurde das Wasser vor den vier Behandlungseinheiten, die nach erwähnter dreifacher Intensiventkeimung abermals erhöhte Werte an Legionellenspezies aufwiesen.

In einer ersten Testreihe wurden an den beschriebenen Schnittstellen ohne vorherigen Wasserablauf die Wasserproben entnommen und auf mikrobielle Belastung untersucht (siehe Anhang Tabelle 8 und 9).

In einer weiteren Testreihe erfolgte die Wasserentnahme nach 10-sekündigem Wasserablauf an den gleichen Entnahmestellen wie zuvor (siehe Anhang Tabelle 9).

Die Ergebnisse beider Testreihen sind in Abbildung 3 in Form eines Verlaufsdiagramms grafisch dargestellt.

Bei den Untersuchungen der ersten Versuchsreihe wurden 219 – 6.300 koloniebildende Einheiten an *L. pneumophila* Serogruppe 1 aus 100 ml Wasser isoliert (siehe Anhang Tabelle 8 und 9). Hieraus ergaben sich Mittelwerte von 3.530 KBE/100 ml (Abb. 3).

Bei den Proben, die nach 10-sekündigem Wasserablauf entnommen wurden, konnten in 100 ml 140 – 3.700 KBE an *L. pneumophila* Serogruppe 1 nachgewiesen werden (siehe Anhang Tabelle 9). Die hieraus errechneten Mittelwerte beliefen sich auf 2.010 KBE/100 ml (Abb. 3).

Somit weisen beide Geraden eine fallende Tendenz - ausgehend von der Erstuntersuchung hin zur Untersuchung der mikrobiellen Belastung nach 10-sekündigem Wasserablauf - auf (Abb. 3).

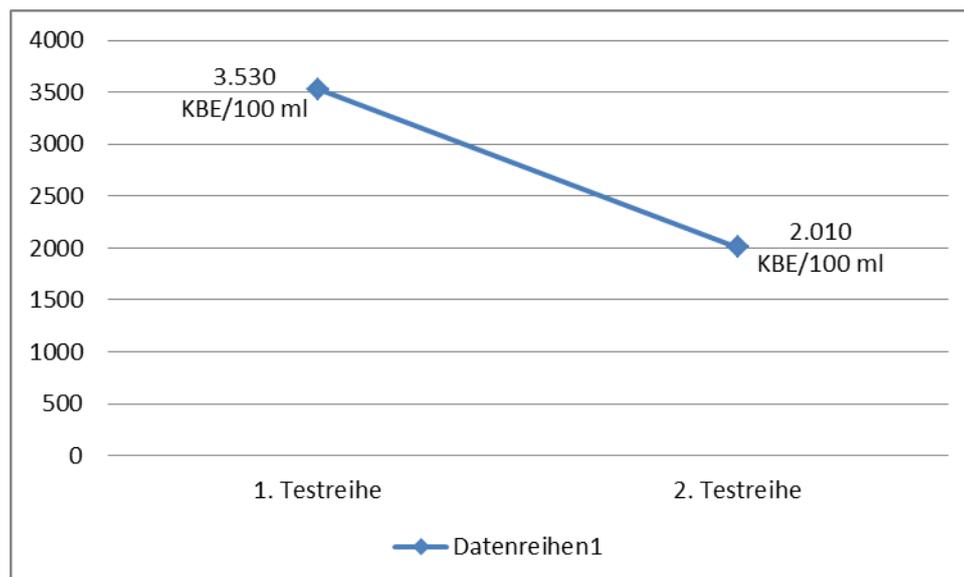


Abb. 3: Dargestellt ist der lineare Verlauf der errechneten Mittelwerte nach-

gewiesener Legionellenspezies in KBE/100 ml der 1. Testreihe hin zur 2. Testreihe. In der ersten Testreihe wurden vier Wasserproben aus dem Hausinstallationssystem ohne vorherigen Wasserablauf gewonnen, in der zweiten Testreihe erfolgte die Wasserentnahme an den gleichen Stellen nach 10-sekündigem Wasserablauf.

Koliforme Keime, *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus* und *Pseudomonas aeruginosa* konnten in keiner der Proben nachgewiesen werden.

4.2 Legionella-Gesamtzahlen im Zusammenhang mit dem Alter der Dentaleinheiten

Mit der Auswertung der Ergebnisse dieses Abschnittes sollte der Frage nachgegangen werden, ob es einen kausalen Zusammenhang zwischen der Dauer der zum Einsatz gekommenen Behandlungseinheiten und der Konzentration der aus dem Wasser dieser Einheit isolierten Keime gibt. Zur Beantwortung dieser Fragestellung wurden die Ausgangswerte, d.h. die mikrobielle Belastung in KBE/100 ml (Abb. 4) nach der ersten Untersuchung dem Alter der jeweiligen Dentaleinheit gegenübergestellt und in der Abbildung 4 in Form eines Streudiagramms dargestellt.

Die sechs Einheiten, die nicht älter als 2 Jahre alt waren, wiesen lediglich in einem Fall (16,67 %) 1 KBE an *L. pneumophila* Serogruppe 1 in 100 ml Wasser auf (Mittelwert: 0,16 KBE/100 ml). Die Proben aus den restlichen fünf Einheiten (83,33 %) waren steril (Abb. 4).

Unter den acht Einheiten, die älter als 20 Jahre alt waren, befanden sich zwei keimfreie Einheiten (25 %). Fasst man diese Einheiten zu einer Gruppe zusammen, so ergibt sich hieraus ein Mittelwert an *L. pneumophila* Serogruppe 1 von 1.369 KBE/100 ml (Abb. 4).

Im Zeitraum von 1996 bis 1999 wurden in den Abteilungen der Zahn-, Mund-, Kieferheilkunde 52 der 95 Behandlungseinheiten als Neuanschaffungen an das Hausinstallationssystem angeschlossen.

Bei 33 der 52 Einheiten (63,46 %) konnte nach der 1. Untersuchung keimfreies Wasser nachgewiesen werden (siehe Anhang Tabelle 1-6). Der Mittelwert an *L. pneumophila* Serogruppe 1 der gesamten 52 Einheiten lag bei 1.018,31 KBE/100 ml (Abb. 4).

Aus den 12 Einheiten, die zwischen 15 und 20 Jahren alt waren, konnten in 60 % der Wasserproben Legionellen isoliert werden.

Der Mittelwert an *L. pneumophila* Serogruppe 1 lag entsprechend bei 1.813,83 KBE/100 ml (Abb. 4).

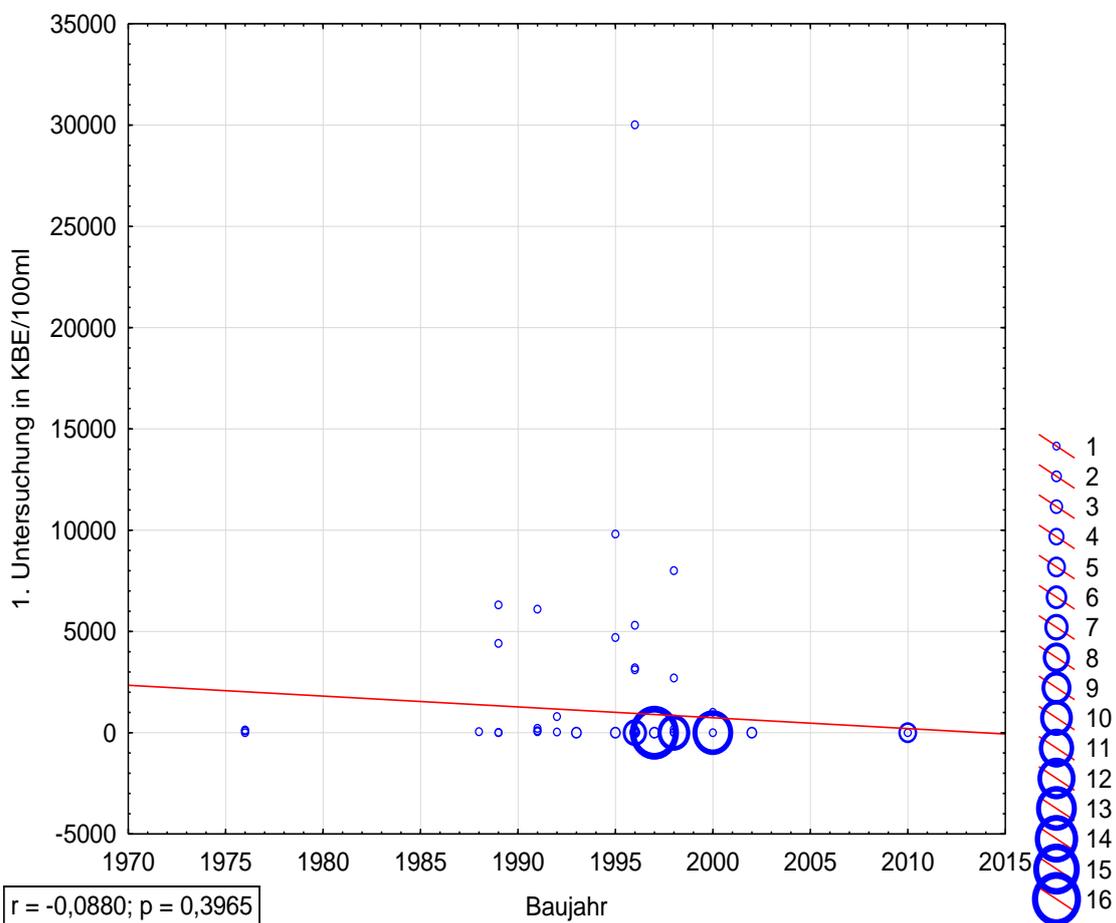


Abb. 4: Dargestellt ist die mikrobielle Belastung der Mischwasserproben mit

Legionellenspezies bei der ersten Wasserentnahme in KBE/100 ml im Vergleich zum Baujahr der jeweiligen Dentaleinheiten. Die Größe der Ringe symbolisiert die Häufigkeit der gemessenen Werte bezogen auf das jeweilige Baujahr der Behandlungseinheit. Doppelkreise können

auftreten, wenn beispielsweise viele Werte gleich 0 (großer Kreis) und ein Wert gleich 1 (kleiner Kreis) vorliegen. An dem Verlauf der Geraden wird ersichtlich, dass die Konzentration der mikrobiellen Belastung von der ältesten Behandlungseinheit zu den modernsten Einheiten eine fallende Tendenz aufweist. Somit ist eine Abnahme der durchschnittlichen Keimzahl ausgehend von den älteren hin zu den neuartigen Dentaleinheiten zu verzeichnen.

4.3 Legionella-Gesamtzahlen im Zusammenhang mit dem Hersteller bzw. dem Gerätetyp

Die Abbildung 5 stellt in Form einer Boxplot-Darstellung den Zusammenhang zwischen den Ergebnissen der mikrobiellen Wasseruntersuchungen und den Gerätetypen der verschiedenen Hersteller dar und vermittelt den Bereich der Datenmaxima und die Verteilung der Werte. Abbildung 5 zeigt die konzentrationsabhängige Verteilung an *L. pneumophila* in KBE/100 ml bezogen auf die Gerätetypen Estetica und Systematica der Firma KaVo und C1, C2, C4, C5, E4, M1 und Teneo der Firma Sirona nach der ersten Wasseruntersuchung.

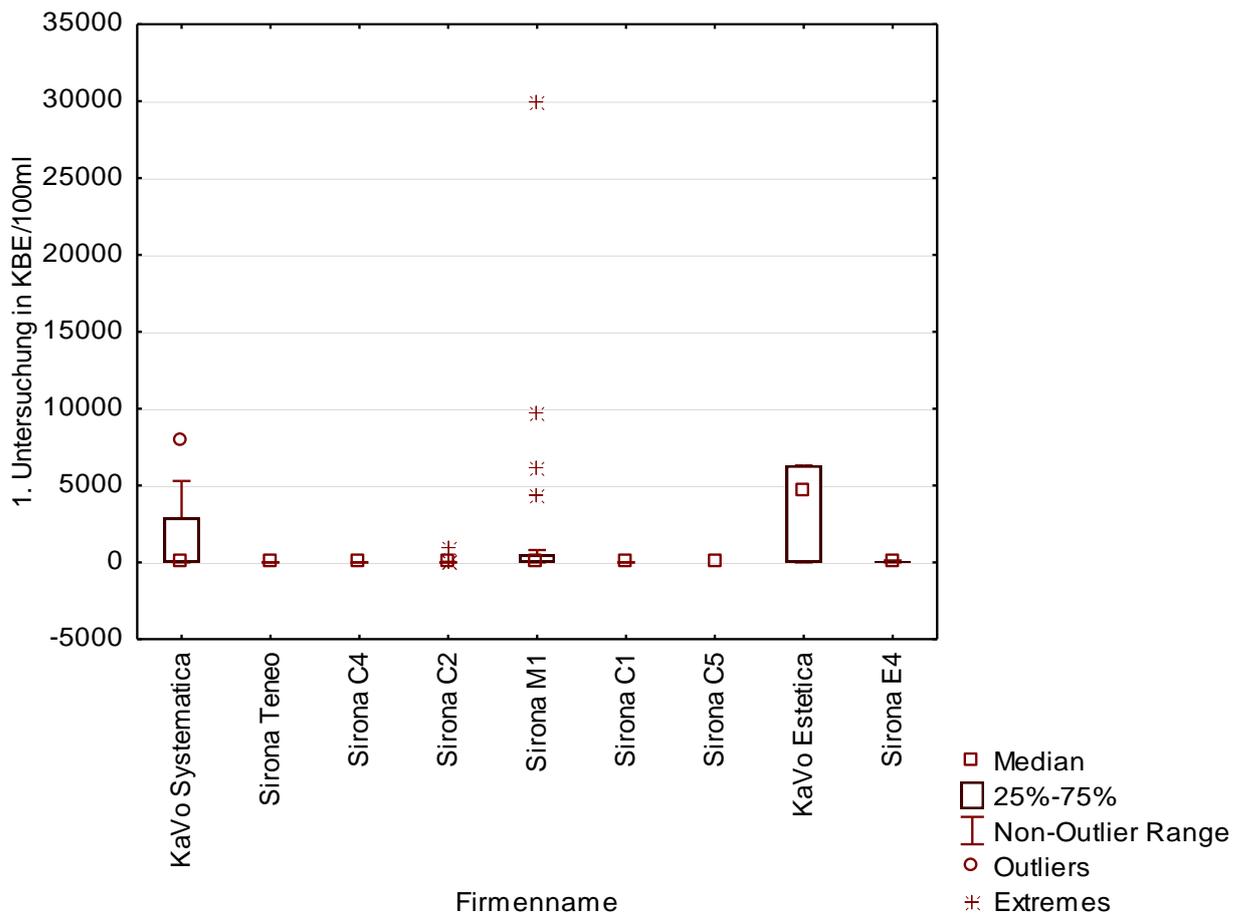


Abb. 5: Dargestellt ist die mikrobielle Belastung der Mischwasserproben mit Legionellenspezies in KBE/100 ml im Vergleich zum Gerätetyp der jeweiligen Dentaleinheit. Bezugnehmend auf die Keimbelastung bei unterschiedlichen Gerätetypen ist in einigen Gruppen keine erhebliche Variation in den Messwerten erkennbar, da hier die Werte um 0 KBE lagen. Hierzu zählen die Fabrikate C1, C2, C4, C5 und Teneo der Firma Sirona. In der Gruppe der Sirona C2-Einheiten gibt es einen extremen Ausreißer mit 1.000 KBE/100 ml. Im Falle der KaVo Estetica-Einheiten wurden Keimbelastungen zwischen 0 und 6.300 KBE/100 ml gemessen. Die Position des Medians ist als linksschief zu bezeichnen. Aus dem Wasser der KaVo Systematica-Einheiten konnten Legionellespezies zwischen 0 bis 8.000 KBE/100 ml isoliert werden. Die Box beinhaltet Werte zwischen 0 und etwa 3.200 KBE/100 ml mit einem rechtsschiefen Median. Die *Non-Outlier-Range* reicht bis zu einem Wert von 5.300 KBE/100 ml. Die Keimbelastung der Sirona E4-Einheiten lagen in 100 ml

Probenwasser zwischen 0 und 125 KBE. Im Falle der Sirona M1-Einheiten erstreckt sich die Box mitsamt der oberen *Non-Outlier-Range* von 0 bis 203 KBE/100 ml. Zudem gibt es mehrere extreme Ausreißer bei 4.400, 6.100, 9.800 und 30.000 KBE/100 ml.

4.4 Legionella-Gesamtzahlen im Zusammenhang mit dem Standort der Dentaleinheiten

Inhalt dieses Abschnittes sollte es sein, die gemessenen Keimzahlen nach der ersten Wasseruntersuchungen in KBE/100 ml den vier zahnmedizinischen Abteilungen der Universitätsmedizin Göttingen zuzuordnen (Abb. 6). Hierzu zählten die Abteilung für Mund-, Kiefer- und Gesichtschirurgie (in Abb. 6 als „Chirurgie“ bezeichnet), die kieferorthopädische Abteilung (in Abb. 6 als „Kieferorthopädie“ bezeichnet), die konservierende Abteilung (in Abb. 6 als „KONS“ bezeichnet) und die prothetische Abteilung (in Abb. 6 als „Prothetik“ bezeichnet).

Die Ergebnisse dieser Untersuchungen wurden in der Grafik 6 in Form eines Boxplots visualisiert.

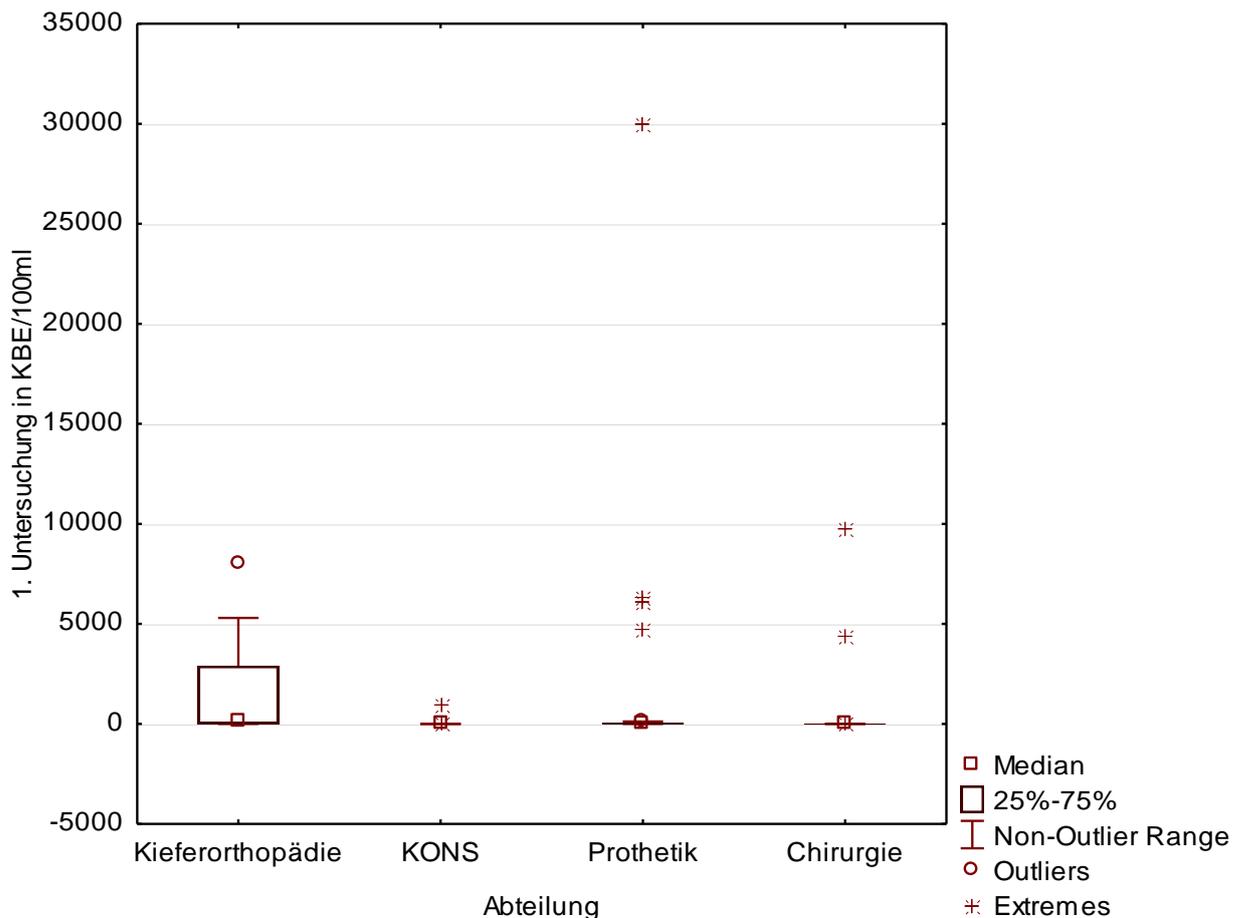


Abb. 6: Dargestellt ist die mikrobielle Belastung der Mischwasserproben mit Legionellenspezies in KBE/100 ml im Vergleich zu der jeweiligen Fachabteilung im Bereich der Zahn-, Mund-, Kieferheilkunde der Universitätsmedizin Göttingen. Bezugnehmend auf die Keimbelastung bei unterschiedlichen Gerätetypen ist in den Gruppen Chirurgie und KONS keine erhebliche Variation in den Messwerten erkennbar, da hier der Großteil der gemessenen Werte um 0 KBE/100 ml lagen. In der KONS gab es zudem einen extremen Ausreißer mit 1.000 KBE/100 ml und in der Chirurgie zwei extreme Ausreißer mit 4.400 und 9.800 KBE/100 ml. Die Box der gemessenen Werte mitsamt der *Non-Outlier-Range* für die kieferorthopädische Abteilung erstreckt sich von 0 bis etwa 5.300 KBE/100 ml mit einem rechtsschiefen Median. Ein milder Ausreißer ist mit 8.000 KBE/100 ml zu verzeichnen. Die mittleren 50 % der mikrobiellen Belastung in der prothetischen Abteilung liegen

zwischen 0 und etwa 203 KBE/100 ml. Zudem gibt es vier extreme Ausreißer bei 4.700, 6.100, 6.300 und 30.000 KBE/100 ml.

Die Wasseruntersuchungen in der kieferorthopädischen Abteilung umfassten 16 Behandlungseinheiten, von denen fünf Einheiten (31,25 %) keimfrei waren (siehe Anhang Tabelle 1-2).

Bei der Erstuntersuchung ergaben sich Höchstwerte von 8.000 KBE/100 ml Wasser. Der berechnete Mittelwert lautete hier 1.431,38 KBE/100 ml Wasser.

Im Anschluss an diese Erstuntersuchung erfolgten an den mikrobiell belasteten Behandlungseinheiten Sanierungsmaßnahmen nach Herstellervorgaben. Diese Ergebnisse sind Inhalt des nächsten Kapitels (Kap. 4.5).

Von den 31 Proben aus der konservierenden Abteilung enthielten zwei Einheiten (6,45 %) Legionellen, die restlichen Behandlungseinheiten (93,55 %) waren keimfrei (siehe Anhang Tabelle 2-5). In 100 ml Wasser konnten 2 bzw. 1.000 KBE (Mittelwert 32,32 KBE/100 ml Wasser) nachgewiesen werden.

In der prothetischen Abteilung befanden sich zum Zeitpunkt der Probenentnahmen 33 wasserführende Dentaleinheiten. Von den 33 Proben waren 17 (51,52 %) frei von Legionellen (siehe Anhang Tabelle 3-6).

Die Maximalwerte der übrigen Wasseruntersuchungen lagen bei 30.000 KBE/100 ml Wasser. Daraus ergab sich ein Mittelwert von 1.470,10 KBE/100 ml Wasser.

Entsprechende Sanierungsmaßnahmen der Behandlungseinheiten mit erhöhten Keimzahlen wurden im Anschluss an die Erstuntersuchungen nach Vorgaben des Herstellers veranlasst. Die Ergebnisse sind Inhalt des nächsten Kapitels (Kap. 4.5).

In der chirurgischen Abteilung wurden 15 Wasserproben aus 15 Behandlungseinheiten entnommen und ausgewertet. Hieraus ergaben sich in 100 ml Wasser Höchstwerte von 9.800 KBE. Acht Proben (53,33 %) waren keimfrei (siehe Anhang Tabelle 5-6). Der Mittelwert lautete für 100 ml Wasser 950,40 KBE.

4.5 Legionella-Gesamtzahlen im Anschluss an Sanierungsmaßnahmen

Behandlungseinheiten, die nach der Erstuntersuchung erhöhte Werte an Legionellen aufwiesen, wurden, wie im Abschnitt „Material und Methoden“ beschrieben, mit den für die Dentaleinheiten zugelassenen Intensiventkeimungen behandelt und anschließend erneut mikrobiell untersucht. Die Ergebnisse der ersten Probenauswertungen, sowie die Ergebnisse nach entsprechenden Sanierungsmaßnahmen sind in Abbildung 7 in Form eines Boxplots dargestellt.

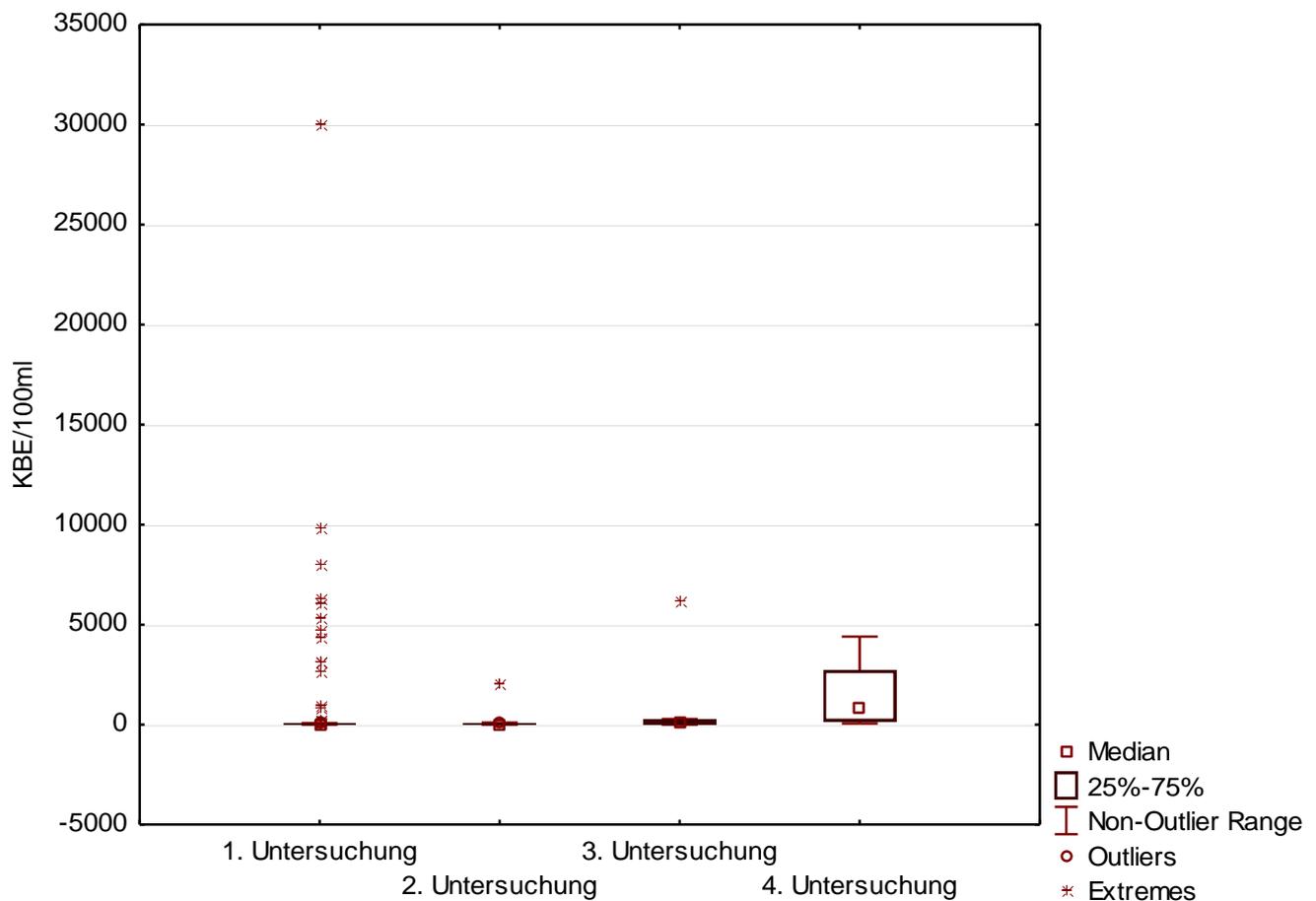


Abb. 7: Dargestellt ist die mikrobielle Belastung der Mischwasserproben mit Legionellenspezies in KBE/100 ml bei der 1. Untersuchung und im Anschluß an Sanierungsmaßnahmen. Es wurden nur die Dentaleinheiten einer Intensiventkeimung unterzogen, die nach der Erstuntersuchung erhöhte Legionellenkonzentrationen aufwiesen. Nach der 1. mikrobiellen Untersuchung des Kühlwassers aller dentaler Behandlungseinheiten lag der Großteil der Werte in einem Bereich zwischen 0 und 203 KBE/100 ml. Zudem ist eine Vielzahl an Ausreißern ersichtlich, die zwischen 1.000 und 30.000 KBE/100 ml liegen. Die Auswertung der zweiten Untersuchung ergab eine Box von 0 bis 150 KBE/100 ml mit. Ein extremer Ausreißer ist mit 2.000 KBE/100 ml zu verzeichnen. Die Box bei der dritten Nachuntersuchung nimmt einen Bereich von etwa 0 bis 279 KBE/100 ml ein. Es liegt ein extremer Ausreißer mit 6.200 KBE/100 ml vor. Die mikrobielle Auswertung der 4. Untersuchung zeigt eine Box, die von 174 bis 2.700 KBE/100 ml reicht und einen rechtsschiefen Median beinhaltet. Das Minimum der *Non-Outlier-Range* liegt bei 55 KBE/100 ml und es gibt einen extremen Ausreißer bei 4.400 KBE/100 ml.

In der kieferorthopädischen Abteilung erfolgte auf Empfehlung der Krankenhaushygiene an neun stark keimbelasteten Behandlungseinheiten eine Intensiventkeimung (siehe Anhang Tabelle 6-7).

Die Nachuntersuchungen belegten, dass der Mittelwert der betroffenen Einheiten von zuvor 2.542,78 KBE/100 ml Wasser auf einen Mittelwert nach Intensiventkeimung von 39,78 KBE/100 ml Wasser gesenkt werden konnte.

Nach Rücksprache mit der Krankenhaushygiene enthielten sechs dieser Proben noch deutlich erhöhte Werte an Legionellen, sodass diese Einheiten nicht für die Behandlung an Patienten freigegeben werden konnten.

Es folgte eine zweite Intensiventkeimung dieser Einheiten mit dem Ergebnis, dass der Mittelwert von 58 KBE/100 ml Wasser auf 126,5 KBE/100 ml Wasser anstieg (siehe Anhang Tabelle 8).

Eine dritte Intensiventkeimung an fünf Behandlungseinheiten war somit nötig. Der Mittelwert lag vor der Intensiventkeimung in 100 ml Wasser bei 148,4 KBE. Nach der Intensiventkeimung lag der Mittelwert bei 1.625,80 KBE/100 ml Wasser (siehe Anhang Tabelle 8).

Es folgten keine weiteren Sanierungsmaßnahmen, da als nächster Schritt eine Wasserentnahme und -auswertung aus denjenigen Wasserleitungen erfolgte, die zu den erwähnten Einheiten führten. Die Ergebnisse sind Inhalt des Kapitels 4.8.

In der prothetischen Abteilung wurden 11 Behandlungseinheiten aufgrund erhöhter Legionellenkonzentrationen entsprechend der Empfehlung der Krankenhaushygiene Sanierungsmaßnahmen unterzogen (siehe Anhang Tabelle 7-8).

In der anschließenden Kontrolluntersuchung konnte ein Mittelwert von 217,55 KBE/100 ml ermittelt werden. Der Mittelwert vor der Intensiventkeimung lag bei 4.336,10 KBE/100 ml Wasser.

Von den 11 Behandlungseinheiten mussten sieben Einheiten ein weiteres Mal entkeimt werden. Der Mittelwert von vormals 339,71 KBE/100 ml Wasser stieg auf 995 KBE/100 ml Wasser an (siehe Anhang Tabelle 8).

Weitere Ergebnisse konnten aufgrund eines Austausches der betroffenen Einheiten in der prothetischen Abteilung nicht evaluiert werden.

Das Wasser dieser fabrikneuen Behandlungseinheiten wurde kurz nach ihrem Anschluss an das hauseigene Wassersystem mikrobiologisch untersucht.

Als Besonderheit sei noch hinzugefügt, dass nicht nur die zahnärztlichen Einheiten, sondern auch die zulaufenden Wasserleitungen erneuert wurden.

4.6 Legionella-Gesamtzahlen im Zusammenhang mit einem endständigen Mikrofilter

Etwa 2 Jahre vor Untersuchungsbeginn wurde im Rahmen einer Voruntersuchung ein endständiger Einweg-Membranfilter in den Versorgungsschlauch

des Mikromotors eingesetzt und seitdem nicht mehr ausgetauscht. Bei dieser Behandlungseinheit handelte es sich um das Modell E der Firma Sirona.

Laut Hersteller liefert dieser Filter keimfreies Wasser über einen Zeitraum von 12 Wochen.

Zum Zeitpunkt der Untersuchung produzierte dieser Filter weiterhin störungsfrei Kühlwasser, welches mikrobiell untersucht wurde. Dafür wurden an unterschiedlichen Tagen jeweils vor und hinter dem Filter Wasserproben entnommen und ausgewertet (siehe Anhang Tabelle 6-7).

Bei der Erstuntersuchung konnten in der Probe vor dem Filter 72 KBE in 100 ml Wasser nachgewiesen werden.

Die Probe hinter dem Filter war frei von Keimen (siehe Anhang Tabelle 6).

Die zweite Untersuchung war mit dem Ergebnis der Erstuntersuchung vergleichbar. So waren in der Probe vor dem Membranfilter 41 KBE/100 ml Wasser enthalten. In der Wasserprobe, die hinter dem Filter entnommen wurde, konnten keine Keime nachgewiesen werden (siehe Anhang Tabelle 7).

Die Mischwasserproben aus den zwei Sirona C4-Einheiten der Abteilung für Mund-, Kiefer- und Gesichtschirurgie, bei denen das Betriebswasser gefiltert wurde bevor es in die Dentaleinheit eingespeist wurde, waren vollständig keimfrei (siehe Anhang Tabelle 6).

4.7 Legionella-Gesamtzahlen im Zusammenhang mit den Proben aus dem hauseigenen Wasserleitungssystem

In der kieferorthopädischen Abteilung wurden nach dreimaliger Intensiventkeimung und noch bestehender erhöhter Keimbelastung von vier Behandlungseinheiten Wasserproben aus dem Leitungswasser direkt vor Eintritt in die jeweilige Einheit entnommen und mikrobiell untersucht (siehe Anhang Tabelle 8 und 9).

Die erste Versuchsreihe erfolgte ohne Wasserablauf vor der Probenentnahme. Jede der vier Proben wies hohe Anzahlen an Legionellen auf. Der Höchstwert in 100 ml Wasser lag bei 6.300 KBE (siehe Anhang Tabelle 8 und 9). Der errechnete Mittelwert belief sich auf 3.529,75 KBE/100 ml Wasser (Abb. 3).

In der zweiten Versuchsreihe wurde zunächst für 10 Sekunden ausströmendes Leitungswasser verworfen, bevor jeweils 250 ml Probenwasser in sterile Glasflaschen abgefüllt wurden.

Auch hier war jede der vier Proben mit Legionellen belastet. In 100 ml Wasser konnten maximal 3.700 KBE nachgewiesen werden (siehe Anhang Tabelle 9). Daraus ergab sich ein etwas niedrigerer Mittelwert als bei der 1. Versuchsreihe mit 2.010 KBE/100 ml Wasser (Abb. 3).

5 Diskussion

5.1 Einleitung

Die vorliegende Dissertation thematisiert die Keimbelastung im Kühlwasser von Dentaleinheiten durch eine Bestandsaufnahme in der Zahn-, Mund-, Kieferheilkunde der Universitätsmedizin Göttingen. Unter Bezugnahme der verfügbaren Literatur werden Lösungen dieser globalen Fragestellung diskutiert.

Da in der Vergangenheit über fakultativ pathogene Keime wie Legionellenspezies und *Pseudomonas aeruginosa* im Wasser von Behandlungseinheiten berichtet wurde [Abel et al. 1971, Clark 1974, Exner et al. 1981, Fotos et al. 1985, Hein 1985, Borneff 1986, Martin 1987, Reinthaler et al. 1988, Michel und Borneff 1986, Atlas et al. 1995, Barbeau et al. 1996, Blume und Schmidt 2000, Jatzwauk et al. 2000, Al-Saif et al. 2007], wurde überprüft, ob das Betriebswasser in den untersuchten Einheiten die vom Robert Koch-Institut geforderte Trinkwasserqualität aufweist [RKI 1998, 2006]. Trinkwasserqualität ist laut deutscher Trinkwasserverordnung dann erreicht, wenn in 1 ml Wasser nicht mehr als 100 KBE nachgewiesen werden können [TrinkwV 2011]. Der einzuhaltende Grenzwert für Legionellen liegt in 1 ml Kühlwasser bei 1 KBE, Pseudomonaden dürfen in 100 ml nicht enthalten sein [RKI 1998, 2006].

In dieser Untersuchung wurden bei nahezu der Hälfte der untersuchten Proben *L. pneumophila* in Konzentrationen von 1 bis 30.000 KBE/ml nachgewiesen (siehe Anhang Tabelle 1-9).

In 51,09 % der Wasserproben waren Kolonien von *L. pneumophila* pro 100 ml Wasser nachweisbar.

P. aeruginosa konnte aus 2,19 % der Mischwasserproben isoliert werden, *E. coli* wurde in keiner der Proben identifiziert.

Ähnliche Ergebnisse werden in der Literatur beschrieben. So wurden bei den Untersuchungen von Pankhurst und Coulter in 68 % ihrer Proben Legionellenspezies und in 30 % Pseudomonaden identifiziert [Pankhurst und Coulter 2007]. Bei Zanetti et al. fiel der Nachweis für *L. pneumophila* in 21,8 % positiv aus [Zanetti et al. 2000]. Atlas et al. berichten in 8 % ihrer Proben von einem *L. pneumophila*-Nachweis [Atlas et al. 1995].

Auf das Vorhandensein von *P. aeruginosa* in dem Betriebswasser von Dentaleinheiten weisen beispielsweise Blume und Schmidt sowie Jatzwauk et al. hin, die in ihren Untersuchungen in 13,4 % bzw. 3,1 % der Fälle *P. aeruginosa* nachweisen konnten [Blume und Schmidt 2000, Jatzwauk et al. 2000].

Zanetti et al. halten es für wahrscheinlich, dass es einen Zusammenhang zwischen dem Auftreten von *P. aeruginosa* und der Legionellenkonzentration gibt. So konnten in ihrer Studie *P. aeruginosa* nur in Wasserproben mit geringen Legionellenzahlen nachgewiesen werden. So kamen sie zu der Vermutung, dass *P. aeruginosa* in der Lage ist, das Wachstum anderer Bakterien zu inhibieren [Zanetti et al. 2000].

In der Untersuchung dieser Dissertation gab es zwar lediglich 3 Mischwasserproben mit *P. aeruginosa*, diese enthielten aber wie bei Zanetti et al. ebenfalls nur relativ geringe Legionellenkonzentrationen von 91 KBE/100 ml, 45 KBE/ 100 ml und 0 KBE/100 ml.

Bei den nachgewiesenen Mikroorganismen handelte es sich um fakultativ pathogene Erreger. Im Falle der Legionellen sind allerdings nicht deren Anzahl, sondern eher deren Spezies für Infektionen beim Menschen verantwortlich. Weltweit konnte bisher erst in einem Fall eine Legionelleninfektion einer vorangegangenen zahnärztlichen Behandlung zugeschrieben werden. In Italien verstarb eine 82-jährige Patientin an den Folgen einer Legionellose. Nachforschungen haben ergeben, dass die Patientin während der Inkubationszeit keinen Kontakt zu offensichtlichen Infektionsquellen gehabt hat, wohl aber mehrmals in einer zahnärztlichen Praxis behandelt worden war. Aus dem Wasser der Behandlungseinheiten konnten identische Legionellenstämme isoliert werden wie aus dem Bronchialaspirat der Patientin [Ricci et al. 2012]. Für Menschen, die legionellenhaltige Aerosole einatmen, besteht also eine Infektionsgefahr, dementsprechend auch für Patienten, Behandler und deren Personal [Hardalo und Edberg 1997, Barbeau 2000, Jatzwauk et al. 2000, Jatzwauk und Reitemeier 2002a, b, RKI 2006]. Diese Gefahr ist bei gesunden Individuen zwar als gering einzustufen [Hardalo und Edberg 1997, Linger et al. 2001, Meiller et al. 2001 a], bei immunsupprimierten hospitalisierten Patienten steigt das Infektionsrisiko hingegen erheblich an [Costrini et al. 1981, Parrott et

al 1982, Atlas et al. 1995, Barbeau et al. 1996, Barbeau et al. 1998, Jatzwauk et al. 2000, Barbeau und Buhler 2001, Depaola et al. 2001].

Zudem ist durch verschiedene Studien belegt, dass bei Zahnärzten, Personal und Zahntechnikern höhere Antikörpertiter gegen Legionellen nachgewiesen werden konnten als in den Kontrollgruppen [Fotos et al. 1985, Reinthaler et al. 1988, Lück et al. 1992, Paszko-Kovla et al. 1993, Atlas et al. 1995, Borella et al. 2008].

In einer Langzeitstudie aus dem Jahr 2007 konnte die Arbeitsgruppe um Pankhurst und Coulter bei einigen Zahnärzten sogar eine asthmatische Erkrankung dokumentieren. Das Betriebswasser in den Behandlungseinheiten dieser Ärzte beinhalten Kolonien von mehr als 200 KBE/ml [Pankhurst und Coulter 2007].

Im Falle von *P. aeruginosa* ist eine Übertragung vom Wasser aus dentalen Behandlungseinheiten auf Patienten gesichert. Jensen et al. konnten bei 78 gesunden Patienten, die zuvor mit *P. aeruginosa* kontaminiertem Wasser behandelt worden waren, anschließend aus der Mundhöhle aller Patienten *P. aeruginosa* isolieren [Jensen et al 1997]. Zudem kam es in einer anderen Studie nach der Übertragung von *P. aeruginosa* aus dem Behandlungswasser bei zwei Tumorpatienten zu oralen Abszessgeschehen [Martin 1987].

Folgt man den Angaben von Hardalo und Edberg, so weisen nur wenige Stämme von *P. aeruginosa* Virulenzfaktoren mit gesundheitsgefährdetem Potential auf. Zudem seien lediglich Mukoviszidose- und immunsupprimierte Patienten infektionsgefährdet. Daher bestünde aus Sicht der Autoren keine zwingende Notwendigkeit, *P. aeruginosa*-freies Trinkwasser zu fordern [Hardalo und Edberg 1997].

Allein aus Gründen der Haftbarkeit sollte keimfreies Wasser oder mindestens Wasser mit Trinkwasserqualität für die Behandlung aller Patienten festgesetzt sein.

In den USA hat es diesbezüglich bereits ein Gerichtsverfahren gegeben. Ein Patient hat gegen den Hersteller einer Dentaleinheit auf Schadenersatz geklagt, da sich bei ihm im Anschluss an eine zahnärztliche Behandlung eine Endokarditis ausgebildet hat. Es konnte nachgewiesen werden, dass es sich bei den isolierten Keimen um identische Spezies handelte, wie diese aus dem Wasser der Dentaleinheit, mit der er zuvor behandelt worden war [Mills 2000].

Besonders in Kliniken, in denen die Anzahl immunkompromittierter Patienten deutlich höher ist als in freien Zahnarztpraxen, sollten verstärkt keimreduzierende Maßnahmen zum Einsatz kommen. Hierzu zähle ich zum einen die Verwendung einer externen Wasserkühlung mit steriler Kochsalzlösung bei allen zahnärztlichen Behandlungen, die aus finanziellen Gründen derzeit lediglich bei invasiven Eingriffen genutzt werden. In der Abteilung für Mund-, Kiefer- und Gesichtschirurgie der Universitätsmedizin Göttingen findet diese Empfehlung bereits Anwendung. Zum anderen haben die Ergebnisse der Inline-Filter gezeigt, dass mit ihnen keimfreies Wasser geliefert werden kann. In der Universitätsmedizin Göttingen werden prinzipiell Wasserfilter in Hochrisikobereichen an Wasserhähnen und Duschköpfen installiert. Diese Maßnahme könnten durch den generellen Einsatz von endständigen oder vorgeschalteten Mikrofiltern in Dentaleinheiten auf die Abteilungen der Zahn-, Mund-, Kieferheilkunde ausgedehnt werden.

5.2 Gründe der mikrobiellen Belastung dentaler Einheiten

Wie bereits erwähnt, dürfen nach deutscher Trinkwasserverordnung bis zu 100 KBE/ml im Trinkwasser vorhanden sein. Das bedeutet, dass über das Hausinstallationssystem bereits eine geringe Anzahl an Mikroorganismen mit dem Wasser in die Behandlungseinheiten eingeschwemmt werden können.

In den Proben aus der hauseigenen Trinkwasserversorgung in der Abteilung für Kieferorthopädie der Universitätsmedizin Göttingen befanden sich Konzentrationen an Legionellen zwischen 140 bis 6.300 KBE/100 ml (Mittelwert: 2.769,86 KBE/100 ml) (siehe Anhang Tabelle 8 und 9). Diese Werte bewegen sich laut Trinkwasserverordnung zwar im Toleranzbereich, die Vorgaben des RKI wurden aber teilweise um ein Vielfaches überschritten. Hierbei muss allerdings erwähnt werden, dass sich das Robert Koch-Institut mit ihrer Empfehlung direkt auf die Kühlwasserqualität von Behandlungseinheiten und nicht auf das Trinkwasser bezieht. Demnach sollte in 1 ml Kühlwasser nicht mehr als 1 KBE an Legionellen enthalten sein.

Einige Autoren berichten in ihren Untersuchungen ebenfalls über eine erhöhte Keimbelastung im Leitungswasser, die die Richtwerte der Trinkwasserverordnung teils überschritten [Costerton et al. 1981, Borneff 1986, Exner et al. 1987, Reinthaler et al. 1993, Prevost et al. 1995, Gabrysiak 1996, Himbert 1997].

Hinzu kommt die Tatsache, dass Mikroorganismen in der Lage sind, innerhalb weniger Tage Biofilme an den Schlauchinnenwänden zu bilden [Costerton et al. 1981, Costerton et al. 1987, Exner et al. 1987, Tall et al. 1995, Williams et al. 1995b, Barbeau et al. 1996, Pankhurst et al. 1998, Meiller et al. 1999, Barbeau 2000, Pankhurst et al. 2003].

So erscheint es nicht verwunderlich, dass Keimzahlen bis zu mehreren Millionen KBE/ml in Dentaleinheiten nachgewiesen werden konnten [Blume und Schmidt 2000, Walker et al. 2000, Lee et al. 2001, Bierhenke und Schmage 2002]. Zumal verschiedene Faktoren im Inneren einer Behandlungseinheit die Vermehrungstendenz der Mikroorganismen noch begünstigen. Hierzu zählen bereits erwähnte Schlauchmaterialien, Wassertemperaturen und Stagnationszeiten [Exner und Schulze-Röbbecke 1987, Lück et al. 1992, Barbeau et al. 1996, Stampi et al. 1996, Meiller et al. 2001a, Panagakos et al. 2001, Shepherd et al. 2001, Pietsch et al. 2002, Szymanska 2003b, Walker und Marsh 2004].

In anderen Untersuchungen konnte dargelegt werden, dass fabrikneue Einheiten eventuell im Zuge der Testläufe beim Hersteller bereits mit Mikroorganismen kontaminiert werden, bevor sie beim Verbraucher zum Einsatz kommen [Williams et al. 1995b, Himbert 1997].

Zumindest dieser Sachverhalt kann durch meine Untersuchungen nicht bestätigt werden. Bei fünf neuwertigen Behandlungseinheiten, die erst einige Monate vor den Probenentnahmen an das hauseigene Wasserleitungssystem angeschlossen wurden, konnten keine Mikroorganismen nachgewiesen werden (siehe Anhang Tabelle 2, 4, 6). Allerdings können zum Zeitpunkt der Untersuchung auch Faktoren wie die tägliche chemische Desinfektion in Verbindung mit dem morgendlichen Purging und die Sanierungsmaßnahmen in wöchentlichen Abständen zur Keimfreiheit innerhalb der Behandlungseinheit geführt haben.

Eine andere Ursache für die Keimbelastung scheint die retrograde Kontamination durch den Rücksogeffekt von Flüssigkeiten aus dem Mund des Patienten entlang des Arbeitsinstrumentes in die wasserführenden Schläuche zu sein. Hierdurch werden überwiegend orale Streptokokken und Staphylokokken aber

auch *P. aeruginosa* inokuliert, obwohl in den neueren Behandlungsmodellen Rücksaughemmventile eingebaut sind [Kellet und Holbrook 1980, Stampi et al. 1996, Walker et al. 2000, Shepherd et al. 2001, Bierhenke und Schmage 2002]. Die Ventile in Form von Klappen sind erwiesenermaßen häufig defekt oder funktionieren nur unzureichend [Bagga et al. 1984, Walker et al. 2000, Berlutti 2004, Del Nero 2004].

5.3 Gründe der mikrobiellen Belastung des Hausinstallationssystems

In den Wasserproben aus dem Hausinstallationssystem konnten die gleichen Legionellenspezies nachgewiesen werden, wie in dem Wasser der Behandlungseinheiten, die an das Wassersystem angeschlossen waren. Die daraus resultierenden Zunahmen der Kolonien innerhalb der Einheiten waren durch die Untersuchungen der Mischwasserproben messbar.

Eine präzise Aussage über die Trinkwasserqualität der gesamten Universitätsmedizin Göttingen kann durch die geringe Anzahl an ausgewerteten Trinkwasserproben und Entnahmestellen nicht getroffen werden. Diesbezüglich belegen diverse Untersuchungen, dass im Trinkwasser von Großgebäuden, wie z.B. Krankenhäusern, höhere Keimvorkommen dokumentiert werden können als in Privathaushalten [Mathys et al. 1990, Pankhurst et al. 1990, Burger 1993, Exner et al. 1993, Moll 1993, Tiefenbrunner 1993].

Bestätigt werden die Ergebnisse dieser Untersuchungen durch die Studien von Zanetti et al. und Pankhurst et al.. Sie konnten in dem Kühlwasser von Behandlungseinheiten verschiedener Zahnkliniken einen deutlich höheren Prozentsatz an *L. pneumophila* nachweisen als in Zahnarztpraxen [Zanetti et al. 2000, Pankhurst et al. 2003].

Mathys et al. haben Kaltwasserproben aus Wohnheimen solchen aus Privathaushalten mit dem Ergebnis gegenübergestellt, dass aus den Proben aus Privathaushalten in keinem Fall Legionellen isoliert werden konnten. In

Wohnheimen ist hingegen in 1,4 % der Untersuchungen der Nachweis für Legionellen positiv ausgefallen [Mathys et al. 1990].

Die Autoren kommen einheitlich zu der Erkenntnis, dass die überdimensionierten und über lange und verzweigte Strecken laufenden Rohrsysteme mit ihren unterschiedlichen Wassertemperaturen, Totsträngen und Schlupfnischen in großen Gebäuden für das erhöhte Aufkommen von Legionellen verantwortlich seien [Mathys et al. 1990, Pankhurst et al. 1990, Burger 1993, Exner et al. 1993, Moll 1993, Tiefenbrunner 1993].

Daher raten Exner und Schulze-Röbbecke dazu, Trinkwasserleitungen gründlich zu isolieren, um Temperaturschwankungen auszugleichen und ausgedehnte Rohrsysteme, Totstränge und Strecken stagnierenden Wassers innerhalb der Leitungen zu vermeiden [Exner und Schulze-Röbbecke 1987].

Hinsichtlich dieser Empfehlung wurde in der Abteilung für Kieferorthopädie der Universitätsmedizin Göttingen ein Durchlaufzirkulationssystem in das Wasserleitungsnetz integriert. Dadurch konnte das Trinkwasser in ständige Bewegung versetzt und Stagnationsphasen verhindert werden.

Die Nachuntersuchungen der Mischwasserproben aus den Behandlungseinheiten zeigten allerdings nicht die erhofften Resultate. So konnten trotz der Durchlaufzirkulation in den genommenen Proben immer noch Legionellen nachgewiesen werden.

5.4 Zusammenhang zwischen dem Nachweis von Legionellen und Phasen der Stagnation

Bei den Proben in dieser Studie wurde der Fokus nicht auf die Entnahmedaten gelegt. Die Untersuchung des Kühlwassers dentaler Einheiten sollte aus der Behandlungsroutine heraus erfolgen, um anhand dieser Bestandsaufnahme die jeweilige aktuelle mikrobielle Keimbelastung des Wassers darzulegen, mit dem die Patienten behandelt werden.

Stagnierendes Kühlwasser in den Behandlungsschläuchen verursacht einen Anstieg der Keimzahlen, die nach Einsetzen der Behandlungsroutine durch das Herausspülen der formierten Mikroorganismen wieder herabsinkt [Abel et al.

1971, Williams et al. 1996b, Pankhurst et al. 1998, Tonetti-Eberle und Mombelli 2001].

Behandlungspausen beispielsweise über Nacht, bei denen das Wasser in den Einheiten die Raumtemperatur beibehält, führen unweigerlich zu idealen Vermehrungsvoraussetzungen für Bakterien [Klein 1983, Prucha und Tilkes 1986, Borneff 1993, Williams et al. 1993, ADA 1996, Barbeau et al. 1996, Stoodley et al. 1996, Williams et al. 1996, Filippi 1997, ADA 1999, Szymanska 1999, Barbeau 2000, Demuth und Dunkelberg 2000, Tonetti-Eberle und Mombelli 2001, Özcan et al. 2003, Sacchetti et al. 2006, Liaqat und Sabri 2008, Walker und Marsh 2007].

Vor allem in der kieferorthopädischen Abteilung sind bei der ersten Wasseruntersuchung und nach zweimaliger Intensiventkeimung erhöhte Legionellenkonzentrationen messbar gewesen (siehe Anhang Tabelle 1-2, 6-9). Trotz regelmäßiger Desinfektionsmaßnahmen entsprechend der Hygienepläne konnte in wenigen Behandlungseinheiten keine Keimfreiheit erzielt werden. Als eine mögliche Ursache könnte der geringe Wasserdurchlauf innerhalb der Einheiten gesehen werden. Im Vergleich zu den anderen Abteilungen erfolgen in der Abteilung für Kieferorthopädie überwiegend Behandlungen, bei denen kein Kühlwasser benötigt wird. In der konservierenden Abteilung hingegen befanden sich in den Mischwasserproben nur ganz vereinzelt Legionellenspezies. In keiner anderen zahnmedizinischen Abteilung der Zahn-, Mund-, Kieferheilkunde der Universitätsmedizin Göttingen gibt es einen höheren Wasserdurchlauf pro Behandlung als in der konservierenden Abteilung. In dieser Abteilung finden vorwiegend therapeutische Maßnahmen statt, bei denen Kühlwasser aus den Behandlungseinheiten benötigt wird. Phasen der Stagnation sind tagsüber daher selten und treten nur noch nachts und während behandlungsfreien Zeiten auf.

Daher erscheinen die Forderungen des Robert Koch-Institutes und der American Dental Association, die wasserführenden Leitungen einer Behandlungseinheit jeden Morgen und zwischen den Patientenbehandlungen für 20 - 30 Sekunden durchzuspülen, nicht nur sinnvoll, sondern zwingend erforderlich [RKI 1998, ADA 1999].

Über die optimale Spüldauer zur effektiven Keimzahlreduzierung gibt es in der Literatur keine einheitliche Stellungnahme.

Fest steht, dass durch Spülmaßnahmen (Purging) die Keimzahlen vermindert werden können [Abel et al. 1971, Exner et al. 1981, Mayo und Oertling 1990, Whitehouse et al. 1991, Williams et al. 1993, Williams et al. 1995a, Fayle und Pollard 1996, Tonetti-Eberle et al. 2001, Jatzwauk und Reitemeier 2002a/b]. Andererseits führt Purging alleine nicht auf Dauer und mit Sicherheit zu Trinkwasserqualität, sondern muss in Kombination mit weiteren Desinfizienzien eingesetzt werden [Mayo und Oertling 1990, Whitehouse et al. 1991, Williams und Johnston 1993, Williams et al. 1995a, Tonetti-Eberle et al. 2001, Pederson et al. 2002, Jatzwauk und Reitemeier 2002b]. Ein bereits formierter Biofilm innerhalb der wasserführenden Leitungen kann durch Purging nicht entfernt werden [Mayo und Oertling 1990, Williams und Johnston 1993, Williams et al. 1996a, Mills und Karpay 2002, Szymanska 2003b].

5.5 Zusammenhang zwischen der Keimzahl und der Wasserentnahmestelle

Entsprechend meiner Untersuchungsmethodik wurde aus jeder Behandlungseinheit eine Mischwasserprobe unterschiedlicher Wasseraustrittsstellen entnommen, ohne dabei die jeweilige Entnahmestelle gesondert zu beurteilen.

Eine Auswertung der Wasserproben von unterschiedlichen Entnahmestellen ein und derselben Behandlungseinheit hat meines Erachtens nach wenig Aussagekraft, da die Behandlungseinheit an einer zentralen Stelle an den haus-eigenen Wasserzulauf angeschlossen ist. Unabhängig von der Entnahmestelle bleibt das Risiko einer Infektion durch aquatische pathogene Keime gleich hoch, da der Patient gleichermaßen der Keimbelastung ausgesetzt ist.

Auch aus der Literatur war diesbezüglich keine eindeutige Stellungnahme zu entnehmen. Einige Autoren fanden in ihren Untersuchungen Unterschiede bezüglich der Keimzahlen von verschiedenen Entnahmestellen [Williams und Johnston 1993, Barbeau et al. 1996, Stampi et al. 1996], andere wiederum nicht [Walker et al. 2000, Bierhenke und Schmage 2002].

5.6 Zusammenhang zwischen der Keimzahl und dem Alter der Dentaleinheiten

Entsprechend der statistischen Auswertung der vorliegenden Daten ist ein signifikanter Anstieg der Keimzahlen von den neueren hin zu den älteren Einheiten zu erkennen (Abb. 4).

Die ältesten Einheiten waren zum Zeitpunkt der Untersuchung bereits seit mehr als 20 Jahren in Betrieb. Hierzu zählten acht Behandlungseinheiten, von denen sechs unterschiedlich hohe Konzentrationen an Legionellen in 100 ml Wasser nachwiesen. Der errechnete Mittelwert lag bei 1.369 KBE/100 ml Wasser.

Die modernsten sechs Einheiten waren nicht älter als zwei Jahre. Fünf von ihnen enthielten keine Legionellen in 100 ml Wasser. Nur in einem Fall konnten geringe Konzentrationen an *L. pneumophila* Serogruppe 1 aus 100 ml Wasser isoliert werden, sodass durchaus einen Bezug zwischen dem Alter der Behandlungseinheiten und dem Anstieg der Legionellenkonzentrationen nachgewiesen ist.

Dieses Ergebnis wird durch die Untersuchungen anderer Autoren bestätigt. So konnten Blume und Schmidt und Bierhenke und Schmage ebenfalls höhere Keimzahlen mit ansteigendem Alter der Dentaleinheiten nachweisen [Blume und Schmidt 2000, Bierhenke und Schmage 2002].

Tonetti-Eberle et al. können sich dieser Meinung nicht anschließen. In ihrer Studie aus der Universitätszahnklinik Bern (Schweiz) konnten keine signifikanten Abweichungen der mikrobiellen Belastung im Vergleich zum Alter der Behandlungseinheiten eruiert werden [Tonetti-Eberle et al. 2001].

Diesem Ergebnis schließen sich Jatzwauk et al. an, die sowohl in alten Einheiten als auch in Einheiten neueren Herstelldatums erhöhte Keimzahlen und Biofilmbildung dokumentieren konnten [Jatzwauk et al. 2000].

Die drei Behandlungseinheiten, aus denen *Pseudomonas aeruginosa* isoliert werden konnten, waren allesamt 20 Jahre und älter. Vergleicht man dieses Ergebnis mit der Untersuchung von Borneff, so treten *Pseudomonas* spp. in alten Einheiten häufiger auf als in neuwertigen [Borneff 1986].

5.7 Zusammenhang zwischen der Keimzahl und den jeweiligen Entkeimungsmethoden

Unabhängig von der jeweiligen Abteilung wurden für die Dauer- und Intensiventkeimungen Desinfektionsmittel auf Wasserstoffperoxidbasis nach Herstellerangaben verwendet (vgl. Kap. 3.1). So wurden die KaVo-Einheiten mit Oxygenal 6 und die Sirona-Einheiten mit Dentosept P bzw. Dentosept PL behandelt.

Die Hygienepläne der jeweiligen Abteilungen gestalten sich in ihrem Aufbau einheitlich. In der kieferorthopädischen Abteilung erfolgte laut Hygieneplan jeden Freitag eine Intensiventkeimung, die über die Dauer des Wochenendes in dem Schlauchsystem der Behandlungseinheit verweilte, bevor sie zu Behandlungsbeginn herausgespült wurde. Zusätzlich wurden sämtliche Einheiten jeden Morgen manuell für mindestens zwei Minuten durchgespült und abends wurden die Absauganlagen mit AlproJet-DD (Alpro Medical GmbH, St. Georgen, Deutschland, Art.-Nr. 3115) gereinigt.

Entsprechende Hygienepläne lagen in der prothetischen, konservierenden und chirurgischen Abteilung aus, mit dem Unterschied, dass in der prothetischen Abteilung anstelle von AlproJet-DD Orotol Plus (Dürr Dental GmbH, Bietigheim-Bissingen, Deutschland, Art.-Nr. 1029719) zur Reinigung der Absauganlagen verwendet wurde.

Die Einheiten in der kieferorthopädischen und der prothetischen Abteilung, die nach der Erstuntersuchung aufgrund ihrer erhöhten Keimzahlen ein weiteres Mal getestet werden mussten, wurden neben der geräteinternen Dauer- und Intensiventkeimung zusätzlich einer Wartung mit einem speziellen Biofilm-Remover einer 10 %-igen Natriumhypochloritlösung in Verbindung mit Alpron in der Kieferorthopädie bzw. Bilpron in der Prothetik unterzogen.

Werden die Legionellenkonzentrationen der Einheiten miteinander verglichen, die zweimal untersucht worden sind, erhält man in der Abteilung für Kieferorthopädie eine deutliche Verringerung von erstmals 2.542,78 KBE/100 ml auf 39,78 KBE/100 ml nach der Intensiventkeimung (siehe Anhang Tabelle 1-8). In der Prothetik ist eine vergleichbare Veränderung erkennbar. Von zuvor 4.336,10 KBE/100 ml sank die Keimzahl auf 217,55 KBE/100 ml.

Daher konnte zunächst angenommen werden, dass die eingesetzten Methoden zur Intensiventkeimung eine deutliche Reduktion hinsichtlich der Keimzahlen zur Folge hatten. Die ansteigenden Werte der Nachuntersuchungen (Abb. 7) müssen allerdings den Schluss zulassen, dass eine vollständige Eliminierung der Mikroorganismen und die Entfernung eines Biofilmes mit den vom Hersteller freigegebenen Desinfizienzien in dieser Untersuchung nicht möglich waren.

Eine Erklärung des Wiederanstiegs der mikrobiellen Belastung des Probenwassers nach der zweiten bzw. dritten Intensiventkeimung könnte lauten, dass ein formierter Biofilm innerhalb des wasserführenden Schlauchsystems durch die erste chemische Reinigung angelöst und nach den folgenden Reinigungsmaßnahmen vermehrt herausgespült wurden.

Die Firma Sirona übernimmt nur dann die Gewährleistung für die Materialverträglichkeit der Dentaleinheiten, wenn die beschriebene Intensivreinigung mit dem Biofilm-Removing-Set maximal einmal im Jahr durchgeführt wird.

In den KaVo-Einheiten, denen Oxygenal 6 zugespeist wurde, konnten im Mittel 1.784,32 KBE/100 ml nachgewiesen werden. Bei den Sirona-Einheiten, die mit Dentosept P bzw. Dentosept PL behandelt wurden, belief sich der Mittelwert auf 694,34 KBE/100 ml.

In einigen Behandlungseinheiten wurde der Grenzwert für Legionellen von 100 KBE/ml deutlich überschritten, sodass man bei der Anwendung der genannten Desinfektionsmittel nicht zuverlässig von Betriebswasser mit Trinkwasserqualität ausgehen kann.

Zu ähnlichen Ergebnissen kommen auch Jatzwauk und Reitemeier, bei denen die Qualität des Wasser aus den untersuchten Behandlungseinheiten, die mit Dentosept P gereinigt wurden, in etwa 1/3 der Proben nicht der Trinkwasserverordnung entsprach [Jatzwauk und Reitemeier 2002a].

Schel et al. konnten ebenfalls eine Keimreduktion mit Dentosept P nachweisen. Die Keimzahlen konnten jedoch nicht dauerhaft unterhalb von 100 KBE/ml gehalten werden [Schel et al. 2006], und es kam nicht zu einer Beseitigung des Biofilms [Kettering et al. 2002].

Die wissenschaftliche Datenlage zum Oxygenal ist nahezu kongruent zum Dentosept. Biofilme konnten zwar nicht vollständig entfernt werden, es wurden aber teils signifikante Reduktionen in der Keimzahl erzielt [Walker et al. 2003, Decoret et al. 2005, Schel et al. 2006, Szymanska 2006].

Zusammenfassend kann also festgehalten werden, dass die vom Hersteller zugelassenen Desinfizienzien zwar effektiv in der Bekämpfung freischwimmender Mikroorganismen sind [Baldry 1983, Borneff 1989, Brandt 1994, Sagripanti und Bonifacino 1999, Bierhenke et al. 2000, Demuth und Dunkelberg 2000, Behringer und Jatzwauk 2001, Linger et al. 2001, Bierhenke und Schmage 2002], nicht aber in der Beseitigung eines formierten Biofilms [Exner et al. 1987, Christensen et al. 1990, Alasri et al. 1992, Walker et al. 2003]. Hierfür würden um ein Vielfaches höhere Konzentrationen benötigt werden, wodurch es wiederum zur Beeinträchtigung von wasserführenden Materialien und Geschmacksveränderungen kommen könnte [Jatzwauk et al. 2000].

Aber auch eine Missachtung des Hygieneplanes durch das entsprechend geschulte Fachpersonal kann einen Anstieg der Keimzahlen zur Folge haben [Williams et al. 1995a, Shepherd et al. 2001, Bierhenke und Schmage 2002]. In der vorliegenden Dissertation können über eine eventuelle Missachtung der Hygienepläne keine sicheren Angaben gemacht werden. In der konservierenden Abteilung waren lediglich zwei von insgesamt 31 Proben mit geringen Mengen an Legionellen kontaminiert (siehe Anhang Tabelle 2-5). Da der Hygieneplan dieser Abteilung mit dem der anderen Abteilungen übereinstimmt, muss eine inkonsequente Ausführung des Hygieneplans in den anderen Abteilungen in Betracht gezogen werden. Es sollte allerdings auch berücksichtigt werden, dass der Wasserdurchlauf der Behandlungseinheiten aus der konservierenden Abteilung tagsüber im Normalfall deutlich höher ist als in den anderen Abteilungen, da für die Art der Behandlungen in der konservierenden Abteilung mehr Betriebswasser zur Kühlung der rotierenden Instrumente benötigt wird. Phasen längerer Stagnation werden am Tag weitestgehend verhindert und beschränken sich lediglich auf die Zeit, in der keine Behandlungen stattfinden. Generell sollte bei der Diskussion der unterschiedlichen Keimbelastungen in den verschiedenen Fachabteilungen nicht vergessen werden, dass das Kühlwasser für die Behandlungseinheiten bereits mit Legionellen in variierenden Konzentrationen kontaminiert gewesen sein könnte, bevor es in die jeweilige Dentaleinheit eingespeist wurde.

Des Weiteren scheint eine Wochenendsanierung mit dosissteigernden Desinfektionsmitteln in wöchentlichen Abständen nicht ausreichend in der dauerhaften Eliminierung der aquatischen Keimflora zu sein. Zu dem Schluss kamen

auch andere Autoren, deren Untersuchungen bewiesen haben, dass eine wöchentliche Desinfektion aufgrund der raschen Rekolonialisierungstendenz der Mikroorganismen zu keiner keimfreien Kühlwasserqualität führt [Flemming 1991, Walker et al. 2003, Decoret et al. 2005].

5.8 Vergleich der Keimzahl zwischen Kavo- und Sirona-Dentaleinheiten

In der Universitätsmedizin Göttingen werden die Patientenbehandlungen mit Dentaleinheiten der Firma KaVo und Sirona durchgeführt, die in dem Zeitraum zwischen 1976 bis 2010 installiert worden sind (siehe Anhang Tabelle 1-6). In den zahnärztlichen Fachabteilungen gab es zum Zeitpunkt der Untersuchungen insgesamt 95 Einheiten zu denen 19 KaVo- und 76 Sirona-Einheiten zählten. Bei den KaVo-Einheiten handelte es sich um die Modelle Estetica und Systematica. 16 von ihnen wurden in der kieferorthopädischen Abteilung betrieben. Das Spektrum der Sirona-Einheiten war mit den Modellen Teneo C1, C2, C3, C4, C5, E4 und M1 weit gefächert.

Im Einzelnen führte die Datenauswertung dieser Arbeit zu statistisch überdurchschnittlich hohen Konzentrationen an Legionellen bei den Modellen Estetica und Systematica sowie E4 und M1 (Abb. 5).

In der Gesamtheit der untersuchten Einheiten beider Anbieter erhält man bei den KaVo-Einheiten einen Mittelwert von 1.784,32 KBE/100 ml und einen Wert von 694,34 KBE/100 ml bei den Sirona-Einheiten. Die durchschnittlich höhere Konzentration in den KaVo-Einheiten im Vergleich zu den Sirona-Einheiten kann nicht durch material- oder bauspezifische Unterschiede erklärt werden, da die gesetzlichen Anforderungen an beide Hersteller identisch sind. Alle Vorschriften sind in dem Arbeitsblatt W 270 des Deutschen Verbandes des Gas- und Wasserfaches (DVGW) „Vermehrung von Mikroorganismen auf Werkstoffen für den Trinkwasserbereich – Prüfung und Bewertung“ begründet [RKI 2006]. Sämtliche Materialien, die in Behandlungseinheiten eingebaut werden dürfen, müssen diesen Vorgaben entsprechen.

Vielmehr sind die Unterschiede in den Keimkonzentrationen durch das kontaminierte Wasser aus dem Wasserleitungsnetz der Universitätsmedizin Göttingen zu erklären. Die Auswertungen der Trinkwasserproben in der Abteilung für Kieferorthopädie belegen das Vorkommen an Legionellen im Trinkwasser, bevor es den entsprechenden KaVo-Einheiten zugeführt wurde (siehe Anhang Tabelle 9).

Wie die Trinkwasserqualität in den anderen Abteilungen zum Zeitpunkt der Untersuchungen gewesen ist, kann nicht dargelegt werden, da keine entsprechenden Trinkwasserproben entnommen und untersucht wurden.

Die Maximalkonzentration an Legionellen in 100 ml Wasser war mit 30.000 KBE in einer Sirona-Einheit deutlich höher als der Maximalwert in einer KaVo-Einheit mit 8.000 ausgezählten koloniebildenden Einheiten.

Auch an dieser Stelle sollte entsprechend Kap. 5.7 die kontinuierliche und strikte Umsetzung der abteilungsspezifischen Hygienepläne kritisch hinterfragt werden. Eine ungenügende Umsetzung entsprechend den Vorgaben der Hygienepläne kann nicht sicher ausgeschlossen werden.

5.9 Anwendung endständiger Mikrofilter

In der Abteilung für Prothetik wurde im Sinne eines „Pilotprojekts“ ein Einweg-Inline-Membranfilter im endständigen Bereich eines Mikromotors installiert und das Wasser vor und hinter dem Filter über mehrere Wochen mikrobiell untersucht. Seit dieser ersten Untersuchungsreihe ist der Mikrofilter nicht ausgetauscht worden. Da die Durchflussrate des Filters weiterhin „normal“ schien, wurden Wasserproben in oben beschriebener Art entnommen. Die Ergebnisse waren mit den Untersuchungsergebnissen in der Literatur vergleichbar (siehe Anhang Tabelle 6-7). So konnten bereits 1978 Dayoub et al. eine Keimreduktion durch Wasserfiltration nachweisen [Dayoub et al. 1978].

In neueren Untersuchungen wird durch den Einsatz von Filtersystemen ebenfalls von Keimreduktionen bis hin zur Keimfreiheit berichtet [Pankhurst et al. 1990, Grundmann und Daschner 1993, Mathys et al. 1997, Murdoch-Kinch et al. 1997, Marais und Brözel 1999, Mayo und Brown 1999, Lee et al. 2001,

Schneider et al. 2001, Jatzwauk und Reitemeier 2002, Exner und Kistemann 2004, Hall et al. 2004, Ricci et al. 2004, Sheffer et al. 2004, Trautmann et al. 2004]. Es wird allerdings auch darauf hingewiesen, dass die Filter täglich ausgewechselt werden sollten [Murdoch-Kinch et al. 1997].

Pankhurst et al. haben durch die Installation eines Filters an der zentralen Wasserverteilungsstelle versucht, die Kontamination des Hausinstallations-systems mit Legionellen zu verhindern. Ein dauerhafter Erfolg war allerdings nicht zu verzeichnen [Pankhurst et al. 1990].

In der vorliegenden Studie konnte in den Wasserproben vor dem Filter eine geringe Anzahl an Legionellen nachgewiesen werden, die aus den Proben hinter dem Filter nicht mehr isoliert werden konnten (siehe Anhang Tabelle 6-7). Die Tatsache, dass dieser Filter über seine vorgesehene Einsatzdauer hinaus keimfreies Wasser produzierte, ist sicherlich als eine Ausnahme anzusehen, da Filter nach einer gewissen Laufzeit von Biofilmen durchwachsen werden und in Folge dessen obstruieren können [Pankhurst et al. 1990, Murdoch-Kinch et al. 1997, Jatzwauk und Reitemeier 2002b].

Daher ist die alleinige Verwendung von Filtern ineffektiv, wenn sich vor und hinter dem Filter ein Biofilm ausbilden kann, der den Filter durchwachsen kann [Dayoub et al. 1978, Noss und Oliverie 1985, Murdoch-Kinch et al. 1997, Marais und Brözel 1999, Lee et al. 2001].

Dennoch sollten diese Art der Filter generell in Hochrisikobereichen an allen Wasseraustrittsstellen installiert und regelmäßig den Herstellerangaben entsprechend gewechselt werden [Exner und Kistemann 2004, Trautmann et al. 2004].

Bei zwei Sirona C4-Behandlungseinheiten aus der Abteilung für Mund-, Kiefer- und Gesichtschirurgie wurden Inline-Filter in die zentrale Zulieferleitung des Hausinstallationssystems direkt vor Eintritt in die Einheit integriert. In den Wasserproben dieser zwei Dentaleinheiten konnten keine Keime gefunden werden (siehe Anhang Tabelle 6), was darauf schließen lässt, dass eine Kombination bestehend aus einer Sterilfiltration des Wasser vor Eintritt in die jeweilige Behandlungseinheit in Verbindung mit den herkömmlichen chemischen Desinfektionsmaßnahmen keimfreies Wasser liefern kann.

Durch den zusätzlichen Einsatz eines oben beschriebenen endständigen Mikrofilters kann ein sicherer Schutz des Patienten vor einer Belastung mit mikrobiell kontaminiertem Kühlwasser gewährleistet werden.

5.10 Ausblick

Von den Herstellern chemischer Desinfektionsmittel werden unterschiedliche Alternativen zur Keimreduzierung angeboten, die durch wissenschaftliche Studien auf ihre Anwendbarkeit und ihren bioziden Effekt hin untersucht wurden. An dieser Stelle sollen einige noch nicht genannte Möglichkeiten, die in Großgebäuden wie Krankenhäusern eingesetzt werden können, vorgestellt und kritisch diskutiert werden:

5.10.1 Durchlaufzirkulation

In der kieferorthopädischen Abteilung der Universitätsmedizin Göttingen wurde in Folge der erwähnten Untersuchungsergebnisse dieser Studie ein Durchlaufzirkulationssystem in die hauseigenen Trinkwasserleitungen integriert. Hierdurch wurde der Wasserstrom vor Eintritt in die dentalen Behandlungseinheiten in ständige Bewegung versetzt, um Phasen stagnierenden Wassers innerhalb der Rohrleitungen zu verhindern und die Formierung der Mikroorganismen zu einem Biofilm zu verhüten.

Eine mögliche Erweiterung dieser Maßnahme kann eine dezentrale Trinkwassererwärmung darstellen. Dafür würde das Warmwasser nicht zentral, sondern erst kurz vor seiner Verwendung dezentral auf die gewünschte Temperatur erhitzt werden. In ausgewählten Bereichen müssten hierfür sog. Plattenwärmetauscher in das hauseigene Trinkwassersystem integriert werden, die eine ausreichende Kapazität an Warmwasser für die zugewiesenen Areale zur Verfügung stellen könnten. Eine zentrale Erwärmung des Trinkwassers in einem weit verzweigten Leitungssystem begünstigt die Vermehrung von Mikroorganismen und die Ausbildung von Biofilmen. Diese Problematik könnte

durch eine Dezentralisierung des Warmwassersystems möglicherweise umgangen werden.

5.10.2 Thermische Desinfektion

Temperaturen oberhalb von 60 °C führen in Übereinstimmung beispielsweise mit dem Robert Koch-Institut und dem DVGW zu einem sicheren Absterben von Legionellen. Die Trinkwasserrohre würden derart hohe Temperaturen ohne Korrosion zwar überstehen [Müller 1990], da die wasserführenden Leitungen zahnärztlicher Behandlungseinheiten aber aus Kunststoff bestehen und multiple Klebeverbindungen besitzen, die diese hohen Temperaturen nicht tolerieren würden und zudem eine nicht zu verantwortende Verbrühungsgefahr für Personal und Patienten bestünde, sind diese Maßnahmen nicht zugelassen. Außerdem wäre es in einem weitverzweigten Hausinstallationssystem mit verschiedenen Isolierungen und ggf. auch „Totsträngen“ kaum möglich, die Wassertemperatur ohne Temperaturschwankungen konstant zu halten.

Zudem würde das thermische Verfahren aus wirtschaftlicher Sicht einen enormen Anstieg der Heizkosten zur Folge haben.

Durch Temperaturschwankungen käme es zu einer rasanten Rekolonialisierung der Mikroorganismen innerhalb der Wasserleitungen [Schulze-Röbbbecke et al. 1987, Schulze-Röbbbecke et al. 1990, Linde et al. 1995]. Weiterhin gilt zu beachten, dass die vermehrte Korrosion- und Kalkbildung ein zusätzliches Nährstoffangebot für Legionellen bieten würde [Linde et al. 1995].

Aus diesen Gründen kann die alleinige Temperaturerhöhung nicht als eine sichere Methode der effizienten Keimzahlminderung dienen [Seidel und Grohmann 1987, Linde et al. 1995], sondern sollte ggf. in Verbindung mit zuvor genannter Dezentralisierung des Warmwassersystem Anwendung finden.

5.10.3 UV-Bestrahlung in Kombination mit Hyperchlorung

Als eine weitere Möglichkeit sollte die Verwendung von UV-Licht in Kombination mit dem Einsatz von Chlor im Sinne einer Hochchlorung diskutiert werden.

Hochkonzentriertes Chlor führt erwiesenermaßen effektiv zu einer Abtötung von Bakterien, Viren, Pilzen und Protozoen. Allerdings ist Chlor auch in der Lage, Reaktionen mit organischen Bestandteilen des Wassers einzugehen, als dessen Folge sog. Trihalogenmethane entstehen, die wiederum kanzerogen wirken [LeChevalier et al. 1988b, DeBeer et al. 1994, Bull et al. 1995]. Für eine Hyperchlorung alleine müssten mindestens 4 bis 6 mg/l Chlor für 3 Stunden in Wasserleitungen einwirken, um eine Keimreduktion um den Faktor 10^5 zu erzielen [Pitter 1993].

Für diesen Zeitraum würde die Trinkwasserversorgung des gesamten Hausinstallationssystems zum Erliegen kommen. Zudem müsste die Chlorung in regelmäßigen Abständen wiederholt werden, um effektive Ergebnisse erzielen zu können.

Um die Einwirkzeit des Chlors deutlich verringern zu können, wurde der desinfizierende Einsatz von UV-Licht bei einer Wellenlänge von 254 nm in Verbindung mit einer hochkonzentrierten Chlorgabe von 10 mg/l beschrieben [Liu et al. 1995, Lin et al. 1998a, b]. Hierfür kann die Sperrung des Trinkwassernetzes von drei auf eine Stunde deutlich reduziert werden. Anschließend wird das hochchlorige Wasser mit UV-bestrahltem Wasser aus den Wasserleitungen herausgespült [Kryschi 1991, Schwartz et al. 2003].

Als praktisches Beispiel hierfür dient das Aachener Klinikum. Nach Anwendung der beschriebenen Methode konnte erst vier Monaten später eine erneute Verkeimungstendenz beobachtet werden.

5.10.4 Hypochlorige Säure

Hypochlorige Säure (HClO) kann im hauseigenen Wassersystem zentral durch die elektrochemische Aktivierung von Trinkwasser und Kochsalz selbst hergestellt und anschließend dem Trinkwasser beigemischt werden. Alternativ könnte das konzentrierte freie Chlor über separate Wasserleitungen oder über sog. Bottle-Systeme direkt dem Betriebswasser von Behandlungseinheiten zugeführt werden.

Bei den Bottle-Systemen handelt es sich um Plastikflaschen, die von außen an der Dentaleinheit befestigt werden und mit der Hauptwasserleitung verbunden sind. Auf diesem Weg kann dem Betriebswasser Desinfektionsmittel in hochkonzentrierter Form im Sinne einer Stoßspülung beigegeben werden [Fayle und Pollard 1996, Pederson et al. 1999, Panagakos et al. 2001].

Durch Blue-Safety-Systeme konnten Keimzahlen von weniger als 1 KBE/ml in Behandlungseinheiten und sogar biofilmauflösende Effekte nachgewiesen werden [Marais und Brözel 1999, Behringer und Jatzwauk 2001, Jatzwauk und Reitemeier 2002b, Nakajima et al. 2003, Walker et al. 2003, Kohno et al. 2004, Martin und Gallagher 2005, Zhang et al. 2007, O'Donnell et al. 2009].

Nakajima et al. gelang es in ihrer Untersuchung, durch die Erzeugung einer hypochlorigen Säure Keimfreiheit im Wasser zu erzeugen, das zuvor mit *Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli*, *Legionella pneumophila* und *Staphylococcus aureus* kontaminiert worden war [Nakajima et al. 2003].

In einer Studie von O'Donnell et al. wurde die biozide Wirksamkeit von zentral hergestelltem freiem Chlor mit einer Lösung von Wasserstoffperoxid verglichen, das direkt dem Betriebswasser von Behandlungseinheiten zugeführt wurde. Es zeigte sich, dass die Keimzahlen in dem chlorierten Wasser deutlich niedriger waren als in den Wasserproben mit H₂O₂-Anteil [O'Donnell et al. 2009].

5.10.5 Material und Desinfizienzien

Hinsichtlich neuer Lösungsvorschläge zur dauerhaften und sicheren Vermeidung mikrobiell kontaminierten Wassers durch fakultativ pathogene Keime oder der daraus resultierenden Biofilmbildung an den Innenwänden von dentalen Schläuchen werden von Walker et al. speziell entwickelte Silikon-schläuche und Wasserbehälter beschrieben, die die Hitzeentwicklung eines Sterilisationsvorganges tolerieren können [Walker et al. 2003]. Das derzeitige verwendete Material der Behandlungsschläuche ist noch nicht in der Lage, einer hohen Temperatur dauerhaft standzuhalten, die zu einer sicheren Keimabtötung benötigt wird.

Ähnlich wie in der Humanendoskopie könnten zudem demontierte Schläuche zusätzlich in desinfizierende chemische Lösungen ggf. über Nacht eingelegt werden, bevor sie am folgenden Tag wieder einsatzbereit wären. Die in der Endoskopie Einsatz findenden konzentrierten Desinfektionsmittel müssen zu einer vorgeschriebenen absoluten Keimfreiheit führen. Daher sollte über die Verwendbarkeit ähnlicher Desinfizenzien auch in der Zahnmedizin nachgedacht werden. Materialtechnische Verträglichkeiten müssten dafür natürlich vorausgesetzt werden. Beispiele für endoskopische Reinigungsmittel sind Bodedex forte und Korsorex extra (Fa. Bode, Hamburg, Deutschland). Hierbei werden Endoskope zur Vorreinigung zunächst für 5 bis 10 Minuten in Bodedex forte eingelegt, dessen Einsatz laut Hersteller auch bei zahnmedizinischem Instrumentarium empfohlen und zugelassen ist. Durch die Verbindung nicht-ionischer und amphoterer Tenside wird die Reinigungsleistung gesteigert. Das Komplexbildungssystem und ein neutraler pH-Wert versprechen besonders materialschonend zu sein. Die anschließende Anwendung des aldehydischen Desinfektionsmittels Korsorex forte ist sowohl für thermostabile als auch thermolabile Instrumente geeignet. Könnte folglich also auch bei dentalen Schläuchen ohne Temperatursteigerung eingesetzt werden.

Durch die synergetische Kombination aus Aldehyden und quaternären Ammoniumverbindungen wirkt das Desinfektionsmittel nach Herstellerangaben bei einer Einwirkzeit von etwa 60 Minuten bakterizid, tuberkulozid, fungizid und viruzid sowie biofilmlösend. Abschließend werden die Endoskope in einem Autoklav sterilisiert. Bezogen auf das hygienische Procedere in der Zahnmedizin würde das bedeuten, dass die wasserführenden Schläuche am Ende eines Behandlungstages durch das Personal von den Einheiten getrennt, in beschriebener Form gesäubert und desinfiziert, über Nacht sterilisiert und am nächsten Morgen wieder installiert werden könnten.

5.10.6 Klinische Schlussfolgerung

Wie bereits in vielen Studien belegt und durch die Untersuchungsergebnisse dieser Dissertation gestützt, können Wasserfilter zuverlässig für keimfreie Wasserqualität sorgen.

Die Firma Aqua free Membrane Technology GmbH hat speziell für den Dentalbereich geeignete Mikrofilter entwickelt. Der Germlyser Dent ist ein Inline-Membranfilter, der in den endständigen Bereich des wasserführenden Schlauches integriert wird und so das Kühlwasser zunächst filtrierte, bevor es in den Mund des Patienten gelangt. Über einen Zeitraum von sechs Monaten werden entsprechend den Herstellerangaben Mikroorganismen wie Legionellen und Pseudomonaden durch eine 0,2 µm Hohlfasermembran zuverlässig aus dem Wasser herausgefiltert.

Um verhindern zu können, dass im Wasser befindliche Keime über die Trinkwasserversorgung in Dentaleinheiten eingeschwemmt werden, hat die Firma Pall Medical den Pall-Aquasafe-Wasserfilter auf den Markt gebracht. Dieser wird über einen Schnellverschluss in die Wasserleitung an der Übergabestelle zwischen Trinkwasserleitung und Dentaleinheit integriert und liefert über einen Zeitraum von 31 Tagen garantiert sterilfiltriertes Wasser. Anschließend muss der Filter gegen einen neuen ausgetauscht werden.

Begründet auf der vorliegenden Datenlage sollte ein genereller Einsatz derartiger Mikrofilter in Institutionen wie Kliniken gefordert werden, besonders in Hinsicht auf infektionsgefährdete und immungeschwächte Patienten.

Die vom Hersteller zugelassenen chemischen Wasserzusätze sind alleine nicht in der Lage, für eine sichere Keimfreiheit zu sorgen.

Eine Möglichkeit zur Eliminierung der aquatischen Mikroflora innerhalb des hauseigenen Trinkwassersystems könnte sein, das Wasser im Bereich des Zentrums für Zahn-, Mund-, Kieferheilkunde der Universitätsmedizin Göttingen über thermische Verfahren auf mindestens 60 °C zu erhitzen. Bei dieser Temperatur sterben Legionellen nachweislich innerhalb weniger Minuten ab. Dieses Procedere müsste selbstverständlich außerhalb der Betriebszeiten und in regelmäßigen Abständen erfolgen, z.B. jede Nacht.

Sollte es nicht möglich sein, die Dentaleinheiten mit mikrobiell unbelastetem Kühlwasser aus dem Hausinstallationssystem zu versorgen, könnte über eine vollständige Trennung der Behandlungseinheiten vom Trinkwassernetz nachgedacht werden. Hierfür müssten den Dentaleinheiten über zentrale Zulieferungsleitungen steriles Wasser zugeführt werden. Auf diese Weise kann eine Invasion von Mikroorganismen über das hauseigene Kühlwassersystem verhindert werden.

Die Materialeigenschaften der wasserführenden Bestandteile einer Dentaleinheit erlauben die Anlagerung und Vermehrung von Mikroorganismen. Eine Biofilmbildung findet vorwiegend in den Silikonschläuchen statt, die die Einheiten mit den Arbeitsinstrumenten verbinden. Da in dieser und anderen Untersuchungen nachgewiesen werden konnte, dass Behandlungseinheiten, die bereits über viele Jahre in Gebrauch waren, stärker mikrobiell belastet sind als Einheiten neueren Datums, sollten die Herstellerfirmen über die Entwicklung austauschbarer Komponenten nachdenken. Somit könnten beispielsweise in jährlichen Abständen alle wasserführenden Schläuche gegen neue ausgetauscht werden.

6 Zusammenfassung

Bekanntermaßen liegt die Trinkwasserqualität von Großgebäuden aufgrund des höheren Keimvorkommens unterhalb der von Privathaushalten. Im Speziellen ist das Kühlwasser von Dentaleinheiten in Zahnkliniken häufig stärker mit *L. pneumophila* belastet als in Zahnarztpraxen. Ausschlaggebend hierfür sind die langen und verzweigten Rohrsysteme mit verschiedenen Schlupfnischen, Totsträngen und variierenden Isolierungen mit den daraus resultierenden Temperaturschwankungen.

Unter diesem Aspekt wurden aus 95 zahnärztlichen Behandlungseinheiten der Abteilungen für Zahn-, Mund-, und Kieferheilkunde der Universitätsmedizin Göttingen 137 Mischwasserproben entnommen und in der Abteilung für Krankenhaushygiene mikrobiologisch ausgewertet. Der Fokus dieser Untersuchungen lag auf dem Nachweis von Legionellen, Pseudomonaden und koliformen Keimen.

Die Maximalbelastung der Wasserproben lag in 100 ml bei 30.000 KBE. Bei nahezu der Hälfte aller untersuchten Proben konnten *L. pneumophila* Serogruppe 1 im Probenwasser gefunden werden. Der Nachweis der Serogruppen 2 - 14 fiel in fast 3 % der Mischwasserproben positiv aus.

Pseudomonas aeruginosa konnten aus ca. 2 % der Proben isoliert werden.

In keinem Fall wurden *E. coli* nachgewiesen.

Es wurde bewiesen, dass die Legionellenkonzentrationen in Abhängigkeit vom Alter der Behandlungseinheiten anstiegen. Bei den Einheiten, die älter als 11 Jahre alt waren, wurden zum Teil deutlich höhere Werte bestimmt als bei denen neueren Datums.

In der Abteilung für Kieferorthopädie waren rund 69 % der Proben mit Legionellenspezies belastet. In der Abteilung für Prothetik zeigten sich 48,5 % und in der Abteilung für Mund-, Kiefer- und Gesichtschirurgie 47 % der Proben positiv. In der Abteilung für konservierende Zahnheilkunde wurden nur in 6,5 % der Fälle Legionellen nachgewiesen.

Von einer durchschnittlichen Legionellenkonzentration von 912,35 KBE/100 ml bei der Erstuntersuchung aller Behandlungseinheiten ausgehend, sank dieser Wert nach einer ersten Intensiventkeimung auf 137,55 KBE/100 ml, stieg nach einer weiteren Sanierungsmaßnahme auf 594,15 KBE/100 ml an und schloss die Untersuchung nach einer letzten Entkeimung mit durchschnittlich 1.625,80 KBE/100 ml ab.

Lediglich in der Abteilung für Kieferorthopädie wurden Wasserproben auch vor den Behandlungseinheiten aus dem hauseigenen Wasserinstallationssystem entnommen, wovon jede deutlich erhöhte Legionellenkonzentrationen aufwies (Mittelwert der 100 ml Proben lag bei 2.769,88 KBE).

Ein in einer Einheit im Sinne einer Pilotuntersuchung eingesetzter Inline-Membranfilter sorgte auch nach Überschreitung der vorgesehenen Standzeit für keimfreies Wasser.

Die erhobenen Daten lassen den Schluss zu, dass neben der Einspeisung von mikrobiell belastetem Wasser die mehr oder weniger strikte Einhaltung der Hygienestandards und das Alter der untersuchten Dentaleinheiten eine Rolle bei der Keimbelastung der wasserführenden Systeme zahnärztlicher Behandlungseinheiten spielen.

Außerdem liefert neben der Verwendung steriler Kochsalzlösung nur der Einsatz vorgeschalteter oder endständiger Inline-Filter oder eine Kombination aus beiden erwiesenermaßen keimfreies Wasser.

Die derzeit verfügbaren und vom Hersteller der Dentaleinheiten freigegebenen chemischen Desinfektionsverfahren bieten besonders für Großgebäude wie Zahnkliniken keine dauerhafte Sicherheit, wenn sie als alleinige Maßnahme zur Keim-Eliminierung Verwendung finden.

7 Literaturverzeichnis

Abel I, Miller R, Micik R, Ryge G (1971): Studies on dental aerobiology. IV. Bacterial contamination of water delivered by dental units. *J Dent Res* 50, 1567–1569

ADA (1996). American Dental Association: ADA statement on dental unit waterlines. Adopted by ADA Board of Trustees, December 13, 1995 and the ADA Council on Scientific Affairs, September 28, 1995. *Northwest Dent* 75, 25–26

ADA (1999). American Dental Association: Dental unit waterlines: approaching the year 2000. American Dental Association Council on Scientific Affairs. *J Am Dent Assoc* 130, 1653–1664

ADA (2003). American Dental Association and American Academy of Orthopaedic Surgeons: Antibiotic prophylaxis for dental patients with total joint replacement. *J Am Dent Assoc* 134, 895-898

ADA (2007). American Dental Association Antibiotic prophylaxis: Making sense of new AHA guidelines.

<http://www.ada.org/prof/resources/pubs/adanews/adanewsarticle.as>

Ahearn DG, Grace DT, Jennings MJ, Borazjani RN, Boles KJ, Rose LJ, Simmons RB, Akiyama H, Yamasaki O, Kanzaki H, Tada J, Arata J (1998):

Effects of sucrose and silver on *Staphylococcus aureus* biofilms. *J Antimicrob Chemother* 42, 629-634

Ahearn DG, Grace DT, Jennings MJ, Borazjani RN, Boles KJ, Rose LJ, Simmons RB, Ahanotu EN (2000): Effects of hydrogel/silver coatings on in Vitro adhesion to catheters of bacteria associated with urinary tract infections. *Current Microbiology* 41, 120-125

Alary M, Joly JR (1991): Risk Factors for Contamination of Domestic Hot Water Systems by *Legionellae*. *Appl Environ Microbiol* 57, 2360-2367

Alasri A, Moal JF, Roques C, Michel G, Cabassud C, Aptel P (1992): Désinfection d'un biofilm mixte: efficacité comparée du chlore, du formol, de l'acide peracétique, du peroxyde d'hydrogène et de l'association acide peracétique/peroxyde d'hydrogène. *Sci Tech Eau* 25, 461-467

Al-Saif KM, Assery M, Nahas MA (2007): Microbial contamination of dental unit water systems in Saudi Arabia. *Saudi Dent J* 19, 110-114

Anaïssie E, Penzak S, Dignani C (2002): The hospital water supply as a source of nosocomial infections. *Arch Intern Med* 162, 1483-1492

Atiyeh BS, Hashim HA, Rubeiz MT, Hamdan AM, Bitar FF, Serhal HM (1998): Necrotising infection of the orofacial tissues in neonates (noma neonatorum). Case report. *Scand J Plast Reconstr Surg Hand Surg* 32, 343-345

Atlas R, Williams J, Huntington M (1995): *Legionella* contamination of dental unit waters. *Appl Environ Microbiol* 61, 1208–1213

Ayliffe G (2000): Minimal access therapy decontamination working group: Decontamination of minimally invasive surgical endoscopes and accessories. *J Hosp Infect* 45, 263-277

Baddour LM, Hicks DV, Tayidi MM (1995): Risk factor assessment for the acquisition of fluoroquinolone-resistant isolates of *Pseudomonas aeruginosa* in a community-based hospital. *Microb Drug Resist* 1, 219-222

BAG (1999): Legionellen und Legionellose.
www.bag.admin.ch/infekt/krank/legio/d/

Bagga BS, Murphy RA, Anderson AW, Punwani I (1984): Contamination of dental unit cooling water with oral microorganisms and its prevention. *J Am Dent Assoc* 109, 712-716

Baldry MGC (1983): The bactericidal, fungicidal and sporicidal properties of hydrogen peroxide and peracetic acid. *J Appl Bacteriol* 54, 417-423

Baldry MGC, Fraser JAL (1988): Disinfection with peroxygens. *Crit Rep Appl Chem* 22, 91-116

Barbeau J (2000): Waterborne biofilms and dentistry: The changing face of infection control. *J Can Dent Assoc* 66, 539-541

Barbeau J, Nadeau C (1997): Dental unit waterline microbiology: a cautionary tale. *J Can Dent Assoc* 63, 775-779

Barbeau J, Buhler T (2001): Biofilms augment the number of free-living amoebae in dental unit waterlines. *Res Microbiol* 152, 753-760

Barbeau J, Tanguay R, Faucher E, Avezard C, Trudel L, Côté L, Prevost AP (1996): Multiparametric analysis of waterline contamination in dental units. *Appl Environ Microbiol* 62, 3954-3959

Barbeau J, Gauthier C, Payment P (1998): Biofilms, infectious agents and dental unit waterlines: a review. *Can J Microbiol* 44, 1019-1028

Bardounitis E, Huddleston W, Ceri H, Olson ME (2001): Characterization of biofilm growth and biocide susceptibility testing of *Mycobacterium phlei* using the MBEC assay system. *FEMS Microbiol Lett* 203, 263-267

Baskerville A: Pathology and Pathophysiology; in: *Legionella – Proceedings of the 2nd International Symposium, June 19-23 1983; Atlanta GA*, Thornsberry C, Balows A, Feeley JC, Jakubowski C, Washington DC 1984, American Society for Microbiology, 136-141

Bauer E, Langer H, Portele K (1967): Turbine und Keimstreuung. *Dtsch Zahnärztl Z* 22, 1183-1195

Baumann HH (1990): Neue Erkenntnisse über Legionellen. *IKZ-Haustechnik* 23, 50-53

Baumert A, Ansorge C, Malyska G (1998): Vorkommen von Legionellen in Warmwassersystem in Sachsen-Anhalt. *Gesundheitswesen* 60, 762-765

Behringer W, Jatzwauk L (2001): Eine neue Methode zur effektiven Entkeimung des Wassers von Dentaleinheiten. *ZWR* 110, 671 - 674

Beierle JW (1993): Dental operator water lines. *CDAJ* 21, 13-15

Bej AK, Mahbubani MH, Atlas RM (1991): Detection of viable *Legionella pneumophila* in water by polymerase chain reaction and gene probe methods. *Appl Environ Microbiol* 57, 597-600

Belting CM, Haberfelde GC, Juhl LK (1964): Spread of organisms from dental air rotor. *J Am Dent Assoc* 68, 648–651

Berlutti F, Testarelli L, Vaia F, Luca MD, Dolci G (2003): Efficacy of anti-retraction devices in preventing bacterial contamination of dental unit water lines. *J Dent* 31, 105–100

Best MG, Goetz A, Yu VL (1984): Heat eradication measures for control of hospital-acquired Legionnaires' disease: implementation, education, and cost analysis. *Am J Infect Control* 12, 26–30

Bierhenke R, Schmage P (2002): Zur Verbesserung der mikrobiologischen Wasserqualität in zahnärztlichen Behandlungseinheiten. *ZMK* 18, 550–560

Bierhenke R, Schmage P, Nergiz I, Platzer U (2000): Verhinderung der Keimbesiedlung des Kühlwassersystems in zahnärztlichen Behandlungseinheiten. *Dtsch Zahnärztl Z* 10 (Supplement)

Blake G (1963): The incidence and control of bacterial infection in dental spray reservoirs. *Br Dent J* 115, 413

Blanchard AP, Bird MR, Wright SJL (1998): Peroxygen disinfection of *Pseudomonas aeruginosa* biofilms on stainless steel discs. *Biofouling* 13, 233-253

Block SS: Peroxygen compounds; in: *Disinfection, sterilization, and preservation*, 4. Edition; hrsg. v. Block SS; Lea and Febiger, Philadelphia 1991, 167-181

Blume M, Schmidt H (2000): Keimbesiedlung zahnärztlicher Behandlungseinheiten und bauartbedingte Unterschiede. *ZWR* 109, 160–165

Borella P, Bargellini A, Marchesi I, Rovesti S, Stancanelli G, Scaltriti S, Moro M, Montagna MT (2008): Prevalence of anti-legionella antibodies among Italian hospital workers. *J Hosp Infect* 69, 148–155

Borneff M (1986): Hygiene-Probleme in der zahnärztlichen Praxis unter besonderer Berücksichtigung der Dentaleinheiten. *Zbl Bakt Hyg* 183, 130-152

Borneff M (1989): Legionellen-Vorkommen in Dentaleinheiten und Konsequenzen für die Praxishygiene. Zentralbl Bakteriol Mikrobiol Hyg 187, 295-311

Borneff M (1993): Infektionsprobleme der zahnärztlichen Tätigkeit und ihre Prophylaxe. Heidelberger Verlagsanstalt und Druckerei GmbH, ISBN 3-89426-055-6

Borneff M, Otto U, Windeler J, Okpara J, Wilstermann G, Sonntag HG (1995): Testung der mikrobiziden Wirksamkeit sogenannter Schnellsterilisatoren für die zahnärztliche Praxis am Beispiel von Winkelstücken und Turbinen. Immun Infekt Suppl 1, 97

Bössmann K (1995): Kompendium der zahnärztlichen Hygiene. 2.Auflage, Berlin, Chicago, London, Sao Paulo, Tokio, Moskau, Prag, Warschau. Quintessenz 9-16, 76-81

Bößmann KH (1987): Die hygienische Entsorgung von zahnärztlichen Hand- und Winkelstücken sowie Turbinen durch Anwendung der Dampfdesinfektion. Quintessenz 4, 727-734

Botzenhart GM, Tarcson GM, Ostruschka M (1993): Inactivation of bacteria and coliphages by ozone and chlorine dioxide in a continuous flow reactor. Water Sci Technol 27, 363-70

Botzenhart K, Heizmann W, Sedaghat S, Heeg P, Hahn T (1986): Bakterielle Besiedlung und Vorkommen von Legionella pneumophila in Warm- und Kaltwasser, Leitungshähnen und Ablaufsyphons von Krankenhäusern. Zbl Bakt Hyg 183, 79-85

Boyle MA, O'Donnell MJ, Russell RJ, Coleman DC (2010): Lack of cytotoxicity by Trustwatre Ecasol [™] used to maintain good quality dental unit waterline output water in keratinocyte monolayer and reconstituted human oral epithelial tissue models. J Dent 38, 930-940

Brandt J: Untersuchung zur Erstbesiedelung des Kühlwassers zahnärztlicher Behandlungseinheiten sowie zur Entkeimung durch Einsatz von Wasserstoffperoxid. Med. Diss. Kiel 1994

Brown MRW, Gilbert P (1993): Sensitivity of biofilms to antimicrobial agents. J Appl Bacteriol 74, 87-97

Brown MRW, Allison DG, Gilbert P (1988): Resistance of bacterial biofilms to antibiotics: a growth-rate related effect? J Antimicrob Chemother 22, 777-783

Bull RJ, Birnbaum LS, Cantor KP (1995): Water chlorination: Essential process or cancer hazard? Fundam Appl Toxicol 28, 155-166

Bundesgesundheitsblatt (2012): Nachweis von Legionellen in Trinkwasser – Probennahme, Untersuchungsgang und Bewertung. Springer-Verlag, 55, 436-438

Burger H: Gerätetechnische Voraussetzung für hygienische Trinkwassererwärmung. Schr. Reihe Verein WaBoLu 91, Gustav-Fischer Verlag, Stuttgart 1993, 99-104

Cao B,Wang H, Sun H, Zhu Y, Chen M (2004): Risk factors and clinical outcomes of nosocomial multi-drug resistant Pseudomonas aeruginosa infections. J Hosp Infect 57, 112-118

Carpentier B, Cerf O (1993): Biofilms and their consequences with particular reference to hygiene in the food industry: A review of the literature. J Appl Bacteriol 75, 499-511

Carratala J, Gudiol F, Pallares R, Dorca J, Verdaguer R, Ariza J, Manresa F (1994): Risk Factors for Nosocomial Legionella pneumophila Pneumonia. Am J Respir Crit Care Med 149, 625-629

CDC (1985). Centers for Disease Control. Recommendations for preventing transmission of infection with human T-lymphotropic virus type III/lymphadenopathy-associated virus in the workplace. *Morb Mortal Wkly Rep* 34, 681-686, 691-695

CDC (1986). Centers for Disease Control. Recommended infection control practices for dentistry. *Morb Mortal Wkly Rep* 35, 237-242

CDC (1987). Centers for Disease Control. Recommendations for prevention of HIV transmission in health care settings. *Morb Mortal Wkly Rep* 36, 148-154

CDC (1991). Centers for Disease Control. Recommendations for preventing transmission of human immunodeficiency virus and hepatitis B virus to patients during exposure-prone invasive procedures. *Morb Mortal Wkly Rep* 40, 1-9

CDC (1997-1999). Centers for Disease Control. Four pediatric deaths from community-acquired methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*—Minnesota and North Dakota. *Morb Mortal Wkly Rep* 48, 707-710

CDC (2003). Centers for Disease Control. Guidelines for environmental infection control in health-care facilities: recommendations of CDC and the Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee (HICPAC). *Morb Mortal Wkly Rep* 52: 1-48

Challacombe S, Fernandes L (1995): Detecting *Legionella pneumophila* in water systems: A comparison of various dental units. *J Am Dent Assoc* 126, 603–608

Characklis WG (1981): Fouling biofilm development: A process analysis. *Biotechnol Bioeng* 23, 1923-1960

Chen X, Stewart PS (1996): Chlorine penetration into artificial biofilm is limited by a reaction-diffusion interaction. *Environ Sci Technol* 30, 2078-2083

Christensen R (2001): More about waterlines. Letters. J Am Dent Assoc 132, 142-146

Christensen BE, Trønnes HN, Vollan K, Smidsrød O, Bakke R (1990): Biofilm removal by low concentrations of hydrogen peroxide. Biofouling 2, 165-175

Christensen R, Ploeger B, Hein D (1998): Dental unit waterlines: Is this one of dentistry's compelling problems? Dent Today 17, 80-82, 84-87

Ciszewski HJ (1982): Die Wasserversorgung zahnärztlicher Handstücke, eine Gefahrenquelle für Zahnarzt und Patient. Dtsch Zahnärztl Z 37, 398-399

Clappison R (1997): Priority one: Decontamination of dental unit waterlines. Oral Health 87, 11-15

Clark A (1974): Bacterial colonisation of dental units and the nasal flora of dental personel. Proc Roy Soc Med 67, 1269-1270

Cobb CM, Martel CR, McKnight SA, Pasley-Mowry C, Ferguson BL, Williams K (2002): How does time-dependent dental unit waterline flushing affect planktonic bacteria levels? J Dent Educ 66, 549-555

Cochran WL, McFeters GA, Stewart PS (2000): Reduced susceptibility of thin Pseudomonas aeruginosa biofilms to hydrogen peroxide and monochloramine. J Appl Microbiol 88, 22-30

Coleman DC (2009): Biofilm problems in dental unit water systems and its practical control. J Appl Microbiol 106, 1424-1437

Coleman DC, O'Donnell MJ (2007): Guest editorial. J Dent 35, 699-700

Coleman DC, O'Donnell MJ, Shore AC, Swan J, Russel RJ (2007): The role of manufacturers in reducing biofilms in dental chair waterlines. J Dent 35, 701-711

Costerns JW (1984): The formation of biocide – resistant biofilms in industrial, natural and medical systems. *Dev Ind Microbiol* 25, 363-372

Costerton JW: *The Biofilm Primer*; Springer-Verlag, New York 2007, 3-83

Costerton JW, Irvin RJ, Cheng KJ (1981): The bacterial glycocalyx in nature and diseases. *Ann Rev Microbiol* 35, 299-324

Costerton JW, Cheng KJ, Geesey GG (1987): Bacterial biofilms in nature and disease. *Ann Rev Microbiol* 41, 435-464

Costerton JW, Lewandowski Z, DeBeer D, Caldwell D, Korber D, James G (1994): Biofilms, the customized microniche. *J Bacteriol* 176, 2137-2142

Costerton JW, Stewart PS, Greenberg EP (1999): Bacterial biofilms: a common cause of persistent infections. *Science* 284, 1318-1322

Costrini AM, Mahler DA, Gross WM, Hawkins JE, Yesner R, D'Esopo ND (1981): Clinical and roentgenographic features of nosocomial pulmonary disease due to *Mycobacterium xenopi*. *Am Rev Respir Dis* 123, 104-109

Crawford JJ, Broderius C (1990): Evaluation of a dental unit designed to prevent retraction of oral fluids. *Quintessence-Int* 21, 47-51

Cunliffe DA (1990): Inactivation of *Legionella pneumophila* by monochloramine. *I J Appl Bact* 68, 453-459

DAHZ (2006). *Deutscher Arbeitskreis für Hygiene in der Zahnarztpraxis. Hygieneleitfaden, 7. Ausgabe*,
http://www.lzkbw.de/PHB/handbuch/download/DAHZ_Hygieneleitfaden.pdf

Davey ME, O'Toole GA (2000): Microbial biofilms: from ecology to molecular genetics. *Microbiol Mol Biol Rev* 64, 847-867

Dayoub MB, Rusilko DJ, Gross A (1978): A method of decontamination of ultrasonic scalers and high speed handpieces. *J Periodontol* 49, 261-265

DeBeer D, Srinivasan R, Stewart PS (1994): Direct measurement of chlorine penetration into biofilms during disinfection. *Appl Environ Microbiol* 60, 4339-4344

Decoret D, Amoussou Y, Lagneau C, Lissac M, Morrier JJ, Barsotti O (2005): A simulated use of hydrogen peroxide disinfectant for preventing biofilm formation in dental unit waterlines. *Europ Cells and Mat* 10, 24-25

Defez C, Fabbro-Peray P, Bouziges N (2004): Risk factors for multidrug-resistant *Pseudomonas aeruginosa* nosocomial infection. *J Hosp Infect* 57, 209-216

Del Nero S (2004): Efficacy of anti-retraction devices in preventing bacterial contamination of dental unit waterlines. *J Dentist* 32, 169-170

Demuth J, Dunkelberg H (2000): Bakterielle Kontamination und Dekontamination im Wassersystem von Sirona C1 Dentaleinheiten. *Dtsch Zahnärztl Z* 55, 104-108

Depaola LG, Mangan D, Mills SE, Costerton W, Barbeau J, Shearer B, Bartlett J (2002): A review of the science regarding dental unit waterlines. *J Am Dent Ass* 133, 1199-1206

Dickenson AJ, Yates J (2002): Bilateral eyelid necrosis as a complication of pseudomonas septicaemia. *Br J Oral Maxillofac Surg* 40, 175-176

DIN EN ISO 8199: Wasserbeschaffenheit – Allgemeine Anleitung zur Zählung von Mikroorganismen durch Kulturverfahren, Beuth-Verlag, Berlin

Domingue EL, Tyndall RL, Mayberry WR, Pancorbo OC (1988): Effects of three oxidizing biocides on *Legionella pneumophila* serogroup 1. *Appl Environ Microbiol* 54, 741-747

Donlan RM (2002): Biofilms: microbial life on surfaces. *Emerg Infect Dis* 8, 881-890

Donlan RM, Costerton JW (2002): Biofilms: survival mechanisms of clinically relevant microorganisms. *Clinic Microbiol Rev* 15, 167-193

Douglas C, Rothwell P (1991): Evaluation of a dental unit with a built-in decontamination system. *Quintessence Int* 22, 721-726

Douglas CW, van Noort R (1993): Control of bacteria in dental water supplies. *Br Dent J* 174, 167-174

Duncan HE, Edberg SC (1995): Host-microbe interaction in the gastrointestinal tract. *Crit Rev Microbiol* 21, 85-100

Dutil S, Veillette M, Meriaux A, Lazure L, Barbeau J, Duchaine C (2007): Aerosolization of mycobacteria and legionellae during dental treatment: low exposure despite dental unit contamination. *Environ Microbiol* 9, 2836-2843

Eberl L (1999): N-acyl homoserinelactone-mediated gene regulation in Gram-negative bacteria. *Syst Appl Microbiol* 22, 493-506

Edelstein PH (1987): Laboratory Diagnosis of Infections Caused by Legionellae. *Eur J Clin Microbiol* 6, 4-10

Edelstein PH: Chemotherapy of legionnaires'disease with macrolide or quinolone antimicrobial agents; in: *Legionella*, 1.Edition, Washington DC 2000, American Society for Microbiology, 183-188

Ehret W: Das Legionellaproblem; in: *Verhütung von Infektionen*; hrsg. v. Sander J, Sander U, Schiehe-Verlag, 1988, 167-188

Ehret W: Identifikation des Trinkwassernetzes als Quelle eines nosokomialen Ausbruchs der Legionärskrankheit mittels Analyse genomischer Fragmente und anderer Typisierungsverfahren. Arbeitstagung der DGHM, Berlin, 14.-15. März; Berlin 1991, 43

Eisele DW, Inglis AF, Richardson MA (1990): Noma and noma neonatorum. Ear Nose Throat J 69, 119-120, 122-123

Eleazer P, Schuster G, Weathers D (1997): A chemical treatment regimen to reduce bacterial contamination in dental waterlines. J Am Dent Assoc 128, 617-623

Ellner PD, Stoessel CJ, Drakenford E (1966): A new culture medium for medical bacteriology. Am J Clin Pathol 45, 502-504

Enwonwu CO, Falkler WA, Idigbe EO (2000): Oro-facial gangrene (noma/cancrum oris): pathogenetic mechanisms. Crit Rev Oral Biol Med 11, 159-171

Epelman S, Bruno TF, Neely GG, Woods DE, Mody CH (2000): Pseudomonas aeruginosa exoenzyme S induces transcriptional expression of proinflammatory cytokines and chemokines. Infect Immun 68, 4811-4814

Exner M (1991): Verhütung, Erkennung und Bekämpfung von Legionelleninfektion im Krankenhaus. Das Krankenhaus 9-10, 460-463

Exner M (2005): Prevention and control of health care-associated waterborne infections in health care facilities. Am J Infect Control 33, 26-40

Exner M, Schulze-Röbbecke R (1987): Legionellen, Ökologie, Infektionsquellen und präventive Maßnahmen. Öff Gesundh Wes 49, 90-96

Exner M, Kistemann T (2004): Significance of the ordinance on the quality of water for human consumption-Trinkwasser-Verordnung 2001 for Hospital Hygiene. *Filtration Suppl* 1, 41-50

Exner M, Haun F, Kocikowski R (1981): Zahnärztliche Einheiten als Kontaminationsquelle für *Pseudomonas aeruginosa*. *Dtsch Zahnärztl Z* 36, 819–824

Exner M, Tuschewitzki GJ, Scharnagel J (1987): Influence of biofilms by chemical disinfectants and mechanical cleaning. *Zentralbl Bakteriol Mikrobiol Hyg* 183, 549-563

Exner M, Tuschewitzki GJ, Langer B, Wernicke F, Pleischl S: Vorkommen und Bewertung von Legionellen in Krankenhäusern und anderen Großgebäuden. *Schr. Reihe Verein WaBoLu* 91, Gustav-Fischer Verlag, Stuttgart 1993, 105-130

Farrell ID, Holmes E: Überwachung und Kontrolle der Legionärskrankheit in England und Wales; in: *Legionellen, Neue Beiträge zur Bewertung eines hygienischen Problems, Band II*; hrsg. v. Leschber R, Lahmann E; *Schr. Reihe Verein WaBoLu*, Gustav-Fischer Verlag, Berlin 1993, 2, 69-81

Fayle AS, Pollard MA (1996): Decontamination of dental unit water systems: a review of current recommendations. *Br Dent J* 181, 369-372

Fiehn N, Henriksen K (1988): Methods of disinfection of the water system of dental units by water chlorination. *J Dent Res* 67, 1499–1504

Filippi A (1997): Ozone is the most effective disinfectant for dental treatment units: Results after 8 years of comparison. *Ozone Sci Eng* 19, 527

Flemming HC (1984): Die Peressigsäure als Desinfektionsmittel – Ein Überblick. *Zbl Bakt Hyg, I Abt Orig B* 179, 97-111

Flemming HC (1991): Biofilme und Wassertechnologie, Teil I: Entstehung, Aufbau, Zusammensetzung und Eigenschaften von Biofilmen. Wasser Abwasser 132

Flemming HC: Biofouling and microbially influenced corrosion (MIC) – an economical and technical overview; in: Microbially influenced corrosion of materials – scientific and technological aspects; hrsg. v. Heitz E, Sand W, u.a.; Springer-Verlag, Heidelberg 1996, 5-14

Flemming HC, Wingender J (2002): Extracellular polymeric substances (EPS): structural, ecological, and technical aspects; in: Encyclopedia of environmental Microbiology; hrsg. v. Bitton G; John Wiley and Sons, New York 2002, 1223-1231

Fletcher M (1991): The physiological activity of bacteria attached to solid surfaces. Adv Microb Physiol 32, 53-85

Foley I, Gilbert P (1996): Antibiotic resistance of biofilms. Biofouling 10, 331-346

Fotos PG, Westfall HN, Snyder IS, Miller RW, Mutchler BM (1985): Prevalence of Legionella-specific IgG and IgM antibody in a dental clinic population. J Dent Res 64, 1382-1385

Freeman AF, Mancini AJ, Yogev R (2002): Is noma neonatorum a presentation of ecthyma gangrenosum in the newborn? Pediatr Infect Dis J 21, 83-85

Furuhashi M, Miyamae T (1985): Prevention of bacterial contamination of water in dental units. J Hosp Infect 6, 81–88

Furuhata K, Takayanagi T, Danno N, Okada S, Kiya F (1994): Contamination of hot water supply in office buildings by Legionella pneumophila and some countermeasures. Jpn J Public Health 41, 1073–1083

Gabriel MM, Mayo MS, May LL, Simmons RB, Ahearn DG (1996): In vitro evaluation of the efficacy of a silver-coated catheter. *Curr Microbiol* 33, 1-5

Gabrysiak N: Mikrobielle Kontamination und Keimspektrum des Wassers alter und neuer Dentaleinheiten. Med. Diss. Leipzig 1996

Gajadhar T, Lara A, Sealy P, Adesiyun AA (2003): Microbial contamination of disinfectants and antiseptics in four major hospitals in Trinidad. *Rev Panam Salud Publica* 14, 193–200

Galili D, Donitza A, Garfunkel A, Sela MN (1992): Gram-negative enteric bacteria in the oral cavity of leukemia patients. *Oral Surg Oral Med Oral Pathol* 74, 459-462

Garcia-Fulgueiras A, Navarro C, Fenoli D, Garcia J, Gonzalez-Diego P, Jimenez-Bunuelas T (2003): Legionnaires' disease outbreak in Murcia, Spain. *Emerg Infect Dis* 9, 915-921

Gatter N, Kohnen W, Jansen B (1998): In vitro efficacy of a hydrophilic central venous catheter loaded with silver to prevent microbial colonization. *Zentralbl Bakteriol* 287, 157-169

Gaynes R, Edwards JR (2005): National Nosocomial Infections Surveillance System. Overview of nosocomial infections caused by Gram-negative bacilli. *Clin Infect Dis* 41, 848-854

Ghosh S, Chatterjee BD, Chakraborty CK, Chakravarty A, Khatua SP (1995): Bacteria in surface infections of neonates. *J Indian Med Assoc* 93, 132-135

Gilbert P, Das JR, Jones MV, Allison DG (2001): Assessment of resistance towards biocides following the attachment of micro-organisms to, and growth on, surfaces. *J Appl Microbiol* 91, 248-254

Giwerzman B, Jensen ETT, Hoiby A, Kharazmi A, Costerton JW (1991): Induction of β -lactamase production in *Pseudomonas aeruginosa* biofilm. *Antimicrob Agents Chemother* 35, 1008-1010

Glasmacher A, Engelhart S, Exner M: Infections from HPC organisms in drinking-water amongst immunocompromised; in: *Heterotrophic plate counts and drinking-water safety*; hrsg. v. Bartram J, Cotruvo J u.a.; London 2003, WHO IWA Publishing, 137-145

Goetz A, Yu V (1991): Screening for nosocomial legionellosis by culture of the water supply and targeting of high-risk patients for specialized laboratory testing. *Am J Infect Control* 19, 63-66

Goetz AM, Stout JE, Jacobs SL, Fisher MA, Ponzer RE, Drenning S, Yu VL (1998): Nosocomial Legionnaires disease discovered in community hospitals following cultures of the water systems: seek and ye shall find. *Am J Infect Control* 26, 8-11

Göksay D, Cotuk A, Zeybek Z (2008): Microbial contamination of dental unit waterlines in Istanbul, Turkey. *Environ Monit Assess* 147, 265–269

Gräf W, Vollmuth G (1977): Die konstruktionsbedingte Keimübertragung durch Inneninfektion von Dentaleinheiten. *Zbl Bakt Hyg I, Abt Orig B* 165, 444–457

Green PN (1993): Efficacy of biocides on laboratorygenerated *Legionella* biofilms. *Lett Appl Microbiol* 17, 158–161

Groothuis DG: Niederländische Erfahrung mit Legionellose Ausbrüchen. *Schr. Reihe Verein WaBoLu* 91, Gustav-Fischer Verlag, Stuttgart 1993, 59-68

Grün C, Crott K (1969): Über den Keimgehalt des Turbinensprays. Teil I: Fahrbare Turbinen. *Dtsch Zahnärztl Z* 24, 189–193

Grün L, Crott K (1993): Über den Keimgehalt des Turbinensprays; in: *Fahrbare Turbinen. Routinemäßige Trinkwasseruntersuchungen und die Gefahr beim Duschen*; hrsg. v. Grundmann HJ, Daschner F, *Dt Ärztebl* 90, 624-625

Gu JD, Belay B, Mitchell R (2001): Protection of catheter surfaces from adhesion of *Pseudomonas aeruginosa* by a combination of silver ions and lectins. *World J Microbiol Biotechnol* 17, 173-179

Haas CN: Disinfection; in: *Water quality and treatment, A handbook of community water supplies*, 4. Edition; hrsg. v. Pontius FA, American Water Works Association, New York 1990, McGraw-Hill, 14

Hacker J: *Legionella pneumophila*; in: *Molekulare Infektionsbiologie: Interaktionen zwischen Mikroorganismen und Zellen*; hrsg. v. Hacker J, Heesemann J, Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, Berlin 2000, 231-235

Hall J, Hodgson G, Kerr K (2004): Provision of safe water for immunocompromised patients in hospital. *J Hosp Infect* 58, 155-158

Hamelin C, Chung YS (1978): Role of the POL, REC, and DNA gene production in the repair of lesions produced in *E. coli* DNA by ozone. *Studia*, Berlin 1978, 68, 229

Harb OS, Venkataraman C, Haack BJ, Gao LY, Kwaik YA (1998): Heterogeneity in the attachment and uptake mechanisms of the Legionnaires disease bacterium, *Legionella pneumophila*, by protozoan hosts. *Appl Environ Microbiol* 64, 126-132

Hardalo C, Edberg S (1997): *Pseudomonas aeruginosa*: assessment of risk from drinking water. *Crit Rev Microbiol* 23, 47-75

Harper D (1988): Legionnaires' disease outbreaks – the engineering implications. *J Hosp Infect* 11, 201–208

Harrel SK, Molinari J (2004): Aerosols and splatter in dentistry: a brief review of the literature and infection control implications. J Am Dent Assoc 135, 429–437

Harris AD, Perencevich E, Roghmann MC, Morris G, Kaye KS, Johnson JA (2002a): Risk factors for piperacillin-tazobactam-resistant *Pseudomonas aeruginosa* among hospitalized patients. Antimicrob Agents Chemother 46, 854-858

Harris AD, Smith D, Johnson JA, Bradham DD, Roghmann MC (2002b): Risk factors for imipenem-resistant *Pseudomonas aeruginosa* among hospitalized patients. Clin Infect Dis 34, 340-345

Hässelbarth U: Verhinderung der Legionellenvermehrung bei Schwimmbad und Warmsprudelbecken. Schr. Reihe Verein WaBoLu 91, Gustav-Fischer Verlag, Stuttgart 1993, 177-181

Heeg P (1999): Infektionen durch Legionellen. Zentr Steril 7, 117–118

Heim J (2003): Hygiene in der zahnärztlichen Praxis. Ein Lehrbuch für Zahnmedizinische Fachangestellte in Ausbildung und Beruf. Schlütersche GmbH & Co. KG, Verlag u. Druckerei, 59-63, 83-85.

Hein P (1985): Die mikrobiologische Besiedlung zahnmedizinischer Einheiten und Möglichkeiten ihrer Beeinflussung. Hyg + Med 10, 493-503

Helms CM, Massanari RM, Wenzel RP, Pfaller MA (1988): Legionnaires`disease associated with a hospital water system. J Am Med Ass 16, 2423-2427

Hennighausen RH (2001): The new German decree on drinking water. Gesundheitswesen 63, 724-730

Himbert A: Vorkommen und gesundheitliche Bedeutung von Bakterien im Kühlwasser zahnärztlicher Behandlungseinheiten. Med. Diss. Halle/Wittenberg 1997

Horbach I, Fehrenbach FJ: Diagnostik der Legionellose – aktueller Stand; in: Legionellen II – Neue Beiträge zur Bewertung eines hygienische Problems; hrsg. v. Seidel K, Schr. Reihe Verein WaBoLu 91, Gustav-Fischer Verlag, Stuttgart 1993, 23-40

Horbach I, Jürgens D, Fehrenbach FJ (1990): Zur Diagnostik der Legionellose. Bundesgesundhbl 9, 375-379

Hsu DI, Okamoto MP, Murthy R, Wong-Beringer A (2005): Fluoroquinolone-resistant *Pseudomonas aeruginosa*: risk factors for acquisition and impact on outcomes. J Antimicrob Chemother 55, 535-541

Huang CT, Yu FP, McFeters GA, Stewart PS (1995): Nonuniform spatial patterns of respiratory activity within biofilms during disinfection. Appl Environ Microbiol 61, 2252-2256

Huntington MK, Williams JF, Mackenzie CD (2007): Endotoxin contamination in the dental surgery. J Med Microbiol 56, 1230-1234

IfSG (2000). Infektionsschutzgesetz. Bgbl I, 1045-1077

Jatzwauk L, Reitemeier B (2002a): A pilot study for the reduction of bacterial contamination of dental unit water systems in routine use. Int J Hyg Environ Health 204, 303-308

Jatzwauk L, Reitemeier B (2002b): Untersuchungen zur Keimzahlreduktion im Wasser zahnärztlicher Behandlungseinheiten. Krh-Hyg + Inf-Verh 24, 157-164

Jatzwauk L, Lück P, Jacobs E, Neumann K (2000): Infektionsrisiko durch Legionellen in Dentaleinheiten. ZMK 3, 124–129

Jensen E, Giwercman B, Ojeniyi B, Bangsborg J, Hansen A, Kochs C, Fiehn N, Hoiby N (1997): Epidemiology of *Pseudomonas aeruginosa* in cystic fibrosis

and the possible role of contamination by dental equipment. *J Hosp Infect* 36, 117–122

Joergensen M, Detsch S, Wolinsky L (1999): Disinfection and monitoring of dental unit waterlines. *Gen Dent* 47, 152–156

Johnston MD, Jones MV (1995): Disinfection tests with intact biofilms: combined use of the Modified Robbins Device with impedance detection. *J Microbiol Meth* 21, 15-26

Joseph CA, Watson JM, Harrison TG, Bartlett CL (1994): Nosocomial Legionnaires disease in England and Wales, 1980-92. *Epidemiol Infect* 112, 329-345

Karpay R, Plamondon T, Mills S, Dove S (1999): Combining periodic and continuous sodium hypochlorite treatment to control biofilms in dental unit water systems. *J Am Dent Assoc* 130, 957-965

Kayser FH, Bienz KA, Eckert J, Lindemann J (1993): *Medizinische Mikrobiologie*. Thieme-verlag, 8. Auflage, 233-235

Keevil CW: Biofilms and Legionella; in: 5th International Conference on Legionella, 26.-29. September 2000, Ulm 2000, oral session O17, 11

Kellett M, Holbrook WP (1980): Bacterial contamination of dental handpieces. *J Dent* 8, 249-253

Kelstrup J, Funder-Nielsen T, Theilade J (1977): Microbial aggregate contamination of water lines in dental equipment and its control. *Acta Pathol Microbiol Immunol Scand (B)* 85, 177– 183

Kettering JD, Munoz-Viveros CA, Stephens JA, Naylor WP, Zang W (2002): Reducing bacterial counts in dental unit waterlines: distilled water vs. antimicrobial agents. J Calif Dent Assoc 30, 735-741

Khayr W, Rheault W, Waiters L, Walters A (2000): Epidemiology of ciprofloxacin-resistant *Pseudomonas aeruginosa* in a veterans affairs hospital. Am J Ther 7, 309-312

Kilvington S, Price J (1990): Survival of *Legionella pneumophila* within cysts of *Acanthamoeba polyphaga* following chlorine exposure. J Appl Bacteriol 68, 519

Kim P, Cederberg R, Puttaiah R (2000): A pilot study of two methods for control of dental unit biofilms. Quintessence-Int 31, 41-48

Kimmel K (1990): 1. Deutscher Hygiene-Kongress. Mit zwiespältigen Eindrücken aus Marburg zurückgekehrt. Zahnärztl Mitt 80, 1284-1289

Kimmel K (1994): DAHZ-Stellungnahme zur hygienisch-technischen Wartung von zahnärztlichen Handstücken und Turbinen. Quintessenz-Int 24, 173-176

Klein WE: Bakteriologische Untersuchungen zur Hygiene am zahnärztlichen Arbeitsplatz. Med. Diss. Tübingen 1983

Kohn WG, Collins AS, Cleveland JL, Harte JA, Eklund KJ, Malvitz DM (2003): Guidelines for infection control in dental health-care settings – 2003. MMWR Recommendation Report 9, 1-61

Kohno S, Kawata T, Kaku M, Fuita T, Tsutsui K, Ohtani J, Tenjo K, Motokawa M (2004): Bactericidal effects of acidic electrolyzed water on the dental unit waterline. Jpn J infect Dis 57, 52-54

Kryschi R (1991): Das Aachener Konzept. Sonderdruck aus „sbz“ 46. Jahrgang 17, 44-48

Kuchta JM, States SJ, McNamara AM, Wadowsky, Yee RB (1983): Susceptibility of Legionella pneumophila to chlorine in tap water. Appl Environ Microbiol 46, 1134-1139

Kuchta JM, States SJ, Wadowsky RM, Byers TJ (1993): Interactions of Legionella pneumophila with Hartmannella vermiformis including the efficacy of chlorine or copper and silver ions to disrupt the intra-amoebic multiplication of L. pneumophila. Recent Res Dev Microbiol 2, 405–425

Kurtz JB, Bartlett CL, Newton UA, White RA, Jones NL (1982): Legionella pneumophila in cooling water systems. J Hyg 88, 369-381

Kusnetsov JM, Iivanainen E, Elomaa N, Zacheus O, Martikainen PJ (2001): Copper and silver ions more effective against Legionellae than against Mycobacteria in a hospital warm water system. Water Res 35, 4217–4225

Landeen LK, Moyasar Y, Gerba C (1989): Efficacy of copper and silver ions and reduced levels of free chlorine in inactivation of Legionella pneumophila. Appl Environ Microbiol 55, 3045–3050

Langer BKT, Daniels-Haardt I, Fisheder R, Boschek HJ (1990): Legionellen, P. aeruginosa und atypische Mykobakterien in Hausinstallations-systemen von Altenheimen und Krankenhäusern einer deutschen Großstadt. Forum Städte-Hygiene 41, 286-288

Larsen T, Fiehn NE (2003): The effect of Sterilex Ultra for disinfection of dental unit waterlines. Int Dent J 53, 249–254

La Scola B, Boyadjev I, Greub G, Khamis A, Marten C, Raoult D (2003): Amoeba-resisting bacteria and ventilator-associated pneumonia. Emerg Inf Dis 9, 815-821

LeChevallier MW, Cawthon CD, Lee DG (1988a): Factors promoting survival of bacteria in chlorinated water supplies. Appl Environ Microbiol 54, 649–654

LeChevalier MW, Cawthon CD, Lee DG (1988b): Inactivation of biofilm bacteria. *Appl Environ Microbiol* 54, 2492-2499

Lee T, Waked E, Wolinsky L, Mito R, Danielson R (2001): Controlling biofilm and microbial contamination in dental unit waterlines. *J Calif Dent Assoc* 29, 679–684

Leung WK, Jin LJ, Yam WC, Samaranayake LP (2001): Oral colonization of aerobic and facultatively anaerobic gram-negative rods and cocci in irradiated, dentate, xerostomic individuals. *Oral Microbiol Immunol* 16, 1-9

Lewis DL, Arens M, Appelton SS, Nakashima K, Ryu J, Boe RK, Patrick JB, Watanabe DT, Suzuki M (1992): Cross-contamination potential with dental equipment. *The Lancet* 340, 1252-1254

Lewis K (2001): Riddle of biofilm resistance. *Antimicrob Agents Chemother* 45, 999-1007

Liaqat I, Sabri AN (2008): Effect of biocides on biofilm bacteria from dental unit water lines. *Curr Microbiol* 56, 619-624

Lin YS, Vidic RD, Stout JE, Yu VL (1998a): Disinfection of water distribution systems for Legionella. *Semin Respir Infect* 13, 147–159

Lin YS, Vidic RD, Stout JE, Yu VL (1998b): Legionella in water distribution systems. *J Am Water Works Assoc* 90, 112–121

Lin YS, Vidic RD, Stout JE, Yu VL (1996): Individual and combined effects of copper and silver ions on inactivation of Legionella pneumophila. *Water Res* 30, 1905–1913

Linde HJ, Hengerer A, Voggesberger E, Hecht J, Ehret W, Wolf H (1995): Eradication of Legionella spp. from a Warm Water Distribution System- a

Documentation of Own Experiences with Thermal Desinfection. Zentralbl Hyg Umweltmed 197, 441-451

Linger J, Molinari J, Forbes W, Farthing C, Winget W (2001): Evaluation of a hydrogen peroxide disinfectant for dental unit waterlines. J Am Dent Assoc 132, 1287–1291

Liu Z, Stout JE, Tedesco L, Boldin M, Hwang C, Diven WF, Yu VL (1994): Controlled evaluation of copper–silver ionization in eradicating Legionella pneumophila from a hospital water distribution system. J Infect Dis 169, 919–922

Liu Z, Stout JE, Tedesco L, Boldin M, Hwang C, Yu VL (1995): Efficacy of ultraviolet light in preventing Legionella colonization of a hospital water distribution system. Water Res 29, 2275–2280

Lode H, Schäfer H, Ruckdeschel G (1982): Legionärskrankheit. DMW 107, 326-331

Lode H, Grote R, Schäfer H, Ruchdeschel G, Höffken G, Kemmerich B, Müller HE, Fehrenbach H, Hartmann H: Bedeutung der Legionellen als Erreger nosokomialer und ambulant erworbener Pneumonien; in: Aktuelle Aspekte der bakteriellen und nichtbakteriellen Pneumonien, Internationales Symposium; hrsg. v. Lode H, Kemmerich B, u.a., Thieme-Verlag, Berlin 1984, 113-121

Lowry PV, Tompkins LS (1993): Nosocomial legionellosis: A review of pulmonary and extrapulmonary syndromes. Am J Infect Control 21, 21-27

Lück PC: Erkrankungen und Diagnostik von Legionellen-Infektionen; in: Vortrag zum VBI Seminar „Legionellenproblematik“, 18. Februar 2000, Frankfurt/M 2000, (Manuskript)

Lück PC, Helbig JH: Zur Epidemiologie der Legionellose; in: Legionellen II – Neue Beiträge zur Bewertung eines hygienischen Problems; hrsg. v. Seidel K, Schr. Reihe Verein WaBoLu 91, Gustav-Fischer Verlag, Stuttgart 1993, 41-58

Lück PC, Lau B, Seidel S, Postl U (1992): Legionellen in Dentaleinheiten - ein hygienisches Risiko? Dtsch Zahn Mund Kieferheilk 80, 341–346

Lück PC, Bender L, Ott M, Helbig JH, Witzleb W, Hacker J: Analysis of Legionella pneumophila serogroup 6 strains isolated from dental units; in: Legionella: current status and emerging perspectives; hrsg. v. Barbaree JM, Breiman RF u.a., American Society for Microbiology, Washington DC 1993a, 240–242

Lück PC, Leupold I, Hlawitschka M, Helbig JH, Carmienke I, Jatzwauk L, Guderitz T (1993b): Prevalence of Legionella species, serogroups, and monoklonal subgroups in hot water systems in South-Eastern Germany. Zbl Hyg Umweltmed 193; 450-460

Mah TFC, O'Toole GA (2001): Mechanisms of biofilm resistance to antimicrobial agents. Trends Microbiol 9, 34-39

Maiwald M (1994): Legionellen, Teil I+II. BIOforum 17, 340-43 394-397

Marais J, Brözel V (1999): Electro-chemically activated water in dental unit water lines. Br Dent J 187, 154–158

Marrie T, Raoult D, La Scola B, Birtles R, Carolis de E (2001): Canadian Community Acquired Pneumonia Study Group. Legionella-Like and other amoebal pathogens as agents of community-acquired pneumonia. Emerg Infect Dis 7, 1026-1029

Martin M (1987): The significance of the bacterial contamination of dental unit water systems. Br Dent J 163, 152-153

Martin MV, Gallagher MA (2005): An investigation of the efficacy of super-oxidised (Optident/Sterilox) water for the disinfection of dental unit water lines. *Br Dent J* 198, 353–354

Massanari RM, Helms: Continuous hyperchlorination of a potable water system for control of nosocomial *Legionella pneumophila* infections; in: *Legionella- Proceedings of the 2nd International Symposium*; American Society for Microbiology, Washington DC 1984, 334-336

Mathieu L, Dollard MA, Block JC, Jourdan Laforte E (1990): Effet de l'acide peracétique sur des bactéries en suspension et fixées. *J Fr d'Hydro* 21, 101-111

Mathys W, Junge-Mathys E, Langen M (1990): Legionellen in Duschen-Wassersystemen privater Haushalte und von Hallenbädern. *Forum Städte Hygiene* 41, 282-285

Mathys W, Waschko-Dransmann D, Junge E, Kryschi R (1993): Reduzierung von Legionellen im Duschwasser von Hallenbädern UV-Desinfektion als Alternative zur Temperaturerhöhung? *Schr Reihe Verein WaBoLu 91*, Gustav-Fischer Verlag, Stuttgart 1993, 163-168

Mathys W, Junge-Mathys E, Bösenberg H (1997): Nosocomiale Legionellose und ihre Prävention. *Hyg Med* 22, 376-382

Mayo JA, Brown C (1999): Effect of in-line bacteriological filters on numbers of heterotrophic bacteria in water emitted from non-autoclavable dental air-water syringes. *Am J of Dentistry* 12, 256–260

Mayo JA, Oertling KM, Andrieu SC (1990): Bacterial biofilm: a source of contamination in dental air–water syringes. *Clin Prev Dent* 12, 13–20

Mayo JA, Villarubia C, Culotta J (2002): Hemolytic bacteria in water from the dental air–water syringe. *J Dent Hyg* 76, 151–156

McDade JE: Legionnaires'disease 25 Years later: Lessons learned; in: Legionella; American Society for Microbiology, Washington DC 2000, 1-10

McDonnell G, Russell AD (1999): Antiseptics and disinfectants: activity, action, and resistance. *Clin Microbiol Rev* 12, 147-179

McGrane WK (1995): Ozone, a study of the effects of biocides on Legionella pneumophila. *Ind Water Treatment* 27, 28–32

Meiller TF, Depaola LG, Kelley JI, Baqui AA, Turng BF, Falker WA (1999): Dental unit water lines: Biofilms, disinfection and recurrence. *J Am Dent Assoc* 130, 65-72

Meiller TF, Kelley JI, Baqui AA, DePaola LG (2001a): Disinfection of dental unit waterlines with an oral antiseptic. *J Clin Dent* 11, 11–15

Meiller TF, Kelley JI, Baqui AA, DePaola LG (2001b): Laboratory evaluation of anti-biofilm agents for use in dental unit waterlines. *J Clin Dent* 12, 97–103

Merne M, Puranen M, Syrjänen S, Hyvönen P (2000): Dental unit water systems harbor large numbers of microorganisms. *Infect Control Hosp Epidemiol* 21, 301–302

Michel O, Kips J, Duchateau J, Vertongen F, Robert L, Collet H, Pauwels R, Sergysels R (1996): Severity of asthma is related to endotoxin in house dust. *Am J Respir Crit Care Med* 154, 1641–1646

Michel R, Borneff M (1989): Über die Bedeutung von Amöben und anderen Protozoen in wasserführenden Systemen von Dentaleinheiten. *Zentralbl Bakteriol Mikrobiol Hyg* 187, 312-323

Michel R, Burghardt H, Bergmann H (1995): Natürliche interzelluläre Infektionen bei Acanthamoeben mit *Pseudomonas aeruginosa* nach ihrer Isolierung aus einer mikrobiologisch beanstandeten Trinkwasser-Hausinstallation eines Krankenhauses. *Zbl Hyg* 196, 532-544

Mietzner S, Schwille RC, Farley A, Wald ER, Ge JH, States SJ, Libert T, Wadowsky RM (1997): Efficacy of thermal treatment and copper-silver ionization for controlling *Legionella pneumophila* in high-volume hot water plumbing systems in hospitals. *Am J Infect Control* 25, 452-457

Mills SE (2000): The dental unit waterline controversy: defusing the myths, defining the solutions. *J Am Dent Assoc* 131, 1427-1441

Mills SE (2003): Waterborne pathogens and dental waterlines. *Dent Clin N Am* 47, 545-557

Mills SE, Karpay RI (2002): Dental water lines and biofilm – searching for solution. *Comp Cont Educ Dent* 23, 237-240, 242, 244, 247-249, 252, 254, 256, 258

Mills SE, Lauerdale PW, Mathew RB (1986): Reduction of microbial contamination in dental units with povidine iodine 10%. *J Am Dent Assoc* 113, 280-283

Mittelman MW (1997): Structure and functional characteristics of bacterial biofilms in fluid processing operations. *J Dairy Sci* 81, 2760-2764

Moll HG (1993): Andere technische Regeln und das Legionellenproblem. *Schr. Reihe Verein WaBoLu 91*, Gustav-Fischer Verlag, Stuttgart 1993, 159-162

Montebugnoli L, Sambri V, Cavrini F, Marangoni A, Testarelli L, Dolci G (2004a): Detection of DNA from periodontal pathogenic bacteria in biofilm obtained from waterlines in dental units. *New Microbiol* 27, 391-397

Montebugnoli L, Chersoni S, Prati C, Dolci G (2004b): A between-patient disinfection method to control waterline contamination and biofilm inside dental units. *J Hosp Infect* 56, 297–304

Morin P (2000): Identification of the bacteriological contamination of a water treatment line used for haemodialysis and its disinfection. *J Hosp Infect* 45, 218-224

Morton LHG, Greenway DLA, Gaylarde CC, Surman SB (1998): Consideration of some implications of the resistance of biofilms to biocides. *Int Biodeterior Biodegradation* 41, 247-259

Muder RR, Yu VL, Woo AH (1986): Mode of transmission of *Legionella pneumophila*: A critical review. *Arch Intern Med* 146, 1607-1612

Müller F (1996): Hygienische Aufbereitung von Übertragungsinstrumenten. *Phillip Journal* 13, 19-25

Müller HE (1988): Experimental studies of detection and processing of *Legionella* spp. in public drinking water supplies. *Zentralbl Bakteriol Mikrobiol Hyg B* 186, 73-78

Müller HE (1990): Strategien zur Bekämpfung von Legionellen, Teil 1+2. *Sbz* 13+14, 918-923, 988-990

Muraca P, Stout JE, Yu VL (1987): Comparative assessment of chlorine, heat, ozone, and UV light for killing *Legionella pneumophila* within a model plumbing system. *Appl Environ Microbiol* 53, 447-453

Murdoch-Kinch CA, Andrews NL, Atwan S, Jude R, Gleason MJ, Molinari JA (1997): Comparison of dental water quality management procedures. *J Am Dent Assoc* 128, 1235-1243

Nakajima N, Nakano T, Harada F, Taniguchi H, Yokoyama I, Hirose J, Daikoku E, Sano K (2004): Evaluation of disinfective potential of reactivated free chlorine in pooled tap water by electrolysis. *J Microbiol Methods* 57, 163-173

Navon-Venezia SH, Ronen Ben-Ami R, Carmeli Y (2005): Update on *Pseudomonas aeruginosa* and *Acinetobacter baumannii* infections in the healthcare setting. *Curr Opin Infect Dis* 18, 306-313

Noce L, Di Giovanni D, Putnins EE (2000): An evaluation of sampling and laboratory procedures for determination of heterotrophic plate counts in dental unit waterlines. *J Can Dent Assoc* 66, 262–268

Noss CI, Oliverie VP (1985): Disinfecting capabilities of oxychlorine compounds. *Appl Environ Microbiol* 50, 1162-1164

O'Donnell MJ, Tuttlebee CM, Falkiner FR, Coleman DC (2005): Bacterial contamination of dental chair units in a modern dental hospital caused by leakage from suction system hoses containing extensive biofilm. *J Hosp Infect* 59, 348–360

O'Donnell MJ, MacCarthy D, Coleman DC: Microbiology and cross-infection control; in: *Clinical Textbook of Dental Hygiene and Therapy*; Oxford 2006, Blackwell Munksgaard, 181–207

O'Donnell MJ, Shore AC, Russell RJ, Coleman DC (2007): Optimisation of the long-term efficacy of dental chair waterline disinfection by the identification and rectification of factors associated with waterline disinfection failure. *J Dent* 35, 438–451

O'Donnell MJ, Boyle M, Swan J, Russell RJ, Coleman DC (2009): A centralised, automated dental hospital water quality and biofilm management system using neutral Ecasolt™ maintains dental unit waterline output at better than potable quality: A 2 – year longitudinal study. *J Dent* 37,748-762

Ohmagari N, Hanna H, Graviss L (2005): Risk factors for infections with multidrug-resistant *Pseudomonas aeruginosa* in patients with cancer. *Cancer* 104, 205-212

Ossia-Ongagna Y, Sabatier R (1993): Comparaison de l'activité in vitro de six désinfectants sur des bactéries de contamination des eaux d'hémodialyse. *J Pharm Belg* 48, 341-351

O'Toole GA, Kolter R (1998): Flagellar and twitching motility are necessary for *Pseudomonas aeruginosa* biofilm development. *Mol Microbiol* 30, 295-304

Ott M, Bender L, Lück PC, Meyer P, Hacker J (1992): Distribution of legionellae in a hospital water system: prevalence of immunologically and genetically related *Legionella pneumophila* serogroup 6 isolates. *FEMS Microbiology Letters* 95, 201-206

Otte A, Vacata V, Exner M, Gebel J: Efficiency of chlorine, chlorine dioxide and UV-C irradiation on biofilm removal and prevention in silicone tubes with running tap water; in: The Conference, Proceedings of Biofilms, 24.-26. October 2004, Structure and Activity of Biofilms, Las Vegas 2004

Özcan M, Kulak Y, Kazazoglu E (2003): The effect of disinfectant agents in eliminating the contamination of dental unit water. *J Oral Rehabil* 30, 290–294

Panagakos F, Lassiter T, Kumar E (2001): Dental unit waterlines: Review and product evaluation. *J N J Dent Assoc* 72, 20-25 38

Pankhurst CL, Coulter WA (2007): Do contaminated dental unit waterlines pose a risk of infection? *J of Dent* 35, 712-720

Pankhurst CL, Philpott-Howard JN, Hewitt JH, Casewell MW (1990): The efficacy of chlorination and filtration in the control and eradication of legionella from dental chair water systems. *J Hosp Infect* 16, 9–18

Pankhurst CL, Johnson N, Woods R (1998): Microbial contamination of dental unit waterlines: The scientific argument. *Int Dent J* 48, 359–368

Pankhurst CL, Coulter WA, Philpott-Howard JN, Harrison T, Warburton F, Platt S, Surman S, Challacombe S (2003): Prevalence of legionella waterline contamination and Legionella pneumophila antibodies in general dental practitioners in London and rural Northern Ireland. *Br Dent J* 195, 591-594

Pankhurst CL, Coulter WA, Philpott-Howard JN, Surman-Lee S, Warburton F, Challacombe S (2005): Evaluation of the potential risk of occupational asthma in dentists exposed to contaminated dental unit waterlines. *Prim Dent Care* 12, 53–59

Paramythiotou E, Lucet JC, Timsit JF (2004) : Acquisition of multidrug-resistant Pseudomonas aeruginosa in patients in intensive care units: role of antibiotics with antipseudomonal activity. *Clin Infect Dis* 38, 670-677

Parrott PL, Terry PM, Withworth EN (1982): Pseudomonas aeruginosa peritonitis associated with contaminated poloxamer-iodine solution. *Lancet* 2, 683-685

Paszko-Kovla C, Shahamat M, Keiser J, Colwell R: Prevalence of antibodies against Legionella species in healthy and patient populations; in: Legionella: Current status and emerging perspectives hrsg. v. Barbaree J, Brieman R u.a., American Society for Microbiology, Washington DC 1993, 24–26

Pedahzur R, Lev O, Fattal B, Shuval HI (1995): The interaction of silver ions and hydrogen peroxide in the inactivation of E. coli: a preliminary evaluation of a new long acting residual drinking water disinfectant. *Wat Sci Tech* 31, 123-129

Pederson ED, Stone M, Ragain JC, Kelly R (1999): Scientific review of issues impacting dentistry: Biofilms in dental-unit waterlines. *Scientific Review of Issues Impacting Dentistry. Am J Dent* 1, 1-3

Peters E, McGaw W (1996): Dental unit water contamination. J Can Dent Assoc 62, 492 – 495

Petti S, Tarsitani G (2006): Detection and quantification of dental unit water line contamination by oral streptococci. Infect Control Hosp Epidemiol 27, 504–509

Pier G (1998): Pseudomonas aeruginosa: A key problem in cystic fibrosis. ASM News 64, 339–347

Pietsch M, Kraft B, Koch, H (2002): Leistungsgrenzen der H₂O₂ Wasserdesinfektion in Dentaleinheiten. Aseptica 1, 18–19

Pitter I (1993): Wachstum und Bekämpfung von Legionellen in wasserführenden Systemen. IKZ Haustechnik Heft 8, 85-96

Porteous NB, Redding SW, Thompson EH, Grooters AM, De Hoog S, Sutton DA (2003): Isolation of an unusual fungus in treated dental unit waterlines. J Am Dent Assoc 134, 853–858

Potapchenko NG, Illyashenko VV, Kosinova VN, Tomashevskaya IP (1994): Study of antimicrobial effect of hydrogen peroxide in presence of various metals. Khimiya I Teknologiya Vody 16, 203-209

Pratt LA, Kolter R (1998): Genetic analysis of Escherichia coli biofilm formation: Roles of flagella, motility, chemotaxis and type I pili. Mol Microbiol 30, 285-293

Prevost A, Robert M, Charland R, Barbeau J (1995): Doctor, would you drink water from your dental unit? N Y State Dent J 61, 22–28

Prucha J, Tilkes F (1986): Wasserversorgung der zahnärztlichen Behandlungseinheiten; in: Hygiene in Krankenhaus und Praxis; hrsg. v. Beck EG, Schmidt P, Springer-Verlag, Berlin 1986, 155-157

Putnins EE, Di Giovanni D, Bhullar AS (2001): Dental unit waterline contamination and its possible implications during periodontal surgery. *J Periodontol* 72, 393–400

Puttaiah R, Cederberg R, Wneck R (1998): Efficacy of chlorhexidine in controlling biofilm contamination of dental unit waterlines. *J Dent Res* 77, 262

Raad I, Hachem R, Zermeno A, Dumo M, Bodey GP (1996): In vitro antimicrobial efficacy of silver iontophoretic catheter. *Biomaterials* 17, 1055-1059

Rams TE, Felk D, Young V, Hammond BF, Slots J (1992): Enterococci in human periodontitis. *Oral Microbiol Immunol* 7, 249-252

Reinthal F, Mascher F (1986): Demonstration of Legionella pneumophila in dental units. *Zentralbl Bakteriol Mikrobiol Hyg* 183, 86–88

Reinthal F, Mascher F, Stünzer D (1988): Serological examinations of antibodies against legionella species in dental personnel. *J Dent Res* 67, 942–943

Reinthal FF, Sattler J, Schaffler-Dulling K, Weinmayer B, Marth E (1993): Comparative study of procedures for isolation and cultivation of Legionella pneumophila from tap water in hospitals. *J Clin Microbiol* 31, 1213-1216

Ricci ML, Fontana S, Pinci F, Fiumana E, Pedna MF, Farolfi P, Sabbatini MA, Scaturro M (2012): Pneumonia associated with a dental unit waterline. *Lancet* 379, 684

Ricci P, Graldi P, Galli S, Vinelli N: Pseudomonas infections and water treatment in a haematology ward; in: The Congress, Proceedings of the 30th Congresso Nazionale ANMDO, 23.-25. September 2004; Sorrento 2004, 61-162

RKI (1998). Robert Koch-Institut. Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention: Anforderungen an die Hygiene in der Zahnmedizin. Bgbl 8, 363–369

RKI (2006). Robert Koch-Institut. Infektionsprävention in der Zahnheilkunde - Anforderungen an die Hygiene. Bgbl 4, 381-383

Roberts AP, Pratten J, Wilson M, Mullany P (1999): Transfer of a conjugative transposon, Tn 5397 in a model oral biofilm. FEMS Microbiol Lett 177, 63-66

Roberts-Harry TJ, Cass AE, Jagger JD (1991): Ocular injury and infection in dental practice. A survey and a review of the literature. Br Dent J 170, 20-22

Rogers J, Dowsett AB, Dennis PJ, Lee JV, Keevil CW (1994): Influence of temperature and plumbing material selection on biofilm formation and growth of Legionella pneumonia in a model potable water system containing complex microbial flora. Appl Environ Microbiol 60, 1585–1592

Rogers JV, Ducatte GR, Choi YW, Early PC (2006): A preliminary assessment of Bacillus anthracis spore inactivation using an electrochemically activated solution (ECASOL). Lett Appl Microbiol 43, 482-488

Rowbotham TJ (1980): Preliminary report on the pathogenicity of Legionella pneumophila for freshwater and soil amoebae. J Clin Pathol 33, 1179-1183

Rowbotham TJ (1983): Isolation of Legionella pneumophila from clinical specimens via amoebae, and the interaction of those and other isolates with amoebae. J Clin Pathol 36, 978

Rowbotham TJ: Legionellae and Amoebae; in Legionella – Proceedings of the 2nd International Symposium. American Society for Microbiology, Washington DC 1984, 325-327

Ruckdeschel G, Ehret W (1993): Die Legionelleinfektion. Ergebnisse der Inneren Medizin und der Kinderheilkunde 6, 207-302

Ruf B: Klinik und Therapie der Legionella-Infektion; in: Legionellen II – Neue Beiträge zur Bewertung eines hygienische Problems; hrsg. v. Seidel K, Schr. Reihe Verein WaBoLu 91, Gustav-Fischer Verlag, Stuttgart 1993, 13-22

Rusin PA, Rose JP, Hass CN, Gerba CP (1997): Risk assessment of opportunistic bacterial pathogens in drinking water. Rev Environ Contam Toxicol 152, 57–63

Russell AD, Hugo WB (1994): Antimicrobial activity and action of silver. Progress Med Chem 31, 351-370

Sagripani JL, Bonifacino A (1999): Bacterial spores survive treatment with commercial sterilants and disinfectants. Appl Environ Microbiol 65, 4225-4260

Samaranayake LP (1993): Handpiece and waterline decontamination and HIV transmission: a critique. Dental Update 20, 53–56

Samaranayake LP (2003): DUWL disinfection. Br Dent J 194, 64–65

Samrakandi MM, Roques C, Michel G (1997): Influence of trophic conditions on exopolysaccharide production: bacterial biofilm susceptibility to chlorine and monochloramine. Can J Microbiol 43, 751–758

Sandham HJ (1994): Criteria for the assessment of adverse effects of chemotherapy on the oral microflora. J Dent Res 73, 692-694

Santiago JI, Huntington MK, Johnston AM, Quinn RS, Williams JF (1994): Microbial contamination of dental unit water lines: Short- and long-term effects of flushing. Gen Dent 42, 528-535

Scheid RC, Rosen S, Beck FM (1990): Reduction of CFUs in high-speed handpiece water lines over time. Clin Prev Dent 12, 9–12

Schel AJ, Marsh PD, Bradshaw DJ, Finney M, Fulford MR, Frandsen E, Østergaard E, Cate JM, Moorer WR, Mavridou A, u.a. (2006): Comparison of Efficacies of disinfectants to control microbial contamination in dental unit water systems in general dental practices across European Union. Appl Environ Microbiol 72, 1380-1387

Schiffmann L (1994): Verbessert ein Silberzusatz die Wirkung von Wasserstoffperoxid bei der Rohrleitungsdesinfektion? gwf Wasser Abwasser 135, 325-328

Schmidt-Westhausen A (1995): Gefahr der HIV-Übertragung in der zahnärztlichen Praxis? Hyg Med 20, 74-78

Schneider C, Kraut W, Dürr M, Schmidt B, Okpara J, Setz M, Borneff-Lipp M (2001): Investigation for the efficacy of an inline filter for dental units. Int J Med Microbiol 291, 114

Schopf JW, Hayes JM, Walter MR: Evolution on earth's earliest ecosystems: recent progress and unsolved problems; in: Earth's earliest biosphere; hrsg. v. Schopf JW, Princeton University Press, New Jersey 1983, 361-384

Schulze-Röbbecke R, Rödder M, Exner M (1987): Vermehrungs- und Abtötungstemperaturen natürlich vorkommender Legionellen. Zbl Bakt Hyg 184, 495-500

Schulze-Röbbecke R, Jung KD, Pullmann H, Hundgeburth J (1990): Sanierung eines mit Legionella pneumophila kontaminierten Krankenhaus-Warmwassersystems. Zbl Bakt Hyg Umweltmed 190, 84-100

Schulze-Röbbecke R, Feldmann C, Fischeider R, Janning B, Exner M, Wahl G (1995): Dental Units: An environmental study of sources of potentially pathogenic mycobacteria. *Tubercle & Lung Disease* 76, 318–323

Schwartz T, Hoffmann S, Obst U (2003): Formation of natural biofilms during chlorine dioxide and UV disinfection in a public drinking water distribution system. *J Appl Microbiol* 95, 591-601

Seidel K, Grohmann A: Zur Frage der Bekämpfung des Vorkommens von Legionellen in kontaminierten Warmwassersystemen; in: Legionellen Beiträge zur Bewertung eines hygienischen Problems; hrsg. v. Seidel K, Seeber E u.a., Schr. Reihe Verein WaBoLu 91, Gustav-Fischer Verlag, Berlin 1987, 91-101

Seidel K, Lopez-Pila JM (1992): Neue pathogene Keime in der Umwelt unter besonderer Berücksichtigung der Trinkwasserhygiene. *Bundesgesundhbl* 6, 304-307

Sennhenn-Kirchner S, Mergeryan H, Jacobs HG, Kirchner B (2006): Mikrofiltration von Kühlwasser zahnärztlicher Behandlungseinheiten - ein Weg zum keimfreien Aerosol. *Dtsch Zahnärztl Z* 61, 364-368

Shearer BT (1996): Biofilm and dental office. *J Am Dent Assoc* 127, 181-189

Sheffer P, Stout J, Muder R, Wagener M (2004): Efficacy of new point-of-use water filters to prevent exposure to Legionella and waterborne bacteria [poster]. *Am J Infect Control* 32, E87

Shepherd P, Shojaei M, Eleazer P, Van Stewart A, Staat R (2001): Clearance of biofilms from dental unit waterlines through the use of hydroperoxide ion-phase transfer catalysts. *Quintessence-Int* 32, 755–761

Sherman LR, Mills SE, Plamondon TJ (1995): Identification of mineralization in clean and biofilm contaminated dental unit water lines. *J Penn Acad Sci* 69, 31-34

Singh R, Stine OC, Smith DL, Spitznagel JK, Labib ME, Williams HN (2003): Microbial diversity of biofilms in dental unit water systems. *Appl Environ Microbiol* 69, 3412–3420

Singh T, Coogan MM (2005): Isolation of pathogenic *Legionella* species and *Legionella*-laden amoebae in dental unit waterlines. *J Hosp Infect* 61, 257–262

Skaliy P, Thompson TA, Gorman GW, Morris GK, McEachern HV, Mackel DC (1980): Laboratory studies of disinfectants against *Legionella pneumophila*. *Appl Environ Microbiol* 40, 697–700

Slots J, Felk D, Rams TE (1990): Prevalence and antimicrobial susceptibility of *Enterobacteriaceae*, *Pseudomonadaceae* and *Acinetobacter* in human periodontitis. *Oral Microbiol Immunol* 5, 149-154

Smith-Somerville HE, Huryn VB, Walker C, Winters AL (1991): Survival of *Legionella* in the Cold-Water Ciliate *Tetrahymena vorax*. *Appl Environ Microbiol* 57, 2742-2749

Spratt DA, Pratten J, Wilson M, Gulabivala K (2001): An in vitro evaluation of the antimicrobial efficacy of irrigants on biofilms of root canal isolates. *Int Endod J* 34, 300-307

Srikanth S, Berk SG (1993): Stimulatory effect of cooling tower biocides on amoebae. *Appl Environ Microbiol* 59, 3245–3249

Srikanth S, Berk SG (1994): Adaptation of amoeba to cooling tower biocides. *Microbiol Ecol* 27, 293–301

Stampi S, Zanetti F, De-Luca G, Romano G, Pistacchio E, Tonelli E (1996): Effect of water softening and heating on microbial contamination of dental unit systems. *Zentralbl Hyg Umweltmed* 198, 522–530

Stewart PS (1998): A review of experimental measurements of effective permeabilities and effective diffusion coefficients in biofilms. *Biotechnol Bioeng* 59, 261-272

Stewart PS, Costerton JW (2001): Antibiotic resistance of bacterial in biofilms. *Lancet* 358, 135-138

Stewart PS, Roe F, Rayner J, Elkins JG, Lewandowski Z, Ochsner UA, Hassett DJ (2000): Effect of catalase on hydrogen peroxide penetration into *Pseudomonas aeruginosa* biofilms. *Appl Environ Microbiol* 66, 836-838

Stewart PS, Rayner J, Roe F, Rees WM (2001): Biofilm penetration and disinfection efficacy of alkaline hypochlorite and chlorosulfamates. *J Appl Microbiol* 91, 525-532

Stöcker P, Brodhun B, Buchholz U (2009): Legionärskrankheit in Deutschland unter besonderer Berücksichtigung der im Krankenhaus oder in einer Pflegeeinrichtung erworbenen Erkrankung, 2004-2006. *Bgbl* 52, 219-227

Stout JE, Yu VL (1997): Current concepts: Legionellosis. *N Engl J Med* 337, 682-687

Stout JE, Yu VL, Muraca P (1985): Isolation of *Legionella pneumophila* from the Cold Water of hospital Ice Machines: Implications for Origin and Transmission of the Organism. *Infect Control* 6, 141-146

Stout JE, Yu VL, Muraca P, Joly J, Troup N, Tompkins LS (1992): Potable water as a cause of sporadic cases of community-acquired Legionnaires' Disease. *N Engl J Med* 326, 151-155

Stout JE, Lin Y-S, Goetz AM, Muder RR (1998): Controlling *Legionella* in hospital water systems: experience with the superheat-and-flush method and copper-silver ionization. *Infect Control Hosp Epidemiol* 19, 911-914

Sümning W, Voigt M, Kramer A: Zahn-, Mund- und Kieferheilkunde; in: Krankenhaus und Praxishygiene; hrsg. v. Kramer A, Heeg P u.a., Urban Fischer Verlag, München 2001, 612-625

Sutherland EE, Berk SG (1996): Survival of protozoa in cooling tower biocides. *J Ind Microbiol* 16, 73–78

Sutherland IW (2001): The biofilm matrix - an immobilized but dynamic microbial environment. *Trends Microbiol* 9, 222-227

Szymanska J (1999): Occupational hazards of dentistry. *Ann Agric Environ Med* 6, 13-19

Szymanska J (2003a): Biofilm and dental unit waterlines. *Ann Agric Environ Med* 10, 151-157

Szymanska J (2003b): Control methods of the microbial water quality in dental unit waterlines. *Ann Agric Environ Med* 10, 1-4

Szymanska J (2005): Exposure to bacterial endotoxin during conservative dental treatment. *Ann Agric Environ Med* 12, 137-139

Szymanska J (2006): Bacterial decontamination of DUWL biofilm using Oxygenal 6 *Ann Agric Environ Med* 13, 163-167

Tall BD, Williams HN, George KS, Gray RT, Walch M (1995): Bacterial succession within a biofilm in water supply lines of dental air-water syringes. *Can J Microbiol* 41, 647-654

Thomas WM, Eccles J, Fricker C (1999): Laboratory observations of biocide efficiency against *Legionella* in model cooling tower systems. *ASHRAE Trans* 105, SE-99-3-4

Tiefenbrunner F (1993): Zum Vorkommen von Legionellen in Trinkwasserversorgungsanlagen von Ein- und Zweifamilienhäusern. Schr Reihe Verein WaBoLu 91, Gustav-Fischer Verlag, Stuttgart 1993, 131-148

Tison DL, Seidler RJ (1983): Legionella Incidence and Density in Potable Drinking Water Supplies. *Appl Environ Microbiol* 45, 337-339

Tonetti-Eberle B, Mombelli A (2001): Jeden Morgen mindestens drei Minuten Leitungen durchspülen. *DZW* 45, 9

Tonetti-Eberle B, Pauli-Uhlmann A, Mombelli A (2001): Quality of water of dental unit. A survey in the region of Berne, Switzerland. *Schweizerische Monatsschr Zahnmed* 111, 1160–1164

Trautmann M, Royer H, Helm E, May W, Haller M (2004): *Pseudomonas aeruginosa*: new insights into transmission pathways between hospital water and patients. *Filtration* (1 Suppl), 63-70

TrinkwV (2011): Erste Verordnung zur Änderung der Trinkwasserverordnung vom 3. Mai 2011; ausgegeben zu Bonn am 11. Mai 2011, *Bgbl* 21, 1-31

Troillet N, Samore MH, Carmeli Y (1997): Imipenem-resistant *Pseudomonas aeruginosa*: risk factors and antibiotic susceptibility patterns. *Clin Infect Dis* 25, 1094-1098

Trouillet JL, Vuagnat A, Combes A, Kassis N, Chastre J, Gibert C (2002): *Pseudomonas aeruginosa* ventilator-associated pneumonia: comparison of episodes due to piperacillin-resistant versus piperacillin-susceptible organisms. *Clin Infect Dis* 34, 1047-1054

Tuttlebee CM, O'Donnell MJ, Keane CT, Russell RJ, Sullivan DJ, Falkiner F, Coleman DC (2002) : Effective control of dental chair unit waterline biofilm and marked reduction of bacterial contamination of output water using two peroxide-based disinfectants. *J Hosp Infect* 52, 192–205

Urbani G, Cavalleri G, Gotte P (1990): Disinfection and sterilization in dentistry. Use of potentiated glutaraldehyde (DIBA-GLAXO) in the water system of dentistry units: Analysis of microbiological activity, physico-chemical compatibility and residues in washing water. *Clin Trials J* 27, 20–29

von Baum H, Ewig S, Marre R, Suttorp N, Gonschior S, Welte T, Lück C (2008): Community-Acquired Legionella Pneumonia. *Clin Infect Dis* 46, 1356-1364

von Graevenitz A: Die Familie der Legionellaceae – Legionellose; in: *Lehrbuch der medizinischen Mikrobiologie*, 6. Auflage; hrsg. v. Brandis H, Pulverer G, 1988, 391-392

von Graevenitz A: Die Familie der Legionellaceae, Legionellose; in: *Lehrbuch der Medizinischen Mikrobiologie*, 7. Auflage; hrsg. v. Brandis H, Köhler W u.a., Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, Jena, New York 1994, 473-474

Wadowsky RM, Yee RB (1985): Effect of Non-Legionellaceae Bacteria on the Multiplication of *Legionella pneumophila* in Potable Water. *Appl Environ Microbiol* 49, 1206-1210

Walker JT, Marsh PD (2004): A review of biofilms and their role in microbial contamination of dental unit water systems (DUWS). *Int Biodeterior Biodegradation* 54, 87-98

Walker JT, Marsh PD (2007): Microbial biofilm formation in DUWS and their control using disinfectants. *J Dent* 35, 721-730

Walker JT, Bradshaw DJ, Bennett A, Fulford MR, Martin MV, Marsh PD (2000): Microbial biofilm formation and contamination of dental unit water systems in general dental practice. *Appl Environ Microbiol* 66, 3363–3367

Walker JT, Bradshaw DJ, Fulford MR, Martin MV, Marsh PD: Controlling mixed species biofilm contamination in dental unit water systems (DUWS) using a laboratory simulation model—A choice of products; in: Biofilm community interactions: Chance or necessity; hrs. v. Gilbert P, Allison D u.a., BioLine, Cardiff 2001, 333–340

Walker JT, Bradshaw DJ, Fulford MR, Marsh PD (2003): Microbiological evaluation of range of disinfectant products to control mixed species biofilm contamination in a laboratory model of a dental unit water system. *Appl Environ Microbiol* 69, 3327-3332

Watnick P, Kolter R (2000): Biofilm, city of microbes. *J Bacteriol* 182, 2675–2679

Whitehouse RLS, Peters E, Lizotte J, Lilge C (1991): Influence of biofilms on microbial contamination in dental unit water. *J Dent* 19, 290-295

Widmer AF (2001): Legionelloses. *Ther Umsch* 58, 592-598

Williams HN, Kelley JI, Folineo D, Williams GC, Hawley CL, Sibiski J (1994): Assessing microbial contamination in clean water dental units and compliance with disinfection protocol. *J Am Dent Assoc* 125, 1205–1211

Williams HN, Baer ML, Kelley JI (1995a): Contribution of biofilm bacteria to the contamination of dental unit water supply. *J Am Dent Assoc* 126, 1255–1260

Williams HN, Johnson A, Kelly JI, Baer ML, King TS, Mitchell B, Hasler J (1995b): Bacterial contamination of the water supply in newly installed dental units: *Quintessence-Int* 26, 331-337

Williams HN, Paszko-Kolva C, Shahamat M, Palmer C, Pettis C, Kelley J (1996): Molecular techniques reveal high prevalence of Legionella in dental units. J Am Dent Assoc 127, 1188–1193

Williams JF, Johnston AM, Johnson B, Huntington MK, Mackenzie CD (1993): Microbial contamination of dental unit waterlines: prevalence, intensity and microbiological characteristics. J Am Dent Assoc 124, 59-65

Wingender J, Flemming HC (1999): Autoaggregation in flocs and biofilms; in: Winter J (Hrsg.) Biotechnology 8, 63-86

Wingender J, Jaeger KE: Extracellular enzymes in biofilms; in: Encyclopedia of Environmental Microbiology, Volume 3; hrsg. v. Bitton G, John Wiley and Sons, New York 2002, 1207-1223

Wingender J, Grobe S, Fiedler S, Flemming HC: The effect of extracellular polysaccharides on the resistance of Pseudomonas aeruginosa to chlorine and hydrogen peroxide; in: Biofilms in the Aquatic Environment; hrsg. v. Keevil CW, Godfree A u.a., Royal Society of Chemistry, Cambridge 1999, 93-100

Wirthlin MR, Marshall GW (2001): Evaluation of ultrasonic scaling unit waterline contamination after use of chlorine dioxide mouthrinse lavage. J Periodontol 70, 401-410

Wirthlin MR, Marshall GW, Rowland RW (2003): Formation and decontamination of biofilms in dental unit waterlines. J Periodontol 74, 1595-1609

Wright JB, Ruseska I, Costerton JW (1991): Decreased biocide susceptibility of adherent Legionella pneumophila. J Appl Bacteriol 71, 531–538

Xu X, Stewart PS, Chen X (1996): Transport limitation of chlorine disinfection of *Pseudomonas aeruginosa* entrapped in alginate beads. *Biotechnol Bioeng* 49, 93-100

Yabuuchi E, Wang L, Yamayoshi T, Arakwa M, Yano I (1995): Bactericidal effect of chlorine on strains of *Legionella* species. *J Jpn Soc Infect Dis* 69, 151–157

Yu VL (1993): Could aspiration be the major mode of transmission for *Legionella*. *Amer J Med* 95, 13-15

Yu VL (1998): Resolving the Controversy on environmental cultures for *Legionella*. *Infect Contr Hosp Epidemiol* 19, 893-897

Yu VL, Liu Z, Stout JE, Goetz A (1993): *Legionella* Disinfection of Water Distribution Systems : Principles, Problems, and Practice. *Infect Control Hosp Epidemiol* 14, 567-570

Zanetti F, Stampi S, De Luca G, Fateh-Moghadam P, Antonietta M, Sabattini B, Checchi L (2000): Water characteristics associated with the occurrence of *Legionella pneumophila* in dental units. *Eur J Oral Sci* 108, 22–28

Zanetti F, De Luca G, Tarlazzi P, Stampi S (2003): Decontamination of dental unit water systems with hydrogen peroxide. *Lett Appl Microbiol* 37, 201-206

Zavascki AP, Cruz RP, Goldani LZ (2005): Risk factors for imipenem-resistant *Pseudomonas aeruginosa*: a comparative analysis of two case-control studies in hospitalized patients. *J Hosp Infect* 59, 96-101

Zhang W, Onyango O, Lin Z, Lee SS, Li Y (2007): Evaluation of Sterilox for controlling microbial biofilm contamination of dental water. *Compend Contin Educ Dent* 28, 586-588 590-592

8 Anhang

Tabelle 1

Unterteilung in Reihenfolge der Probenentnahme, Firmenname der Dentaleinheit, Fachabteilung, Baujahr der Dentaleinheit, Datum der Probenentnahme, Keimkonzentrationen in 100ml Wasser, sowie Besonderheiten und Beschreibungen

Reihenfolge	Firmenname	Abteilung	Baujahr	Datum der Probenentnahme	Keimzahlen in KBE/100ml	Besonderheit	Beschreibung
1	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	08.11.2010	156		
2	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	08.11.2010	148		
3	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	08.11.2010	97		
4	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	08.11.2010	3.200	*2	
5	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	08.11.2010	5.300	*2	
6	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	08.11.2010	3.100	*2	
7	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	08.11.2010	0	*3	
8	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1998	08.11.2010	184		
9	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1998	08.11.2010	0	*3	
10	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1998	08.11.2010	2.700	*2	
11	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1998	08.11.2010	8.000	*2	
12	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1998	08.11.2010	0	*3	
13	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1993	08.11.2010	0	*3	

Tabelle 2

Unterteilung in Reihenfolge der Probenentnahme, Firmenname der Dentaleinheit, Fachabteilung, Baujahr der Dentaleinheit, Datum der Probenentnahme, Keimkonzentrationen in 100ml Wasser, sowie Besonderheiten und Beschreibungen

14	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1993	08.11.2010	0	* ₃	
15	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1998	08.11.2010	14	* ₄	
16	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1998	08.11.2010	3	* ₅	
17	Sirona Teneo	Konservierende Abteilung	2010	09.11.2010	0	* ₃	
18	Sirona C4	Konservierende Abteilung	2000	09.11.2010	0	* ₃	
19	Sirona C2	Konservierende Abteilung	2000	09.11.2010	0	* ₃	
20	Sirona Teneo	Konservierende Abteilung	2010	09.11.2010	0	* ₃	
21	Sirona C2	Konservierende Abteilung	2000	09.11.2010	0	* ₃	
22	Sirona Teneo	Konservierende Abteilung	2010	09.11.2010	0	* ₃	
23	Sirona C2	Konservierende Abteilung	2000	10.11.2010	0	* ₃	
24	Sirona C2	Konservierende Abteilung	2000	10.11.2010	0	* ₃	
25	Sirona C2	Konservierende Abteilung	2000	10.11.2010	0	* ₃	
26	Sirona C2	Konservierende Abteilung	2000	10.11.2010	1.000	* ₁	
27	Sirona C2	Konservierende Abteilung	2000	10.11.2010	0	* ₃	
28	Sirona C2	Konservierende Abteilung	2000	10.11.2010	0	* ₃	
29	Sirona C4	Konservierende Abteilung	2000	10.11.2010	2	* ₅	
30	Sirona C4	Konservierende Abteilung	2000	10.11.2010	0	* ₃	
31	Sirona C2	Konservierende Abteilung	2000	10.11.2010	0	* ₃	

Tabelle 3

Unterteilung in Reihenfolge der Probenentnahme, Firmenname der Dentaleinheit, Fachabteilung, Baujahr der Dentaleinheit, Datum der Probenentnahme, Keimkonzentrationen in 100ml Wasser, sowie Besonderheiten und Beschreibungen

32	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1996	11.11.2010	1	* ₅	
33	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1996	11.11.2010	3	* ₅	
34	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1996	11.11.2010	0	* ₃	
35	Sirona C1	Prothetische Abteilung	1996	11.11.2010	0	* ₃	
36	Sirona C1	Prothetische Abteilung	1995	11.11.2010	0	* ₃	
37	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1996	11.11.2010	0	* ₃	
38	Sirona C2	Prothetische Abteilung	1998	11.11.2010	0	* ₃	
39	Sirona C2	Prothetische Abteilung	1998	11.11.2010	0	* ₃	
40	Sirona C2	Prothetische Abteilung	1998	11.11.2010	0	* ₃	
41	Sirona C2	Prothetische Abteilung	1998	11.11.2010	0	* ₃	
42	Sirona C2	Prothetische Abteilung	1998	11.11.2010	0	* ₃	
43	Sirona C2	Prothetische Abteilung	1998	11.11.2010	0	* ₃	
44	Sirona C1	Prothetische Abteilung	1996	11.11.2010	3	* ₅	
45	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1996	16.11.2010	32	* ₄	
46	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1996	16.11.2010	30.000	* ₆	
47	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1996	16.11.2010	9	* ₄	
48	Sirona C5	Prothetische Abteilung	2010	16.11.2010	0	* ₃	
49	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1996	16.11.2010	0	* ₃	

Tabelle 4

Unterteilung in Reihenfolge der Probenentnahme, Firmenname der Dentaleinheit, Fachabteilung, Baujahr der Dentaleinheit, Datum der Probenentnahme, Keimkonzentrationen in 100ml Wasser, sowie Besonderheiten und Beschreibungen

50	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1996	16.11.2010	0	* ₃	
51	Sirona C2	Konservierende Abteilung	1997	17.11.2010	0	* ₃	
52	Sirona C2	Konservierende Abteilung	2000	16.11.2010	0	* ₃	
53	Sirona C2	Konservierende Abteilung	2000	16.11.2010	0	* ₃	
54	Sirona C2	Konservierende Abteilung	2000	16.11.2010	0	* ₃	
55	Sirona C2	Konservierende Abteilung	1998	16.11.2010	0	* ₃	
56	Sirona C2	Konservierende Abteilung	1998	16.11.2010	0	* ₃	
57	Sirona C2	Konservierende Abteilung	1997	16.11.2010	0	* ₃	
58	Sirona C2	Konservierende Abteilung	1997	16.11.2010	0	* ₃	
59	Sirona C2	Konservierende Abteilung	1997	16.11.2010	0	* ₃	
60	Sirona C2	Prothetische Abteilung	1997	16.11.2010	0	* ₃	
61	Sirona C2	Konservierende Abteilung	1997	17.11.2010	0	* ₃	
62	Sirona C2	Konservierende Abteilung	1997	17.11.2010	0	* ₃	
63	Sirona C2	Konservierende Abteilung	1997	17.11.2010	0	* ₃	
64	Sirona C2	Konservierende Abteilung	1997	17.11.2010	0	* ₃	
65	Sirona C2	Konservierende Abteilung	1997	17.11.2010	0	* ₃	
66	Sirona C2	Konservierende Abteilung	1997	17.11.2010	0	* ₃	
67	Sirona C2	Konservierende Abteilung	1997	17.11.2010	0	* ₃	

Tabelle 5

Unterteilung in Reihenfolge der Probenentnahme, Firmenname der Dentaleinheit, Fachabteilung, Baujahr der Dentaleinheit, Datum der Probenentnahme, Keimkonzentrationen in 100ml Wasser, sowie Besonderheiten und Beschreibungen

68	KaVo Estetica	Prothetische Abteilung	1989	17.11.2010	0	*3	
69	KaVo Estetica	Prothetische Abteilung	1989	17.11.2010	6.300	*2	
70	Sirona C2	Chirurgische Abteilung	1997	18.11.2010	0	*3	
71	Sirona C2	Chirurgische Abteilung	1997	18.11.2010	0	*3	
72	Sirona C2	Chirurgische Abteilung	1997	18.11.2010	0	*3	
73	Sirona C2	Chirurgische Abteilung	1997	18.11.2010	1	*5	
74	Sirona C2	Chirurgische Abteilung	1997	18.11.2010	0	*3	
75	Sirona C2	Chirurgische Abteilung	1997	18.11.2010	1	*5	
76	KaVo Estetica	Prothetische Abteilung	1995	23.11.2010	4.700	*2	
77	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1991	23.11.2010	6.100	*2	
78	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1991	23.11.2010	45		Nachweis von Pseudomonas aeruginosa
79	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1991	23.11.2010	203		
80	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1991	23.11.2010	91		Nachweis von Pseudomonas aeruginosa
81	Sirona E4	Prothetische Abteilung	1976	23.11.2010	125		
82	Sirona E4	Prothetische Abteilung	1976	23.11.2010	74	*4	
83	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1992	23.11.2010	27		
84	Sirona E4	Prothetische Abteilung	1976	23.11.2010	0	*3	Nachweis von Pseudomonas aeruginosa
85	Sirona C1	Prothetische Abteilung	1996	24.11.2010	0	*3	

Tabelle 6

Unterteilung in Reihenfolge der Probenentnahme, Firmenname der Dentaleinheit, Fachabteilung, Baujahr der Dentaleinheit, Datum der Probenentnahme, Keimkonzentrationen in 100ml Wasser, sowie Besonderheiten und Beschreibungen

86	Sirona M1	Chirurgische Abteilung	1989	23.11.2010	6	*4	
87	Sirona M1	Chirurgische Abteilung	1989	24.11.2010	4.400	*2	
88	Sirona C4	Chirurgische Abteilung	2010	24.11.2010	0	*3	
89	Sirona C4	Chirurgische Abteilung	2010	24.11.2010	1	*5	
90	Sirona M1	Chirurgische Abteilung	1995	24.11.2010	9.800	*2	
91	Sirona C4	Chirurgische Abteilung	2002	24.11.2010	0	*3	
92	Sirona M1	Chirurgische Abteilung	1988	24.11.2010	47	*4	
93	Sirona M1	Chirurgische Abteilung	1995	24.11.2010	0	*3	
94	Sirona C4	Chirurgische Abteilung	2002	24.11.2010	0	*3	
95	Sirona E4	Prothetische Abteilung	1976	24.11.2010	0	*3	Probenentnahme hinter dem Mikrofilter
96	Sirona E4	Prothetische Abteilung	1976	24.11.2010	72	*4	Probenentnahme vor dem Mikrofilter
97	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	25.11.2010	50	*4	Z.n. 1. Intensiventkeimung mit BRS forte + Alpron
98	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	25.11.2010	33	*4	Z.n. 1. Intensiventkeimung mit BRS forte + Alpron
99	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	25.11.2010	10	*4	Z.n. 1. Intensiventkeimung mit BRS forte + Alpron
100	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	25.11.2010	0	*3	Z.n. 1. Intensiventkeimung mit BRS forte + Alpron
101	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	25.11.2010	70	*4	Z.n. 1. Intensiventkeimung mit BRS forte + Alpron
102	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	25.11.2010	20	*4	Z.n. 1. Intensiventkeimung mit BRS forte + Alpron
103	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1998	25.11.2010	38	*4	Z.n. 1. Intensiventkeimung mit BRS forte + Alpron

Tabelle 7

Unterteilung in Reihenfolge der Probenentnahme, Firmenname der Dentaleinheit, Fachabteilung, Baujahr der Dentaleinheit, Datum der Probenentnahme, Keimkonzentrationen in 100ml Wasser, sowie Besonderheiten und Beschreibungen

104	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1998	25.11.2010	100	*1	Z.n. 1. Intensiventkeimung mit BRS forte + Alpron
105	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1998	25.11.2010	37		Z.n. 1. Intensiventkeimung mit BRS forte + Alpron
106	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1996	01.12.2010	30	*4	Z.n. 1. Intensiventkeimung mit BRS forte
107	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1996	01.12.2010	0	*3	Z.n. 1. Intensiventkeimung mit BRS forte
108	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1996	01.12.2010	12		Z.n. 1. Intensiventkeimung mit BRS forte
109	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1991	01.12.2010	150		Z.n. 1. Intensiventkeimung mit BRS forte
110	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1991	01.12.2010	2.000	*2	Z.n. 1. Intensiventkeimung mit BRS forte
111	KaVo Estetica	Prothetische Abteilung	1995	01.12.2010	60	*4	Z.n. 1. Intensiventkeimung mit BRS forte
112	KaVo Estetica	Prothetische Abteilung	1989	01.12.2010	0	*3	Z.n. 1. Intensiventkeimung mit BRS forte
113	Sirona E4	Prothetische Abteilung	1976	08.12.2010	0	*3	Probenentnahme hinter dem Mikrofilter
114	Sirona E4	Prothetische Abteilung	1976	08.12.2010	41	*4	Probenentnahme vor dem Mikrofilter
115	Sirona M1	Demoraum Prothetische Abteilung	1992	08.12.2010	800	*1	
116	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1996	09.12.2010	30	*4	Z.n. 2. Intensiventkeimung mit BRS forte
117	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1996	09.12.2010	0	*3	Z.n. 2. Intensiventkeimung mit BRS forte
118	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1996	09.12.2010	7	*4	Z.n. 2. Intensiventkeimung mit BRS forte
119	Sirona E4	Prothetische Abteilung	1976	09.12.2010	3	*5	Z.n. 1. Intensiventkeimung mit BRS forte
120	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1992	09.12.2010	30	*4	Z.n. 1. Intensiventkeimung mit BRS forte

Tabelle 8

Unterteilung in Reihenfolge der Probenentnahme, Firmenname der Dentaleinheit, Fachabteilung, Baujahr der Dentaleinheit, Datum der Probenentnahme, Keimkonzentrationen in 100ml Wasser, sowie Besonderheiten und Beschreibungen

121	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1991	09.12.2010	13		Z.n. 1. Intensiventkeimung mit BRS forte
122	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1991	09.12.2010	95		Z.n. 1. Intensiventkeimung mit BRS forte
123	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	04.01.2011	131		Z.n. 2. Intensiventkeimung mit BRS forte + Alpron
124	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	04.01.2011	17	*4	Z.n. 2. Intensiventkeimung mit BRS forte + Alpron
125	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	04.01.2011	118		Z.n. 2. Intensiventkeimung mit BRS forte + Alpron
126	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	04.01.2011	93		Z.n. 2. Intensiventkeimung mit BRS forte + Alpron
127	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1998	04.01.2011	125		Z.n. 2. Intensiventkeimung mit BRS forte + Alpron
128	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1998	04.01.2011	275		Z.n. 2. Intensiventkeimung mit BRS forte + Alpron
129	Sirona E4	Prothetische Abteilung	1976	04.01.2011	279		Z.n. 2. Intensiventkeimung mit BRS forte + Bilpron
130	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1991	04.01.2011	239		Z.n. 2. Intensiventkeimung mit BRS forte + Bilpron
131	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1991	04.01.2011	6.200	*2	Z.n. 2. Intensiventkeimung mit BRS forte + Bilpron
132	Sirona M1	Prothetische Abteilung	1991	04.01.2011	210		Z.n. 2. Intensiventkeimung mit BRS forte + Bilpron
133	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	25.01.2011	800	*2	Z.n. 3. Intensiventkeimung mit BRS forte + Alpron
134	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	25.01.2011	2.700	*2	Z.n. 3. Intensiventkeimung mit BRS forte + Alpron
135	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	25.01.2011	174	*4	Z.n. 3. Intensiventkeimung mit BRS forte + Alpron
136	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1998	25.01.2011	55	*4	Z.n. 3. Intensiventkeimung mit BRS forte + Alpron
137	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1998	25.01.2011	4.400	*2	Z.n. 3. Intensiventkeimung mit BRS forte + Alpron
138	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	04.02.2011	5.400	*2	Probenentnahme aus hauseigenem Leitungssystem

Tabelle 9

Unterteilung in Reihenfolge der Probenentnahme, Firmenname der Dentaleinheit, Fachabteilung, Baujahr der Dentaleinheit, Datum der Probenentnahme, Keimkonzentrationen in 100ml Wasser, sowie Besonderheiten und Beschreibungen

139	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	04.02.2011	6.300	*2	Probenentnahme aus hauseigenem Leitungssystem
140	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	04.02.2011	2.200	*2	Probenentnahme aus hauseigenem Leitungssystem
141	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1998	04.02.2011	219		Probenentnahme aus hauseigenem Leitungssystem
142	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	28.02.2011	3.700	*2	Probenentnahme aus hauseigenem Leitungssystem nach 10 sek. Wasserablauf
143	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	28.02.2011	2.500	*2	Probenentnahme aus hauseigenem Leitungssystem nach 10 sek. Wasserablauf
144	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1996	28.02.2011	1.700	*2	Probenentnahme aus hauseigenem Leitungssystem nach 10 sek. Wasserablauf
145	KaVo Systematica	Kieferorthopädische Abteilung	1998	28.02.2011	140	*4	Probenentnahme aus hauseigenem Leitungssystem nach 10 sek. Wasserablauf

*¹ Das Ergebnis wurde nur unter Berücksichtigung der Direktansätze erhalten, da die Membranfiltration < 5 KBE/100 ml nachwies

*² Das Ergebnis wurde nur unter Berücksichtigung der Direktansätze erhalten, da die Membranfiltration nicht auswertbar war (> 200 KBE/100ml)

*³ Sowohl die Direktansätze, als auch die Membranfiltration wiesen keine KBE nach

*⁴ Das Ergebnis wurde nur unter Berücksichtigung der Membranfiltration erhalten, da die Direktansätze weniger als 5 KBE/ml nachwies

*⁵ Das Ergebnis wurde nur unter Berücksichtigung der Membranfiltration erhalten obwohl dieser Wert < 5 KBE/100 ml war, da auch die Direktansätze weniger als 5 KBE/ml nachwies

*⁶ Das Ergebnis wurde nur unter Berücksichtigung der Direktansätze erhalten obwohl dieser Wert > 200 KBE/ml war, da die Membranfiltration nicht auswertbar war (> 200 KBE/100ml)

Danksagung

Mein besonderer Dank gilt Frau PD Dr. med. dent. S. Sennhenn-Kirchner für die Überlassung dieser Dissertation und die wissenschaftliche Betreuung der Arbeit. Ihre hingebungsvolle Unterstützung bei der schriftlichen Abfassung der Dissertation ging stets über das übliche Maß hinaus und war entscheidend für den erfolgreichen Abschluss meiner Arbeit. Vielen Dank!

In gleichem Maß gilt mein Dank Dr. med. dent. B. Kirchner, der mir zu dem Thema dieser Dissertation verhalf und mir tatkräftig bei der wissenschaftlichen Durchführung meiner Versuche zur Seite stand. Seine unermüdliche Unterstützung bei allen Fragen und die hilfreichen Ratschläge zur Gestaltung meiner Arbeit werde ich nie vergessen!

Mein Dank geht ebenso an die Stabsstelle der Krankenhaushygiene und Infektionskontrolle der Universitätsmedizin Göttingen unter der Leitung von Herrn Dr. med. H. Mergeryan. Bei der Untersuchung und Auswertung meiner Wasserproben standen mir alle Mitarbeiterinnen immerzu mit Rat und Tat zur Seite.

Weiterhin danke ich Herrn PD Dr. med. F. Konietschke für die Unterstützung bei der Berechnung und der statistischen Darstellung meiner Ergebnisse.

Von Herzen danke ich meiner Frau und meiner Familie, die mich fortwährend unterstützt und motiviert haben. Insbesondere danke ich meinem Bruder für die zahlreichen Hilfestellungen bei computertechnischen Fragen.

Lebenslauf

Niklas Muschinsky

Ich wurde am 17.08.1982 in Göttingen als Sohn von Regine Muschinsky, geb. Bredenschey, und Dr. med. Guido Muschinsky geboren. Ich habe einen Bruder, Dr. med. Sebastian Muschinsky, der am 05.04.1981 zur Welt kam. Seit Juli 2008 bin ich mit meiner Ehefrau Dr. med. dent. Hanna Muschinsky, geb. Krywult, verheiratet und im März 2011 wurde meine Tochter Paulina geboren. Ich besuchte von 1989 bis 1993 die Grundschule in Hardeggen und anschließend von 1993 bis 1995 die Orientierungsstufe der Lutherschule in Göttingen. In der Zeit von 1995 bis 2002 war ich Schüler des Theodor-Heuss-Gymnasiums in Göttingen, wo ich im Frühjahr 2002 die Allgemeine Hochschulreife erlangte. Es folgte ein zweimonatiges Praktikum im Dentallabor Höhne in Northeim. Im Wintersemester 2002/03 immatrikulierte ich mich zum Studium der Zahnmedizin an der Georg-August-Universität Göttingen. Ich absolvierte ein reguläres Studium der Zahnmedizin mit Bestehen der naturwissenschaftlichen Vorprüfung (Vorphysikum) im September 2003 sowie der zahnärztlichen Vorprüfung (Physikum) im März 2005. Zum Wintersemester 2005/06 folgte ein Hochschulwechsel an die Albert-Ludwigs-Universität Freiburg im Breisgau. Dort erlangte ich im Dezember 2007 die Approbation als Zahnarzt.

Im Februar 2008 begann ich eine vierjährige Weiterbildung zum Fachzahnarzt für Oralchirurgie. Hierfür arbeitete ich als Weiterbildungsassistent von Februar 2008 bis März 2010 in der mund-, kiefer- und gesichtschirurgischen Praxis-Klinik Dr. Fürstenau in Detmold und wechselte im Mai 2010 in die Abteilung für Mund-, Kiefer- und Gesichtschirurgie der Georg-August-Universität Göttingen, in der ich bis April 2011 angestellt war. Es folgte ab Mai 2011 das allgemeine zahnärztliche Weiterbildungsjahr in der Zahnarztpraxis von Frau Barbara Krywult in Schloß Holte-Stukenbrock. Im Juli 2012 erlangte ich den Titel „Fachzahnarzt für Oralchirurgie“.

Seit Juli 2013 arbeite ich als niedergelassener Zahnarzt in eigener Gemeinschaftspraxis mit Dr. Hanna Muschinsky in Schloß Holte-Stukenbrock.