

Aus der klinischen Abteilung für Dermatologie
der Veterinärmedizinischen Universität Wien

(Leiter: Univ.-Prof. Dr.med.vet. Iwan Burgener Dipl.ECVIM-CA Dipl.ACVIM)

Nachweis von Bakterien an Oberflächen in der dermatologischen Ambulanz

Diplomarbeit
zur Erlangung der Würde einer
MAGISTRA MEDICINAE VETERINARIAE
der Veterinärmedizinischen Universität Wien

vorgelegt von
Sarah Prem

Wien, im März 2020

Betreuerin:

Dr.med.vet. Christa Horvath-Ungerböck Dipl.ECVD

Klinische Abteilung für Interne Medizin Kleintiere

Begutachter:

Priv.-Doz. Dr.med.vet. Dipl.ECVM Joachim Spargser

Institut für Mikrobiologie

Danksagung

Zuerst möchte ich mich an meine Eltern wenden, die mir dieses Studium ermöglicht haben und mich für ihren Beistand bedanken. Auch bei meinen Freunden, Geschwistern und Studienkollegen, die mich während der Prüfungszeiten immer unterstützt haben.

Die größte Danksagung spreche ich meiner Betreuerin, Dr.med.vet. Christa Horvath-Ungerböck aus. Danke für deine großartige Unterstützung und deine Geduld!

Weiters möchte ich mich noch bei Frau Mag.med.vet. Andrea Thon für die gemeinsame Probennahme dieser Arbeit bedanken und bei der Firma Laboklin für die Hilfe bei der Vorbereitung, die kostenlose Bereitstellung der RODAC-Platten und Auswertung der Ergebnisse.

VIELEN DANK!

Anmerkung

In der vorgelegten Arbeit wurde das traditionelle generische Maskulinum verwendet, um eine bessere Lesbarkeit sicherzustellen, so ist die männliche Form geschlechtsunabhängig zu verstehen.

Inhaltsverzeichnis

1.	Einleitung	1
2.	Literaturübersicht.....	2
2.1	MRSA – Methicillin-resistente <i>Staphylococcus aureus</i>	2
2.1.1	MRSA Studien in humanen Spitälern.....	2
2.1.2	MRSA bei Pferden.....	5
2.1.3	MRSA in der Kleintiermedizin.....	5
2.2	MRSP – Methicillin-resistente <i>Staphylococcus pseudintermedius</i>	8
2.2.1	MRSP in Tierkliniken.....	8
2.3	MRSA und MRSP in der Veterinärmedizin.....	10
2.4	MRSB – Methicillin-resistente <i>Staphylococcus haemolyticus</i>	12
3.	Material und Methode	13
3.1	Probenmaterial.....	13
3.2	Probennahmen	14
3.2	Auswertung.....	16
4.	Ergebnisse.....	19
5.	Diskussion	25
5.1	Hypothese, Räumlichkeiten und Probennahme.....	25
5.2	Koagulase-negative Staphylokokken – apathogene Bakterien oder Infektionsrisiko? .	26
5.3	Apathogene Bakterien.....	27
5.4	Conclusio.....	28
6.	Zusammenfassung.....	29
7.	Summary.....	30
8.	Abkürzungsverzeichnis.....	31
9.	Literaturverzeichnis	32
10.	Abbildungsverzeichnis	42
11.	Tabellenverzeichnis.....	43

1. Einleitung

In der Humanmedizin sind nosokomiale Infektionen eine der häufigsten Ursachen und Komplikationen eines Krankenhausaufenthaltes und können in Verbindung mit multiresistenten Bakterien zu einer erschwerten Behandlung und zu einem Anstieg der Morbidität und Mortalität führen (Geffers et al. 2008, Aranaz-Andres et al. 2008). Multiresistente Pathogene erschweren die Therapie (Geffers und Gastmeier 2011). In den letzten Jahrzehnten wurden Methicillin-resistente *Staphylococcus aureus* (MRSA) zu einem großen globalen Gesundheitsproblem (Christianson et al. 2007).

In der Veterinärmedizin wurde *Staphylococcus pseudintermedius* als der die Haut besiedelnde Keim bei Hunden und Katzen beschrieben (Devriese et al. 2005, Devriese et al 2009, Sasaki et al 2007, Bannoehr et al 2007). Methicillin-resistente *Staphylococcus pseudintermedius* (MRSP) wurden in der Veterinärmedizin zu einem Problem (Weese und van Duijkeren 2010).

Die meisten Gram-positiven Bakterien überleben Monate an trockenen Oberflächen, ebenso viele Gram-negative und sind somit eine Quelle der Ansteckung, wenn die Oberflächen nicht regelmäßig desinfiziert werden (Kramer et al. 2006). Andererseits ist die Anwesenheit von Bakterien an unbelebten Oberflächen und Ausrüstungsgegenständen normal, doch die häufigste Übertragung von Pathogenen entsteht durch den Kontakt der Hände eines Mediziners mit dem Patienten (Drees et al. 2008).

In der dermatologischen Ambulanz wird man häufig mit superfiziellen Pyodermien und bakteriellen Otitiden konfrontiert, bei denen zunehmend Bakterienarten mit hohen Virulenzfaktoren wie *Staphylococcus pseudintermedius* und *Staphylococcus aureus* isoliert werden. Zudem werden vermehrt MRSP und MRSA kultiviert. Folglich wurde bei dieser Studie die Hypothese aufgestellt, dass diese durch den Kontakt während der Untersuchung und Behandlung der Tiere auf verschiedene Oberflächen in der dermatologischen Ambulanz übertragen werden können.

Wir untersuchen bei dieser Studie verschiedenste Oberflächen mittels RODAC-Platten, diese wurden in Folge kultiviert und Bakterien wurden durch das Matrix-assistierte Laser-Desorption-Ionisierung mit Flugzeitanalyse (MALDI-TOF) Massenspektrometrie (MS) Verfahren identifiziert.

2. Literaturübersicht

2.1 MRSA – Methicillin-resistente *Staphylococcus aureus*

Kurz nach dem Aufkommen von Penicillin in den 1940er Jahren wurde der erste Penicillinase-produzierende *Staphylococcus aureus* Stamm entdeckt und infolge dessen auch die Penicillin-, Methicillin- und Oxacillin-Resistenz (Monecke et al. 2011). Innerhalb eines Jahres nach der Einführung der Antibiotika (Penicillin) wurde ein Methicillin-resistenter *Staphylococcus aureus* (MRSA) in Großbritannien beschrieben (Jevons 1961). In Kanada wurde MRSA zuerst 1981 beschrieben und ist seitdem landesweit verbreitet (Low et al. 1981). MRSA ist ein gängiger Krankheitserreger in Spitälern und führt weltweit zu einem stetigen Anstieg an nosokomialen Infektionen (Weese et al. 2006, Bergström et al. 2012). Die Methicillin-Resistenz basiert auf einem modifizierten Penicillin-bindenden Protein (PBP) 2a, welches durch das *mecA* Gen codiert ist (Morgan 2008). Das Penicillin-bindende Protein von Methicillin-resistenten Staphylokokken verringert die Affinität für β -Lactam Antibiotika (Ishihara et al. 2010).

2.1.1 MRSA Studien in humanen Spitälern

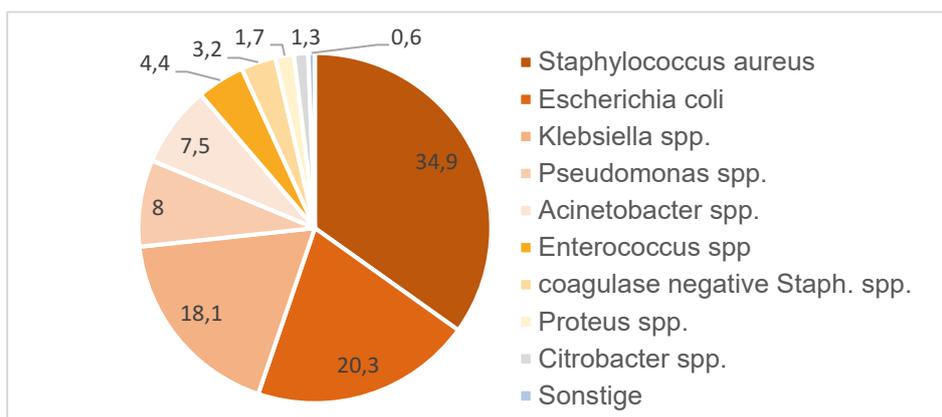
In der Humanmedizin ist MRSA mit schwerwiegenden Krankheiten, wie toxischem Schocksyndrom, Dermatitis exfoliata neonatorum und anderen Erkrankungen, wie etwa Bakteriämie, Pneumonie, Endokarditis und Osteomyelitis verbunden (Christianson et al. 2007).

Frazer et al. führten eine Studie in einem städtischen Universitätsklinikum im nördlichen Kalifornien durch, bei der die Prävalenz von MRSA Kolonisation und Infektion von Patienten in der Notaufnahme bestimmt wurde. Wissenschaftliche Mitarbeiter identifizierten alle Patienten mit Hautinfektionen und Weichteilinfektionen, welche Zellulitis, nekrotisierende Weichteilinfektionen, Wundinfektionen, Ulzera, septische Bursitis und Abszesse umfassten. Initial wurde ein Fragebogen mit Bezug auf Anwendung von Antibiotika, Drogenkonsum und Wohnverhältnissen ausgegeben. Von jedem Patienten wurden mit Dacron-Tupfern Kulturen von der Nasenschleimhaut und den Infektionsstellen angelegt. Die Infektionsstellen wurden auf häufig auftretende Pathogene, inklusive *Staphylococcus aureus* untersucht und die

Nasenabstriche wurden nur auf *Staphylococcus aureus* getestet, um eine mögliche Kolonisation festzustellen. Es wurden 137 Nasenabstriche untersucht und 119 Proben der Infektionsstellen genommen. Der Großteil der Nasenabstriche war auf *Staphylococcus aureus* negativ (71%) und von den 40 *Staphylococcus aureus*, die bestimmt wurden, waren 28 MRSA. Von den Infektionsstellen dagegen waren 79 Proben *Staphylococcus aureus* (66,4%) und davon 61 Proben positiv auf MRSA (Frazee et al. 2005).

Staphylococcus aureus ist einer der am häufigsten auftretenden Mikroorganismen in Bezug auf postoperative Wundinfektionen. Bhattacharya et al. führten eine Studie in Westbengalen durch, bei der man 19.359 Eingriffe in dreieinhalb Jahren durchführte. Dabei wurden 3.003 Kulturen positiv auf postoperative Infektion getestet. Die Proben wurden von allen Altersstufen und Geschlechtern bestimmt, die während der Studie an postoperativen Wundinfektionen erkrankt waren. Proben wurden von den Infektionsstellen mit einer Impföse oder sterilen Tupfern entnommen. In der folgenden Graphik sind die häufigsten Erreger der postoperativen Wundinfektion aufgezeigt. Von den 3.003 getesteten Kulturen wurden vom häufigsten Erreger *Staphylococcus aureus* 1.049 nachgewiesen, wovon 267 MRSA positiv dokumentiert wurden. Sie führen in der Studie auch das geringfügige Absinken der MRSA Rate an, das in den letzten Jahren in der Literatur beschrieben wurde (Bhattacharya et al. 2016).

Abbildung 1: Nachgewiesene Bakterien in Prozent (Bhattacharya et al. 2016)



In einer Universitätsklinik in São Paulo wurde von Pacheco et al. eine Studie zur Beschreibung von MRSA in der dermatologischen Abteilung durchgeführt. Auf der dermatologischen Einheit werden Patienten mit schwerwiegenden dermatologischen Erkrankungen aufgenommen und behandelt. Bei der Studie wurden über einen Zeitraum von 26 Wochen von allen Patienten der Station wöchentlich Kontroll-Kulturen für MRSA angelegt. Die Proben wurden mit sterilen Tupfern von der Nasenschleimhaut und von den Hautläsionen genommen; auch von den medizinischen Mitarbeitern wurden zu Beginn und am Ende der Studie Tupferproben der Nasenschleimhaut genommen. 142 Patienten wurden während der Studienperiode hospitalisiert und in die Probenanalyse einbezogen. 64 Personen (45%) wurden von MRSA kolonisiert, von denen 26 Patienten nur von Nasenabstrichen MRSA positiv waren, elf nur von der Hautkultur und 27 Personen an beiden Probestellen (Pacheco et al. 2011).

In vielen Spitälern und Kliniken sind Geräte wie Computer, Tastaturen und Mäuse ein günstiges Reservoir für nosokomiale Pathogene, da die meisten Vorrichtungen nicht wasserdicht sind und für den speziellen Reinigungsgebrauch von Spitälern nicht konstruiert wurden. Einige vorangegangene Studien beschreiben, dass an Oberflächen von Computern potenzielle Pathogene wie MRSA gefunden wurden (Boyce et al. 1997, Bures et al. 2000). Lu et al. führten eine Studie durch, bei der neben *Staphylococcus aureus* auch *Pseudomonas* und *Acinetobacter* Spezies untersucht wurden. Am Kaohsiung Medical University Hospital wurden die Oberflächen von Tastaturen und Mäusen in verschiedenen Krankenhausabteilungen getestet, während kein Krankheitsausbruch stattfand. Die Routinereinigung wurde durchgeführt, und jede Woche wurde für 30 Minuten die Ordnungsmäßigkeit der Hand-Hygiene überwacht. Sterile, mit Kochsalzlösung befeuchtete Tupfer wurden über die Tasten der Tastatur und über die Tasten der Mäuse bewegt. In 47 Abteilungsstationen wurden aus dem Computerarbeitsbereich 282 Proben von Tastaturen und Mäusen genommen. Davon wurden 18 als *Staphylococcus aureus* identifiziert, welche sich aus drei MRSA und 15 Methicillin-sensiblen *Staphylococcus aureus* (MSSA) zusammensetzten. Bei *Acinetobacter* Isolaten wurden zwölf als *Acinetobacter baumannii*, sieben *Acinetobacter lwoffii* und drei *Acinetobacter junii* identifiziert. Bei *Pseudomonas* Isolaten wurden zwölf als *Pseudomonas putida*, ein *Pseudomonas alcaligenes*, vier *Pseudomonas stutzeri* und keiner wurde als *Pseudomonas aeruginosa* festgestellt (Lu et al. 2009).

2.1.2 MRSA bei Pferden

In Österreich wurden an der veterinärmedizinischen Universität Wien MRSA Infektionen an Pferden beschrieben (Cuny et al. 2006,2008, Witte et al. 2007). Cuny et al. beschreiben in ihrem Artikel eine MRSA Infektion bei Pferden in verschiedenen klinischen Abteilungen. Zur gleichen Zeit indizierte eine nasale Kolonisation von Mitarbeitern und Studenten eine MRSA Transmission zum Menschen.

MRSA ist in der humanen Medizin seit Jahrzehnten ein wichtiger Krankheitserreger, doch in der Veterinärmedizin ist MRSA in der Literatur vor dem Jahre 2000 wenig beschrieben worden. Eine MRSA Infektion wurde im Jahr 2000 bei zwei Pferden in einer veterinären Universitätsklinik festgestellt, welche die Studie von Weese et al. initiiert. Bei der von 2000-2002 dauernden Studie sind etliche Pferde und Personen von MRSA infiziert oder kolonisiert worden. Durchgeführt wurde diese auf einer großen Tierklinik am Ontario Veterinary College in Kanada. Nach den ersten Fällen wurden im Jahr 2000 an fünf Tagen Proben von allen Pferden der Klinik genommen, um sie auf MRSA zu testen. Ein besseres Screening-Programm wurde von Mai bis November 2002 durchgeführt, und es wurden auch Proben von einem Zuchtbetrieb genommen. Von neun anderen Höfen wurden ebenso Proben genommen, nachdem infizierte Pferde auf der Klinik identifiziert worden waren. Bei allen Pferden wurden Abstriche der Nasenschleimhaut beim Einstellen, wöchentlich und beim Verlassen der Klinik angelegt. Mitarbeiter der Klinik unterzogen sich einem freiwilligen Screening, wobei auch hier Nasenabstriche kultiviert wurden. 79 Pferde wurden positiv auf MRSA getestet, wovon 30% (24) adulte Pferde und 70% (55) Pferde unter einem Jahr waren. MRSA wurde auch von 27 Personen isoliert (Weese et al. 2005).

2.1.3 MRSA in der Kleintiermedizin

In einem Fallbericht beschreiben Loncaric und Künzel eine MRSA Infektion bei einem Zwergkaninchen an der Veterinärmedizinischen Universität in Wien. Das zehn Wochen alte männliche Kaninchen wurde aufgrund wiederkehrender Schwellungen im Kopf- und Halsbereich vorgestellt. Es wurde ein Tupfer für eine bakteriologische Analyse genommen und festgestellt, dass es sich um *Staphylococcus aureus* handelt; durch PCR wurde eine MRSA Infektion bestätigt (Loncaric und Künzel 2013).

MRSA Infektionen wurden in den letzten Jahren an Patienten und Mitarbeitern von Kleintierkliniken in zahlreichen Ländern beschrieben (Leonard et al. 2006, van Duijkeren et al. 2010, Schwaber et al. 2013, Grönlund Andersson et al. 2014, Steinman et al. 2015). Da MRSA über längere Zeit in der Umwelt überleben kann und infektiös bleibt (Wagenvoort et al. 2000, Kramer et al. 2006), war es ein Ziel der Studie von Rojas et al., die Kontamination der Kontaktoberflächen mit MRSA in der einzigen veterinären Überweisungsklinik in Costa Rica zu bestimmen. Die Klinik besitzt neben einer dermatologischen Abteilung noch einige andere Abteilungen, von denen insgesamt 51 Oberflächenareale beprobt wurden. Dies wurde nach sechs Wochen wiederholt. Beprobte wurden unter anderem Lichtschalter, Türen, Sessel, Büro- und Untersuchungstische, Tastaturen, Telefone, Seifenspender, ein Kühlschrank, Käfige und Ultraschallsonden. Zum Zeitpunkt der Studie gab es keine standardisierten Reinigungs- und Desinfektionsprotokolle, stattdessen wurde dies zweimal täglich von einer Person durchgeführt, die für alle Abteilungen zuständig war. Außerdem reinigten und desinfizierten die Studienassistenten u.a. Tischen, Käfige und Equipment. Zum Beprobieren von großen Oberflächen wurden elektrostatische Stoffe verwendet, für kleinere Oberflächen benutzte man Tupferproben. Insgesamt waren 42% (41) der Proben positiv auf *Staphylococcus aureus*, und bei 26,5% (27) wurden MRSA isoliert (Rojas et al. 2017).

Beim Menschen wird MRSA als kommensaler Organismus in 1-1,5 % der Gesamtbevölkerung beschrieben (Abudu et al. 2001, Rim and Bacon 2007), während MRSA bei Hunden nicht zu einem typischen kommensalen Organismus zählt. In der Hundepopulation wird weniger als ein Prozent als Träger identifiziert (Bagcigil et al. 2007, Boost et al. 2007, Hanselman et al. 2008). Ziel der Studie von Heller et al. war es, die Verteilung von MRSA in bestimmten Departments auf einer Kleintierklinik in der Universität in Glasgow und die Kolonisation von Mitarbeitern zu beschreiben. Die Klinik wurde in 14 Areale unterteilt, wobei an einem Tag insgesamt 140 Stellen beprobt (Fußböden, Türgriffe, Arbeitsflächen, Wasserhähne, Abläufe und Zwinger) und in speziellen Räumen noch von weiteren Stellen Proben genommen wurden. Bei der Beprobung wurden sterile Baumwolltupfer verwendet, die mit sterilem, destilliertem Wasser befeuchtet waren. Eine Probe wurde auf einer Fläche von zehn Quadratzentimetern zehn Sekunden lang bewegt und gedreht. Nach 14 Tagen wurden von 60 Stellen erneut Proben genommen; alle Stellen, die zuvor positiv getestet wurden und stichprobenartig jene Stellen, welche zuvor negativ waren. Alle Mitarbeiter der Klinik wurden um Teilnahme gebeten. Die persönlichen Informationen wurden anonym gehalten. Wie bei der Beprobung der Oberflächen wurde ein steriler Baumwolltupfer verwendet und von beiden Seiten der Nasenschleimhaut ein

Abstrich angefertigt. Zwei der 140 Umgebungsproben wurden an Tag eins positiv auf MRSA getestet, und an Tag 14 wurde von den 60 genommenen Proben eine wiederholt positiv getestet. Zwei Proben von 64 Mitarbeitern, die an Tag eins einwilligten, Nasenabstriche bereitzustellen, waren MRSA positiv. Beide Personen waren Veterinärmediziner, die im selben Department arbeiteten, welche aber am Tag der wiederholten Probennahme nicht anwesend waren (Heller et al. 2009).

Eine Studie hat veröffentlicht, dass MRSA das zweithäufigste Pathogen ist, das mit nosokomialen Ausbrüchen assoziiert ist (Benedikt et al. 2008). Dabei wurden keine Interaktionen zwischen Umwelt, Patienten und Mitarbeitern des Tierspitals beschrieben. Deswegen war ein Ziel der Studie von van Balen et al., die Präsenz und die Verteilung der MRSA Kontaminierung an Oberflächen einer Universitätsklinik für Kleintiere in Ohio zu beschreiben. Sie führten ein über ein Jahr lang dauerndes Überwachungs-Programm durch, bei dem Oberflächenproben des Spitals und Proben von Hunden vor dem Eintritt in die Untersuchungsbereiche genommen wurden. Diese Proben wurden von Oberflächen der Gemeinschaftspraxis, der Dermatologie und der Operationsräume bezogen (Hoet et al. 2011). Durchschnittlich wurden pro Monat 48 Proben genommen, fünf aus der Gemeinschaftspraxis, elf aus der Dermatologie, acht aus der Intensivstation, 21 aus den Operations- und Vorbereitungsälen und drei von Untersuchungswagen, die in verschiedenen Stationen verwendet wurden. Die Oberflächen wurden aufgeteilt in Menschenkontakt (Türen, Computer, Laptop, Otoskop, Mikroskop, etc.) und Tierkontakt (Untersuchungstische, Wasserschüsseln, Käfige, Wärmematten, etc.). Zur Beprobung großer Oberflächen wurden elektrostatische Tücher verwendet, für kleinere Oberflächen sterile, befeuchtete Baumwolltupfer. Bei der Probennahme der Hunde nahmen in einem Jahr 148 Hunde der Gemeinschaftspraxis und der Intensivstation, 145 Hunde aus der Dermatologischen Abteilung und 142 Hunde, die in den Operationssälen waren, teil. Beprobt wurden die Schleimhäute des Nasenvorhofes, die Gehörgänge und die Perianalregionen und, wenn vorhanden, Hautläsionen. Von 569 der genommenen Oberflächenproben waren 77 (13,5%) MRSA positiv. Bei den Proben der Gemeinschaftspraxis waren insgesamt 13/61 (21,3%) MRSA positiv, davon 6/37 (16,2%) Menschenkontakt und 7/24 (29,2%) Tierkontakt; bei der Dermatologie insgesamt 9/134 (6,7%), davon 1/86 (1,2%) Menschenkontakt und 8/48 (16,7%) Tierkontakt; bei der Intensivstation waren 13/97 (13,4%) positiv, davon 8/48 (16,7%) Menschenkontakt und 5/49 (10,2%) Tierkontakt; bei den Operations- und Vorbereitungsälen waren insgesamt 27/243 Proben MRSA positiv, davon 19/108 (17,6%) Menschenkontakt und 8/135 (5,9%) Tierkontakt

und bei den 3 Untersuchungswagen, die nur Tierkontaktproben enthielten, waren 15/34 (44,1%) Proben positiv. Von den 435 untersuchten Hunden waren 25 (5,7%) MRSA positiv (van Balen et al. 2013).

2.2 MRSP – Methicillin-resistente *Staphylococcus pseudintermedius*

Es wurde verdeutlicht, dass *Staphylococcus pseudintermedius* und nicht *Staphylococcus intermedius* die Spezies ist, die eine Kolonisation und Infektion bei Hunden und Katzen hervorruft (Perreten et al. 2010). Auch hat sich herausgestellt, dass MRSP ein signifikantes Pathogen bei Haustieren darstellt (Weese und van Duijkeren 2010). Neben infizierten Operationswunden, die durch MRSP hervorgerufen werden, sind auch eine Vielzahl anderer Erkrankungen wie Pyodermie, Otitis externa und Harntraktinfektionen mit MRSP assoziiert (Perreten et al. 2010, Ruscher et al. 2010, Weese und van Duijkeren 2010). MRSP Infektionen in der Humanmedizin sind selten, es wurden aber einzelne Fälle beschrieben (Gerstadt et al. 1999, Campanile et al. 2007, Kempker et al. 2009, Stegemann et al. 2010).

2.2.1 MRSP in Tierkliniken

Van Duijkeren et al. beschreiben in ihrem Artikel 2011, dass die Kenntnis über die artübergreifende Übertragung und die Umweltkontaminierung in Bezug auf MRSP selten ist. Sie führten eine 12-monatige Studie durch, bei der das Ziel war, die MRSP Kontamination und Kolonisation von Menschen, Tieren und der Umgebung zu bestimmen. Durchgeführt wurde die Studie in 20 Haushalten, in denen Haustiere durch MRSP infiziert waren, sowie den Kliniken und deren Personal. Bei der Studie wurden 20 Patienten aus der Universität in Utrecht und zehn tierärztliche Kliniken ausgewählt. Für die Besuche der Haushalte wurde die Erlaubnis der Besitzer eingeholt. Mit deren Zustimmung nahmen die Besitzer unter Instruktion von sich selbst nasale Tupfer, bei den Tieren nahm man anale und perianale Tupfer, und es wurden Tiere mit einer Infektion an der Infektionsstelle beprobt. In den Haushalten wurden fünf bis acht Umgebungsproben genommen, unter anderem von Schlafplätzen, Fütterungsstellen, dem Boden vor dem Sofa, Türmatten, dem Fensterbrett, Kühlschränken, der Treppe, des Computers und der Tür. Die Proben wurden mit sterilen Handschuhen durch einen sterilen

Verbandsmüll genommen, wobei beide Seiten über eine Oberfläche von 10x30 cm gerieben wurden. Ebenso nahmen zehn private tierärztliche Kliniken an dieser Studie teil, wo bei mindestens einem Patienten eine MRSP Infektion festgestellt wurde. Nasale Proben wurden vom Personal selbst genommen. Die Umgebungskontamination wurde an 9-27 Oberflächenarealen untersucht. Die Proben wurden von Türmatten, dem Warteraum, dem Schalter, dem Konsultationsraum, der Radiologie, dem Operationssaal, dem Labor und der Station der hospitalisierten Patienten genommen. Zum Start der Studie waren nur mehr zehn der ausgewählten Tiere, acht Hunde und zwei Katzen, MRSP positiv. In sechs Haushalten wurden mitbewohnende Tiere MRSP positiv getestet. Zwei Personen, die im selben Haushalt lebten, wurden aus den Nasalabstrichen positiv auf MRSP getestet. Bei der Kontamination der Oberflächen wurden 44% MRSP positiv getestet. Am häufigsten MRSP positiv waren die Fütterungsstellen, gefolgt von den Schlafplätzen. Nur vier der mitwirkenden 141 Personen in den Tierkliniken wurden MRSP positiv getestet. In den Kliniken wurden auch Umgebungsproben genommen, wobei 16% der 200 genommenen Proben MRSP positiv getestet wurden (van Duijkeren et al. 2011).

Seit 2004 wurden MRSP Isolate mit vermehrter Häufigkeit identifiziert (Jones et al. 2007, Loeffler et al. 2007, Bemis et al. 2009). Um einen Einblick in die Präsenz und Diversität von MRSPs bei Hunden zu gewinnen, führten Nienhoff et al. über 17 Monate an der veterinärmedizinischen Universität in Hannover eine Studie durch. Sie beurteilten die möglichen Faktoren, die mit der MRSP Besiedlung verbunden sind. In der Studienzeit wurden von 814 Hunden, bevor sie die Klinik betraten, Proben im Warteraum genommen: gemeinsame Tupfer von der Nasenschleimhaut und den Pharynx-Regionen und ein weiterer Tupfer vom Perineum der Hunde. Wenn Hautläsionen vorhanden waren, wurden zusätzliche Proben genommen. Die Patientenbesitzer füllten einen Fragebogen aus, um Hintergrundwissen bezüglich der Faktoren einer möglichen MRSP Kontamination zu sammeln. Das mittlere Alter der getesteten Hunde war 6,2 Jahre (0,12-17), das mittlere Gewicht 22,9 kg (1-78), und es gab gleichviele weibliche wie männliche Tiere. Positive MRSP Resultate fand man an 85 Proben, die von 60 Hunden genommen wurden. Diese beinhalten 46 Nasen- und Pharynxabstriche, 34 Proben des Perineums, vier der Hautläsionen und eine Probe einer Wundinfektion (Nienhoff et al. 2011).

2.3 MRSA und MRSP in der Veterinärmedizin

Ursachen für hospital-assoziierte Infektionen (HAI) können die eigene Flora des Patienten, Übertragung von medizinischem Personal oder von unbelebten Spitalsobjekten sein (Hardy et al. 2006, Marshal et al. 2009). Die Hände von medizinischen Mitarbeitern sind häufig durch opportunistische Pathogene verunreinigt, und eine mangelhafte Handhygiene trägt zur Pathogenese von HAI bei (Allegranzi und Pittet 2009). Julian et al. führten eine Studie durch, die zum Ziel hatte, die MRSA und MRSP Kontamination von Mobiltelefonen zu bestimmen und die Faktoren festzulegen, die mit der Kontamination assoziiert sind. Mitarbeiter des Tierspitals und Studenten wurden beprobt. Es wurden elektrostatische Tücher verwendet. Zusätzlich wurden Proben von Händen und Unterarmen der Person genommen, welche die Probennahme durchführte, von der Verpackung der Handschuhe, dem Klemmbrett und dem Fragebogen, den die beteiligten Personen ausgefüllt hatten. 123 Mobiltelefone, davon 71 private und 52 Firmentelefone, wurden untersucht. Methicillin-resistente Staphylokokken wurden auf drei Mobiltelefonen festgestellt. Auf zwei wurden MRSP isoliert und auf einem wurde MRSA festgestellt (Julian et al. 2012).

Computer werden täglich zum Eintragen von Patientendaten, Anfordern und Kontrollieren von Labortests und Radiologie-Bildern benutzt sowie zum Erstellen von Rechnungsbelegen. Etliche Studien zur bakteriellen Kontamination von Computer-Tastaturen und den Auswirkungen als Reservoir für Pathogene wurden in der Humanmedizin durchgeführt, doch in der Veterinärmedizin gibt es nur wenige Studien, die das Ausmaß der Kontamination von Computerbehelfen beschreiben. Auch werden keine praktischen Methoden beschrieben, wie diese optimal zu reinigen und zu desinfizieren sind. Bender et al. führten ein Projekt durch, das die Gewinnung von *Staphylococcus* Spezies von Computer-Tastaturen und Mäusen in einer veterinären Universitätsklinik in Minnesota beschreibt. Drei Tastaturen und die dazugehörigen Mäuse in einem Behandlungsraum, drei an der Dermatologie und eine in einem Büro wurden zwei Mal pro Woche 10 Wochen lang beprobt. Für die Proben wurden sterile, befeuchtete Baumwolltupfer verwendet und von häufig benutzten Tasten Proben für *Staphylococcus* Kulturen angelegt. Während der ersten fünf Wochen wurden die Angestellten instruiert, die Tastaturen und Mäuse wie gewöhnlich zu reinigen und zu desinfizieren. Während Woche sechs und sieben desinfizierte ein Angestellter die Computerbehelfe täglich mit einem 70% Isopropylalkoholtuch, und in den Wochen acht bis zehn wurden sie täglich mit einem Sani-Wipe®-Tuch gereinigt. In 25 von 70 untersuchten Proben wurde *Staphylococcus*

festgestellt, davon waren 13 *Staphylococcus* Spezies, sieben *Staphylococcus pseudintermedius*, vier *Staphylococcus aureus* und eine gemischte Kolonie aus *Staphylococcus* Spezies und *Staphylococcus pseudintermedius* (Bender et al. 2012).

Es ist bekannt, dass Personen, die in engem Kontakt mit MRSA infizierten Haustieren leben, von demselben MRSA Stamm kolonisiert werden können und dann als Träger für die sekundäre Transmission fungieren (Calfee et al. 2003, Johansson et al. 2007). Die Kolonisation kann in manchen Individuen von Monaten bis Jahren persistieren (Marschall und Muhlemann 2006). Die humane Kolonisation von Hundebesitzern und Tierärzten mit *Staphylococcus intermedius/pseudintermedius* ist möglich (Pottumarthy et al. 2004, Goodacre et al. 1997, Guardabassi et al. 2004). Morris et al. beschreiben in ihrem Artikel, dass Veterinär-Dermatologen und deren Angestellte einem erhöhten Risiko für die Querübertragung von MRSA, MRSP und Methicillin-resistenten *Staphylococcus schleiferi* (MRSS) ausgesetzt sind, da bei praktizierenden Dermatologen der gehäufte Kontakt mit purulentem Exsudat tagtäglich besteht. Sie führen an, dass multiresistente Staphylokokken-Infektionen von Dermatologen vermehrt diagnostiziert werden. Sie führten eine Studie durch, bei der sie ihre primäre Hypothese überprüfen wollten und Menschen und Tiere, die in engem Kontakt leben, auf Methicillin-resistente *Staphylococcus* spp. untersuchten, welche mit Haut- und Weichteilinfektionen assoziiert sind. Praktizierende Dermatologen, Residents und das Fachpersonal wurden aufgefordert, an der Studie teilzunehmen. Personen, die zustimmten, bekamen Probenmaterial, Versandmaterial, genaue Instruktionen zur Probennahme bei Mensch und Tier und einen Fragebogen, der die Risikofaktoren zur MRSA Kolonisation, Tiergesundheit, Lebensbedingungen, Zweittiere, Tierkontakt und Gebrauch von Antibiotika enthielt. Die Tiere wurden an vier Körperstellen beprobt (Analschleimhaut, Leiste, distale Nasenlöcher und Maulschleimhaut), welche als primäre Kolonisationsstellen bei Hunden und Katzen beschrieben wurden (Griffeth et al. 2008, Abraham et al. 2007). Falls Tiere an einer aktiven Staphylokokken-Infektion erkrankt waren, nahm man eine zusätzliche Probe. Eingereicht wurden 171 Proben von Personen und 418 von Tieren, wobei 258 Hunde und 160 Katzen darstellten. MRSA wurde an sechs Personen (3,5%) und acht Tieren (1,9%) isoliert, MRSP an neun Personen (5,3%) und 21 Tieren (5,0%) und MRSS an vier Personen (2,3%) und zwei Tieren (0,5%) (Morris et al. 2010).

2.4 MRSH – Methicillin-resistente *Staphylococcus haemolyticus*

In der Human- und Veterinärmedizin ist *Staphylococcus* eine der am häufigsten auftretenden Bakteriengattungen (Ruzauskas et al. 2014) und durch die Methicillin-Resistenz eine Bedrohung für die Gesundheit von Mensch und Tier (Kluytmans 2010, Catry et al. 2010). Beim Screening auf MRSA und MRSP identifizierten sie Methicillin-resistente *Staphylococcus haemolyticus* (MRSH). *Staphylococcus haemolyticus* ist ein Mannitol-fermentierendes, Koagulase-negatives Bakterium (Kim et al. 2012), welches als opportunistisches Pathogen Multiresistenzen aufweisen kann (Bakthavatchalam et al. 2017). *Staphylococcus haemolyticus* könnte auch Septikämie, Peritonitis, Otitis und Harnwegsinfektionen hervorrufen (Takeuchi et al. 2005).

Ruzauskas et al. führen in ihrem Artikel an, dass die Daten über die Prävalenz dieser Spezies in Haus- und Nutztieren selten sind. Sie beschreiben einen Artikel in Dänemark, wo MRSH von Pferden, Personal und Oberflächen isoliert wurde (Moodley und Guardabassi 2009) und eine andere Studie in Norwegen, wo MRSH an Katzenwunden und Tierkäfigen identifiziert wurde (Sidhu et al. 2007). Sie führten selbst eine Studie durch, bei der 450 Hunde, 50 Katzen und 250 Pferde teilnahmen, wovon 300 Hunde, 50 Katzen und 50 Pferde erkrankt waren. Mit sterilen Tupfern wurden von Hautflächen, Wundinfektionen, von Patienten mit Otitis und Keratitis und anderen Erkrankungen Proben genommen. Von gesunden Tieren wurden nasale Tupfer (30 von Hunden und 150 von Pferden) und Proben der Leistengegend (20 von Hunden und 50 von Pferden) genommen. Vier Hundebesitzer machten freiwillig nasale Abstriche. Ergebnis dieser Studie war, dass sie von 754 Proben 12 MRSH Isolate gefunden hatten. Keine davon in Katzen, Pferden und gesunden Tieren. Ein Isolat wurde an einem Hundebesitzer festgestellt, eines an einem sechs Jahre alten männlichen Hund, der an einer tiefen Pyodermie erkrankt war, und zehn MRSH Isolate wurden an reinrassigen weiblichen Hunden diagnostiziert (Ruzauskas et al. 2014).

3. Material und Methode

Am 21. August 2017 nahmen wir nach der Vormittagsambulanz die Abklatschproben aus der Dermatologischen Abteilung der Internen Medizin der Kleintiere. Diese befindet sich im Erdgeschoß des Gebäudes KC der Veterinärmedizinischen Universität Wien. Das Reinigungspersonal wusste nichts von unserem Projekt, demnach wurde wie üblich gereinigt und desinfiziert.

Abbildung 2: Grundrissplan der Internen Medizin Kleintiere (Veterinärmedizinische Universität Wien)



3.1 Probenmaterial

RODAC-Platten (Replicate Organism Detection and Counting) werden zur mikrobiologischen Überprüfung in Gesundheits- und Lebensmittelbereichen eingesetzt. Verschiedenste Nährböden dieser dienen zur Selektion von Bakterien. Unser Nährboden der Abklatschplatten setzte sich aus CASO-Agar-TSA mit Enthemer zusammen.

Abbildung 3: RODAC Platten

3.2 Probennahmen

Direkt nach dem Ordinationsbetrieb, ohne vorherige Reinigung und Desinfektion, nahmen wir zu dritt die Proben. Von Laboklin Linz, Austria wurden uns Kontaktplatten zur Verfügung gestellt. Diese sind RODAC-Abklatschplatten zur Bestimmung des Oberflächenkeimgehaltes. Nachdem man den Deckel der Petrischale abgenommen hat, drückt man den leicht vorgewölbten gelben Agar vorsichtig gegen eine Oberfläche. Bei zu beprobenden Oberflächen, die leicht gebogen sind, kann man die Platte etwas kippen, um einen Kontakt mit der gesamten Agarfläche herzustellen. Zur Beprobung einer Platte hält und kippt man diese für 60 bis 90 Sekunden gegen einen zu beprobenden Gegenstand. Außerdem ist es wichtig, dass nichts anderes als das vorgegebene Objekt die Agarplatte berührt, um Kontamination zu vermeiden. Die Abklatschplatten sind an der Unterseite durch Zahlen gekennzeichnet.

Die Probenstellen sind so ausgewählt, dass sie die vom Menschen am meisten berührten Bereiche repräsentieren. Im Ambulanz-Betrieb werden die Türgriffe von Angestellten und Besitzern als erstes berührt. Meist oder oft wird der Besitzer mit einem Händedruck begrüßt und auch der Patient Hund wird oft zur Begrüßung gestreichelt. Erst wird die Anamnese erhoben und während des Gesprächs ins TIS (Informationssystem der Veterinärmedizinischen Universität) eingetragen, d.h. es werden die Maus und die Tastatur verwendet. Der nächste Schritt ist der klinische Untersuchungsgang des Tieres und weitere Probennahmen, wo kleinere Tiere am Ordinationstisch untersucht und behandelt werden. Zur weiteren

Untersuchung werden unter anderem Probennahmen des äußeren Gehörgangs mit Hilfe von Wattestäbchen oder der Hautoberfläche mit Klebestreifen durchgeführt, die dann für die zytologische Untersuchung auf Objektträgern gefärbt werden. Oft werden dazu Rasierer verwendet und fast immer die Probekisten benutzt. Anschließend werden die gefärbten Objektträger mit dem Mikroskop untersucht. Für die entsprechende Therapie und Behandlung werden die Tiere abgewogen und die benötigten Medikamente aus dem Medikamenten- oder Kühlschrank entnommen. Dazwischen werden die Hände am Waschbecken gereinigt und anschließend desinfiziert. Zuletzt wird die Abrechnung wieder im TIS eingetragen, möglicherweise Bürohelfe aus dem Rollladen genommen, die Besitzer mit Händedruck verabschiedet, und die Türgriffe werden von Angestellten oder Besitzern erneut berührt.

In der unten angeführten Tabelle 1 finden Sie die Objekte, die beprobt wurden, und die Abbildung 5 stellt eine Skizze der Dermatologischen Ambulanz mit den Stellen der Probennahmen dar.

Abbildung 4: Durchführung der Probennahme



Tabelle 1: Lokalität der Probennahme

Probennr. 1	Probenkiste 1	Probennr. 14	Schermaschine groß
Probennr. 2	Probenkiste 2	Probennr. 15	Türgriff innen
Probennr. 3	Wasserhahn 1	Probennr. 16	Türgriff außen
Probennr. 4	Wasserhahn 2	Probennr. 17	Mikroskop Objektträgerfläche
Probennr. 5	Kühlschrank - Griff	Probennr. 18	Mikroskop Griff 1
Probennr. 6	Tiefkühler - Griff	Probennr. 19	Mikroskop Griff 2
Probennr. 7	Medikamentenschrank - Griff	Probennr. 20	Waage
Probennr. 8	Medikamentenschrank - Tür	Probennr. 21	Telefon - Hörer
Probennr. 9	Tastatur 1	Probennr. 22	Rollladen
Probennr. 10	Tastatur 2	Probennr. 23	Tisch - Oberfläche 1
Probennr. 11	Maus 1	Probennr. 24	Tisch - Oberfläche 2
Probennr. 12	Maus 2	Probennr. 25	Tisch - Unterseite
Probennr. 13	Schermaschine klein		

3.2 Auswertung

Nach der Probennahme sind die beschrifteten und verschlossenen Petrischalen zusammen in einem Karton mit Kühlakkus gelagert und am selben Tag per Post nach Linz zur Firma Laboklin (GmbH & CO.KG) versandt worden. Diese wurden dann bis zu 48 Stunden bebrütet und nachgewiesene Mikroorganismen wurden durch das MALDI-TOF MS Verfahren identifiziert.

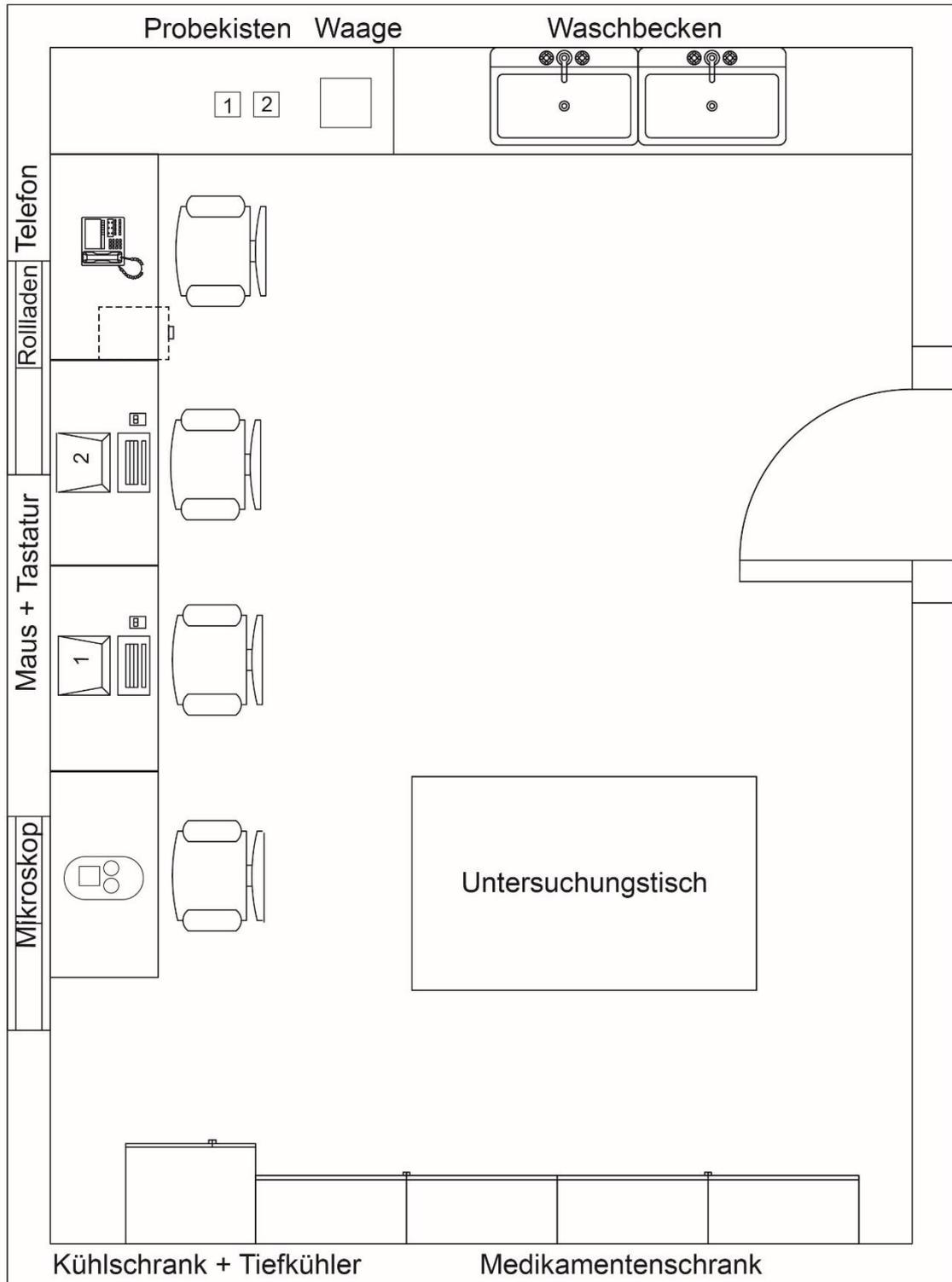
Zur Gattungs- bzw. Speziesidentifizierung müssen Bakterien und Pilze zunächst auf Festmedien vorkultiviert werden. Danach wird eine stecknadelkopfgroße Menge einer Einzelkolonie auf die Analyseposition (Targetplatte) aufgetragen, wobei je nach Hersteller 96 bzw. 160 Isolate gleichzeitig zur Differenzierung aufgetragen werden können. Auf die Probe wird eine Matrixlösung pipettiert und die Erregerprobe wird somit kokristallisiert. Nach dem Auskristallisieren der Matrix wird die Targetplatte in das System eingegeben. Im Hochvakuum wird die Matrix mit den eingebetteten Mikroorganismen durch Laserbeschuss explosionsartig verdampft, wodurch die zu untersuchenden Analyten (Proteine) mitgerissen werden. Es findet eine Ionisierung der Analyten statt, wobei die Ionen in einem elektrischen Feld mit einer Spannung von 10-30kV beschleunigt werden und dadurch die Flugzeit der Analyten exakt bestimmt werden kann. Es werden unterschiedliche Massen einzelner Analyten bestimmt und zu einem Gesamtspektrum zusammengefasst. Die durch das Verfahren ermittelten Spektren sind für jeweilige Bakterien- oder Pilzspezies charakteristisch. So stellen sie als „molekularer

Fingerabdruck“ die Grundlage der Speziesdifferenzierung dar. Die ermittelten Spektren können mit einer zum System gehörender Referenzdatenbank verglichen werden. Vom Auftragen der Probe auf die Analyseposition bis zum Vorliegen des Differenzierungsergebnisses werden weniger als zehn Minuten benötigt. Die direkte Identifikation von Erregern aus Patientenproben ist bislang nicht möglich, und auch die Antibiotika- oder Antimykotika-Resistenzbestimmung aus Isolaten ist über das MALDI-TOF MS Verfahren noch nicht gegeben (Neumeister et al. 2009).

Die Methicillin-Resistenz wurde durch den Nachweis des *mecA*-Gens durch eine PCR festgestellt und der ESBL (Extended-Spectrum Beta-Laktamasen) Nachweis wurde durch ESBL-Spezialnährböden (Brilliance-ESBL-Agarplatte) erbracht.

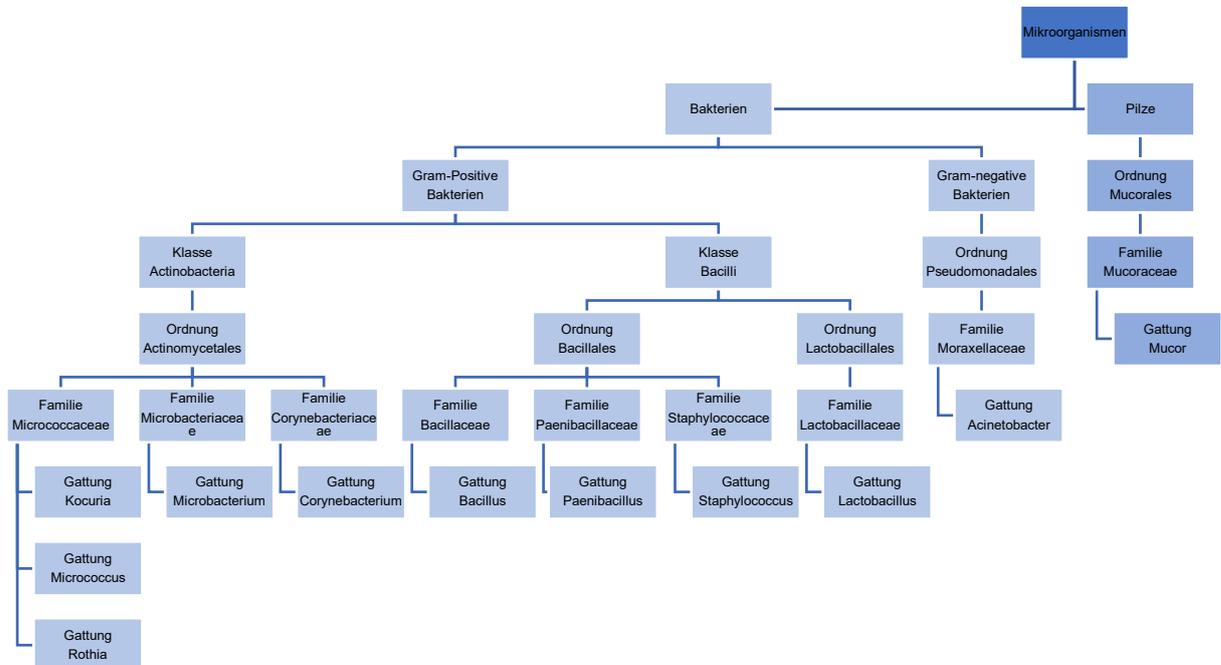
Nach der Auswertung wurde uns von Laboklin Linz, Austria, eine Microsoft® Excel Datei mit den ausgewerteten Bakterien zugesandt. Die Datei enthielt die bestimmten Bakterien und jeweils die Zahl der koloniebildenden Einheiten (KBE).

Abbildung 5: Skizze der dermatologischen Abteilung



4. Ergebnisse

Abbildung 6: Ausgewählte Mikroorganismen

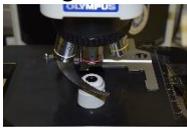


Von den Proben, die aus der Dermatologischen Ambulanz genommen wurden, sind 24 signifikant. Die Probe Nummer 25 ist an der Unterseite des Tisches beprobt worden, und das Ergebnis dieser Probe waren null KBE. In der unten angeführten Tabelle 2 sind die Lokalisation, die Gesamtzahl der KBE jeder Probe und das Ergebnis des MALDI-TOF Verfahrens beschrieben.

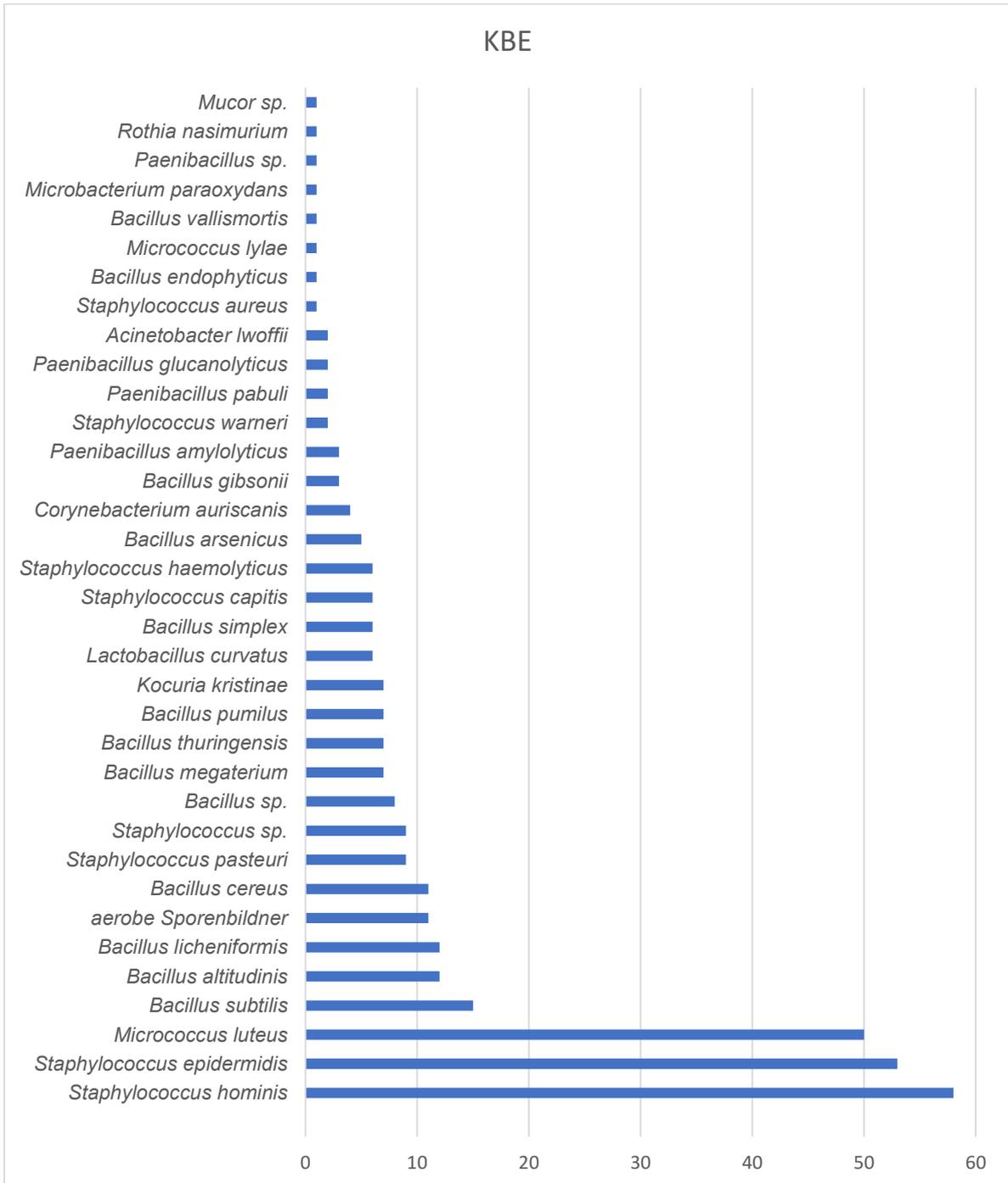
Tabelle 2: Ergebnisse der MALDI-TOF MS Untersuchung

Nr	Lokalisation	KBE	Bakterienart
1	Probenkiste 1 	Gesamtzahl 11 1 1 3 2 1 <i>mecA</i> neg 1 2	<i>Bacillus subtilis</i> <i>Bacillus cereus</i> <i>Bacillus licheniformis</i> <i>Staphylococcus hominis</i> <i>Staphylococcus aureus</i> aerobe Sporenbildner <i>Micrococcus luteus</i>
2	Probenkiste 2 	Gesamtzahl 20 3 4 1 3 1 <i>mecA</i> pos 7 1	<i>Bacillus megaterium</i> <i>Bacillus altitudinis</i> <i>Paenibacillus sp.</i> <i>Bacillus subtilis</i> <i>Staphylococcus haemolyticus</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Bacillus cereus</i>
3	Wasserhahn 1 	Gesamtzahl 7 1 1 5	<i>Bacillus cereus</i> <i>Staphylococcus hominis</i> <i>Bacillus arsenicus</i>
4	Wasserhahn 2 	Gesamtzahl 20 1 1 1 17	<i>Bacillus vallismortis</i> <i>Bacillus pumilus</i> <i>Rothia nasimurium</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>
5	Kühlschrank-Griff 	Gesamtzahl 48 4 8 23 3 2 7 1	<i>Bacillus cereus</i> <i>Bacillus altitudinis</i> <i>Staphylococcus hominis</i> aerobe Sporenbildner <i>Staphylococcus sp.</i> <i>Micrococcus luteus</i> <i>Mucor sp.</i>
6	Tiefkühler-Griff 	Gesamtzahl 9 7 2	<i>Bacillus thuringensis</i> aerobe Sporenbildner

Nr	Lokalisation	KBE	Bakterienart
7	Medikamentenschrank-Griff 	Gesamtzahl 5 1 3 1	<i>Bacillus subtilis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Micrococcus luteus</i>
8	Medikamentenschrank-Tür 	Gesamtzahl 5 2 1 2	<i>Bacillus licheniformis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Paenibacillus glucanolyticus</i>
9	Tastatur 1 	Gesamtzahl 14 2 4 4 1 3	<i>Bacillus simplex</i> <i>Micrococcus luteus</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Bacillus pumilus</i> <i>Staphylococcus sp.</i>
10	Tastatur 2 	Gesamtzahl 27 1 9 7 3 <i>mecA</i> neg 7	aerobe Sporenbildner <i>Staphylococcus pasteurii</i> <i>Micrococcus luteus</i> <i>Staphylococcus haemolyticus</i> <i>Kocuria kristinae</i>
11	Maus 1 	Gesamtzahl 4 1 3	<i>Bacillus subtilis</i> <i>Staphylococcus hominis</i>
12	Maus 2 	Gesamtzahl 13 5 2 3 2 1	<i>Bacillus subtilis</i> <i>Paenibacillus pabuli</i> <i>Staphylococcus capitis</i> <i>Micrococcus luteus</i> <i>Paenibacillus amylolyticus</i>
13	Schermaschine klein 	Gesamtzahl 9 1 1 3 4	<i>Bacillus endophyticus</i> <i>Bacillus licheniformis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Corynebacterium auriscanis</i>

Nr	Lokalisation	KBE	Bakterienart
14	Schermaschine groß 	Gesamtzahl 20 1 2 2 7 2 2 4	<i>Bacillus licheniformis</i> <i>Paenibacillus amylolyticus</i> <i>Bacillus megaterium</i> <i>Micrococcus luteus</i> <i>Staphylococcus hominis</i> <i>Bacillus pumilus</i> <i>Staphylococcus sp.</i>
15	Türgriff innen 	Gesamtzahl 16 1 7 2 6	<i>Bacillus sp.</i> <i>Staphylococcus hominis</i> <i>Micrococcus luteus</i> <i>Lactobacillus curvatus</i>
16	Türgriff außen 	Gesamtzahl 18 1 2 12 3	<i>Bacillus subtilis</i> aerobe Sporenbildner <i>Staphylococcus hominis</i> <i>Staphylococcus capitis</i>
17	Mikroskop Objekttträgerfläche 	Gesamtzahl 1 1	<i>Micrococcus luteus</i>
18	Mikroskop Griff 1 	Gesamtzahl 14 2 4 1 2 <i>mecA</i> pos 3 2	<i>Bacillus subtilis</i> <i>Bacillus simplex</i> <i>Bacillus subtilis</i> <i>Staphylococcus haemolyticus</i> <i>Micrococcus luteus</i> aerobe Sporenbildner
19	Mikroskop Griff 2 	Gesamtzahl 15 5 2 3 3 2	<i>Bacillus licheniformis</i> <i>Bacillus cereus</i> <i>Bacillus pumilus</i> <i>Bacillus sp.</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>
20	Waage 	Gesamtzahl 14 2 3 8 1	<i>Staphylococcus warneri</i> <i>Bacillus gibsonii</i> <i>Micrococcus luteus</i> <i>Micrococcus lylae</i>

Nr	Lokalisation	KBE	Bakterienart
21	Telefon-Hörer 	Gesamtzahl 12 1 2 3 6	<i>Bacillus cereus</i> <i>Bacillus megaterium</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>
22	Rollladen 	Gesamtzahl 17 1 2 ESBL neg 3 7 4	<i>Bacillus cereus</i> <i>Acinetobacter lwoffii</i> <i>Micrococcus luteus</i> <i>Staphylococcus hominis</i> <i>Bacillus sp</i>
23	Tisch-Oberfläche 1 	Gesamtzahl 2 1 1	<i>Staphylococcus hominis</i> <i>Microbacterium paraoxydans</i>
24	Tisch-Oberfläche 2 	Gesamtzahl 10 7 3	<i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Micrococcus luteus</i>
25	Tisch-Unterseite 	Gesamtzahl 0	

Abbildung 7: Gesamtzahl der nachgewiesenen Bakterien

5. Diskussion

5.1 Hypothese, Räumlichkeiten und Probennahme

Durch das wiederholte Arbeiten mit Tieren, die an Hauterkrankungen leiden, war unsere Hypothese, vermehrt Bakterien mit hohem Virulenzpotential sowie MRSA und MRSP bei unserer Probennahme zu finden. Diese Hypothese ist hier widerlegt worden. Es wurde zwar eine KBE *Staphylococcus aureus* gefunden, welche aber *mecA* negativ war. *Staphylococcus pseudintermedius* wurden keine diagnostiziert. Dagegen fanden wir eine andere Methicillin-resistente *Staphylococcus* Spezies: *Staphylococcus haemolyticus*.

Da wir die Probennahme von Oberflächenarealen nur in der dermatologischen Ambulanz durchgeführt haben, wurden ähnliche Publikationen dazu gesucht, um Vergleichbarkeiten des Keimspektrums zu beschreiben. Studien, die nur im dermatologischen Bereich durchgeführt worden sind und Oberflächenbereiche beprobt haben, sind zu unserem Thema in der Literatur keine beschrieben worden. Dagegen gibt es einige andere Studien, die diese Thematik beschreiben und neben der Dermatologie auch Oberflächen in anderen Räumen beprobten, z.B. Bereiche der Intensivstation, der Operationssäle oder anderen Behandlungsräumen, wie Orthopädie, Neurologie oder Onkologie (Hoet et al. 2011, Bender et al. 2012, van Balen et al. 2013, Rojas et al. 2017).

Die oben genannten Studien verwendeten allerdings bei der Probennahme elektrostatische Tücher für größere Oberflächen und/oder sterile, befeuchtete Baumwolltupfer für kleinere Oberflächen. Es wurden auch keine Publikationen gefunden, die zum Diagnostizieren von Staphylokokken und anderen Bakterienarten Abklatschplatten zur Beprobung von Oberflächenarealen angewandt hatten. Die Verwendung von Abklatschplatten könnte einen Einfluss auf das erhaltene Keimspektrum haben.

Einige Studien nahmen ähnliche Objekte zur Beprobung: Computer-Tastaturen, Mäuse und Laptops, Telefone und Handys.

Neben der Intensivstation, den Operationssälen und den Untersuchungsräumen beprobten Hoet et al. in ihrer Studie unter weiteren Räumen auch den Raum der Dermatologie. Von 110 untersuchten Proben von Räumen der Kleintierklinik wurden 18 MRSA diagnostiziert, von

denen eine an einer zusammengefassten Probe von einer Tastatur und Maus festgestellt wurde (Hoet et al. 2011).

Van Balen et al. nahmen in einer Kleintierklinik neben dem Raum der Dermatologie auch von zuvor genannten Räumen Proben. Insgesamt wurden 77 positive MRSA auf Oberflächen diagnostiziert. Sie geben an, dass vermehrt Computer-Tastaturen, Türen und Untersuchungstische oder Böden kontaminiert waren. Von den Computer-Behelfen wurden sieben von 48 genommenen Proben MRSA positiv getestet, dagegen war keine der 12 genommenen Proben von Telefon und Fax negativ. Sie untersuchten auch 12 Mikroskope, welche aber auch als negative Ergebnisse festgestellt wurden. Von Oberflächen nur mit Menschen-Kontakt wurden in der Gemeinschaftspraxis sechs von 37 Proben MRSA positiv getestet, in der Intensivstation acht von 48, in den Operationssälen 19 von 108, wogegen das Ergebnis der Dermatologie mit einem positiven Ergebnis von 86 genommenen Proben gering ist (van Balen et al. 2013).

Eine ähnliche Fragestellung hatten Fraser und Girling, welche von 20 Tierarztpraxen in Schottland Tupferproben von Computer-Tastaturen nahmen. *Staphylococcus aureus* wurden keine festgestellt, dagegen wurde an zehn Tastaturen *Acinetobacter lwoffii* diagnostiziert und ähnlich wie bei unserer Studie einige andere Bakterien wie *Staphylococcus epidermidis*, *Staphylococcus spp.* oder *Bacillus spp.* (Fraser und Girling 2009).

5.2 Koagulase-negative Staphylokokken – apathogene Bakterien oder Infektionsrisiko?

Zugehörige der Gattung *Staphylococcus* sind ein normaler Teil der Hautflora bei Menschen und Tieren (Loncaric et al. 2019). Wie in der Literaturübersicht beschrieben, stellen Methicillin-resistente Koagulase-positive Staphylokokken ein Gesundheitsrisiko für Menschen und Tiere dar. Unter den Methicillin-resistenten Koagulase-negativen Bakterien werden *Staphylococcus epidermidis* und *Staphylococcus haemolyticus* vermehrt als nosokomiale Pathogene in der Humanmedizin angesehen (Moodley und Guardabassi 2009, Schoenfelder et al. 2010). Im Gegensatz dazu gibt es wenig Information zur Rolle und Häufigkeit von Methicillin-resistenten Koagulase-negativen Staphylokokken bei Tieren, doch einige Spezies wurden bei verschiedenen Tierarten in Fällen von Mastitis, Wundinfektionen und Abszessen beschrieben (van Duijkeren et al. 2004, Taponen et al. 2006).

In einer Studie aus Dänemark wurden unter anderen die Methicillin-resistenten Koagulase-negativen Staphylokokken *Staphylococcus epidermidis* und *Staphylococcus haemolyticus* diagnostiziert. *Staphylococcus epidermidis* wurde anhand von Nasentupfern nur an zwei von 32 Menschen festgestellt. *Staphylococcus haemolyticus* wurde ebenfalls durch Tupferproben der Nasenschleimhaut an sechs von 32 Menschen und drei von 39 Pferden erfasst. *Staphylococcus haemolyticus* wurde weiters an Oberflächenbereichen gefunden: an drei von 20 Waschbereichen, einem von 16 Türklinken und einem von sieben Tastaturen (Moodley und Guardabassi 2009).

Eine Schweizer Studie beschreibt, dass Methicillin-resistente Koagulase-negative Staphylokokken mit schwerwiegenden Infektionen bei Tieren verbunden sind und die Therapie zur Herausforderung wird. Mit den Ergebnissen ihrer Studie und wie zuvor beschrieben zitieren sie auch einen Artikel, der beschreibt, dass *Staphylococcus epidermidis* und *Staphylococcus haemolyticus* die häufigsten Methicillin-resistenten Koagulase-negativen Staphylokokken sind, welche nosokomiale Infektionen bei Menschen und Tieren hervorrufen (Santos et al. 2000). In ihrer Studie wurden verschiedene Infektionsstellen von 16 Katzen, 20 Hunden und sieben Pferden beprobt, die nicht auf die antibiotische Therapie ansprachen. Die Methicillin-resistenten Koagulase-negativen Staphylokokken wurden unter anderem durch das MALDI-TOF MS Verfahren als *Staphylococcus epidermidis* (20), *Staphylococcus haemolyticus* (17), *Staphylococcus hominis* (3), *Staphylococcus warneri* (1), *Staphylococcus capitis* (1) und *Staphylococcus cohnii* (1) identifiziert. Da die Proben von 30 verschiedenen Kliniken in der Schweiz genommen wurden, zeigen sie damit, dass Methicillin-resistente Koagulase-negative Staphylokokken weit verbreitet sind und nicht das Thema einer spezifischen Klinik mit nosokomialen Infektionsproblemen darstellen. Sie führen auch an, dass es wichtig ist, Staphylokokken-Infektionen richtig zu diagnostizieren und mit dem Anfertigen eines AntibioGRAMMS richtig zu therapieren (Kern und Perreten 2013).

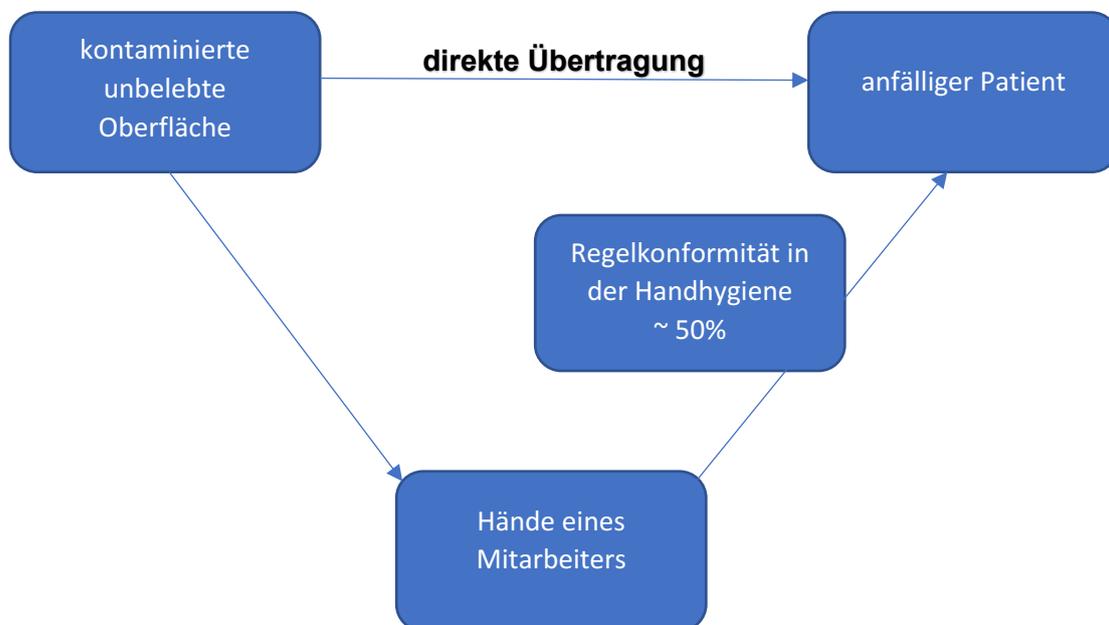
5.3 Apathogene Bakterien

Die meisten Bakterien, die bei unserer Studie durch das MALDI-TOF MS Verfahren entdeckt wurden, stellen harmlose Mikroorganismen dar, welche als nicht pathogen anzusehen sind.

5.4 Conclusio

Pathogene können auf vielen Oberflächen persistieren und eine Quelle der Übertragung darstellen und dadurch anfällige Patienten oder medizinisches Personal gefährden (Kramer et al. 2006). Die Abbildung von Kramer et al. zeigt, wie Pathogene übertragen werden können, und Kampf und Kramer beschreiben in ihrem Artikel, dass die Regelkonformität der Handhygiene eines medizinischen Mitarbeiters um die 50% beträgt (Kampf und Kramer 2004).

Abbildung 8: Häufige Übertragungsarten von unbelebten Oberflächen an anfällige Patienten (Kramer et al. 2006)



Um bessere Vergleichbarkeiten zu anderen Studien zu erhalten, welche auch Oberflächenproben nahmen, wäre es eventuell besser gewesen, auch deren Tupferprobennahme oder die Probennahme mit elektrostatischen Tüchern anzuwenden.

Es ist wichtig, dass sowohl die Reinigung und Desinfektion von Oberflächen als auch die Handhygiene regelmäßig betrieben werden, um die Übertragungen von Bakterien zu verhindern und die Kontamination und Rekontamination zu vermeiden.

6. Zusammenfassung

Ziel der Studie war es, die Kontamination der Oberflächen in der dermatologischen Ambulanz der veterinärmedizinischen Universität Wien zu untersuchen und die Bedeutung dieser zu interpretieren. Unsere Hypothese war es, durch das vermehrte Arbeiten mit Tieren mit oberflächlichen Hauterkrankungen und Pyodermie, vermehrt Bakterien mit hohen Virulenzfaktoren wie *Staphylococcus aureus* und *Staphylococcus pseudintermedius* zu finden und auch MRSA und MRSP.

Die Proben wurden mit RODAC-Abklatschplatten von 25 unterschiedlichen Stellen genommen und durch das Matrix-assistierte Laser-Desorption-Ionisierung mit Flugzeitanalyse (MALDI-TOF) Massenspektrometrie (MS) Verfahren analysiert.

Es wurden vorwiegend apathogene Mikroorganismen gefunden und wenige pathogene Bakterien, von denen an zwei Probenstellen Methicillin-resistente *Staphylococcus haemolyticus* analysiert wurden. An einer zweiten Probenstelle wurde eine koloniebildende Einheit (KBE) *Staphylococcus aureus* diagnostiziert, welche aber *mecA* negativ war.

Da in der heutigen Zeit multiresistente Bakterien immer häufiger werden, sollte man generell auf die eigene Hygiene und Desinfektion achten und der Reinigung und Desinfektion von Räumen und Gegenständen wesentlich mehr Beachtung schenken, vor allem in Kliniken, wo das Ansteckungsrisiko höher ist.

7. Summary

Objective of this study was to determine the contamination of surface areas in the dermatological clinic and to interpret the results. Our hypothesis was, to identify bacteria with high virulence factors such as *Staphylococcus aureus* and *Staphylococcus pseudintermedius*, as well as MRSA and MRSP, through increased working with animals with superficial skin disease and pyoderma.

The samples were retrieved from 25 surface areas and were analyzed by LABOKLIN Linz by using the matrix-assisted laser-desorption-ionization time-of-flight (MALDI-TOF) mass spectrometry (MS).

While many apathogenic bacteria were found, some pathogenic bacteria were detected as well. On two surfaces, multidrug-resistant *Staphylococcus haemolyticus* were found. On a second surface, we also found one colony forming unit (CFU) of *Staphylococcus aureus*, which was *mecA* negative.

As multidrug-resistant bacteria are becoming more common these days, one should generally focus on one's own hygiene and disinfection. Especially in clinics, where the risk of infection is higher, rooms and objects should be properly cleaned and disinfected.

8. Abkürzungsverzeichnis

CASO	Casein-Soja-Pepton-Agar / Casein-Soja-Pepton-Bouillon
CFU	colony forming unit
HAI	Hospital-assoziierte Infektionen
KBE	koloniebildende Einheiten
MALDI-TOF MS	matrix-assisted laser-desorptions-ionization time-of-flight mass spectrometry Matrix-assistierte Laser-Desorption-Ionisierung mit Flugzeitanalyse Massenspektrometrie
MRSA	Methicillin-resistente <i>Staphylococcus aureus</i>
MRSP	Methicillin-resistente <i>Staphylococcus pseudintermedius</i>
MRSS	Methicillin-resistente <i>Staphylococcus schleiferi</i>
MSSA	Methicillin-sensiblen <i>Staphylococcus aureus</i>
PBP	Penicillin-bindendes Protein
TIS	Informationssystem der Veterinärmedizinischen Universität

9. Literaturverzeichnis

Abraham JL, Morris DO, Griffeth GC, Shofer FS, Rankin SC. 2007. Surveillance of healthy cats and cats with inflammatory skin disease for colonization of the skin by methicillin-resistant coagulase-positive staphylococci and *Staphylococcus schleiferi ssp. schleiferi*. *Vet Dermatol*, 18(4):252-259.

Abudu L, Blair I, Fraise A, Cheng KK. 2001. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA): a community-based prevalence survey. *Epidemiol Infect*, 126:351-356.

Allegranzi B und Pittet D. 2009. Role of hand hygiene in healthcare associated infection prevention. *J Hosp Infect*, 73:305-315.

Aranaz-Andres JM, Aibar-Remon C, Vitaller-Murillo J, Ruiz-Lopez P, Limon-Ramirez R, Terol-Garcia E, ENEAS work group. 2008. Incidence of adverse events related to health care in Spain: results of the Spanish national study of adverse events. *J Epidemiol Community Health*, 62(12):1022-1029.

Bagcigil FA, Moodley A, Baptiste KE, Jensen VF, Guardabassi L. 2007. Occurrence, species distribution, antimicrobial resistance and clonality of methicillin- and erythromycin-resistant *staphylococci* in the nasal cavity of domestic animals. *Vet Microbiol*, 121:307-315.

Bakthavatchalam YD, Sudarsanam TD, Babu P, Munuswamy E, Muthuirulandi Sethuvel DP, Devanga Ragupathi NK, Veeraaraghavan B. 2017. Methicillin-susceptible teicoplanin-resistant *Staphylococcus haemolyticus* isolate from a bloodstream infection with novel mutations in the tcaRAB teicoplanin resistance operon. *Jpn J Infect Dis*, 70(4):458-460.

Bannoehr J, Ben Zakour NL, Waller AS, Guardabassi L, Thoday KL, van den Broek AH, Fitzgerald JR. 2007. Population genetic structure of the *Staphylococcus intermedius* group: insights into *agr* diversification and the emergence of methicillin-resistant strains. *J Bacteriol*, 189(23):8685-8692.

Bemis DA, Jones RD, Frank LA, Kania SA. 2009. Evaluation of susceptibility test breakpoints used to predict *mecA*-mediated resistance in *Staphylococcus pseudintermedius* isolated from dogs. *J Vet Diagn Invest*, 21:53-58.

Bender JB, Schiffman E, Hiber L, Gerads L, Olsen K. 2012. Recovery of *Staphylococci* from computer keyboards in a veterinary medical centre and the effect of routine cleaning. *Vet Rec*, 170(16):414.

Benedict K, Morley P, Van Metre D. 2008. Characteristics of biosecurity and infection control programs at a veterinary teaching hospital. *J Am Vet Med Assoc* 2008, 233:767-773.

Bergström K, Nyman G, Widgren S, Johnston C, Grönlund Andersson U, Ransjö U. 2012. Infection prevention and control interventions in the first outbreak of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* infections in equine hospital in Sweden. *Acta Vet Scand*, 54:14.

Bhattacharya S, Pal K, Jain S, Chatterjee SS, Konar J. 2016. Surgical site infection by methicillin resistant *Staphylococcus aureus* – on decline? *J Clin Diagn Res*, 10(9):32-36.

Boost MV, O'Donoghue MM, Siu KH. 2007. Characterisation of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* isolates from dogs and their owners. *Clin Microbiol Infect*, 13:731-733.

Boyce JM, Potter-Bynoe G, Chenevert C, King T. 1997. Environmental contamination due to methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*: possible infection control implications. *Infect Control Hosp Epidemiol*, 18(9):622-627.

Bures S, Fishbain JT, Uyehara CF, Parker JM, Berg BW. 2000. Computer keyboards and faucet handles as reservoirs of nosocomial pathogens in the intensive care unit. *Am J Infect Control*, 28(6):465-471.

Calfée DP, Durbin LJ, Germanson TP, Toney DM, Smith EB, Farr BM. 2003. Spread of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) among household contacts of individuals with nosocomially acquired MRSA. *Infect Control Hosp Epidemiol*, 24(6):422-426.

Campanile F, Bongiorno D, Borbone S, Venditti M, Giannella M, Franchi C, Stefani S. 2007. Characterization of a variant of the SCCmec element in a bloodstream isolate of *Staphylococcus intermedius*. *Microb Drug Resist*, 13:7-10.

Catry B, Van Duijkeren E, Pomba MC, Greko C, Moreno MA, Pyörälä S, Ruzauskas M, Sanders P, Threlfall E, Ungemach F, Törneke K, Munoz-Madeira C, Torren-Edo J. 2010. Reflection paper on MRSA in food-producing and companion animals: epidemiology and control options for human and animal health. *Epidemiol Infect*, 138(5):626-644.

Christianson S, Golding GR, Campbell J., the Canadian Nosocomial Infection Surveillance Program, Mulvey MR. 2007. Comparative genomics of canadian epidemic lineages of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. *J Clin Microbiol*, 45(6):1904-1911.

Cuny C, Kuemmerle J, Stanek C, Willey B, Strommenger B, Witte W. 2006. Emergence of MRSA infections in horses in a veterinary hospital: strain characterisation and comparison with MRSA from humans. *Euro Surveill*, 11:44-47.

Cuny C, Strommenger B, Witte W, Stanek C. 2008. Clusters of infections in horses with MRSA ST1, ST254, and ST398 in a veterinary hospital. *Microb Drug Resist*, 14:307-310.

Devriese LA, Vancanneyt M, Baele M, Vaneechoutte M, De Graef E, Snauwaert C, Cleewerck I, Dawyndt P, Swings J, Decostere A, Haesebrouck F. 2005. *Staphylococcus pseudintermedius* sp. nov., a coagulase-positive species from animals. *Int J Syst Evol Microbiol*, 55:1569-1573.

Devriese LA, Hermans K, Baele M, Haesebrouck. 2009. *Staphylococcus pseudintermedius* versus *Staphylococcus intermedius*. *Vet Microbiol*, 133:206-207.

Drees M, Snyderman DR, Schmid CH, Barefoot L, Hansjosten K, Vue PM, Cronin M, Nasraway SA, Golan Y. 2008. Prior environmental contamination increases the risk of acquisition of vancomycin-resistant enterococci. *Clin Infect Dis*, 46(5):678-685.

Fraser MA und Girling SJ. 2009. Bacterial carriage of computer keyboards in veterinary practices in Scotland. *Vet Rec*, 165(1):26-27.

Frazer BW, Lynn J, Charlebois ED, Lambert L, Perdreau-Remington F. 2005. High prevalence of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in emergency department skin and soft tissue infections. *Ann Emerg Med*, 45(3):311-320.

Geffers C, Gastmeier P. 2011. Nosocomial infections and multidrug resistant organisms – epidemiological data from KISS. *Dtsch Arztebl Int*, 108(6):87-93.

Geffers C, Sohr D, Gastmeier P. 2008. Mortality attributable to hospital acquired infections among surgical patients. *Infect Control Hosp Epidemiol*, 29:1167-1170.

Gerstadt K, Daly JS, Mitchell M, Wessolossky M, Cheeseman SH. 1999. Methicillin-resistant *Staphylococcus intermedius* pneumonia following coronary artery bypass grafting. *Clin Infect Dis*, 29:218-219.

Griffeth GC, Morris DO, Abraham JL, Shofer FS, Rankin SC. 2008. Screening for skin carriage of methicillin-resistant coagulase-positive *staphylococci* and *Staphylococcus schleiferi* in dogs with healthy and inflamed skin. *Vet Dermatol*, 19(3):142-149.

Grönlund Andersson U, Wallensten A, Haeggman S, Greko C, Hedin G, Hökeberg I, Lindström F, Olsson-Lijequist B, Smedjegard J, Söderblom T, Windahl U, Struwe J. 2014. Outbreaks of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* among staff and dogs in Swedish small animal hospitals. *Scand J Infect Dis*, 46(4):310-314.

Hanselman BA, Kruth S, Weese JS. 2008. Methicillin-resistant staphylococcal colonization in dogs entering a veterinary teaching hospital. *Vet Microbiol*, 126:277-281.

Hardy KJ, Oppenheim BA, Gossain S, Gao F, Hawkey PM. 2006. A study of the relationship between environmental contamination with methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) and patients' acquisition of MRSA. *Infect Control Hosp Epidemiol*, 27:127-132.

Heller J, Armstrong SK, Girvan EK, Reid SWJ, Moodley A, Mellor DJ. 2009. Prevalence and distribution of *Staphylococcus aureus* within the environment and staff of a university veterinary clinic. *J Small Anim Pract*, 50:168-173.

Hoet AE, Johnson A, Nava-Hoet RC, Bateman S, Hillier A, Dyce J, Gebreyes WA, Wittum TE. 2011. Environmental methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in a veterinary teaching hospital during a nonoutbreak period. *Vector Borne Zoonotic Dis*, 11(6):609-615.

Ishihara K, Shimokubo N, Sakagami A, Ueno H, Muramatsu Y, Kadosawa T, Yanagisawa C, Hanaki H, Nakajima C, Suzuki Y, Tamura Y. 2010. Occurrence and molecular characteristics of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* and methicillin-resistant *Staphylococcus pseudintermedius* in an academic veterinary hospital. *Appl Environ Microbiol*, 76(15):5165-5174.

Jevons MP. 1961. "Celbenin" - resistant *Staphylococci*. *Br Med J*, 1:124-125.

Johansson PJ, Gustafsson EB, Ringberg H. 2007. High prevalence of MRSA in household contacts. *Scand J Infect Dis*, 39(9):764-768.

Jones RD, Kania SA, Rohrbach BW, Frank LA, Bemis DA. 2007. Prevalence of oxacillin- and multidrug-resistant *staphylococci* in clinical samples from dogs: 1772 samples (2001-2005). *J Am Vet Med Assoc*, 230:221-227.

Julian T, Singh A, Rousseau J, Weese JS. 2012. Methicillin-resistant staphylococcal contamination of cellular phones of personnel in a veterinary teaching hospital. *BMC Res Notes*, 5:193.

Kampf G, Kramer A. 2004. Epidemiologic background of hand hygiene and evaluation of the most important agents for scrubs and rubs. *Clin Microbiol Rev*, 17(4):863-893.

Kempker R, Mangalat D, Kongphet-Tran T, Eaton M. 2009. Beware of the pet dog: a case of *Staphylococcus intermedius* infection. *Am J Med Sci*, 338:425-427.

Kern A und Perreten V. 2013. Clinical and molecular features of methicillin-resistant, coagulase-negative *staphylococci* of pets and horses. J Antimicrob Chemother, 68(6):1256-1266.

Kim JS, Kim HS, Park JY, Koo HS, Choi CS, Song W, Cho HC, Lee KM. 2012. Contamination of X-ray cassettes with methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* and methicillin-resistant *Staphylococcus haemolyticus* in a radiology department. Ann Lab Med, 32(3):206-209.

Kluytmans JA. 2010. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in food products: cause for concern or case for complacency? Clin Microbiol Infect, 16(1):11-15.

Kramer A, Schwebke I, Kampf G. 2006. How long do nosocomial pathogens persist on inanimate surfaces? A systematic review. BMC Infect Dis, 6:130-137.

Leonard FC, Abbott Y, Rossney A, Quinn PJ, O'Mahony R, Markey BK. 2006. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* isolated from a veterinary surgeon and five dogs in one practice. Vet Rec, 158(5):155-159.

Loeffler A, Linek M, Moodley A, Guardabassi L, Sung JML, Winkler M, Weiss R, Lloyd DH. 2007. First report of multiresistant, *mecA*-positive *Staphylococcus intermedius* in Europe: 12 cases from a veterinary dermatology referral clinic in Germany. Vet Dermatol, 18:412-421.

Loncaric I und Künzel F. 2013. Sequence type 398 methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* infection in a pet rabbit. Vet Dermatol, 24:370-372.

Loncaric I, Tichy A, Handler S, Szostak MP, Tickert M, Diab-Elschahawi M, Spargser J, Künzel F. 2019. Prevalence of methicillin-resistant *Staphylococcus* sp. (MRS) in different companion animals and determination of risk factors for colonization with MRS. Antibiotics, 8(2):36-44.

Low DE, Garcia M, Callery S, Milne P, Devlin HR, Campbell I, Vellend H. 1981. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*-Ontario. Can. Dis. Wkly Rep, 7:249-250.

Lu PL, Siu LK, Chen TC, Ma L, Chiang WG, Chen YH, Lin SF, Chen TP. 2009. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* and *Acinetobacter baumannii* on computer interface surfaces of hospital wards and association with clinical isolates. *BMC Infect Dis*, 9:164.

Marschall J, Muhlemann K. 2006. Duration of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* carriage, according to risk factors for acquisition. *Infect Control Hosp Epidemiol*, 27(11):1206-1212.

Marshall BM, Ochieng DJ, Levy SB. 2009. Commensals: unappreciated reservoir of antibiotic resistance. *Microbe*, 4:231-238.

Monecke S, Coombs G, Shore AC, Coleman DC, Akpaka P, Borg M, Chow H, Ip M, Jatzwauk L, Jonas D, Kadlec K, Kearns A, Laurent F, O'Brien FG, Pearson J, Ruppelt A, Schwarz S, Scicluna E, Slickers P, Tan HL, Weber S, Ehrlich R. 2011. A field guide to pandemic, epidemic and sporadic clones of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. *PLoS One*, 6(4):e17936.

Moodley A und Guardabassi L. 2009. Clonal spread of methicillin-resistant coagulase-negative *staphylococci* among horses, personnel and environmental sites at equine facilities. *Vet Microbiol*, 137(3-4):397-401.

Morgan M. 2008. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* and animals: zoonosis or humanosis? *J Antimicrob Chemother*, 62:1181-1187.

Morris DO, Boston RC, O'Shea K, Rankin SC. 2010. The prevalence of carriage of methicillin-resistant *staphylococci* by veterinary dermatology practice staff and their respective pets. *Vet Dermatol*, 21(4):400-407.

Neumeister B, Geiss HK, Braun RW, Kimmig P, Burkhardt F. 2009. *Mikrobiologische Diagnostik - Bakteriologie, Mykologie, Virologie, Parasitologie*. 2. Auflage. Thieme Verlag, Stuttgart.

Nienhoff U, Kadlec K, Chaberny IF, Verspohl J, Gerlach GF, Kreienbrock L, Schwarz S, Simon D, Nolte I. 2011. Methicillin-resistant *Staphylococcus pseudintermedius* among dogs admitted to a small animal hospital. *Vet Microbiol*, 150(1-2):191-197.

Pacheco RL, Lobo RD, Oliveira MS, Farina EF, Santos CR, Costa SF, Padoveze MC, Garcia CP, Trindade PA, Quiterio LM, Rivitti EA, Mamizuka EM, Levin AS. 2011. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) carriage in a dermatology unit. *Clinics*, 66(12):2071-2077.

Perreten V, Kadlec K, Schwarz S, Grönlund Andersson U, Finn M, Greko C, Moodley A, Kania SA, Frank LA, Bemis DA, Franco A, Iurescia M, Battisti A, Duim B, Wagenaar JA, van Duijkeren E, Weese JS, Fitzgerald JR, Rossano A, Guardabassi L. 2010. Clonal spread of methicillin-resistant *Staphylococcus pseudintermedius* in Europe and North America: an international multicentre study. *J Antimicrob Chemother*, 65:1145-1154.

Rim JY, Bacon AE 3rd. 2007. Prevalence of community-acquired methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* colonization in a random sample of healthy individuals. *Infect Control Hosp Epidemiol*, 28:1044-1046.

Rojas I, Barquero-Calvo E, van Balen JC, Rojas N, Munoz-Vargas L, Hoet AE. 2017. High prevalence of multidrug-resistant community-acquired methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* at the largest veterinary teaching hospital in Costa Rica. *Vector Borne Zoonotic Dis*, 17(9):645-653.

Ruscher C, Lübke-Becker A, Semmler T, Wleklinski CG, Paasch A, Soba A, Stamm I, Kopp P, Wieler LH, Walther B. 2010. Widespread rapid emergence of a distinct methicillin- and multidrug-resistant *Staphylococcus pseudintermedius* (MRSP) genetic lineage in Europe. *Vet Microbiol*, 144(3-4):340-346.

Ruzauskas M, Siugzdiniene R, Klimiene I, Virgailis M, Mockeliunas R, Vaskeviciute L, Zienius D. 2014. Prevalence of methicillin-resistant *Staphylococcus haemolyticus* in companion animals: a cross-sectional study. *Ann Clin Microbiol Antimicrob*, 13:56.

Sasaki T, Kikuchi K, Tanaka Y, Takahashi N, Kamata S, Hiramatsu K. 2007. Reclassification of phenotypically identified *Staphylococcus intermedius* strains. *J Clin Microbiol*, 45(9):2770-2778.

Santos SI, Mato R, de Lencastre H, Tomasz A, CEM/NET Collaborators and the International Collaborators. 2000. Patterns of multidrug resistance among methicillin-resistant hospital isolates of coagulase-positive and coagulase-negative staphylococci collected in the international multicenter study RESIST in 1997 and 1998. *Microb Drug Resist*, 6(3):199-211.

Schoenfelder SM, Lange C, Eckart M, Hennig S, Kozytska S, Ziebuhr W. Success through diversity – How *Staphylococcus epidermidis* establishes as a nosocomial pathogen. 2010. *Int J Med Microbiol*, 300(6):380-386.

Schwaber M, Navon-Venezia S, Masarwa S, Tirosh-Levy S, Adler A, Chmelnitsky I, Klement E, Steinman A. 2013. Clonal transmission of a rare methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* genotype between horses and staff at a veterinary teaching hospital. *Vet Microbiol*, 162:907-911.

Sidhu MS, Oppegaard H, Devor TP, Sørum H. 2007. Persistence of multidrug-resistant *Staphylococcus haemolyticus* in an animal veterinary teaching hospital clinic. *Microb Drug Resist*, 13(4):271-280.

Stegemann R, Burnens A, Maranta CA, Perreten V. 2010. Human infection associated with methicillin-resistant *Staphylococcus pseudintermedius* ST71. *J Antimicrob Chemother*, 65(9):2047-2048.

Steinman A, Masarwa S, Tirosh-Levy S, Gleser D, Kelmer G, Adler A, Carmeli Y, Schwaber MJ. 2015. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* spa type t002 outbreak in horses and staff at a veterinary teaching hospital after its presumed introduction by a veterinarian. *J Clin Microbiol*, 53(9):2827-2831.

Takeuchi F, Watanabe S, Baba T, Yuzawa H, Ito T, Morimoto Y, Kuroda M, Cui L, Takahashi M, Ankai A, Baba S, Fukui S, Lee JC, Hiramatsu K. 2005. Whole-genome sequencing of *staphylococcus haemolyticus* uncovers the extreme plasticity of its genome and the evolution of human-colonizing staphylococcal species. *J Bacteriol*, 187(21):7292-7308.

van Balen J, Kelley C, Nava-Hoet RC, Bateman S, Hillier A, Dyce J, Wittum TE, Hoet AE. 2013. Presence, distribution, and molecular epidemiology of methicillin-resistant

Staphylococcus aureus in a small animal teaching hospital: A year-long active surveillance targeting dogs and their environment. *Vector Borne Zoonotic Dis*, 13(5):299-311.

van Duijkeren E, Kamphuis M, van der Mije IC, Laarhoven LM, Duim B, Wagenaar JA, Houwers DJ. 2011. Transmission of methicillin-resistant *Staphylococcus pseudintermedius* between infected dogs and cats and contact pets, humans and the environment in households and veterinary clinics. *Vet Microbiol*, 150:338-343.

van Duijkeren E, Moleman M, Sloet van Oldruitenborgh-Oosterbann MM, Mullem J, Troelstra A, Fluit AC, van Wamel WJ, Houwers DJ, de Neeling AJ, Wagenaar JA. 2010. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in horses and horse personnel: An investigation of several outbreaks. *Vet Microbiol*, 141:96-102.

Veterinärmedizinische Universität Wien <https://online.vu-wien.ac.at/VUWonline/webnav.ini>
29.01.2018 8:57.

Wagenvoort J, Sluijsmans W, Penders R. 2000. Better environmental survival outbreak vs. sporadic MRSA isolates. *J Hosp Infect*, 45:231-234.

Weese JS, Archambault M, Willey BM, Dick H, Hearn P, Kreiswirth BN, Said-Salim B, McGeer A, Likhoshvay Y, Prescott JF, Low DE. 2005. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in horses and horse personnel. 2000-2002. *Emerg Infect Dis*, 11(3):430-435.

Weese JS, Dick H, Willey BM, McGeer A, Kreiswirth BN, Innis B, Low DE. 2006. Suspected transmission of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* between domestic pets and humans in veterinary clinics and in the household. *Vet Microbiol*, 115:148-155.

Weese J, van Duijkeren E. 2010. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* and *Staphylococcus pseudintermedius* in veterinary medicine. *Vet Microbiol*, 140:418-429.

Witte W, Strommenger B, Stanek C, Cuny C. 2007. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* ST398 in humans and animals, Central Europe. *Emerg Infect Dis*, 13(2):255–258.

10. Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Nachgewiesene Bakterien in Prozent (Bhattacharya et al. 2016)	S 3
Abbildung 2: Grundrissplan der Internen Medizin der Kleintiere (Veterinärmedizinische Universität Wien)	S 13
Abbildung 3: RODAC-Platten	S 14
Abbildung 4: Durchführung der Probennahme	S 15
Abbildung 5: Skizze der Dermatologischen Abteilung	S 18
Abbildung 6: Ausgewählte Mikroorganismen	S 19
Abbildung 7: Gesamtzahl der nachgewiesenen Bakterien	S 24
Abbildung 8: Häufige Übertragungsarten von unbelebten Oberflächen an anfällige Patienten (Kramer et al. 2006)	S 28

11. Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Lokalität der Probennahme

S 16

Tabelle 2: Ergebnisse der MALDI-TOF MS Untersuchung

S 20-23