

Aus der Klinik für kleine Haustiere
des Fachbereichs Veterinärmedizin
der Freien Universität Berlin

Mikrobiota an der Augenoberfläche von gesunden Katzen

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung des Grades eines
Doktors der Veterinärmedizin
an der
Freien Universität Berlin

vorgelegt von
Jessica Büttner
Tierärztin aus Berlin

Berlin 2017

Journal-Nr.: 3965

Gedruckt mit Genehmigung des Fachbereichs Veterinärmedizin der Freien Universität Berlin

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Jürgen Zentek
Erster Gutachter: Univ.-Prof. Dr. Corinna Eule
Zweiter Gutachter: Univ.-Prof. Dr. Uwe Rösler
Dritter Gutachter: Univ.-Prof. Dr. Marcus Fulde

Deskriptoren nach (CAB Thesaurus): cats, eyes, conjunctiva, microbiota (MeSH), Moraxella osloensis, Staphylococcus felis, Acinetobacter, Aspergillus, Chaetomium globosum, Meyerozyma guilliermondii, sampling techniques, antibiotics, microbial sensitivity tests (MeSH), Berlin, Germany

Tag der Promotion: 14.07.2017

Inhaltsverzeichnis

Inhaltsverzeichnis

1	Einleitung	6
2	Literaturübersicht	8
2.1	Die Augenoberfläche	8
2.1.1	Die Kornea	8
2.1.2	Die Konjunktiva	9
2.1.3	Die Nickhaut	10
2.1.4	Die Augenlider	11
2.1.5	Der Tränenfilm	11
2.1.6	Die Abwehrmechanismen der Augenoberfläche	13
2.1.6.1	Das „angeborene“ Immunsystem	14
2.1.6.2	Das „erworbene“ Immunsystem	15
2.2	Die Mikrobiota an der Augenoberfläche	16
2.2.1	Die Mikrobiota an der Augenoberfläche des Menschen	17
2.2.2	Die Mikrobiota an der Augenoberfläche beim Hund	19
2.2.3	Die Mikrobiota an der Augenoberfläche bei Katzen	24
2.2.4	Die Mikrobiota an der Augenoberfläche bei Kaninchen	26
2.2.5	Die Mikrobiota an der Augenoberfläche bei Pferden	27
3	Arbeitshypothese und Zielsetzung	29
4	Material und Methoden	30
4.1	Die Probanden	30
4.2	Die Untersuchungen und Probenentnahme	30
4.2.1	Allgemeinuntersuchung	30
4.2.2	Augenuntersuchung und Tupferprobenentnahme	31
4.2.3	Auswertung der Proben im Labor	32
4.2.3.1	Transport, Keimisolierung, Identifizierung und Quantifizierung	32
4.2.4	<i>In-vitro</i> -Empfindlichkeitsprüfung	33
4.3	Statistische Auswertung	38
5	Ergebnisse	39

Inhaltsverzeichnis

5.1	Die Probanden – Untersuchungszeitraum und Gruppeneinteilung	39
5.2	Alters-, Rasse- und Geschlechtsverteilung	39
5.2.1	Alter	39
5.2.2	Rasse	40
5.2.3	Geschlecht	41
5.2.4	Gewicht	42
5.3	Klinische und ophthalmologische Untersuchungen sowie Vorerkrankungen	42
5.3.1	Schirmer-Tränen-Test.....	42
5.4	Untersuchungsort und Zustand bei Probenentnahme.....	43
5.5	Entnahmetechnik	43
5.6	Jahreszeiten.....	43
5.7	Transportdauer ins Labor	44
5.8	Die Mikrobiota	45
5.8.1	Die Mikrobiota-Nachweisraten	45
5.8.1.1	Mikrobiota-Nachweisraten bezogen auf die Individuen (Katzen).....	45
5.8.1.2	Mikrobiota-Nachweisraten bezogen auf die Tupferproben.....	46
5.8.2	Mikrobiota und Alter.....	47
5.8.3	Mikrobiota und Rassen	48
5.8.4	Mikrobiota und Geschlecht	49
5.8.5	Mikrobiota und Gewicht	49
5.8.6	Mikrobiota und Schirmer-Tränen-Test.....	49
5.8.7	Mikrobiota und Zustand bei Probenentnahme.....	49
5.8.8	Mikrobiota und Entnahmetechnik.....	49
5.8.9	Mikrobiota und Jahreszeiten	50
5.8.10	Mikrobiota und Transportdauer ins Labor	50
5.9	Isolierte Bakterien- und Pilzspezies	51
5.9.1	Bakterien	52
5.9.1.1	Bakterienzusammensetzung in den verschiedenen Haltungsguppen.....	56
5.9.1.2	Bakterienzusammensetzung und Rasse	62

Inhaltsverzeichnis

5.9.1.3	Bakterienzusammensetzung und Entnahmetechnik	62
5.9.1.4	Bakterienzusammensetzung und Jahreszeit	64
5.9.1.5	Bakteriengehalt	65
5.9.2	Pilze	67
5.10	<i>In-vitro</i> -Empfindlichkeitsprüfung	68
5.10.1	<i>In-vitro</i> -Empfindlichkeitsprüfung der grampositiven Bakterien.....	68
5.10.2	<i>In-vitro</i> -Empfindlichkeitsprüfung der gramnegativen Bakterien	70
6	Diskussion	74
6.1	Probanden und Tierzahlen	74
6.2	Untersuchungsmethoden	75
6.3	Nachweisraten	76
6.3.1	Nachweisraten in den Haltungsguppen	80
6.4	Bakterienzusammensetzung	81
6.4.1	Grampositive und gramnegative Bakterien	81
6.4.2	Bakterien-Spezies.....	83
6.5	Pilze	91
6.6	<i>In-vitro</i> -Empfindlichkeitsprüfung	94
7	Zusammenfassung	99
8	Summary	101
9	Literaturverzeichnis.....	103
10	Tabellenverzeichnis.....	119
11	Abbildungsverzeichnis.....	121
12	Abkürzungsverzeichnis.....	122
13	Anhang	124
14	Publikationsverzeichnis	151
15	Danksagung	152
16	Selbständigkeitserklärung	153

1 Einleitung

Die Augenoberfläche ist keine sterile, sondern eine von physiologisch vorkommenden Mikroorganismen (Mikrobiota) besiedelte Oberfläche. Ihre Funktion besteht unter anderem darin, die Besiedlung der Augenoberfläche mit pathogenen Mikroorganismen zu verhindern (Gaskin, 1980). Die Bakterienpopulation des Auges besteht primär aus einer großen Anzahl an kommensalen Keimen und den vorübergehenden, sogenannten transienten Keimen, die nur in kleiner Anzahl vorzufinden sind (Galle & Moore, 2007). Diese normale, nicht-invasive Keimbesiedlung der Augenoberfläche spielt eine große Rolle in der Prävention von infektiösen Augenerkrankungen. Es wird angenommen, dass die Mikrobiota durch Limitierung des Nährstoff- und Platzangebotes auf der Augenoberfläche sowie durch Sekretion von inhibitorischen Substanzen invasive (schädliche) Bakterien inhibiert und somit eine Kolonisierung der pathogenen Keime an der Augenoberfläche verhindert wird (Gaskin, 1980; Gerding & Kakoma, 1990; Galle & Moore, 2007).

Die mikrobielle Besiedlung der Augenoberflächen variiert in ihrer Zusammensetzung stark innerhalb der verschiedenen Tierspezies. Aber auch diverse andere Faktoren wie das Klima, Saison, Rasse, direktes Umfeld sowie die Technik der Probenentnahme haben Einfluss auf das Vorkommen und die Zusammensetzung der Mikrobiota am Auge eines einzelnen Individuums (Gaskin, 1980; Gerding & Kakoma, 1990; Galle & Moore, 2007).

Über das Vorkommen von Mikroorganismen an der Augenoberfläche bei Hunden gibt es zahlreiche internationale Arbeiten, wobei hier, unabhängig von der geographischen Herkunft, grampositive Organismen dominieren (Jones, 1955; Bistner *et al.*, 1969; Urban *et al.*, 1972; McDonald & Watson, 1976; Hacker *et al.*, 1979; Gerding *et al.*, 1993b; Teixeira *et al.*, 2002; Prado *et al.*, 2005; Wang *et al.*, 2008; Furiani *et al.*, 2011).

Aus einzelnen Publikationen aus Nord- und Südamerika sowie Polen ist bekannt, dass auch die Augenoberflächen von Katzen eine physiologische Keimbesiedlung besitzen, die sowohl aus grampositiven und -negativen Mikroorganismen als auch Pilzen besteht (Campbell *et al.*, 1973; Shewen *et al.*, 1980; Gerding *et al.*, 1993a; Espínola & Lilenbaum, 1996; Kielbowicz *et al.*, 2015).

Kenntnisse über das natürliche Keimspektrum an den Augenoberflächen ist für die Diagnose und den Behandlungserfolg von Augenerkrankungen essentiell (Gerding & Kakoma, 1990).

Beispielsweise können so bei der Auswertung einer Tupferprobe pathogene Keime von physiologisch vorkommenden Mikroorganismen unterschieden und die Therapie mit spezifisch ausgewählten Antibiotika gezielter durchgeführt und Resistenzen vermieden werden (Wang *et al.*, 2008).

Einleitung

Ziel dieser Arbeit ist es daher, die natürlich vorkommenden Mikroorganismen an den Augenoberflächen von gesunden Katzen im Berliner Einzugsgebiet zu bestimmen, die Zusammensetzung der Mikrobiota von Katzen aus verschiedenen Haltungsformen zu vergleichen und die Resistenzlage der nachgewiesenen Mikrobiota zu evaluieren.

2 Literaturübersicht

2.1 Die Augenoberfläche

2.1.1 Die Kornea

Die äußere Augenhaut (Tunica fibrosa) des Augapfels (Bulbus oculi) besteht aus einem größeren hinteren Abschnitt, der undurchsichtigen weißen Lederhaut (Sklera) und einem vorderen Abschnitt, der durchsichtigen Hornhaut (Kornea). Diese ist aus vier Schichten aufgebaut. Die äußere Schicht wird durch das Hornhautepithel gebildet. Es besteht aus einem mehrschichtigen, unverhornten Plattenepithel. Bei Hunden und Katzen ist das äußere Hornhautepithel fünf bis sieben Zellschichten dick. Die Hornhautdicke variiert von Tierart zu Tierart (Liebich & König, 2005; Maggs, 2013b). Bei der Katze ist die Kornea zentral ca. 0,8-1,0 mm und am Rand 0,4-0,6 mm dick (Carrington & Woodward, 1986; Moodie *et al.*, 2001; Alario & Pirie, 2013; Maggs, 2013b).

Die unterste Zellschicht, bestehend aus Basalzellen, liegt auf der Basalmembran auf und ist mit dieser über Hemidesmosomen verbunden. Die aus den sich teilenden Basalzellen entstehenden Tochterzellen wandern in Richtung Oberfläche und verändern dabei ihre Struktur. Sie werden dabei flacher und verlieren viele ihrer Zellorganellen. Die an der Oberfläche liegenden Plattenepithelzellen weisen mikrovilliähnliche Verlängerungen auf, die mit der untersten muzinhaltigen Schicht des präkornealen Tränenfilms verankert sind. Der Hauptteil der epitheliale Stammzellpopulation befindet sich im Bereich des Limbus, dort wo Kornea, Sklera und bulbäre Konjunktiva aufeinander treffen. Kontinuierliche Mitosen schieben fortwährend neue Zellen zentripetal. Die Epithelzell-Regeneration und -Reifung erfolgt somit sowohl von peripher nach axial als auch von unten nach oben (aus der Tiefe an die Oberfläche) (Maggs, 2013b; Samuelson, 2013).

Die zweite Schicht der Kornea ist das Hornhautstroma. Es macht ca. 90 % der gesamten Hornhautdicke aus und besteht aus Keratozyten, sich kreuzenden, lamellär geschichteten Kollagenfaserbündeln und einer wässrigen Grundsubstanz aus Glykosaminoglykanen. Die spezielle Anordnung der Kollagenfibrillen sowie der hohe Wassergehalt der Grundsubstanz sind für die Transparenz der Kornea hauptsächlich verantwortlich (Martin, 2010c; Maggs, 2013b).

Die Descemet'sche Membran ist die dritte Schicht der Hornhaut und stellt die Basalmembran der vierten und inneren Schicht der Kornea dar. Sie besteht aus feinen Kollagenfibrillen und ist sehr elastisch. Aufgrund der kontinuierlichen Produktion durch Endothelzellen nimmt sie mit dem Alter an Dicke zu. Das einschichtige Endothel bildet die innerste Schicht der Hornhaut und ist zugleich die endotheliale Auskleidung der vorderen Augenkammer. Ihre

Hauptaufgabe besteht darin, Ionen aus dem Hornhautstroma in die Kammerflüssigkeit zu pumpen und demzufolge einen Wassereinstrom in das Stroma zu verhindern, damit die Transparenz der Hornhaut erhalten bleibt. Endothelzellen können sich nicht aktiv teilen und mit zunehmendem Alter nimmt die Anzahl an Endothelzellen ab. Dadurch kann es zum vermehrten Wassereinstrom in das Stroma kommen. Es entsteht ein Ödem und die Hornhaut wird trüb (Maggs, 2013b; Samuelson, 2013).

Die Funktion der Hornhaut besteht hauptsächlich zusammen mit dem präkornealen Tränenfilm in der Transmission und Brechung der einfallenden Lichtstrahlen. Sie schützt zudem die intraokularen Strukturen. Die Kornea zählt zu den am besten innervierten und sensitivsten Oberflächenepithelien des Körpers. Die Innervation der Hornhaut erfolgt über einen Ast des Nervus trigeminus. Bei Berührung oder Verletzung der Hornhaut kommt es zum schnellen Lidschlag, Retraktion des Bulbus sowie zum Vorschieben des Dritten Augenlides als Reflex auf diese Irritation. (Maggs, 2013b; Samuelson, 2013). Zusätzlich bietet das intakte Hornhautepithel Schutz vor mikrobiellen Infektionen. Wird das Hornhautepithel jedoch beschädigt, können Mikroorganismen, die sich im Konjunktivalsack befinden, leicht in die Hornhaut eindringen, sich dort vermehren und eine Entzündung der Hornhaut (Keratitis) hervorrufen (Moore, 2005).

2.1.2 Die Konjunktiva

Die Konjunktiva (Bindehaut) ist die am meisten der Umwelt ausgesetzten Schleimhaut des Körpers. Ihre primäre Funktion ist der Schutz der Kornea. Sie stellt zudem eine physikalische und physiologische Barriere gegen Mikroorganismen und Fremdkörper dar (Samuelson, 2013). Die Konjunktiva ist eine dünne haar- und hautdrüsenlose Schleimhautschicht. Histologisch besteht sie bei Fleischfressern aus einem unverhornten, mehrschichtigen hochprismatischen Plattenepithel mit eingelagerten, Muzin produzierenden Becherzellen und einer darunterliegenden Substantia propria (Liebich, 2010; Bacha & Bacha, 2012). Die Substantia propria besteht aus zwei Schichten. Die oberflächliche Schicht enthält bei Hunden und Katzen eine variable Anzahl an Lymphfollikeln. Die tiefere Schicht besteht aus faserigem Bindegewebe (Walde & Schäffer, 2008).

Die Bindehaut kleidet den hinteren, dem Augapfel zugewandten Teil der Augenlider aus (palpebrale Konjunktiva), schlägt innerhalb der Augenhöhle wieder nach vorn um und verbindet sich mit der Sklera (bulbäre Konjunktiva). Es entsteht dadurch ein von Konjunktiva ausgekleideter, spaltförmiger Hohlraum zwischen Orbita und Ober- bzw. Unterlid, der als *cul-de-sac* bezeichnet wird. Die Umschlagfalte im Bindehautsack (Fornix conjunctivae) stellt den Übergang von palpebraler zu bulbärer Konjunktiva dar (Samuelson, 2013).

Bei Katzen und vielen anderen Säugetierspezies bildet die Bindehaut im Bereich des nasalen Augenwinkels eine Falte, in die ein feiner hyaliner Knorpel eingelagert ist - die sogenannte Nickhaut oder drittes Augenlid (Martin, 2010b). Sie dient dem zusätzlichen Schutz des Auges und kann bei Katzen weit über die Hornhaut geschoben werden. Ventral zwischen Nickhaut und Unterlid entsteht ein zusätzlicher Hohlraum, den man als Konjunktivalsack bezeichnet. Dieser beherbergt den Großteil der physiologischen Mikrobiota aber auch potentiell pathogene Mikroorganismen (Samuelson, 2013).

Die Bindehautentzündung (Konjunktivitis) ist möglicherweise die am häufigsten vorkommende Augenerkrankung bei Katzen, wenn auch die genaue Ursache häufig schwer zu diagnostizieren ist (Gelatt, 2014). Bis auf die mykoplasmenassoziierte Konjunktivitis kommen bakterielle Bindehautentzündungen bei Katzen seltener vor als bei Hunden. Die pathogene Potenz (Virulenz) der Mikroorganismen als auch ihre Anzahl sind wichtige Faktoren einer Infektion. Auch die Abwehrkräfte des Tieres, wie die Immunglobulin-Level sowie lokaler oder systemischer Stress spielen dabei eine große Rolle (Martin, 2010b). Prädisponierende Faktoren (Stressfaktoren), die zu einer Veränderung der normalen Konjunktiva und Proliferation der bakteriellen Population führen, sind beispielsweise Lidfehlstellungen, trockenes Auge, Fremdkörper, Trauma, chronische Dermatosen und allergische Reaktionen. Zu den Symptomen einer bakteriellen Bindehautentzündung gehören unter anderem (u.a.) Hyperämie (Rötung der Bindehäute infolge gesteigerter Durchblutung), Chemosis (Ödem der Bindehaut), Bildung von Lymphfollikeln, mukopurulenter Augenausfluss und Blepharospasmus (Lidkrampf) bei Schmerzzuständen (Whitley, 2000; Martin, 2010b).

2.1.3 Die Nickhaut

Die Nickhaut oder das „dritte Augenlid“ ist eine bewegliche, von Konjunktiva überzogene Falte, die zwischen dem Augapfel und dem Unterlid im medialen Teil des Konjunktivalsackes liegt (Maggs, 2013d). Sie ist bei unseren Haussäugetieren gut ausgeprägt, während bei höheren Primaten die Nickhaut nur noch als verkümmerte Struktur, als sogenannte Plica semilunaris, vorkommt (Martin, 2010b). Sie besteht aus einem T-förmigen Knorpel, einer Nickhautdrüse, ist überzogen von Konjunktiva und enthält auf der Innenfläche (die dem Bulbus zugewandten Seite) vielzählige Lymphfollikel. Der Knorpel verleiht der Nickhaut ihre Stabilität. Der horizontale Arm des Knorpels liegt parallel zur freien Nickhautkante. Der vertikale Arm zieht senkrecht zum Nickhautrand und wird an der Basis von der Nickhautdrüse umgeben. Diese produziert ein seromuköses Sekret welches Bestandteil des präkornealen Tränenfilms ist. Der freie Nickhautrand ist meistens dunkel pigmentiert (Maggs, 2013d).

Die Nickhaut ist beweglich und kann über den Augapfel vor geschoben werden. Dies erfolgt bei den meisten Säugetieren passiv. Diese passive Bewegung wird ausgelöst, wenn der Augapfel in die Orbita durch den *Musculus retracor bulbi* zurückgezogen wird. Dadurch wird ein Druck auf die Basis der Nickhaut ausgeübt und drückt diese dadurch vor. Bei Vögeln ist die Beweglichkeit des dritten Augenlids aktiv gesteuert und auch bei der Katze wird angenommen, dass ein Teil der Beweglichkeit aus aktiven Komponenten besteht. Die Nickhaut der Katze ist im Allgemeinen recht groß, sehr beweglich und kann ca. 2/3 der kornealen Oberfläche bedecken (Martin, 2010b; Gum & MacKay, 2013).

Die Funktionen der Nickhaut sind u.a. die Verteilung des präkornealen Tränenfilms, der Schutz der Hornhaut sowie die Produktion von wässrigen Komponenten und Immunglobulinen der Tränenflüssigkeit (Maggs, 2013d).

2.1.4 Die Augenlider

Die Augenlider bestehen aus zwei beweglichen Hautfalten und dienen dem Schutz des Auges. Der regelmäßige Lidschlag erfolgt bei der Katze 1- bis 5-mal pro Minute und sorgt für die konstante Erneuerung, Verteilung und Drainage des Tränenfilms. Durch mechanische (Berührung, Trauma, Fremdkörper) oder optische (helles Licht) Reize kommt es zum reflektorischen Lidschluss. Dies dient dem Schutz der Horn- und Netzhaut (Walde & Schäffer, 2008).

Die Außenfläche der Lider wird von dünner, zart behaarter Haut überzogen. Katzen besitzen im Gegensatz zu Hunden keine Wimpern im Bereich des Oberlides. Feine Haare von der Mitte des Oberlids bis zum temporalen Kanthus (seitlicher Augenwinkel) erinnern jedoch an Wimpern und werden daher auch als akzessorische Wimpern bezeichnet. Das Unterlid ist ebenfalls wimpernlos. Der Lidrand besteht aus einer vorderen und hinteren Lidkante und ist bei der Katze vollkommen haarlos. Zwischen den vorderen und hinteren Lidkanten liegen ca. 20 bis 50 Ausführungsgänge der Meibom-Drüsen (Tarsaldrüsen). Ihr Sekret bildet die äußere Fettschicht des präkornealen Tränenfilms und verhindert das schnelle Verdunsten der Tränenflüssigkeit. Sie sind bei der Katze im Oberlid besonders gut entwickelt. Im Bereich des Lidrandes geht das äußere verhornte Plattenepithel in unverhorntes Plattenepithel über und kleidet als palpebrale Konjunktiva die Lidinnenseiten aus (Walde & Schäffer, 2008; Samuelson, 2013).

2.1.5 Der Tränenfilm

Der präkorneale Tränenfilm ist ca. 8-9 µm dick und bedeckt die Kornea und Konjunktiva (Miller, 2013). Seine Funktion ist u.a. die Aufrechterhaltung einer optisch einheitlichen Hornhautoberfläche, indem feine Unebenheiten ausgeglichen werden. Mit Hilfe des

Literaturübersicht

Tränenfilms können Fremdkörper und Debris von der Kornea und dem Konjunktivalsack entfernt werden. Die Tränenflüssigkeit hält zudem die Hornhaut feucht, dient als Gleitschicht zwischen Hornhaut und Lidern und versorgt sie mit wichtigen Nährstoffen und Sauerstoff. Zusätzlich dient der Tränenfilm bei einigen Tierarten der Regulierung der lokalen bakteriellen Flora und weist antimikrobielle Eigenschaften auf (Gum & MacKay, 2013; Miller, 2013; Samuelson, 2013).

Die Tränenflüssigkeit wird von dem sekretorischen Teil des Tränenapparates (Apparatus lacrimalis) produziert und durch die Schwerkraft, Blinzeln sowie die Bewegung der Nickhaut über die Hornhautoberfläche verteilt. Der Tränenapparat besteht aus zwei Komponenten, dem sekretorischen (Tränenflüssigkeit produzierenden) und dem exkretorischen (Tränenflüssigkeit ableitenden) Teil. Zu dem sekretorischen Teil gehören die Tränendrüse (Glandula lacrimalis), die Nickhautdrüse sowie die Drüsen der Augenlider. Kühe, Schweine, Vögel und Nager besitzen eine weitere Lipid-produzierende Drüse, die sogenannte Hardersche Drüse, welche den terrestrischen Karnivoren und Primaten fehlt. Der exkretorische Teil setzt sich aus den Tränenpünktchen (Punctum lacrimale), dem Tränenkanälchen (Canaliculi lacrimales), dem Tränensack (Saccus lacrimalis) und dem Tränennasenkanal zusammen (Walde & Schäffer, 2008; Martin, 2010d).

Der Tränenfilm besteht aus drei Schichten. Die äußere, dünne und ölige Lipidschicht wird von den Meibom- und Zeis-Drüsen der Augenlider produziert. Sie ist ca. 1 µm dick, verhindert das Verdunsten der darunter liegenden, wässrigen Tränenschicht und das Überlaufen der Tränenflüssigkeit über die Lidränder (Moore, 1990; Samuelson, 2013).

Die mittlere, wässrige Schicht wird von der Tränendrüse, der Nickhautdrüse und den in der Konjunktiva gelegenen akzessorischen Tränendrüsen gebildet. Sie ist mit ca. 7 µm die dickste Schicht des Tränenfilmes und besteht zu 98 % aus Wasser. Die restlichen 2 % sind gelöste Stoffe, vorwiegend Proteine. Aber auch anorganische Salze, Glukose, Harnstoff und Glykoproteine sind darin enthalten (Moore, 1990; Gum & MacKay, 2013). Antimikrobielle Substanzen wie Immunglobuline (Ig), vor allem IgA, Laktoferrin und Lysozyme sind in der wässrigen Schicht des Tränenfilms enthalten. Zusätzlich schützen Protease-Inhibitoren die Kornea vor abbauenden Enzymen, die von Bakterien, Entzündungszellen und Keratozyten produziert werden (Miller, 2013).

Die innere Schleimschicht ist ca. 0,02 - 0,05 µm dick. Sie wird von den in der Bindehaut gelegenen apokrinen Becherzellen gebildet und besteht aus verschiedenen Glykoproteinen. Ihre Aufgabe besteht darin, die hydrophobe Hornhautoberfläche in ein hydrophile umzuwandeln, so dass der Tränenfilm an der Augenoberfläche bestehen kann ohne „abzuperlen“. Des Weiteren bildet sie eine Schutzschicht auf der Augenoberfläche und soll das Eindringen von Bakterien und potenziell schädlichen Substanzen verhindern (Gum & MacKay, 2013; Miller, 2013). Bei Katzen findet man die höchste Dichte an Becherzellen im

palperalen Bereich der Augenlider sowie auf der anterioren Fläche der Nickhaut. Katzen besitzen zudem eine höhere Dichte an Becherzellen als andere Tierarten (Eördögh *et al.*, 2016; Sebbag *et al.*, 2016).

Die so gebildete Tränenflüssigkeit wird durch den Lidschlag über die Hornhaut verteilt und fließt über die Tränenpünktchen (Punctum lacrimale), die sich ca. 2 – 5 mm vom nasalen Kanthus des Ober- und Unterlids im Lidrand befinden, in die Tränenkanälchen, die sich zum Tränensack (Saccus lacimalis) vereinigen und nach Einmündung in das Foramen lacrimale des Tränenbeins in den Tränennasengang übergehen. Dieser mündet im Foramen nasolacrimale des Nasenvorhofes (Walde & Schäffer, 2008).

Beeinträchtigungen des Tränenapparates können zum einen in den ableitenden Tränenwegen, wie z.B. Abflussstörungen durch Verlegung des Tränennasenganges oder aber in den Tränen produzierenden Anteilen selbst liegen. Es kommt zu Tränenfilmabnormalitäten, wenn eine oder mehrere Komponenten des Tränenfilms nicht oder nicht ausreichend produziert werden. Diese werden in zwei Kategorien eingeteilt: quantitativ und qualitativ. Bei quantitativen Defiziten kommt es zu einer unzureichenden Produktion des wässrigen Anteils der Tränenflüssigkeit. Bei qualitativen Produktionsstörungen sind Defizite der Komponenten der inneren muzinhaltigen Schicht bzw. der äußeren lipidhaltigen Schicht vorhanden. Dadurch kann es zur Austrocknung der Konjunktiva und des Hornhautepithels sowie zur Sauerstoffunterversorgung der Kornea kommen. Die Anzahl an Mikroorganismen an der Augenoberfläche kann dadurch zunehmen und es kommt zu sekundären Entzündungen an Horn- und Bindehaut. Auch Erosionen und Ulzerationen der Kornea können als Folge einer Tränenfilmstörung entstehen (Cullen *et al.*, 2005; Miller, 2013).

2.1.6 Die Abwehrmechanismen der Augenoberfläche

Das Auge ist ein Organ, das ähnlich wie der Gastrointestinaltrakt oder das Atmungssystem vielen Pathogenen und Antigenen aus der Umwelt ausgesetzt ist. Aufgrund der Avaskularität der Kornea sowie der direkten Aussetzung der Umwelt sind einzigartige Anforderungen an das Immunsystem der Augenoberfläche erforderlich (Eichenbaum *et al.*, 1987; English & Gilger, 2013).

Die Immunologie der Augenoberfläche besteht aus einem Zusammenspiel von „angeborenem“ und „erworbenem“ Immunsystem, die mit ihren verschiedenen Abwehrmechanismen die Kolonisation von Mikroorganismen verhindern sollen (Gilger, 2008).

2.1.6.1 Das „angeborene“ Immunsystem

Das „angeborene“ oder auch „unspezifische“ Immunsystem stellt die erste Ebene der Abwehr an der Augenoberfläche dar und setzt sich aus den anatomischen Barrieren, wie z.B. das Epithel, die Muzine sowie aus antimikrobiellen Peptiden des Tränenfilms zusammen. Zu den Effektorzellen der angeborenen Immunantwort gehören neben den neutrophilen und eosinophilen Granulozyten auch Mastzellen, Makrophagen und natürliche Killerzellen (NK). Die Immunantwort der unspezifischen Abwehr ist nicht antigenspezifisch. Es bedarf keinen vorherigen Kontakt mit den Pathogenen, um reagieren zu können. Das angeborene Immunsystem basiert auf der Erkennung von pathogenassoziierten Molekülen durch eine Vielzahl an Zelloberflächenrezeptoren (Eichenbaum *et al.*, 1987; Gilger, 2008; English & Gilger, 2013).

Bakterien müssen sich an Zellen anheften, um diese zu infizieren. Auch das Blinzeln und der Tränenfluss stellen erste physikalische Barrieren gegen die mikrobielle Invasion dar. Das Epithel mit seinen interzellulären tight junctions, der kontinuierlichen Erneuerung der Epithelzellen und die Abschilferung der oberflächlichen Schichten verhindert das Anheften und tiefere Eindringen von Mikroorganismen (Gilger, 2008; English & Gilger, 2013).

Die Muzine der Augenoberfläche der innersten Tränenschicht (Schleimschicht) dient nicht nur als Anker zwischen dem Epithel und der wässrigen mittleren Tränenschicht sondern verhindert auch das Eindringen von Mikroorganismen und eliminiert Fremdmaterialien. Die Muzinschicht spielt eine große Rolle bei der Aufrechterhaltung der Augengesundheit (Guzman-Aranguez & Argueso, 2010; English & Gilger, 2013).

Die Epithelzellen der Konjunktiva sowie der tränenableitenden Wege produzieren verschiedene unspezifische antimikrobielle Peptide. Dazu zählen unter anderem Lysozym, Lactoferrin, Lipocalin, sekretorische Phospholipase A₂, Lysine und Komplementfaktoren. Lysozym wird von den Becherzellen der Bindehaut produziert. Es bindet an die Zellmembran von Bakterien und zerstört diese durch Lyse. Lysozym ist besonders aktiv gegen grampositive Mikroorganismen und weist antifungale Eigenschaften auf. Die Katze besitzt im Gegensatz zum Menschen kein Lysozym in ihrer Tränenflüssigkeit (Stades *et al.*, 1976; Gilger, 2008; Gum & MacKay, 2013).

Lactoferrin bindet dagegen reversibel an Eisen. Für den Metabolismus und das Wachstum von Bakterien ist Eisen essentiell. Der dadurch für die Bakterien entstehende Eisenmangel führt zu einer Reduktion des Bakterienwachstums. Auch eisenunabhängige antimikrobielle Eigenschaften werden dem Lactoferrin zugeschrieben. Dabei agiert es als kationische Detergens und zerstört die Zellmembranen mancher Bakterien (Farnaud & Evans, 2003; English & Gilger, 2013). Dennoch geht man davon aus, dass Lactoferrin in

Tränenflüssigkeiten primär bakteriostatische Wirkung zeigt als bakterizide (Alexander *et al.*, 2012).

Lipocalin ist ein tränenspezifisches Präalbumin und kommt in verschiedenen Isoformen in der Tränenflüssigkeit vor. Es bindet an Siderophore von Bakterien und Pilzen. Siderophore sind niedermolekulare Verbindungen, die Eisen-Ionen binden, damit diese in die Zellen der Mikroorganismen transportiert werden können. Lipocalin wirkt daher, wie Lactoferrin, bakteriostatisch, in dem es den Pathogenen Eisen entzieht (Dartt, 2011). Einige Isoformen besitzen möglicherweise Protease-inhibitorische Eigenschaften und schützen die Augenoberfläche vor mikrobiellen Proteinase (Van't Hof *et al.*, 1997).

Die sekretorische Phospholipase A₂ ist ein Enzym, das vor allem gegen grampositive Bakterien wirkt. Gegen gramnegative Mikroorganismen zeigt es dagegen keine Wirkung (Qu & Lehrer, 1998). Es bindet an die Bakterienzellwand und zerstört diese durch Lipolyse (Nevalainen *et al.*, 2008).

Lysin, vor allem β -Lysin, besitzt antibakterielle Eigenschaften, indem es die Zellwand von Bakterien zerstört. Im Körper wird es durch die Thrombozyten gebildet. Es gibt jedoch keine Thrombozyten in der Tränenflüssigkeit. Daher wird angenommen, dass β -Lysin aus dem Blut gefiltert und konzentriert oder sogar aktiv sezerniert wird (Eichenbaum *et al.*, 1987).

Die Existenz von Lysin, im speziellen β -Lysin, im Tränenfilm ist umstritten (Selsted & Martinez, 1982; Janssen *et al.*, 1984). Sollte es in der Tränenflüssigkeit tatsächlich existieren, ist unklar, ob es kürzlich „neu“ entdeckt und „neu“ benannt wurde (McDermott, 2013).

Willcox *et al.* (1997) fanden aktivierte Komplementfaktoren in Tränenflüssigkeiten. Das Komplementsystem ist ein Teil des unspezifischen humoralen Immunsystems. Es besteht aus zahlreichen Proteinen, die sich in Form einer Enzymkaskade gegenseitig aktivieren. Sie bilden einen lytischen Komplex, der letztendlich zur Destruktion der Zelle führt (Staines *et al.*, 1999). Da die Konzentration an Komplementfaktoren in Tränenflüssigkeiten von geschlossenen Augen höher ist, wird davon ausgegangen, dass die Aktivität des Komplementsystems beim Schlafen am größten ist. Die Komplementfaktoren treten vermutlich aus dem Plasma über die Venen der Konjunktiva in den Tränenfilm über, stammen aus neutrophilen Granulozyten und werden von den Epithelzellen der Horn- und Bindehäute gebildet (Willcox *et al.*, 1997).

2.1.6.2 Das „erworbene“ Immunsystem

Das Immunsystem der Schleimhäute wird von Lymphozyten gebildet und als „mucosal associated lymphoid tissue“ (MALT) bezeichnet (Knop & Knop, 2005). Die Konjunktiva ist die der Umwelt am meisten ausgesetzte muköse Membran des Körpers. Um schnell auf von

außen einwirkende schädliche Noxen reagieren zu können, wurden spezielle Abwehrmechanismen entwickelt, die mit einem umgestülpten Lymphknoten vergleichbar sind (Maggs, 2013a).

Das lymphatische Gewebe der Konjunktiva und der Tränendrüse, das als „conjunctival-associated lymphoid tissue“ (CALT) bezeichnet wird, sowie das der ableitenden Tränenwege („lacrimal drainage associated lymphatic tissue“ = LDALT) bilden eine funktionelle immunologische Untergruppe des MALT und werden auch als „eye-associated lymphoid tissue“ (EALT) bezeichnet. Dieses wird in zwei Gruppen eingeteilt: ein organisiertes Lymphgewebe in dem die Lymphozyten in Follikeln angeordnet sind und ein diffus verteiltes lymphatisches Gewebe. Antigene aus der Umwelt werden von dem über den Lymphfollikel liegenden Epithel (Follikel-assoziiertes Epithel) aufgenommen und von antigenpräsentierenden Zellen den naiven Lymphozyten präsentiert. Dies führt zur Aktivierung und Proliferation der Lymphozyten sowie möglicherweise auch zur Differenzierung der Lymphozyten in Effektor-Zellen (B- oder T-Zellen). Diese aktivierten Lymphozyten verlassen nun den Follikel und migrieren über Lymphgefäße oder den Blutstrom zu der Tränendrüse und der Konjunktiva (Effektor-Organen) (Knop & Knop, 2005; Gilger, 2008).

Die Effektor-Zellen sind Bestandteile des diffus verteilten Lymphgewebes des EALT. Dieses befindet sich verstreut im Bereich des Epithels der Konjunktiva und der Tränendrüse. Es enthält intraepitheliale Lymphozyten und Plasmazellen. Die Lymphozyten liegen in der Basalschicht sowie der *Lamina propria* und bestehen vorwiegend aus CD8⁺ (Suppressor- bzw. zytotoxischen) T-Zellen und weniger aus CD4⁺ T-Zellen (T-Helferzellen). Die Plasmazellen produzieren spezifische Immunglobuline (Antikörper), v.a. IgA, die durch das Epithel an die Oberfläche gelangen und dort eine oberflächliche IgA-Schicht ausbilden. Plasmazellen kommen vorwiegend in der Tränendrüse vor, so dass das produzierte IgA Bestandteil der Tränenflüssigkeit und der Augenoberfläche ist (Gilger, 2008).

2.2 Die Mikrobiota an der Augenoberfläche

Da die Augenoberfläche dauerhaft der Umwelt ausgesetzt ist, kommt sie ständig in Kontakt mit Mikroorganismen aus der Umgebung. Demzufolge ist die Augenoberfläche keine sterile, sondern eine von physiologisch vorkommenden Mikroorganismen (Mikrobiota) besiedelte Oberfläche (Gaskin, 1980). Zu den Mikrobiota zählen eine große Anzahl an Bakterien- und Pilz-Populationen. Die Kolonisation des Auges mit Mikroorganismen erfolgt bald nach der Geburt (Miller & Iovieno, 2009).

Die Bakterienpopulation des Auges besteht primär aus einer großen Anzahl an kommensalen Keimen und den vorübergehenden (seltenen) sogenannten transienten

Keimen, die nur in kleiner Anzahl vorzufinden sind (Galle & Moore, 2007). Diese normale, nicht-invasive Keimbesiedlung der Augenoberfläche spielt eine große Rolle in der Prävention von infektiösen Augenerkrankungen. Es wird angenommen, dass die Mikrobiota durch Limitierung des Nährstoff- und Platzangebotes auf der Augenoberfläche sowie durch Sekretion von inhibitorischen Substanzen invasive (schädliche) Bakterien inhibiert und somit eine Kolonisierung der pathogenen Keime an der Augenoberfläche verhindert (Gaskin, 1980; Gerding & Kakoma, 1990; Gould & Papasouliotis, 2013). Ähnlich wie im Darm koordiniert das Zusammenspiel von okularer Mikrobiota den mukösen Epithel- und Immunzellen eine Vielzahl von zusammenschalteten Funktionen, um die Homöostase (Gleichgewicht) und die Gesundheit der Augenoberfläche aufrechtzuerhalten. Dazu gehören die Aufrechterhaltung der Barrieren, Hemmung von Apoptose und Entzündung, Beschleunigung der Wundheilung sowie Gewebeerneuerung, Ausschluss von schädlichen Pathogenen, Aufrechterhaltung der Immuntoleranz und Verbindung mit dem „spezifischen“ Immunsystem (Ueta, 2008; Miller & Iovieno, 2009).

Innerhalb der verschiedenen Tierspezies variiert die mikrobielle Besiedlung der Augenoberflächen in ihrer Zusammensetzung stark. Weitere Faktoren wie das Klima, Saison, Rasse, direktes Umfeld sowie die Technik der Probenentnahme haben Einfluss auf das Vorkommen und die Zusammensetzung der Mikrobiota am Auge eines einzelnen Individuums (Galle & Moore, 2007; Gould & Papasouliotis, 2013).

Unter bestimmten Umständen können nicht-pathogene zu schadhafte Mikroorganismen werden. Beispielsweise bei Immunsuppression, Verletzung der epithelialen Oberfläche oder durch Co-Infektion mit anderen Krankheitserregern. Diese sogenannten opportunistischen Erreger können das Gewebe befallen und eine Infektion hervorrufen, in dem sie auf eine unübliche Weise in das Gewebe eindringen, beispielsweise nach einem Trauma. Zu den opportunistischen Bakterien, die von Tieren isoliert wurden, gehören zum Beispiel: *Staphylococcus (Staph.) epidermidis*, *Bacillus* sp., *Corynebacterium* sp., *Escherichia coli*, *Klebsiella* sp. und *Pseudomonas* sp. (Galle & Moore, 2007).

2.2.1 Die Mikrobiota an der Augenoberfläche des Menschen

Es gibt zahlreiche Veröffentlichungen über das Vorkommen von Mikrobiota an der Augenoberfläche des Menschen (Willcox, 2013). Die weltweit am häufigsten isolierten Bakterien der menschlichen Konjunktiva sind grampositive Bakterien, darunter die Koagulase-negativen Staphylokokken mit einer Nachweisrate von über 50 %, u.a. mit dem Vertreter *Staphylococcus epidermidis*. Auch weitere aerobe, grampositive Arten wie *Staphylococcus aureus*, *Micrococcus* spp., *Streptococcus* spp., *Corynebacterium* spp.,

Enterococcus spp., *Bacillus* spp., *Acinomyces* spp. und *Nocardia* spp. konnten in einer geringeren Anzahl am menschlichen Auge isoliert werden (Perkins *et al.*, 1975; Elander *et al.*, 1992; Stapleton *et al.*, 1995; Gritz *et al.*, 1997; Watanabe *et al.*, 2001; Capriotti *et al.*, 2008; De Caro *et al.*, 2008; Park *et al.*, 2009; Sen *et al.*, 2009; Quiroga *et al.*, 2010; Hsu *et al.*, 2013).

Zu dem mit am häufigsten am Menschaug isolierten Bakterium zählt der obligat anaerobe Keim *Propionibacterium* sp. (Willcox, 2013). Perkins *et al.* (1975) isolierten dieses Bakterium bei 43,8 % ihrer Proben. Weitere anaerobe Mikroorganismen, wie *Peptostreptococcus* sp. (6,3 %), *Lactobacillus* sp. (2,1 %) und *Clostridium* sp. (1 %) konnten in derselben Studie in geringer Anzahl isoliert werden. De Caro *et al.* (2008) sowie Quiroga *et al.* (2010) wiesen dagegen *Propionibacterium acnes* bei nur 2 % bzw. 0,6 % ihrer Proben nach. In einer weiteren Studie konnten mittels DNA-Sequenzierung bei 3 von 16 Versuchspersonen (18,75 %) *Propionibacterium* von der Augenoberfläche isoliert werden (Graham *et al.*, 2007).

Gramnegative Bakterien aus dem Konjunktivalsack des menschlichen Auges kommen eher in geringer Anzahl vor. Beispielsweise waren bei Hsu *et al.* (2013) 21 der 225 (9,3 %) gewachsenen Keime gramnegativ. Dazu zählten *Pseudomonas* spp., *Proteus mirabilis*, *Acinetobacter* sp., *Strenotrophomonas maltophilia*, *Moraxella catarrhalis*, *Citrobacter koseri*, *Enterobacter* spp., *Klebsiella oxytoca*, *Serratia liquefaciens*, *Aeromonas hydrophila* sowie *Rhizobium radiobacter*.

In einer anderen Studie aus Japan konnten folgende gramnegative Bakterien nachgewiesen werden: *Methylobacterium mesophilicum* (5,7 %), *Sphingomonas paucimobilis* (2,1 %), Nicht-Glukose-fermentierende gramnegative Stäbchen (1,5 %), *Acinetobacter* (1 %), *Branhamella catarrhalis* (1 %), *Escherichia coli* (*E. coli*) (1 %), *Citrobacter* (0,5 %), *Chryseomonas meingosepticum* (0,5 %) (in Bezug auf die 194 untersuchten Augen) (Watanabe *et al.*, 2001).

Gritz *et al.* (1997) isolierten bei ihren Untersuchungen die gramnegativen Bakterien *Enterobacter aerogenes*, *Moraxella* spp. sowie *Pseudomonas putida* bei jeweils 2,4 % der gesunden Versuchspersonen.

Der Nachweis von gramnegativen Mikroorganismen gelang bei 17,4 % der untersuchten Augen bei einer Studie aus Sierra Leone. Grampositive Bakterien kamen dagegen bei 62 % der getesteten Augen vor. Es konnten hier *Pseudomonas aeruginosa* (6,2 %), *E. coli* (2,5 %), *Haemophilus influenzae* (2,2 %), *Klebsiella* (4,3 %), *Enterobacter cloacae* (1,4 %) und *Proteus mirabilis* (0,72 %) als Gramnegative nachgewiesen werden (Capriotti *et al.*, 2008).

Bei einer Untersuchung aus Korea waren 37 (10,2 %) von insgesamt 363 Isolaten gramnegativ. Dazu zählten *Pseudomonas* spp. (2,8 %), *Enterobacter* spp. (3,9 %), *Proteus*

spp. (0,5 %), *Acinetobacter* spp. (1,4 %), *Serratia* spp. (1,1 %), *Morganella morganii* (0,5 %) (Park *et al.*, 2009).

In Paraguay waren ca. 9 % der isolierten Bakterien gramnegativ. Ein Nachweis gelang von *Enterobacter aerogenes* (1,8 %), *Proteus vulgaris*, *Pseudomonas stutzeri*, *Citrobacter koseri* und *E. coli* mit jeweils 1,2 %, *Acinetobacter* spp., *Enterobacter agglomerans*, *Enterobacter cloacae*, *Klebsiella* spp., *Proteus mirabilis* sowie *Pseudomonas aeruginosa* mit jeweils 0,6 % (Quiroga *et al.*, 2010).

In einigen Studien wurden auch Pilze an der Augenoberfläche des menschlichen Auges isoliert. Dazu gehörten u.a. *Candida albicans*, *Basidiobolus*, *Rhodoturula glutinis*, *Aspergillus* spp., *Rhizopus* und *Penicillium* (Gritz *et al.*, 1997; Capriotti *et al.*, 2008; Hsu *et al.*, 2013).

2.2.2 Die Mikrobiota an der Augenoberfläche beim Hund

Auch beim Hund dominieren hauptsächlich grampositive Bakterien an der Augenoberfläche. Staphylokokken, Streptokokken und Corynebakterien gehören zu den häufigsten Isolaten sowohl bei gesunden als auch bei Augen mit Konjunktivitis (Martin, 2010a).

Tabelle 1 zeigt eine Übersicht der veröffentlichten Daten über die Mikrobiota am gesunden Hundeauge.

Tabelle 1: Übersicht der Mikrobiota am gesunden Hundeauge

Autor	Mikrobiota*
Furiani <i>et al.</i> (2011) Italien	<i>Bacillus</i> spp., <i>E. coli</i> , <i>Staphylococcus pseudointermedius</i>
Wang <i>et al.</i> (2008) China	<i>Acinetobacter</i> spp., <i>Corynebacterium</i> spp., Enterobacteriaceae, <i>Micrococcus</i> spp., <i>Moraxella</i> spp., <i>Neisseria</i> spp., <i>Pseudomonas</i> spp., <i>Rhodococcus</i> spp., <i>Staphylococcus</i> spp., <i>Stomatococcus</i> spp., <i>Streptococcus</i> spp.
Prado <i>et al.</i> (2005) Brasilien	<i>Acinetobacter lwoffii</i> , <i>Corynebacterium</i> spp., <i>Enterobacter cloacae</i> , <i>E. coli</i> , <i>Staphylococcus</i> spp., <i>Streptococcus</i> spp.
Teixeira <i>et al.</i> (2002) Brasilien	<i>Corynebacterium xerose</i> , <i>Proteus</i> spp., <i>Staphylococcus aureus</i> , coagulase-neg. Staphylokokken, <i>Streptococcus</i> spp. α -hämolyisierend, <i>Streptococcus</i> spp. γ -hämolyisierend

Literaturübersicht

Fortsetzung Tabelle 1

Autor	Mikrobiota*	
Gerding <i>et al.</i> (1993b) USA	<u>Konjunktiva</u> <i>Corynebacterium</i> spp. <i>Staphylococcus intermedius</i> <i>Staphylococcus</i> spp. <i>Streptococcus</i> spp. α-hämolysierend <i>Streptococcus canis</i>	<u>Augenlid</u> <i>Corynebacterium</i> spp. <i>Staphylococcus intermedius</i> <i>Staphylococcus</i> spp. <i>Streptococcus</i> spp. α-hämolysierend <i>Streptococcus canis</i>
Samuelson <i>et al.</i> (1984) (USA)	<i>Cladosporium oxysporum</i> , <i>Curvularia lunata</i> , <i>Exosporiella fungorum</i> , <i>Gliomastix murorum</i> , Hefen, <i>Scopulariopsis brevicaulis</i> , nicht identifizierte Pilzarten	
Hacker <i>et al.</i> (1979) USA	<i>Acinetobacter</i> spp., <i>Bacillus</i> spp., <i>Enterobacter agglomerans</i> , <i>E. coli</i> , <i>Moraxella</i> spp., <i>Pasteurella pneumotropica</i> , <i>Pseudomonas aeruginosa</i> , <i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Staphylococcus epidermidis</i> , α-, β- und γ- hämolysierende <i>Streptococcus</i> spp.,	
McDonald & Watson (1976) Australien	<i>Bacillus</i> spp., <i>Clostridium</i> sp., <i>Corynebacterium</i> spp., <i>Enterobacter</i> sp., <i>E. coli</i> , <i>Flavobacterium</i> sp., Hefen, <i>Micrococcus</i> spp., <i>Moraxella catarrhalis</i> , <i>Neisseria</i> spp., <i>Nocardia</i> sp., <i>Pseudomonas</i> sp., <i>Staphylococcus</i> spp., <i>Streptococcus</i> spp., undefinierte gramnegative Kokken	
Urban <i>et al.</i> (1972) USA	Actinomycetales, <i>Alcaligenes</i> spp., <i>Bacillus</i> spp., <i>Citrobacter</i> spp., <i>Clostridium</i> spp., <i>Corynebacterium</i> spp., <i>Enterobacter</i> spp., <i>E. coli</i> , <i>Haemophilus</i> spp., <i>Klebsiella</i> spp., <i>Lactobacillus</i> spp., <i>Moraxella</i> spp., <i>Mycobacterium</i> spp., <i>Neisseria</i> spp., <i>Proteus</i> spp., <i>Pseudomonas</i> spp., <i>Staphylococcus</i> spp., <i>Streptococcus pneumoniae</i> , <i>Streptococcus</i> spp.	
Bistner <i>et al.</i> (1969) USA	<i>Bacillus</i> spp., <i>Corynebacterium</i> spp., <i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Staphylococcus epidermidis</i> , <i>Streptococcus</i> spp., gramnegative Bakterien	
Jones (1955) USA	<i>Enterococcus faecalis</i> , <i>Corynebacterium pseudodiphtheriticum</i> , <i>Corynebacterium xerosis</i> , <i>Hemophilus influenza</i> , <i>Micrococcus tetrageus</i> , <i>Micrococcus</i> spp., <i>Staphylococcus aureus</i> , diphtheroide Bakterien	

* Für eine bessere Vergleichbarkeit wurden die Namen der Keime über die Datenbank LPSN (List of Prokaryotic names with Standing in Nomenclature (Euzéby, 2016)) aktualisiert. Nicht alle nachgewiesenen Bakterien wurden der übersichtlicher hier aufgeführt oder existieren als solche nicht mehr.

Jones (1955) entnahm in den USA von 28 gesunden Hundeaugen sterile Proben aus der Konjunktiva mit einem hitzesterilisierten „Platinum-Loop“, indem sie damit unter der Nickhaut lang strichen. *Staphylococcus aureus* wurde an 7 Augen am häufigsten nachgewiesen werden. *Streptococcus faecalis* konnte bei 3 Augen isoliert werden. Corynebakterien, *Hemophilus influenza* und *Micrococcus tetrageus* konnten jeweils von einem Auge isoliert werden. *Micrococcus* spp. und andere Diptheroide waren an jeweils 8 bzw. 4 Augen nachweisbar.

Literaturübersicht

Bistner *et al.* (1969) untersuchten 70 Hunde (140 Augen) in den USA und entnahmen insgesamt 280 Proben sowohl aus dem Konjunktivalsack als auch von den Lidrändern mit einem steril angefeuchteten Wattetupfer. Die Proben wurden auf verschiedenen Nährmedien angezüchtet. 76 % der untersuchten Proben zeigten Bakterienwachstum auf ein oder mehreren Nährmedien. *Staphylococcus epidermidis* wurde bei 46 % der Augen isoliert und zeigte eine höhere Prävalenz an den Lidrändern als an den Konjunktiven. *Staphylococcus aureus* konnte bei 24 % der Augen nachgewiesen werden und wurde von den Augenlidern doppelt so häufig isoliert wie aus den Konjunktivalsäcken. Alpha-hämolyisierende Streptokokken wurden bei 4 % der Augen und beta-hämolyisierende Streptokokken bei 2 % der Tiere isoliert. *Bacillus* spp. wurden bei 12 % der Tiere entdeckt. 75 % der Augen zeigten Wachstum von *Corynebacterium* spp. sowohl an den Lidern als auch den Bindehäuten.

Gramnegative Bakterien konnten bei 7 % der Augen isoliert werden. Dazu zählten u. a. *Neisseria* spp., *Moraxella* spp. und Pseudomonaden.

Kein Wachstum zeigten insgesamt 7 % der Proben von den Augenlidern und 28 % der Konjunktivalproben.

In einer weiteren Studie aus den USA konnten bei 137 (91 %) der 150 gesunden Hunde Bakterien aus dem Konjunktivalsack nachgewiesen werden. Die Probenentnahme erfolgte aus beiden Augen. Zu den am häufigsten isolierten Keimen zählten u.a. *Staphylococcus epidermidis* (55 %), *Staphylococcus aureus* (45 %), alpha-hämolyisierende Streptokokken (34 %), *Corynebacteria* spp. (30 %), *Neisseria* spp. (26 %), *Pseudomonas* spp. (14 %), nicht-hämolyisierende Streptokokken (12 %) und beta-hämolyisierende Streptokokken (7,3 %). Es wurden noch weitere Bakterien in kleiner Anzahl gefunden.

8,7 % der Augen zeigten kein Bakterienwachstum, wohingegen ein bis vier Bakterienspezies in einem oder beiden Augen bei 68 % der Hunde nachgewiesen wurden (Urban *et al.*, 1972).

McDonald & Watson (1976) untersuchten in Australien 100 gesunde Hunde und entnahmen mittels trockener Wattetupfer Proben aus dem Konjunktivalsack. Insgesamt konnten 119 Isolate nachgewiesen werden. Grampositive Organismen zählten mit 76 % zu den am häufigsten isolierten Keimen. Dazu gehörten u.a. *Staphylococcus* spp., *Bacillus* spp., *Corynebacterium* spp., *Streptococcus* spp., *Micrococcus* spp. 8,4 % der Isolate gehörten zu den gramnegativen Bakterien mit undefinierten gramnegativen Kokken, *Neisseria* spp., *E. coli* etc. *Clostridium perfringens* als obligat anaerobes Bakterium konnte einmal isoliert werden.

Bei 22 % der Hunde wurden keine Bakterien nachgewiesen. Bei 46 % der Tiere wurde ein Bakterium, bei 25 % zwei, bei 5 % drei und bei 2 % vier Mikroorganismen isoliert.

Literaturübersicht

In einer weiteren Studie aus den USA wurden sowohl Proben mit feuchten Tupfern als auch Proben mit trockenen Wattetupfern aus dem Konjunktivalsack von 60 gesunden Hunden entnommen, um beide Entnahmetechniken (trocken vs. feucht) zu vergleichen. Bei der Entnahmetechnik mit feuchten Tupfern konnten bei 53 Hunden (88 %) Bakterien isoliert werden, wohingegen bei der Technik mit trockenen Tupfern 43 Tiere (72 %) positives Wachstum zeigten. Die vier am häufigsten isolierten Keime beider Techniken sind gamma-hämolyisierende Streptokokken, *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus epidermidis* sowie *Bacillus* spp.

Proben, die mit feuchten Tupfern entnommen wurden, zeigten bei 7 Hunden kein Bakterienwachstum, 27 Tiere mit nur einem Bakterienisolat, 21 Hunde mit zwei Isolaten und fünf Hunde mit drei Isolaten.

Bei 17 Hunden, die mit trockenen Tupfern beprobt wurden, konnten keine Bakterien nachgewiesen werden, 25 Hunde hatten ein Bakterienisolat, 15 Tiere mit zwei Isolaten sowie 3 Hunde mit drei Isolaten.

Insgesamt konnte mit der Entnahmetechnik mit feuchten Tupfern eine statistisch signifikant höhere Nachweisrate erzielt werden (Hacker *et al.*, 1979).

Gerding *et al.* (1993b) untersuchten die Mikrobiota von 100 Augen von 50 gesunden Hunden in den USA. Dafür entnahmen sie mit feuchten Tupfern Proben aus dem Konjunktivalsack und der Lidkante. Die Proben wurden auf aerobe und anaerobe Mikroorganismen sowie Pilze untersucht. 94 % der Proben zeigten mikrobielles Wachstum. Darunter war der Nachweis der bakteriellen Mikroorganismen mit insgesamt 95,8 % signifikant höher als die Anzahl der nachgewiesenen Pilze (4,2 %).

Bei den Proben aus dem Konjunktivalsack dominierten auch hier die grampositiven Organismen mit 42,8 % aller Isolate. *Staphylococcus* spp. war mit 22,9 % der am häufigsten isolierte Keim, gefolgt von *Corynebakterium* spp. (10,8 %), *Streptococcus* spp. (6 %), *Bacillus* spp. (1,8 %) und *Streptomyces* spp. (1,8 %). Gramnegative Bakterien wie *E. coli*, *Neisseria* spp., *Klebsiella pneumoniae*, *Enterococcus* spp. und *Pseudomonas* spp. wurden mit 4,2 % weniger häufig nachgewiesen. *Fusobakterium* spp. konnte als Vertreter der anaeroben Bakterien in den Konjunktivalabstrichen nur ein einziges Mal (0,6 %) isoliert werden.

Von den insgesamt 7 isolierten Pilzen (4,2 %) wurden 6 aus den Konjunktivalproben nachgewiesen. Zu den Pilz-Isolaten gehörten *Aspergillus fumigatus*, *Aspergillus flavus*, *Scopulariopsis* spp., *Pullularia* spp., *Trichoderma* spp. und ein noch nicht beschriebener Hefepilz.

Literaturübersicht

Auch in Brasilien konnten überwiegend grampositive Mikroorganismen an der Augenoberfläche gesunder Hunde isoliert werden. Insgesamt wurden hierfür 78 Tiere mit trockenen Tupfern beprobt und die Proben auf aerobe Keime sowie Pilze untersucht. 50 % der Proben zeigten positives Keimwachstum. *Staphylococcus aureus* (28,1 %), Koagulase-negative Staphylokokken (15,9 %), *Corynebacterium xerose* (2,4 %), gamma-hämolyisierende Streptokokken (1,2 %), alpha-hämolyisierende Streptokokken (1,2 %) und *Proteus* sp. (1,2 %) wurden nachgewiesen. Es gelang kein Nachweis von Pilzen (Teixeira *et al.*, 2002).

In einer weiteren Studie aus Brasilien konnte gezeigt werden, dass auch hier grampositive Bakterien an der Augenoberfläche von gesunden Hunden dominieren. Die Probenentnahme erfolgte mit einem sterilen „Platinum Loop“ aus dem Konjunktivalsack beider Augen von 60 gesunden Hunden. 47 der 120 entnommenen Proben zeigten bakterielles Wachstum (39 %). Darunter war *Staphylococcus* spp. (69,6 %) das am häufigsten isolierte Bakterium. Dem folgten weitere grampositive Stäbchenbakterien (13,5 %) und Enterobacteriaceae (10,1 %), *Streptococcus* spp. (3,4 %) und nicht-fermentierende gramnegative Stäbchenbakterien (3,4 %). Der Anteil an grampositiven Bakterien lag insgesamt bei 86,5 %, wohingegen die gramnegativen Keime einen Anteil von 13,5 % ausmachten (Prado *et al.*, 2005).

In China prädominieren ebenfalls grampositive Bakterien im Konjunktivalsack von gesunden Hunden. In dieser Studie wurden insgesamt 240 gesunde Hunde untersucht. Die Probenentnahme erfolgte mit feuchten Tupfern aus beiden Augen. *Staphylococcus* spp. gehörten mit 40,3 % zu den am häufigsten isolierten Keimen, gefolgt von *Neisseria* spp. (11,5 %), *Corynebacterium* spp. (9,4 %), *Streptococcus* spp. (8,5 %), *Micrococcus* spp. (4,4 %), *Stomatococcus* spp. (3,8 %), *Acinetobacter* spp. (3,8 %), *Rhodococcus* spp. (2,9 %), *Pseudomonas* spp. (2,4 %) u.a.. Die grampositiven Mikroorganismen machten insgesamt 66,7 % der isolierten Bakterien aus, wohingegen die gramnegativen Keime mit 33,3 % geringer vertreten waren. Bei 93 Hunden (38,8 %) konnten keine Bakterien an beiden Augen nachgewiesen werden (Wang *et al.*, 2008).

Bei einer Studie aus Europa wurden in Italien 21 gesunde Hunde untersucht. Die Probenentnahme erfolgte hier unter Lokalanästhesie mit trockenen Tupfern. Drei Proben (14,3 %) zeigten positives Wachstum. *Bacillus* spp., *E. coli* und *Staphylococcus pseudintermedius* konnten nachgewiesen werden (Furiani *et al.*, 2011).

Samuelson *et al.* (1984) untersuchten in den USA das Vorkommen von Pilzen an der Augenoberfläche von verschiedenen Tierspezies. Von 50 Hunden konnten bei 11 Tieren

Pilze nachgewiesen werden. *Cladosporium oxysporum* und *Curvularia lunata* konnten mit jeweils 24 % am häufigsten isoliert werden. Weitere Vertreter waren *Gliomastix murorum* (8 %), *Exosporiella fungorum* (8 %), *Scopulariopsis brevicaulis* (8 %), Hefen (8 %) sowie noch nicht beschriebene Pilzarten (24 %).

2.2.3 Die Mikrobiota an der Augenoberfläche bei Katzen

Bei Katzen zählen ebenfalls die grampositiven Bakterien zu den prädominierenden Keimen an der Augenoberfläche. Dennoch scheinen Katzen im Vergleich zu Hunden eine relativ sterile Konjunktiva zu besitzen (Martin, 2010b). Die Tabelle 2 gibt einen Überblick über die Mikrobiota an Katzenaugen zum Zeitpunkt der Versuchsplanung.

Tabelle 2: Übersicht der Mikrobiota am gesunden Katzenauge zum Zeitpunkt der Versuchsplanung

Autor	Mikrobiota*	
Espinola & Lilenbaum (1996) Brasilien	<u>Konjunktiva, Nickhaut und Augenlider</u> <i>Pseudomonas aeruginosa, Staphylococcus aureus, Staphylococcus auricularis, Staphylococcus epidermidis, Staphylococcus saprophyticus, Staphylococcus simulans</i>	
Gerding et al. (1993a) USA	<u>Konjunktiva</u> <i>Bacillus</i> spp., <i>Cladosporium</i> spp., <i>Corynebacterium</i> spp., <i>Staphylococcus</i> spp., <i>Streptomyces</i> spp. Pilze: <i>Alternaria</i> spp., <i>Aspergillus flavus</i> , <i>Candida</i> spp., <i>Gliocladium</i> spp., <i>Paecilomyces</i> spp., <i>Penicillium</i> spp., <i>Scopulariopsis</i> spp.	<u>Augenlid</u> <i>Bacillus</i> spp., <i>Corynebacterium</i> spp., <i>Staphylococcus intermedius</i> , <i>Staphylococcus</i> spp., Gramnegative Bakterien
Samuelson et al. (1984) USA	<i>Aspergillus</i> spp., <i>Cladosporium oxysporum</i> , <i>Fusarium solani</i> , <i>Penicillium</i> spp., <i>Scopulariopsis brevicaulis</i> , <i>Helminthosporium velutinum</i> , nicht identifizierte Pilze	
Shewen et al. (1980) Kanada	<i>Staphylococcus epidermidis, Streptococcus</i> spp.	
Campbell et al. (1973) USA	<u>Konjunktiva</u> <i>Bacillus</i> spp., <i>Mycoplasma felis</i> , <i>Mycoplasma</i> spp., <i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Staphylococcus epidermidis</i> , Streptokokken α -hämolyzierend	<u>Augenlid</u> <i>Bacillus</i> spp., <i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Staphylococcus epidermidis</i> , Streptokokken α -hämolyzierend

* Für eine bessere Vergleichbarkeit wurden die Namen der Keime über die Datenbank LPSN (List of Prokaryotic names with Standing in Nomenclature (Euzéby, 2016) aktualisiert. Nicht alle nachgewiesenen Bakterien wurden der übersichtlicher hier aufgeführt oder existieren als solche nicht mehr.

Literaturübersicht

Campbell *et al.* (1973) untersuchten in den USA gesunde Katzenaugen und entnahmen mit feuchten Wattetupfern insgesamt 240 Proben aus dem Konjunktivalsack und den Lidrändern. Die Konjunktivalproben wurden sowohl auf aerobe Bakterien als auch auf Mykoplasmen untersucht. 34,2 % der Konjunktivalabstriche waren positiv. Von den 240 Proben war *Staphylococcus epidermidis* mit 16,3 % der am häufigsten nachgewiesene Keim aus der Konjunktiva. Dem folgte *Staphylococcus aureus* (10,4 %), *Mycoplasma* sp. (5 %), *Bacillus* sp. (2,9 %), alpha-hämolisierende Strptokokken und Corynebakterien (1,3 %).

In Kanada untersuchten Shewen *et al.* (1980) Katzen mit Bindehautentzündungen und 50 augengesunde Katzen als Kontrollgruppe. Die Proben für die bakterielle Anzucht wurden mit trockenen Tupfern aus dem Konjunktivalsack entnommen. Zwei der 50 beprobten Tiere zeigten ein positives Keimwachstum. Nicht-hämolisierende Streptokokken und *Staphylococcus epidermidis* konnten hier isoliert werden.

In einer weiteren Studie aus den USA wurden 50 gesunde Katzen untersucht. Hier wurden die Proben mit feuchten Tupfer aus dem Konjunktivalsack und den Lidrändern beider Augen entnommen und auf aerobe und anaerobe Mikroorganismen sowie auf Pilze untersucht. 61 % der Proben waren positiv. Grampositive Bakterien zählten auch hier zu den am häufigsten isolierten Bakterien aus der Konjunktiva und machten 39,2 % aller Isolate aus. *Staphylococcus* spp. wurde dabei am häufigsten nachgewiesen, gefolgt von *Corynebacterium* spp., *Bacillus* spp. und *Streptomyces* spp. Zu den aus der Konjunktiva isolierten Pilzen gehörten *Penicillium* spp., *Cladosporium* spp., *Scopulariopsis* spp., *Aspergillus flavus*, *Alternaria* spp., *Gliocladium* spp., *Paecilomyces* spp. und *Candida* spp. Es konnten keine gramnegativen oder anaerobe Bakterien nachgewiesen werden (Gerding *et al.*, 1993a).

Espínola & Lilenbaum (1996) untersuchten in ihrer Studie in Brasilien 50 gesunde Katzen, um die physiologisch vorkommenden aeroben Mikroorganismen am Auge zu bestimmen. Dafür wurden Proben mittels feuchtem Tupfer von den Lidrändern, der Nickhaut und auch aus dem Konjunktivalsack beider Augen entnommen. 37 % der 100 beprobten Konjunktiven hatten ein positives Keimwachstum. Die Ergebnisse der verschiedenen Proben wurden in der Auswertung dieser Studie gepoolt, so dass keine Differenzierung der Keime von den verschiedenen Entnahmeorten möglich ist. Insgesamt gehörten 97,8 % der isolierten Bakterien zu den Staphylokokken. Darunter waren die Koagulase-negativen Staphylokokken mit 93,5 % am meisten vertreten. Dazu zählten *Staphylococcus epidermidis* (45,7 %), *Staphylococcus simulans* (23,9 %), *Staphylococcus auricularis* (17,4 %), *Staphylococcus saprophyticus* (6,5 %). *Staphylococcus aureus* (6,5 %) konnte in drei

Proben nachgewiesen werden. *Pseudomonas aeruginosa* (2,1 %), ein Vertreter der Gramnegativen, wurde bei einem Tier aus der Konjunktiva isoliert.

Samuelson *et al.* (1984) untersuchten in den USA das Vorkommen von Pilzen an der Augenoberfläche von verschiedenen Tierspezies und entnahmen dafür Proben aus dem Konjunktivalsack beider Augen von 25 Katzen. Bei zehn Tieren gelang ein positiver Nachweis. Es konnten folgende Organismen nachgewiesen werden: *Cladosporium oxysporum* (32 %), *Penicillium* spp. (16 %), *Aspergillus* spp. (16 %), *Scopulariopsis brevicaulis* (9 %), *Fusarium solani* (9 %), *Helminthosporium velutinum* (9 %), nicht beschriebene Pilze (9 %).

2.2.4 Die Mikrobiota an der Augenoberfläche bei Kaninchen

Okuda & Campbell (1974) untersuchten die Mikrobiota aus dem Konjunktivalsack von 54 Kaninchen der Rasse Weiße Neuseeländer, die unter Laborbedingungen gehalten wurden. Jedem Tier wurden mittels Nährmedium angefeuchteten Tupfern Proben aus dem Konjunktivalsack beider Augen entnommen. Insgesamt konnten 141 Bakterienisolate von 108 Augen nachgewiesen werden. Auch hier dominierten die grampositiven Bakterien wie z.B. *Bacillus subtilis* (60 Isolate), *Staphylococcus aureus* (28 Isolate), *Staphylococcus epidermidis* (18 Isolate) oder *Streptococcus viridans* (7 Isolate). Gramnegative Mikroorganismen wie z.B. *Moraxella* spp. (4 Isolate), *Bordetella* spp. (4 Isolate) oder *Pasteurella* spp. (2 Isolate) konnten dagegen in nur geringer Anzahl isoliert werden.

Auch Marini *et al.* (1996) untersuchten in einer Studie über den Tränennasenkanal die Mikrobiota des Konjunktivalsacks von gesunden Kaninchen der Rasse Weiße Neuseeländer. *Moraxella* sp. und *Oligella urethralis* als Vertreter der gramnegativen Bakterien sowie *Staphylococcus* sp. und alpha-hämolyisierende Streptokokken konnten am häufigsten nachgewiesen werden.

Cooper *et al.* (2001) wiesen bei 70 gesunden Hauskaninchen bei 83 % der 140 untersuchten Augen Bakterien nach. 71 % der isolierten Bakterien gehörten zu den grampositiven Staphylokokken, *Micrococcus* spp. und *Bacillus* spp. Gramnegative Mikroorganismen wurden nur in geringer Anzahl isoliert.

In einer aktuellen Studie konnten bei 12 gesunden Neuseeländer Kaninchen ebenfalls vorwiegend grampositive Bakterien isoliert werden. Darunter waren *Staphylococcus* sp.,

Staphylococcus epidermidis und *Bacillus* sp. mit jeweils über 20 % der Isolate am meisten vertreten (Oriá *et al.*, 2014).

2.2.5 Die Mikrobiota an der Augenoberfläche bei Pferden

Es gibt zahlreiche Studien über das Vorkommen von Bakterien und Pilzen am Auge von Pferden. Bei allen Studien über die bakterielle Besiedlung dominieren grampositive Mikroorganismen (Cattabiani *et al.*, 1976; Samuelson *et al.*, 1984; Whitley & Moore, 1984; Moore *et al.*, 1988; Andrew *et al.*, 2003; Rosa *et al.*, 2003; Gemensky-Metzler *et al.*, 2005; Barsotti *et al.*, 2006; De Sousa *et al.*, 2011; Johns *et al.*, 2011; Khosravi *et al.*, 2014; Voelter-Ratson *et al.*, 2014).

In Wisconsin (USA) untersuchten beispielsweise Whitley *et al.* (1983) das Vorkommen von Bakterien an der Augenoberfläche von gesunden Pferden, wobei die grampositiven Mikroorganismen *Corynebacterium* spp. (44 %), *Staphylococcus epidermidis* (21 %) und *Bacillus cereus* (14 %) am häufigsten isoliert wurden.

Bei einer weiteren Untersuchung in Wisconsin (USA) wurden die Mikrobiota an der Augenoberfläche von Pferden aus zwei verschiedenen Haltungformen (Tierklinik, normaler Pferdestall) untersucht. Auch hier dominierten die grampositiven Mikroorganismen mit 77 %. *Corynebacterium* spp., *Bacillus* spp., *Staphylococcus* spp. und *Streptomyces* spp. waren die häufigsten Vertreter. Zu den häufigsten gramnegativen Spezies zählten *Neisseria* spp., *Moraxella* spp. und *Acinetobacter* spp. Es gab keine Unterschiede bezüglich des Bakterienvorkommens zwischen den beiden Haltungformen. (Moore *et al.*, 1988).

In einer Studie aus Florida (USA) wurden 100 gesunde Vollblüter auf Pilze und Bakterien an der Augenoberfläche untersucht. 24 Bakterien- und 35 Pilzgattungen konnten isoliert werden. Am häufigsten kamen auch hier grampositive Bakterien wie *Corynebacterium* sp., *Staphylococcus* sp., *Bacillus* sp. sowie *Moraxella* sp. vor. Noch nicht beschriebene Schimmelpilzarten, *Chrysosporium* sp., *Cladosporium* sp., und *Aspergillus* sp. waren die häufigsten Vertreter der Pilze (Andrew *et al.*, 2003).

Johns *et al.* (2011) untersuchten in Großbritannien die Mikrobiota an der Augenoberfläche von 60 gesunden Pferden. 52 % der isolierten Mikroorganismen zählten zu den grampositiven Bakterien. Davon waren *Staphylococcus* sp. (25,9 %) und *Micrococcus* sp. die häufigsten Isolate. *Acinetobacter* sp. war mit 31,5 % das am häufigsten nachgewiesene

Literaturübersicht

gramnegative Bakterium. 13 % der Pferde zeigten ein Pilzwachstum, wobei *Mucor* sp. am häufigsten isoliert wurde, gefolgt von *Aspergillus* sp. und *Absidia* sp.

3 Arbeitshypothese und Zielsetzung

Die Kenntnis über die Zusammensetzung der Mikroorganismen (Mikrobiota) an der Augenoberfläche ist für die Antibiotikatherapie sehr wichtig, beispielsweise bei einer verletzten Hornhautoberfläche, um das richtige Antibiotikum vorab auszuwählen und Antibiotikaresistenzen vorzubeugen. Wie in der Literatur beschrieben, gibt es regionale Unterschiede in der Zusammensetzung der physiologischen Keimpopulation am Auge. Über das Vorkommen bzw. die Zusammensetzung der Mikrobiota an der Augenoberfläche von gesunden Katzen gab es zum Zeitpunkt der Versuchsplanung keine Studien aus Europa.

Ziel dieser Arbeit ist es,

1. Die natürlich vorkommenden Mikrobiota an der Augenoberfläche von gesunden Katzen im Berliner Einzugsgebiet zu bestimmen.
2. Unterschiede hinsichtlich der Mikrobiota-Zusammensetzung zwischen Wohnungskatzen ohne Partnertier, Wohnungskatzen mit Partnertier und Freigängerkatzen zu evaluieren.
3. Die Resistenzspektren der gefundenen Keimspezies zu bestimmen.

4 Material und Methoden

4.1 Die Probanden

Im Rahmen dieser Dissertation wurden im Zeitraum von Mai 2014 bis November 2015 120 Katzen an verschiedenen Standorten in Berlin und Umgebung untersucht und beprobt. Alle Tiere, die an dieser Studie teilnahmen, stammten aus Privathaushalten. Die meisten hier untersuchten Katzen wurden in der Kleintierpraxis Dr. von Renesse sowie in der Tierarztpraxis für Katzen „vets for cats“ vorgestellt. Die restlichen Tiere wurden im Rahmen von Hausbesuchen in privaten Haushalten beprobt.

Die hier untersuchte Katzenpopulation bestand aus Tieren unterschiedlicher Rassen, verschiedener Geschlechter und Altersgruppen, die zufällig ausgewählt wurden.

Die Tiere stammten aus unterschiedlichen Haltungsformen, die in drei Gruppen eingeteilt wurden:

Gruppe 1: reine Wohnungskatzen ohne Freigang und ohne weitere Katzen im Haushalt

Gruppe 2: reine Wohnungskatzen ohne Freigang mit weiteren Katzen im Haushalt

Gruppe 3: Katzen mit Freigang

Freigang bedeutet, dass die Katzen die Möglichkeit haben, das Haus / die Wohnung zu verlassen und dass Kontakt zur Umwelt und anderen Artgenossen besteht.

Für diese Studie ist beim Landesamt für Gesundheit und Soziales Berlin (LAGeSo) ein Tierversuchsantrag gestellt worden, der im Januar 2014 genehmigt wurde. Die Untersuchungen erfolgten nur nach Einwilligung der Tierbesitzer.

4.2 Die Untersuchungen und Probenentnahme

4.2.1 Allgemeinuntersuchung

In diese Studie wurden in ihrem Allgemeinbefinden ungestörte Katzen ohne Augenerkrankungen aufgenommen.

Zunächst fand eine eingehende Anamnese durch Befragung des Besitzers über den allgemeinen Gesundheitszustand des Tieres, eventuellen Vorerkrankungen sowie den Lebensumständen statt. Während dieser Zeit des Vorgesprächs wurde dem Tier die Möglichkeit gegeben, sich an die neue Umgebung zu gewöhnen.

Nach diesem Gespräch wurden die Tiere auf ihren allgemeinen Gesundheitszustand untersucht (Allgemeinuntersuchung). Das Einzeltier befand sich hierfür in ruhiger Umgebung unter eventuell lockerer Fixierung durch eine Hilfsperson – das konnte auch der Besitzer sein – auf dem Untersuchungstisch bzw. bei Hausbesuchen auf einem für die Untersuchung geeigneten Möbelstück (Couch, Sessel, Tisch oder Fußboden). Zur Allgemeinuntersuchung gehörten die Beobachtung des Verhaltens, der Haltung, des Ernährungs- und Pflegezustandes. Die Adspektion der Bindehaut- und Maulschleimhautfarbe sowie die kapilläre Füllungszeit zur Beurteilung der Kreislaufsituation waren ebenfalls Bestandteile der Untersuchung. Zudem schlossen sich die Palpation wichtiger Körperlymphknoten und des Abdomens an. Mittels Stethoskop wurden die Herztöne sowie die Lungen untersucht.

Tiere mit geringgradigen chronischen Erkrankungen wie Niereninsuffizienz, Herzinsuffizienz, leichte Zahnveränderungen oder gut eingestellte Katzen mit Hyperthyreose, die sich in einem guten Allgemeinzustand befanden, wurden in die Studie mit einbezogen.

4.2.2 Augenuntersuchung und Tupferprobenentnahme

Im nächsten Schritt erfolgte zuerst die Messung der Tränenproduktion mittels Schirmer-Tränen-Test (STT) (Schirmer-Tränen-Test, Intervet, Unterschleißheim, Deutschland), um die Tränenproduktion durch Manipulationen am Auge nicht zu verfälschen. Danach fand die Probenentnahme für die mikrobiologischen Untersuchungen statt. Die meisten Tiere befanden sich in einem wachen Zustand auf dem Untersuchungstisch. Einige Katzen wurden für operative Eingriffe in Narkose wie Kastration oder Zahnsanierungen in der Praxis abgegeben. Bei diesen Tieren erfolgte die Tupferprobenentnahme in Sedation vor Einleitung der Narkose. Der Lidschlussreflex musste bei diesen Tieren noch vorhanden sein.

Für die Probenentnahme wurden Bindehautabstriche (Konjunktivalabstriche) mit einem mit Kochsalzlösung (NaCl 0,9 %, B. Braun, Melsungen, Deutschland) befeuchteten sterilen Tupfer oder mit einem nicht befeuchteten Tupfer (Tupferproben) (Abstrichbesteck MEDI SWAB steril, Heinz Herenz, Hamburg, Deutschland) entnommen (siehe Abbildung 1). Der Kopf des Tieres wurde dabei von der Untersuchungsperson mit einer Hand leicht fixiert und mit Daumen und Zeigefinger wurden die Augenlider gespreizt, um ein Blinzeln des Tieres während der Probenentnahme sowie eine Kontamination des Tupfers mit Keimen aus der benachbarten Regionen zu verhindern. Leichter Druck auf den Bulbus ließ die Nickhaut hervortreten, so dass man mit dem Wattetupfer in den Bindehautsack eingehen konnte ohne die Kornea zu berühren oder sogar zu verletzen. Mit dem Wattetupfer wurde dabei vorsichtig mit drehenden Bewegungen über die Augenschleimhaut des Bindehautsackes gestrichen, um somit die in der Augenflüssigkeit befindlichen Mikrobiota aufzunehmen. Die Kontaktzeit des Tupfers betrug 2 – 5 Sekunden. Nach der Probenentnahme wurde der Tupfer sofort in

den sterilen Transportbehälter des Abstrichbesteckes mit Amies-Medium überführt und verschlossen.

Anschließend erfolgte die ophthalmologische Untersuchung. Dazu gehörten das Testen der Reflexe (Drohantwort, Lid-, direkter und indirekter Pupillarreflex), Inspektion der vorderen Augenabschnitte mit einer fokalen Lichtquelle (Ophthalmologische Untersuchungsleuchte 3,5V, Heine, Herrsching, Deutschland) Fluoreszein Test (Fluo-Plus V®, GECIS, Neung-sur-Beuvron, France) und Lissamingrün Test (Lissaver-Plus®, GECIS, Neung-sur-Beuvron, France). Bei Tieren die sich in Sedation befanden erfolgte das Testen der Reflexe vor Gabe der Sedationsinjektion.

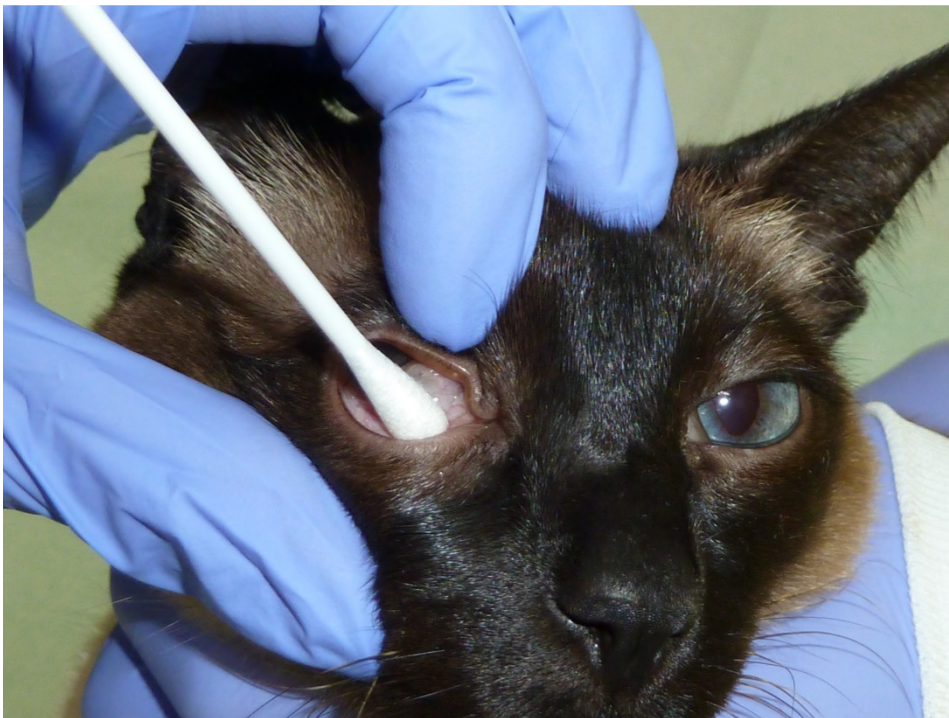


Abbildung 1: Tupferprobenentnahme aus dem Konjunktivalsack einer Katze

4.2.3 Auswertung der Proben im Labor

4.2.3.1 Transport, Keimisolierung, Identifizierung und Quantifizierung

Die Proben wurden ungekühlt postalisch (Dauer 24 – 72 Stunden) an ein akkreditiertes Untersuchungslabor (LABOKLIN GmbH & CO.KG, DIN EN ISO/IEC 17025:2005, Bad Kissingen, Deutschland) versendet und auf aerobe und anaerobe Bakterien sowie auf Pilze untersucht.

Für die Untersuchung der aeroben Mikrobiota wurden die Tupferproben auf Columbia-Agar mit 5 % Schafblut, Endo- und MacConkey-Agar (BD, Heidelberg, Deutschland) ausgestrichen und unter aeroben Bedingungen bebrütet ($36 \pm 2^\circ\text{C}$, 18 – 24h). Eine

Anreicherungskultur wurde in Thioglycolat-Bouillon (aerob $36 \pm 2^\circ\text{C}$, 18 – 20h, BD, Heidelberg, Deutschland) mit anschließendem Beimpfen von Columbia-Schafblut- und Endoagarplatten (Bebrütung aerob bei $36 \pm 2^\circ\text{C}$, 18 – 24h) durchgeführt. Die Keimidentifizierung erfolgte anhand biochemischer Reaktionen (Katalase, Oxidase, Hyaluronidase, Koagulase) und massenspektrometrisch über MALDI-TOF (Matrix Assisted Laser Desorption/Ionisation Time of Flight; Axima Assurance, Shimadzu Biotech, Kyoto, Japan). Streptokokken wurden mittels bunter Reihe (API[®]/rapid ID 32 Strep, Biomérieux, Nürtingen, Deutschland) identifiziert.

Für die Untersuchung der anaeroben Mikrobiota wurden die Tupferproben auf Schaedler Agar mit Vitamin K1 und Schaedler Kanamycin-Vancomycin Agar mit 5 % Schafblut (BD, Heidelberg, Deutschland) ausgestrichen. Die Bebrütung erfolgte unter anaeroben Bedingungen ($36 \pm 2^\circ\text{C}$, 48h, Whitley Topfbegasungssystem). Die Identifizierung verdächtiger Isolate wurde massenspektrometrisch über MALDI-TOF durchgeführt und mit der Software AnagnosTec Saramis™ Premium (AnagnosTec GmbH, Potsdam, Deutschland) ausgewertet.

Für die mykologische Untersuchung erfolgte der Ausstrich auf Sabouraud Agar mit Gentamicin und Chloramphenicol (BD, Heidelberg, Deutschland, $36 \pm 2^\circ\text{C}$, 7 Tage). Die Differenzierung wurde anhand makroskopischer (Wuchsform, Farbe, Kulturober- und -unterseite) und mikroskopischer (Sprossformen, Fruchtformen, Hyphenanordnung, Mikrokonidienanordnung) Morphologie-Eigenschaften durchgeführt.

4.2.4 *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung

Die *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung der isolierten Bakterien gegenüber bestimmten Antibiotika erfolgte bis zum 30.11.2014 nach DIN-Norm 58940 und wurde mit dem Bouillon-Mikrodilutionsverfahren mit Hilfe des MICRONAUT Systems der Firma MERLIN (Gesellschaft für mikrobiologische Diagnostika mbH, Bornheim-Hersel, Deutschland) durchgeführt. Die Empfindlichkeitsprüfung beruht auf der Rehydratisierung von Antibiotika durch die Zugabe einer standardisierten Bakteriensuspension. Das Ergebnis wird nach Inkubation photometrisch gemessen und mit der MICRONAUT Software ausgewertet.

Dafür erfolgte zunächst für jeden isolierten und identifizierten Keim die Herstellung eines Inokulums. Es war darauf zu achten, dass die verwendeten Bakterienkolonien einer jeweiligen Platte die für die Spezies typischen makroskopischen Merkmale aufwiesen. Die Bakterienkolonien wurden mittels steriler Impföse von der Nährbodenplatte abgenommen und in 3 ml steriler Kochsalzlösung (0,9 %, pH 5,5 – 6,5) eingerieben bis die Trübung mittels MiniDen Densitometer (Kisker Biotech GmbH & Co.KG, Steinfurt, Deutschland) einem McFarland von 0,5 entsprach.

Zusätzlich wurde jeweils mit der gleichen Impfföse eine Subkultur auf einer entsprechenden Agarplatte angelegt.

50 µl Inokulum der gramnegativen sowie 100 µl Inokulum der grampositiven Bakterien wurden jeweils mit 11ml Müller-Hinton-Bouillon (Oxoid Limited, Hampshire, UK) versetzt.

Bei empfindlichen Keimen (wie z.B. *Pasteurella* sp., Streptokokken, *Enterococcus faecalis*) wurden 200 µl des Inokulums in 11 ml vorgewärmte H-Bouillon (Heipha Dr. Müller GmbH, Eppelheim, Deutschland) überführt.

Die Endkonzentration der Suspensionen bestand aus 5×10^5 KBE/ml. Aufgrund einer technischen Umstellung während der Studie kam es zu einer Veränderung der Pipettierschritte zur Herstellung der Suspension, wodurch für gramnegative Keime ein McFarland von 0,5 und für grampositive ein McFarland von 1 eingesetzt wurde. Die Endkonzentration der Suspension blieb aber, trotz veränderter Verdünnungsschritte, mit 5×10^5 KBE/ml die gleiche. Für die Bestimmung der minimalen Hemmstoffkonzentrationen wurden jeweils 100 µl der jeweiligen Suspensionen auf Mikrotitrationsplatten (MICRONAUT-S, MERLIN Gesellschaft für mikrobiologische Diagnostika GmbH, Bornheim-Hersel, Deutschland) überführt

Das Beimpfen dieser Mikrotitrationsplatten erfolgte nach Eingabe der Isolate in die MICRONAUT Software (U8-301-001, MERLIN Gesellschaft für mikrobiologische Diagnostika GmbH, Bornheim-Hersel, Deutschland) automatisiert mit Hilfe des Precision™ XS Pipettier Systems (Bio TEK®, Vermont, USA) für die Müller-Hinton-Bouillon Suspensionen sowie des BioStack™ Mikroplatten Stackers (Bio TEK®, Vermont, USA) für die H-Bouillon Suspensionen.

Die beimpften Mikrotitrationsplatten wurden übereinander gestapelt und abgedeckt. Es folgte nun eine Inkubation für 18 – 24 Std. bei $36^\circ\text{C} \pm 2^\circ\text{C}$ für die Müller-Hinton-Bouillon-Platten und bei $36^\circ\text{C} \pm 2^\circ\text{C}$ unter erhöhter CO_2 -Spannung für die H-Bouillon-Platten.

Nach der Inkubationszeit wurden die Plattenböden von Kondenswasser befreit und es erfolgte eine photometrische Trübungsmessung mit Hilfe des Multiskan EX (Thermo Fisher Scientific™, Waltham, USA). Die Auswertung erfolgte durch die o.g. MICRONAUT Software. Die Mikrotitrationsplatten waren mit folgenden Antibiotika und deren Konzentrationen (µg/ml) beschichtet (siehe Tabelle 3).

Tabelle 3: Für die *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung nach DIN 58940 verwendeten Antibiotika und ihre Konzentrationen in µg/ml

Wirkstoffgruppen	Wirkstoff	Konzentrationen (µg/ml)
Fenicole	Chloramphenicol	8
Ansamycine	Rifampicin	1; 4
β-Lactam-Antibiotika		
Aminopenicillin	Ampicillin	2; 8
	Amoxicillin	*
	Amoxicillin / Clavulansäure	2/2
Benzylpenicillin	Penicillin G	0,125; 1
Isoxazolylpenicillin	Oxacillin	1
Cephalosporine		
1. Generation	Cephalexin	4; 16
3. Generation	Cephoperazon	4; 8
3. Generation	Cefovecin	2; 4
4. Generation	Cefquinom	2
Fluorchinolone		
	Difloxacin	0,5
	Enrofloxacin	0,5; 1
	Marbofloxacin	0,5; 1
	Ibafloxacin	0,5; 1
	Pradofloxacin	1
Steroid-Antibiotika		
	Fusidinsäure	1
Lincosamide		
	Clindamycin	1; 4
	Lincomycin	1; 4
Makrolide		
	Erythromycin	1; 4
	Spiramycin	4; 8
Polypeptidantibiotika, Polymyxine		
	Polymyxin B + Colistin	**
		0,5
Sulfonamide + Folsäureantagonist		
	Sulfamethoxazol / Trimethoprim	16; 64
Tertazykline		
	Doxycyclin	1
	Tertracyclin	1; 4
Aminoglykoside		
	Gentamicin	1; 4
	Kanamycin, Framycetin	***
	Neomycin	8
	Spectinomycin	16
	Streptomycin	4; 16
	Tobramycin	1
Nitrofurane		
	Nitrofurantoin	10

* Die *In-vitro*-Empfindlichkeit von Amoxicillin wurde von Ampicillin abgeleitet.

** Die *In-vitro*-Empfindlichkeit von Polymyxin B wurde von Colistin abgeleitet.

*** Die *In-vitro*-Empfindlichkeit von Kanamycin und Framycetin wurde von Neomycin abgeleitet.

Es handelt sich hierbei um ein sog. Breakpoint-Verfahren. Dabei werden die oberste noch sensible Konzentration (unterer Breakpoint) und die höchste noch intermediäre Konzentration (oberer Breakpoint) eines Antibiotikums getestet. Ein Bakterienstamm gilt als „sensibel“, wenn bei beiden Grenzwertkonzentrationen eines getesteten Antibiotikums kein Wachstum stattfindet. Ein Bakterienstamm wird als „intermediär“ bezeichnet, wenn bei der

Material und Methoden

unteren Grenzwertkonzentration Bakterien wachsen, bei der oberen Konzentration jedoch das Wachstum gehemmt wird. Als „resistent“ gilt ein Bakterienstamm, wenn bei beiden Konzentrationen ein Wachstum stattfindet (Frank & Müller, 2012). Dies galt für Antibiotika die in zwei verschiedenen Konzentrationen getestet wurden (siehe Tabelle 3).

Antibiotika, die nur in einer Konzentration vorlagen galten als sensibel wenn keine Bakterien bei der jeweiligen Konzentration gewachsen sind. Sie wurden als resistent eingestuft, wenn ein Wachstum stattfand.

Auf der Mikrotitrationsplatte ist das Wachstum von Bakterien auch makroskopisch durch sog. „Knopfbildung“ erkennbar. Bleibt die Suspension klar, konnten keine Bakterien wachsen.

Ab dem 01.12.2014 erfolgte die *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung der isolierten Bakterien gegenüber bestimmten Antibiotika nach CLSI (Clinical and Laboratory Standard Institute). Die Mikrotitrationsplatten (MERLIN Gesellschaft für mikrobiologische Diagnostika GmbH, Bornheim-Hersel, Deutschland) waren hierbei mit folgenden Antibiotika und deren Konzentrationen ($\mu\text{g/ml}$) beschichtet (siehe Tabelle 4):

Tabelle 4: Für die *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung nach CLSI verwendeten Antibiotika für grampositive und gramnegative Bakterien

Wirkstoffgruppen	Wirkstoff	Gram	Konzentrationen ($\mu\text{g/ml}$)	
Fenicole	Chloramphenicol	grampositiv	8	
		gramnegativ	8; 16	
Ansamycine	Rifampicin	grampositiv	1; 2	
β -Lactam-Antibiotika				
Aminopenicilline	Ampicillin	grampositiv	0,25; 0,5; 4; 8	
		gramnegativ	0,25; 0,5; 8; 16	
	Amoxicillin / Clavulansäure	grampositiv	0,25/0,125; 0,5/0,25; 4/2; 8/4; 16/8	
		gramnegativ	0,25/0,125; 0,5/0,25; 8/4; 16/8	
Benzylpenicillin	Penicillin G	grampositiv	0,125; 1; 2; 8	
Cephalosporine	1. Generation	grampositiv	8; 16	
		gramnegativ	2; 4; 8; 16	
	2. Generation	Cefoxitin	grampositiv	4
	3. Generation	Cephoperazon	grampositiv	*
			gramnegativ	4; 8
	3. Generation	Cefovecin	grampositiv	2
			gramnegativ	2; 4
4. Generation	Cefquinom	grampositiv	*	
		gramnegativ	2; 4	

Material und Methoden

Fortsetzung Tabelle 4

Wirkstoffgruppe	Wirkstoff	Gram	Konzentrationen (µg/ml)
Fluorchinolone	Difloxacin	grampositiv / -negativ	0,5
	Enrofloxacin	grampositiv / -negativ	0,5; 2
	Marbofloxacin	grampositiv / -negativ	1; 2
	Ibafloxacin	grampositiv gramnegativ	0,5 0,5; 1
	Pradofloxacin	grampositiv / -negativ	1
	Orbifloxacin	grampositiv / -negativ	1; 4
	Steroid-Antibiotika	Fusidinsäure	grampositiv
Lincosamide	Clindamycin	grampositiv	0,5; 2
	Lincomycin		
Makrolide	Erythromycin	grampositiv	0,25; 0,5; 4
	Spiramycin	grampositiv	4
Polypeptidantibiotika, Polymyxine	Polymyxin B	gramnegativ	**
	Colistin	gramnegativ	2; 4
Sulfonamide / Folsäureantagonist	Sulfamethoxazol / Trimethoprim	grampositiv / -negativ	0,5/9,5; 2/38
Tetrazykline	Doxycyclin	grampositiv gramnegativ	2; 4; 8 1; 2; 4; 8
	Tetracyclin	grampositiv / -negativ	***
Aminoglykoside	Gentamicin	grampositiv gramnegativ	4; 8 2; 4; 8
	Kanamycin, Framycetin	grampositiv / -negativ	****
	Neomycin	grampositiv gramnegativ	8 8; 16
	Tobramycin	grampositiv gramnegativ	4 4; 8
	Nitrofurane	Nitrofurantoin	grampositiv gramnegativ

*Die *In-vitro*-Empfindlichkeit der grampositiven Bakterien gegenüber Cefquinom und Cephoperazon wurde von Cefovecin abgeleitet.

** Die *In-vitro*-Empfindlichkeit gegenüber Polymyxin B wurde von Colistin abgeleitet.

*** Die *In-vitro*-Empfindlichkeit gegenüber Tetracyclin wurde von Doxycyclin abgeleitet.

****Die *In-vitro*-Empfindlichkeit gegenüber Kanamycin und Framycetin wurde von Neomycin abgeleitet.

Die Auswertung in sensibel, intermediär und resistent erfolgte nach den von CLSI definierten Grenzwerten (Breakpoints) (CLSI, 2013; CLSI, 2015).

4.3 Statistische Auswertung

Die erhobenen Daten wurden mit den Programmen SPSS für Windows (IBM® SPSS® Statistics, Version 23, USA) und Microsoft® Excel® (Microsoft Office Professional, 2010) statistisch ausgewertet.

Die Darstellung der Ergebnisse erfolgte nach Methoden der deskriptiven Statistik. Dabei wurden die Häufigkeitsverteilungen, prozentuale Werte, Minimum (Min), Maximum (Max), arithmetisches Mittel und Standardabweichungen (SD) aufgeführt.

Um Abhängigkeiten zwischen verschiedenen, nicht verbundenen (unabhängigen) Parametern zu untersuchen, wurden Kontingenztabellen erstellt und der Chi-Quadrat-Test angewendet. Bei kleinen Ergebnishäufigkeiten (unter 5) wurde der Fisher's-Exact-Test angewendet. Ein p-Wert $\leq 0,05$ galt bei beiden Tests als statistisch signifikant.

Um den Einfluss der stetigen Variablen STT-Werte und Gewicht auf den Keimnachweis zu untersuchen, wurde der Mann-Whitney-U-Test angewendet, da es sich um nicht normalverteilte Stichproben handelte. Ein p-Wert $\leq 0,05$ galt als statistisch signifikant.

Für den Vergleich der rechten und linken Augen (abhängige Stichproben) bezüglich der stetigen Variable STT-Werte wurde der Wilcoxon-Vorzeichen-Rang-Test angewendet, da es sich hierbei um nicht normalverteilte Stichproben handelte. Ein p-Wert $\leq 0,05$ galt auch hier als statistisch signifikant.

Für den Vergleich der rechten und linken Augen (abhängige Stichproben) bezüglich der Nachweisraten, Anzahl an Bakterienisolaten und grampositive und -negative Bakterienzusammensetzung wurde der McNemar's Test bzw. McNemars's-Bowker-Test bei mehr als zwei Kategorien angewendet. Auch hier galt ein p-Wert $\leq 0,05$ als statistisch signifikant.

5 Ergebnisse

5.1 Die Probanden – Untersuchungszeitraum und Gruppeneinteilung

In einem Zeitraum von Mai 2014 bis November 2015 wurden 120 Katzen an verschiedenen Standorten in Berlin und Umgebung untersucht und beprobt. Alle Tiere, die an dieser Studie teilnahmen, stammten aus Privathaushalten.

Darunter waren 40 Tiere reine Wohnungskatzen ohne Freigang und ohne weitere Katzen im Haushalt (Gruppe 1), 40 Katzen waren reine Wohnungskatzen ohne Freigang mit weiteren Katzen im Haushalt (Gruppe 2) und 40 Katzen mit Freigang (Gruppe 3).

5.2 Alters-, Rasse- und Geschlechtsverteilung, Gewicht

5.2.1 Alter

Das durchschnittliche Alter \pm SD (Min – Max) der untersuchten Katzen lag bei 5,95 Jahren \pm 4,14 Jahren (0,5 – 14,5 Jahre).

In Gruppe 1 lag das mittlere Alter (\pm SD) bei $6,24 \pm 4,55$ Jahren (0,5 – 14 Jahre).

In Gruppe 2 lag das mittlere Alter (\pm SD) bei $4,97 \pm 3,78$ Jahren (0,5 – 13 Jahre).

In Gruppe 3 lag das mittlere Alter (\pm SD) bei $6,64 \pm 3,97$ Jahren (0,5 – 14,5 Jahre).

Die Tabelle 5 zeigt die Einteilung der Katzen in vier Altersgruppen innerhalb der einzelnen Tiergruppen (Gruppe 1-3) sowie aller untersuchten Tiere. Insgesamt waren 12 Jungtiere (0 - <1 Jahr), 67 adulte Katzen (≥ 1 - $\leq 7,5$ Jahre), 26 senior Katzen (≥ 8 - $\leq 11,5$ Jahre) sowie 15 geriatrische Tiere (≥ 12 Jahre) vertreten.

Tabelle 5: Altersgruppenverteilung der 120 untersuchten Berliner Katzen innerhalb der einzelnen Haltungsguppen sowie insgesamt (Total)

	Juvenil 0 - <1 Jahr	Adult ≥ 1 - $\leq 7,5$ Jahre	Senior ≥ 8 - $\leq 11,5$ Jahre	Geriatrisch ≥ 12 Jahre	Total
Gruppe 1*	4	20	9	7	40
Gruppe 2**	7	22	9	7	40
Gruppe 3***	1	25	8	6	40
Total (%)	12 (10,0 %)	67 (55,8 %)	26 (21,7 %)	15 (12,5 %)	120 (100,0 %)

*Gruppe 1: reine Wohnungskatzen ohne Freigang und ohne weitere Katzen im Haushalt

**Gruppe 2: reine Wohnungskatzen ohne Freigang mit weiteren Katzen im Haushalt

*** Gruppe 3: Katzen mit Freigang

Bezüglich der Altersgruppenverteilung ergab sich mit $p = 0,2$ kein signifikanter Unterschied zwischen den verschiedenen Haltungsguppen (Gruppe 1 – 3).

Ergebnisse

5.2.2 Rasse

Die Tabelle 6 zeigt die Rasseverteilung aller untersuchten Tiere sowie die Verteilung der Rassen innerhalb der einzelnen Tiergruppen.

Tabelle 6: Rasseverteilung der 120 untersuchten Berliner Katzen innerhalb der einzelnen Haltungsguppen sowie insgesamt (Total)

	Gruppe 1*	Gruppe 2**	Gruppe 3***	Total (%)
EKH ¹	26	23	22	71 (59,2 %)
RK-Mix ²	3	8	9	20 (16,7 %)
BKH ³	3	3	2	8 (6,7 %)
Norw. Waldktz. ⁴	0	3	0	3 (2,5 %)
Maine-Coon	2	0	1	3 (2,5 %)
Kartäuser	2	0	1	3 (2,5 %)
Heilige Birma	1	0	1	2 (1,7 %)
Karelian Bobtail	0	0	2	2 (1,7 %)
Siam	1	1	0	2 (1,7 %)
Perser	1	0	1	2 (1,7 %)
Orient. Kurzh. ⁵	0	2	0	2 (1,7 %)
Sibir. Waldktz. ⁶	0	0	1	1 (0,8 %)
BLH ⁷	1	0	0	1 (0,8 %)
Total	40	40	40	120 (100 %)

*Gruppe 1: reine Wohnungskatzen ohne Freigang und ohne weitere Katzen im Haushalt

**Gruppe 2: reine Wohnungskatzen ohne Freigang mit weiteren Katzen im Haushalt

*** Gruppe 3: Katzen mit Freigang

¹EKH = Europäisch Kurzhaar; ²RK-Mix = Rasse-Katzen-Mix; ³BKH = Britisch Kurzhaar; ⁴Norw. Waldktz. = Norwegische Waldkatze; ⁵Orient. Kurzh. = Orientalisch Kurzhaar; ⁶Sibir. Waldktz. = Sibirische Waldkatze; ⁷BLH = Britisch Langhaar

Die Katzen der Rasse Europäische Kurzhaar (EKH) waren in allen drei Gruppen mit über 50 % am häufigsten vertreten. Insgesamt gehörten 71 Tiere (59,2 %) dieser Rasse an. 20 Tiere (16,7 %) waren Kreuzungen aus verschiedenen Rassen (Rasse-Katzen-Mix) und waren in allen drei Gruppen vertreten.

Ergebnisse

Britisch-Kurzhaar-Katzen (BKH) zählten mit 8 Individuen (6,7 %) zu den am häufigsten vorkommenden reinrassigen Tieren und kamen ebenfalls bei allen Haltungsformen vor.

Weitere Rassekatzen waren zwischen einem und drei Individuen vereinzelt vertreten, aber nicht in jeder Tiergruppe (siehe Tabelle 6).

Mit einem p -wert = 0,2 zeigte sich kein signifikanter Unterschied bezüglich der Rasseverteilung zwischen den verschiedenen Haltungsformen (Gruppe 1 - 3).

5.2.3 Geschlecht

Die Tabelle 7 zeigt die Geschlechtsverteilung der untersuchten Katzen insgesamt sowie innerhalb der einzelnen Tiergruppen.

Tabelle 7: Geschlechtsverteilung aller 120 untersuchten Berliner Katzen innerhalb der einzelnen Haltungsgruppen sowie insgesamt (Total)

	weiblich	männlich	weiblich- kastriert	männlich- kastriert	Total
Gruppe 1*	6	3	16	15	40
Gruppe 2**	3	7	17	13	40
Gruppe 3***	0	1	15	24	40
Total (%)	9 (8,0 %)	11 (9,0 %)	48 (40,0 %)	52 (43,0 %)	120 (100,0 %)

*Gruppe 1: reine Wohnungskatzen ohne Freigang und ohne weitere Katzen im Haushalt

**Gruppe 2: reine Wohnungskatzen ohne Freigang mit weiteren Katzen im Haushalt

***Gruppe 3: Katzen mit Freigang

Insgesamt waren 9 weibliche (w), 11 männliche (m), 48 weiblich-kastrierte (wk) und 52 männlich-kastrierte (mk) Katzen vertreten.

In Gruppe 1 und 2 dominierten mit 40 % ($n = 16$) bzw. 43 % ($n = 17$) die weiblich-kastrierten Katzen. In Gruppe 3 waren mit 60 % ($n = 24$) die männlich-kastrierten Kater am häufigsten vertreten und es gab nur ein unkastriertes Tier (2,5 %), wohingegen in Gruppe 1 und 2 eine höhere Anzahl an unkastrierten Katzen vorkamen.

Es bestand ein signifikanter Unterschied ($p = 0,02$) bezüglich der Geschlechtsverteilung in den Tiergruppen.

5.2.4 Gewicht

Das durchschnittliche Gewicht (\pm SD) der Katzen lag bei $4,76 \pm 1,41$ kg (2 – 10 kg).

Das Durchschnittsgewicht (\pm SD) in Gruppe 1 lag bei $4,69 \pm 1,26$ kg (2,5 – 7,7 kg).

Das Durchschnittsgewicht (\pm SD) in Gruppe 2 lag bei $4,46 \pm 1,28$ kg (2 – 8,1 kg).

Das Durchschnittsgewicht (\pm SD) in Gruppe 3 lag bei $5,12 \pm 1,6$ kg (3 – 10 kg).

Es bestand kein signifikanter Unterschied bezüglich des Gewichts zwischen den Haltungsgruppen ($p = 0,2$).

5.3 Klinische und ophthalmologische Untersuchungen sowie Vorerkrankungen

Alle in die Studie aufgenommenen Katzen zeigten entsprechend der Einschlusskriterien bei der allgemeinen klinischen sowie der ophthalmologischen Untersuchung keine Auffälligkeiten.

5.3.1 Schirmer-Tränen-Test

Bei 87 Katzen konnte der Schirmer-Tränen-Test durchgeführt werden. Der Mittelwert \pm SD ergab für das linke Auge einen Wert von $17,5 \pm 6,4$ mm/Min. Für das rechte Auge konnte ein Mittelwert \pm SD von $18,7 \pm 6,4$ mm/Min ermittelt werden.

Die STT-Werte ergaben keinen signifikanten Unterschied in der Tränenproduktion zwischen dem rechten und linken Auge ($p = 0,6$).

In Gruppe 1 betrug der durchschnittliche STT-Wert \pm SD von 32 Katzen für das linke Auge $19,1 \pm 7,4$ mm/Min und für das rechte Auge $19,3 \pm 7,2$ mm/Min.

Auch hier gab es keinen signifikanten Unterschied bezüglich der Tränenproduktion des rechten und des linken Auges ($p = 0,6$).

In Gruppe 2 konnte bei 28 Katzen der STT durchgeführt werden. Auf dem linken Auge betrug der STT-Mittelwert \pm SD $19,1 \pm 6,5$ mm/Min und auf dem rechten Auge $15,9 \pm 5,4$ mm/Min.

Hier bestand ein signifikanter Unterschied in der Tränenproduktion zwischen dem rechten und dem linken Auge ($p = 0,007$).

In Gruppe 3 lag der STT-Durchschnittswert \pm SD bei 27 Katzen bei $17,7 \pm 4,9$ mm/Min auf dem linken und bei $17,1 \pm 6$ mm/Min auf dem rechten Auge.

Die STT-Werte zeigten keinen signifikanten Unterschied auf dem rechten und linken Auge ($p = 0,43$).

5.4 Untersuchungsort und Zustand bei Probenentnahme

52 Katzen (43,3 %) wurden in der Tierarztpraxis Dr. von Renesse, Berlin, 15 Katzen (12,5 %) in der Tierarztpraxis vets for cats, Berlin und 53 Katzen (44,2 %) in Hausbesuchen untersucht.

Während der Untersuchung und Probenentnahme waren 86 Tiere (71,7 %) in einem wachen, unsedierten Zustand. 34 Tiere (28,3 %) befanden sich in Sedation.

5.5 Entnahmetechnik

Von insgesamt 120 beprobten Katzen erfolgte bei 88 Tieren (73,3 %) die Probenentnahme mit zuvor mittels steriler Kochsalzlösung angefeuchteten Tupfern und bei 32 Tieren (26,7 %) mit trockenen Tupfern.

In Gruppe 1 wurden 7 Katzen (17,5 %) mit trocknen und 33 (82,5 %) mit feuchten Tupfern beprobt. In Gruppe 2 erfolgte die Probenentnahme bei 9 Katzen (22,5 %) mit trockenen und bei 31 Tieren (77,5 %) mit feuchten Tupfern. In Gruppe 3 fand die Beprobung bei 16 Katzen (40 %) mit trockenen und bei 24 Katzen (60 %) mit feuchten Tupfern statt (Tabelle 8).

Tabelle 8: Anzahl der Katzen, bei denen die Tupferproben aus dem Konjunktivalsack mit trockenen oder feuchten Tupfern entnommen wurden, eingeteilt in verschiedene Haltungsgruppen sowie insgesamt (Total)

	Trockene Tupfer	Feuchte Tupfer	Total
Gruppe 1*	7	33	40
Gruppe 2**	9	31	40
Gruppe 3***	16	24	40
Total (%)	32 (26,7 %)	88 (73,3 %)	120 (100,0 %)

*Gruppe 1: reine Wohnungskatzen ohne Freigang und ohne weitere Katzen im Haushalt

**Gruppe 2: reine Wohnungskatzen ohne Freigang mit weiteren Katzen im Haushalt

***Gruppe 3: Katzen mit Freigang

Es gab keinen statistisch signifikanten Unterschied in den Haltungsgruppen bezüglich der Entnahmetechnik ($p = 0,06$).

5.6 Jahreszeiten

Die Datenaufnahme erfolgte in einem Zeitraum von April 2014 bis November 2015.

Im Frühling (1. März bis 31. Mai) wurden insgesamt bei 27 Katzen (22,5 %) Proben entnommen. Im Sommer (1. Juni bis 31. August) erfolgte die Probenentnahme bei 34 Tieren

Ergebnisse

(28,3 %). Im Herbst (1. September bis 30. November) konnten 53 Katzen (44,2 %) untersucht werden. Im Winter (1. Dezember bis 28. Februar) wurden 6 Tiere (5 %) beprobt. Tabelle 9 zeigt die Häufigkeiten der beprobten Tiere während der verschiedenen Jahreszeiten innerhalb der einzelnen Tiergruppen sowie aller Tiere insgesamt.

Tabelle 9: Anzahl der beprobten Tiere zu verschiedenen Jahreszeiten von 120 Katzen aus Berlin, eingeteilt in unterschiedliche Haltungsgruppen sowie insgesamt (Total)

	Frühling ¹ (%)	Sommer ² (%)	Herbst ³ (%)	Winter ⁴ (%)	Total
Gruppe 1*	17	9	10	4	40
Gruppe 2**	4	7	29	0	40
Gruppe 3***	6	18	14	2	40
Total (%)	27 (22,5 %)	34 (28,3 %)	53 (44,2 %)	6 (5,0 %)	120 (100,0 %)

*Gruppe 1: reine Wohnungskatzen ohne Freigang und ohne weitere Katzen im Haushalt

**Gruppe 2: reine Wohnungskatzen ohne Freigang mit weiteren Katzen im Haushalt

***Gruppe 3: Katzen mit Freigang

¹Frühling: 1. März – 31. Mai; ²Sommer: 1. Juni – 31. August; ³Herbst: 1. September – 30. November;

⁴Winter: 1. Dezember – 28. Februar

5.7 Transportdauer ins Labor

Die durchschnittliche Transportdauer (\pm SD) der gesamten Proben zum Labor dauerte $2,2 \pm 0,8$ Tage mit einem Minimum von 1 Tag und einem Maximum von 4 Tagen.

Die Proben von 20 Katzen (16,7 %) benötigten 1 Transporttag ins Labor. Eine Versanddauer von 2 Tagen hatten die Proben von 67 Tieren (55,8 %). 3 Tage brauchten die Proben von 24 Katzen (20 %) ins Labor und 4 Tage waren die Proben 9 Probanden (7,5 %) unterwegs.

Die Tupferproben der Katzen aus Gruppe 1 benötigten im Durchschnitt 2 ± 1 Tage zu Laboklin.

Die Tupferproben der Katzen aus Gruppe 2 hatten eine Transportdauer von $2,4 \pm 0,7$ Tagen.

Der Versand der Proben aus Gruppe 3 dauerte durchschnittlich $2,1 \pm 0,7$ Tage.

Es gab keinen signifikanten Unterschied zwischen den Haltungsgruppen bezüglich der Transportdauer ($p = 0,07$).

5.8 Die Mikrobiota

5.8.1 Die Mikrobiota-Nachweisraten

5.8.1.1 Mikrobiota-Nachweisraten bezogen auf die Individuen (Katzen)

Insgesamt konnten bei 49 von 120 getesteten Katzen (40,8 %) Mikroorganismen an der Augenoberfläche nachgewiesen werden. Im Gegensatz dazu gelang kein Mikrobiota-Nachweis bei 71 Katzen (59,2 %) (siehe Tabelle 10).

38,8 % der Katzen (n = 19) mit positivem Keimnachweis gehörten der Gruppe 2 (Wohnungskatzen mit weiteren Katzen im Haushalt) an, 32,7 % der Gruppe 1 (n = 16) (Wohnungskatzen ohne Partnerkatze) und 28,6 % der Gruppe 3 (n = 14) (Freigängerkatzen).

In Gruppe 1 konnten demnach bei 40 % der untersuchten Katzen (16/40) Mikroorganismen aus dem Konjunktivalsack isoliert werden.

In Gruppe 2 gelang ein Keimnachweis bei 47,5 % der Tiere (19/40).

In Gruppe 3 zeigten 35 % der Katzen (14/40) positives Wachstum (siehe Tabelle 10).

Tabelle 10: Anzahl der positiven und negativen Mikrobiota-Nachweise aus dem Konjunktivalsack von 120 Berliner Katzen eingeteilt in verschiedene Haltungsgruppen sowie insgesamt (Total)

	negativ	positiv	Total
Gruppe 1*	24	16	40
Gruppe 2**	21	19	40
Gruppe 3***	26	14	40
Total (%)	71 (59,2 %)	49 (40,8 %)	120 (100,0 %)

*Gruppe 1: reine Wohnungskatzen ohne Freigang und ohne weitere Katzen im Haushalt

**Gruppe 2: reine Wohnungskatzen ohne Freigang mit weiteren Katzen im Haushalt

***Gruppe 3: Katzen mit Freigang

Es gab keinen signifikanten Zusammenhang zwischen der Haltungsform und dem Keimnachweis ($p = 0,52$).

Bei 24 Tieren (49 %) konnten Mikroorganismen aus beiden Augen isoliert werden. 17 Tiere (35 %) hatten ein positives Wachstum nur auf dem rechten Auge und 8 Tiere (16 %) nur auf dem linken Auge.

Bei 20 Katzen (40,8 %) von insgesamt 49 Tieren mit positiven Mikrobiotanachweis konnten jeweils ein Isolat (Bakterium oder Pilz) nachgewiesen werden. Bei 23 Tieren (47 %) gelang

Ergebnisse

der Nachweis von zwei verschiedenen Isolaten. 5 Katzen (10,2 %) hatten 3 und eine Katze (2 %) zeigte 5 verschiedene Isolate.

5.8.1.2 Mikrobiota-Nachweisraten bezogen auf die Tupferproben

Von 240 durchgeführten Tupferproben zeigten 73 Tupfer (30,4 %) positives Mikrobiota-Wachstum (Bakterien und Pilze).

34,2 % der Tupferproben des rechten Auges (n = 41 / 120) waren positiv. Bei 26,7 % des linken Auges (n = 32 / 120) gelang ein Mikrobiota-Nachweis.

Es bestand kein signifikanter Unterschied zwischen dem rechten und linken Auge bezüglich der Nachweisraten ($p = 0,1$).

Tabelle 11 und Tabelle 12 zeigen die Nachweisraten des rechten und des linken Auges in den verschiedenen Haltungsgruppen sowie insgesamt.

Tabelle 11: Anzahl der positiven und negativen Mikrobiota-Nachweise von 120 Tupferproben aus dem Konjunktivalsack des rechten Auges von Berliner Katzen, eingeteilt in verschiedene Haltungsgruppen sowie insgesamt (Total)

	negativ	positiv	Total
Gruppe 1*	26	14	40
Gruppe 2**	25	15	40
Gruppe 3***	28	12	40
Total (%)	79 (65,8 %)	41 (34,2 %)	120 (100,0 %)

*Gruppe 1: reine Wohnungskatzen ohne Freigang und ohne weitere Katzen im Haushalt

**Gruppe 2: reine Wohnungskatzen ohne Freigang mit weiteren Katzen im Haushalt

***Gruppe 3: Katzen mit Freigang

Es gab keinen statistisch signifikanten Zusammenhang zwischen der Haltungsform (Gruppe 1-3) und dem Keimnachweis auf dem rechten Auge ($p = 0,77$).

Ergebnisse

Tabelle 12: Anzahl der positiven und negativen Mikrobiota-Nachweise von 120 Tupferproben aus dem Konjunktivalsack des linken Auges von Berliner Katzen, eingeteilt in verschiedene Haltungsguppen sowie insgesamt (Total)

	negativ	positiv	Total
Gruppe 1*	27	13	40
Gruppe 2**	29	11	40
Gruppe 3***	32	8	40
Total (%)	88 (73,3 %)	32 (26,7 %)	120 (100,0 %)

*Gruppe 1: reine Wohnungskatzen ohne Freigang und ohne weitere Katzen im Haushalt

**Gruppe 2: reine Wohnungskatzen ohne Freigang mit weiteren Katzen im Haushalt

***Gruppe 3: Katzen mit Freigang

Es gab keinen statistisch signifikanten Zusammenhang zwischen der Haltungsguppe (Gruppe 1-3) und dem Keimnachweis auf dem linken Auge ($p = 0,45$).

5.8.2 Mikrobiota und Alter

Das durchschnittliche Alter \pm SD (Min – Max) der Katzen mit positivem Keimwachstum lag bei $5,8 \pm 4$ Jahren (0,5 – 13,5 Jahre).

Die Altersgruppenverteilung wird in Tabelle 13 gezeigt.

Tabelle 13: Altersgruppenverteilung der 120 Katzen aus Berlin mit positiven und negativen Mikrobiota-Nachweisen aus dem Konjunktivalsack

	Juvenil 0 - <1 Jahr	Adult $\geq 1 - \leq 7,5$ Jahre	Senior $\geq 8 - \leq 11,5$ Jahre	Geriatrisch ≥ 12 Jahre	Total (%)
Mikrobiota-Nachweis negativ	5	41	15	10	71 (59,2 %)
Mikrobiota-Nachweis positiv	7	26	11	5	49 (40,8 %)
Total (%)	12 (10,0 %)	67 (55,8 %)	26 (21,7 %)	15 (12,5 %)	120 (100,0 %)

Es gab keinen signifikanten Zusammenhang ($p = 0,6$) zwischen der Altersgruppenverteilung und dem Mikrobiota-Nachweis.

5.8.3 Mikrobiota und Rassen

30 Katzen (61,2 %) mit einem positiven Mikrobiota-Nachweis waren EKH-Katzen, gefolgt von RK-Mix (n = 12; 12,2 %), Kartäuser (n = 3; 6,1 %), Maine-Coon und Perser (je n = 2; 4,1 %) sowie BKH, Norw. und Sibir. Waldktz, Karelian Bobtail, Siam und Orient. Kurzhaar (je n = 1; 2 %) (siehe Tabelle 14).

Tabelle 14: Rasseverteilung der 120 Katzen aus Berlin mit positiven und negativen Mikrobiota-Nachweisen aus dem Konjunktivalsack

	Anzahl der Katzen		
	Mikrobiota-Nachweis positiv	Mikrobiota-Nachweis negativ	Total (%)
EKH ¹	30	41	71 (59,2 %)
RK-Mix ²	6	14	20 (16,7 %)
Kartäuser	3	0	3 (2,5 %)
Maine-Coon	2	1	3 (2,5 %)
Perser	2	0	2 (1,7 %)
BKH ³	1	7	8 (6,7 %)
Norw. Waldktz. ⁴	1	2	3 (2,5 %)
Karelian Bobtail	1	1	2 (1,7 %)
Siam	1	1	2 (1,7 %)
Orient. Kurzhaar. ⁵	1	1	2 (1,7 %)
Sibir. Waldktz. ⁶	1	0	1 (0,8 %)
Heilige Birma	0	2	2 (1,7 %)
BLH ⁷	0	1	1 (0,8 %)
Total (%)	49 (40,8 %)	71 (59,2 %)	120 (100,0 %)

¹EKH = Europäisch Kurzhaar; ²RK-Mix = Rasse-Katzen-Mix; ³BKH = Britisch Kurzhaar; ⁴Norw. Waldktz. = Norwegische Waldkatze; ⁵Orient. Kurzhaar. = Orientalisch Kurzhaar; ⁶Sibir. Waldktz. = Sibirische Waldkatze; ⁷BLH = Britisch Langhaar

Es gab keinen statistisch signifikanten Zusammenhang ($p = 0,5$) zwischen den Katzenrassen und dem Mikrobiota-Nachweis. Für die statistische Auswertung wurden alle reinrassigen Katzen zu einer Gruppe zusammengefasst.

5.8.4 Mikrobiota und Geschlecht

23 Katzen (46,9 %) mit einem positiven Testergebnis waren weiblich (5 w und 18 wk) und 26 Tiere (53,1 %) waren männlich (5 m und 21 mk).

Es gab keinen signifikanten Zusammenhang zwischen dem Geschlecht und dem Mikrobiota-Nachweis ($p = 0,76$).

5.8.5 Mikrobiota und Gewicht

Das mittlere Gewicht \pm SD (Min – Max) der Tiere mit positiven Keimnachweis ($n = 49$) lag bei $4,9 \pm 1,6$ kg (2,2 – 10 kg).

Das mittlere Gewicht \pm SD (Min – Max) der Tiere ohne Keimnachweis ($n = 71$) lag bei $4,6 \pm 1,3$ kg (2 – 10 kg).

Das Gewicht hat keinen signifikanten Einfluss auf den Mikrobiotanachweis ($p = 0,2$).

5.8.6 Mikrobiota und Schirmer-Tränen-Test

Die Schirmer-Tränen-Testwerte der Katzen mit Mikrobiota-Nachweis des rechten Auges betrug im Mittel \pm SD $17,5 \pm 7,2$ mm/Min und des linken Auges $18,6 \pm 6,3$ mm/Min.

Die durchschnittlichen Schirmer-Tränen-Testwerte \pm SD der Katzen ohne Mikrobiota-Nachweis betrug auf dem rechten Auge $17,5 \pm 5,7$ mm/Min und auf dem linken Auge $18,8 \pm 6,5$ mm/min.

Die STT-Werte hatten keinen signifikanten Einfluss auf den Mikrobiota-Nachweis auf dem rechten ($p = 0,8$) sowie auf dem linken Auge ($p = 0,7$).

5.8.7 Mikrobiota und Zustand bei Probenentnahme

69,4 % ($n = 34$) der 49 Katzen mit einem positiven Mikrobiota-Nachweis wurden im wachen Zustand untersucht und beprobt. 30,6 % ($n = 15$) der Katzen, bei denen Mikrobiota isoliert wurden befanden sich zum Zeitpunkt der Tupferprobenentnahme in Sedation.

Bei 39,5 % der Katzen (34/86), die im wachen Zustand beprobt wurden und bei 44,1 % der Tiere in Sedation (15/34) wurden Mikroorganismen nachgewiesen.

Es gab keinen signifikanten Zusammenhang zwischen dem Zustand (wach / sediert) und dem Keimnachweis ($p = 0,7$).

5.8.8 Mikrobiota und Entnahmetechnik

71,4 % der Katzen ($n = 35$) mit nachgewiesenen Mikrobiota wurden mit feuchten Tupfern beprobt, 28,6 % ($n = 14$) mit trockenen Tupfern.

Ergebnisse

Bei 43,8 % der Katzen (14/32), die mit trockenen Tupfern beprobt wurden, gelang ein Keimnachweis. Bei 39,8 % der Tiere (35/88), bei denen die Probenentnahme mit feuchten Tupfern erfolgte, wurden Mikrobiota aus dem Konjunktivalsack isoliert.

Auch hier gab es keinen signifikanten Zusammenhang zwischen der Entnahmetechnik und dem Keimnachweis ($p = 0,7$).

5.8.9 Mikrobiota und Jahreszeiten

Der Nachweis von Mikrobiota gelang im Herbst am häufigsten. Bei 51 % der Tiere ($n = 25$) mit positivem Ergebnis gelang in dieser Jahreszeit der Keimnachweis. Bei 34,7 % der positiv getesteten Katzen ($n = 17$) erfolgte ein Keimwachstum im Sommer. Im Frühling lag die Nachweisrate bei 18,5 % ($n = 5$) und im Winter bei 4,1 % ($n = 2$).

50 % der im Sommer getesteten Tiere zeigten einen positiven Keimnachweis. Bei 47,2 % der im Herbst untersuchten Katzen sowie 33,3 %, der im Winter beprobten Tiere gelang ein Keimnachweis. Im Frühling hatten 18,5 % der getesteten Katzen mikrobielles Wachstum.

Die Jahreszeit hatte einen signifikanten Einfluss auf den Mikrobiota-Nachweis ($p = 0,04$).

5.8.10 Mikrobiota und Transportdauer ins Labor

Die Tupferproben mit positiven Ergebnissen ($n = 73$) waren im Durchschnitt $2,4 \text{ Tage} \pm 0,8$ Tage unterwegs.

Die Proben ohne Keimwachstum ($n = 167$) benötigten durchschnittlich $2,1 \text{ Tage} \pm 0,8$ Tage ins Labor.

Eine Transportdauer von einem Tag hatten 40 Tupfer (16,7 %). Davon zeigten 8 Proben ein positives Keimwachstum. Von den 134 Proben (55,8 %), die zwei Tage zum Labor benötigten waren 38 positiv. 20 der insgesamt 48 Proben (20 %), die 3 Tage unterwegs waren, zeigten positives Keimwachstum. 7 der 18 Tupfer (7,5 %), die 4 Tage zum Labor benötigten, hatten einen positiven Nachweis.

In Abbildung 2 ist die Transportdauer der positiven und negativen Tupferproben grafisch dargestellt.

Ergebnisse

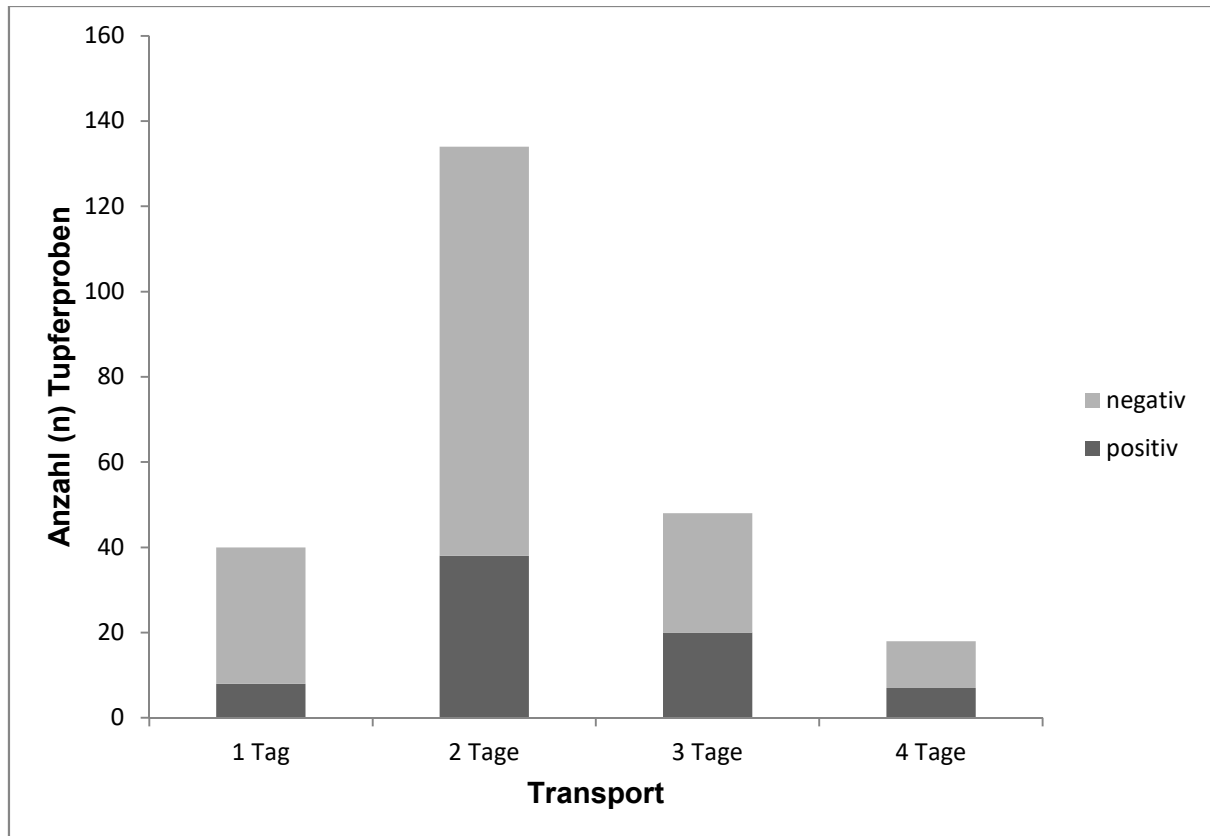


Abbildung 2: Transportdauer in Tagen der insgesamt 240 Tupferproben mit positivem oder negativem Keimnachweis, isoliert aus dem Konjunktivalsack von 120 Katzen aus Berlin

Es gab keinen signifikanten Zusammenhang zwischen der Transportdauer und dem Mikrobiota-Nachweis ($p = 0,12$).

5.9 Isolierte Bakterien- und Pilzspezies

Insgesamt konnten 38 verschiedene Bakterien- und Pilz-Spezies aus dem Konjunktivalsack der untersuchten Katzen isoliert werden.

Davon gehörten 60,5 % ($n = 23$) der Spezies zu den grampositiven und 31,6 % ($n = 12$) der Spezies zu den gramnegativen Bakterien. 7,9 % ($n = 3$) der Mikrobiota waren Pilze.

Es konnten keine anaeroben Mikroorganismen gefunden werden. Tabelle 15 zeigt die nachgewiesenen Bakterien- und Pilzisolat.

Ergebnisse

Tabelle 15: Isolierte Bakterien- und Pilz-Spezies aus dem Konjunktivalsack von 49 Berliner Katzen, eingeteilt in grampositive und –negative Bakterien sowie Pilze; in alphabetischer Reihenfolge gelistet

grampositive Bakterien	gramnegative Bakterien	Pilze
aerobe Sporenbildner <i>Bacillus cereus</i> <i>Bacillus firmus</i> <i>Bacillus licheniformis</i> <i>Bacillus megaterium</i> <i>Bacillus pumilus</i> <i>Bacillus simplex</i> <i>Bacillus subtilis</i> <i>Micrococcus luteus</i> <i>Staphylococcus aureus</i> <i>Staphylococcus capitis</i> <i>Staphylococcus cohnii</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Staphylococcus equorum</i> <i>Staphylococcus felis</i> <i>Staphylococcus hämolyticus</i> <i>Staphylococcus hominis</i> <i>Staphylococcus pseudintermedius</i> <i>Staphylococcus</i> spp. <i>Staphylococcus xylosus</i> alpha-hämolyzierende Streptokokken <i>Streptococcus salivarius</i> <i>Streptococcus</i> sp.	<i>Acinetobacter johnsonii</i> <i>Acinetobacter Iwoffii</i> <i>Acinetobacter</i> spp. <i>Escherichia coli</i> <i>Moraxella osloensis</i> <i>Neisseria</i> sp. <i>Pantoea agglomerans</i> <i>Pasteurella</i> sp. <i>Pseudomonas fluorescens</i> <i>Pseudomonas putida</i> <i>Pseudomonas</i> spp. <i>Stenotrophomonas</i> sp.	<i>Aspergillus brasiliensis</i> <i>Chaetomium globosum</i> <i>Pichia guilliermondi</i>

5.9.1 Bakterien

Insgesamt konnten 35 verschiedene Bakterien-Spezies nachgewiesen werden. 65,7 % der Bakterien waren grampositiv (n = 23) und 34,3 % (n = 12) waren gramnegativ (siehe Tabelle 15 & Tabelle 17).

Insgesamt konnten 83 Bakterienisolate gezählt werden. Davon gehörten 61 Isolate (73,5 %) zu den grampositiven und 22 (26,5 %) zu den gramnegativen Bakterien.

Auf dem rechten Auge wurden insgesamt 36 grampositive und 13 gramnegative Bakterienisolate nachgewiesen. Auf dem linken Auge waren es 25 grampositive und 9 gramnegative.

Es gibt keinen statistisch signifikanten Unterschied zwischen dem rechten und dem linken Auge bezüglich der grampositiven und -negativen Keimzusammensetzung (p = 0,26).

Ergebnisse

Am häufigsten konnten mit 49,4 % (n = 41/83) Staphylokokken-Isolate an der Augenoberfläche nachgewiesen werden. Mikrokokken (n = 9/83) und Bazillen (n = 8 /83) waren mit jeweils knapp 10 % die zweithäufigsten Vertreter der grampositiven Keime, gefolgt von den Streptokokken mit 3,6 %. Acinetobacter war mit 7,2 % (n = 6/83) die am häufigsten nachgewiesene gramnegative Bakterien-Gattung, gefolgt von Moraxellen (6 %), Pseudomonaden und Pantoea (3,6 %) sowie Pasteurellen (2,4 %). Escherichia, Neisseria und Stenotrophomonas waren mit jeweils einem Isolat (1,2 %) vertreten (siehe Tabelle 16).

Tabelle 16: Anzahl der isolierten Bakteriengattungen aus dem Konjunktivalsack von 49 Berliner Katzen aus dem rechten und linken Auge sowie insgesamt (Total)

Bakteriengattung	Anzahl isolierte Bakterien (%)		
	rechtes Auge	linkes Auge	Total
grampositiv			
<i>Staphylococcus</i>	23 (27,7 %)	18 (21,7 %)	41 (49,4 %)
<i>Micrococcus</i>	5 (6,0 %)	4 (4,8 %)	9 (10,8 %)
<i>Bacillus</i> u aerobe Sporenbildner	5 (6,0 %)	3 (3,6 %)	8 (9,6 %)
<i>Streptococcus</i>	2 (2,4 %)	1 (1,2 %)	3 (3,6 %)
gramnegativ			
<i>Acinetobacter</i>	5 (6,0 %)	1 (1,2 %)	6 (7,2 %)
<i>Moraxella</i>	1 (1,2 %)	4 (4,8 %)	5 (6,0 %)
<i>Pseudomonas</i>	2 (2,4 %)	1 (1,2 %)	3 (3,6 %)
<i>Pantoea</i>	2 (2,4 %)	1 (1,2 %)	3 (3,6 %)
<i>Pasteurella</i>	1 (1,2 %)	1 (1,2 %)	2 (2,4 %)
<i>Escherichia</i>	1 (1,2 %)	-	1 (1,2 %)
<i>Neisseria</i>	1 (1,2 %)	-	1 (1,2 %)
<i>Stenotrophomonas</i>	1 (1,2 %)	-	1 (1,2 %)
Total (%)	49 (59,0 %)	34 (41,0 %)	83 (100,0 %)

Von allen isolierten Bakterien-Spezies konnte das grampositive Bakterium *Staphylococcus felis* mit 17 Isolaten (20,5 %) am häufigsten nachgewiesen werden, gefolgt von *Micrococcus luteus* mit 9 Isolaten (10,8 %), *Staphylococcus epidermidis* mit 7 Isolaten (8,4 %), *Staphylococcus xylosus* mit 5 Isolaten (6 %), *Staphylococcus* spp. mit 4 Isolaten (4,8 %) und *Staphylococcus pseudintermedius* mit 2 Isolaten (2,4 %). Weitere Staphylokokken-Spezies waren mit jeweils einem Isolat vertreten (je 1,2 %). Insgesamt wurden 11 verschiedene Staphylokokken-Spezies entdeckt (Tabelle 17).

Streptococcus sp., *Streptococcus salivarius*, alpha-hämolyisierende Streptokokken, aerobe Sporenbildner, *Bacillus cereus*, *Bacillus firmus*, *Bacillus licheniformis*, *Bacillus megaterium*, *Bacillus pumilus*, *Bacillus simplex*, *Bacillus subtilis* wurden jeweils mit einem Isolat nachgewiesen (1,2 %).

Ergebnisse

Von den gramnegativen Spezies konnte *Moraxella osloensis* mit insgesamt 5 Isolaten (6 %) am häufigsten nachgewiesen werden. Der Nachweis von *Acinetobacter* spp. und *Pantoea agglomerans* gelang mit jeweils 3 Isolaten (3,6 %). *Acinetobacter johnsonii* und *Pasteurella* sp. waren mit jeweils zwei Isolaten vertreten (2,4 %).

Acinetobacter lwoffii, *Escherichia coli*, *Neisseria* sp., *Pseudomonas* spp., *Pseudomonas fluorescens*, *Pseudomonas putida*, *Stenotrophomonas* sp. wurden jeweils einmal isoliert (1,2 %) (siehe Tabelle 17).

Die Abbildung 3 stellt die Häufigkeiten aller nachgewiesenen Bakterienisolate grafisch dar.

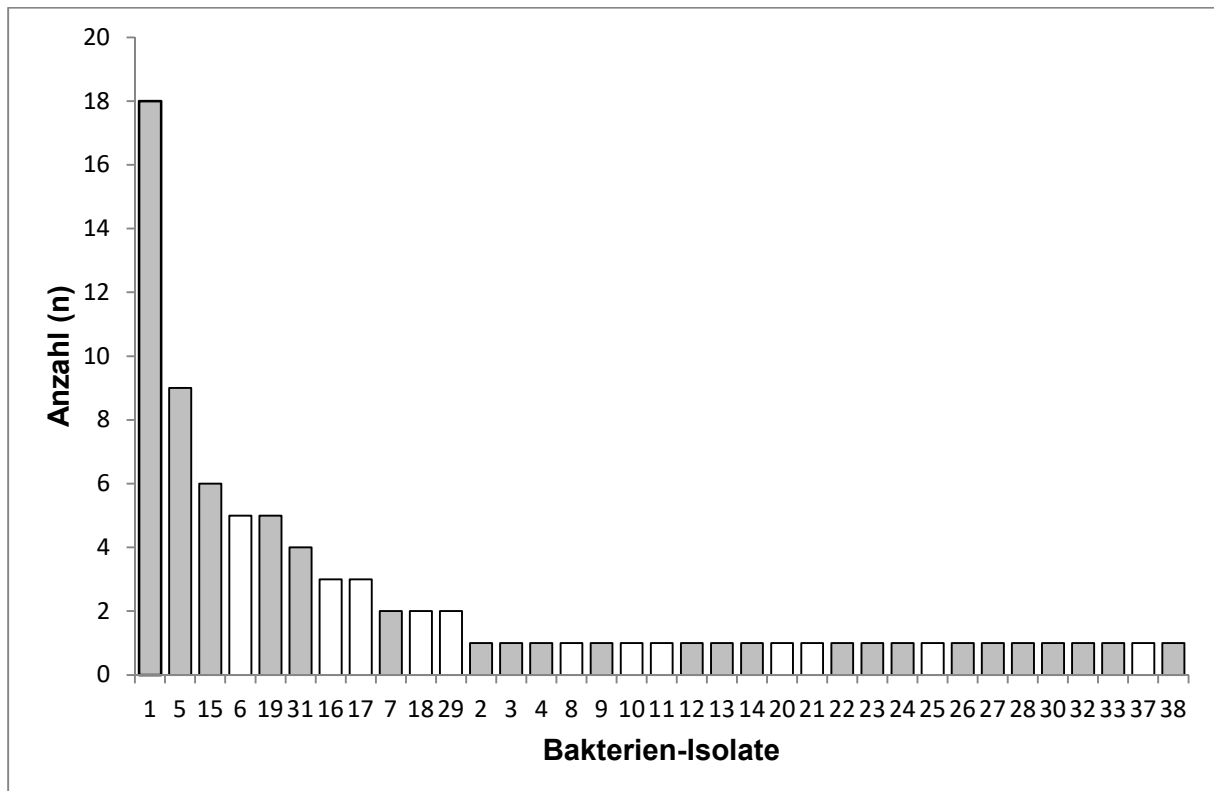


Abbildung 3: Anzahl (n) der isolierten Bakterien-Spezies aus dem Konjunktivalsack von 49 Berliner Katzen; graue Balken: grampositive Bakterien, weiße Balken: gramnegative Bakterien

(1: *Staphylococcus felis*, 2: *Staphylococcus hominis*, 3: aerobe Sporenbildner, 4: *Bacillus cereus*, 5: *Micrococcus luteus*, 6: *Moraxella osloensis*, 7: *Staphylococcus pseudintermedius*, 8: *E. coli*, 9: *Bacillus licheniformis*, 10: *Pseudomonas* spp., 11: *Pseudomonas fluorescens*, 12: *Streptococcus* sp., 13: *Staphylococcus hämolyticus*, 14: *Bacillus pumilus*, 15: *Staphylococcus epidermidis*, 16: *Pantoea agglomerans*, 17: *Acinetobacter* spp., 18: *Pasteurella* sp., 19: *Staphylococcus xylosum*, 20: *Neisseria* sp., 21: *Pseudomonas putida*, 22: *Streptococcus salivarius*, 23: *Staphylococcus equorum*, 24: *Bacillus firmus*, 25: *Acinetobacter lwoffii*, 26: *Bacillus megaterium*, 27: *Bacillus simplex*, 28: *Staphylococcus aureus*, 29: *Acinetobacter johnsonii*, 30: *Staphylococcus cohnii*, 31: *Staphylococcus* spp., 32: *Bacillus subtilis*, 33: alpha-hämolisierende Streptokokken, 37: *Stenotrophomonas* sp., 38: *Staphylococcus capitis*)

Ergebnisse

Tabelle 17: Anzahl der isolierten Bakterien-Spezies aus dem Konjunktivalsack von 49 Berliner Katzen aus dem rechten und linken Auge sowie insgesamt (Total)

Mikroorganismen	Anzahl isolierte Bakterien (%)		
	rechtes Auge	linkes Auge	Total
grampositive Bakterien			
<i>Staphylococcus felis</i>	10 (12,1 %)	7 (8,4 %)	17 (20,5 %)
<i>Micrococcus luteus</i>	5 (6,0 %)	4 (4,8 %)	9 (10,8 %)
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	4 (4,8 %)	3 (3,6 %)	7 (8,4 %)
<i>Staphylococcus xylosus</i>	2 (2,4 %)	3 (3,6 %)	5 (6,0 %)
<i>Staphylococcus spp.</i>	2 (2,4 %)	2 (2,4 %)	4 (4,8 %)
<i>Staphylococcus pseudintermedius</i>	2 (2,4 %)	-	2 (2,4 %)
<i>Staphylococcus aureus</i>	-	1 (1,2 %)	1 (1,2 %)
<i>Staphylococcus capitis</i>	1 (1,2 %)	-	1 (1,2 %)
<i>Staphylococcus cohnii</i>	-	1 (1,2 %)	1 (1,2 %)
<i>Staphylococcus equorum</i>	1 (1,2 %)	-	1 (1,2 %)
<i>Staphylococcus hämolyticus</i>	-	1 (1,2 %)	1 (1,2 %)
<i>Staphylococcus hominis</i>	1 (1,2 %)	-	1 (1,2 %)
<i>Streptococcus sp.</i>	1 (1,2 %)	-	1 (1,2 %)
<i>Streptococcus salivarius</i>	-	1 (1,2 %)	1 (1,2 %)
alpha-hämolisierende Streptokokken	1 (1,2 %)	-	1 (1,2 %)
aerobe Sporenbildner	1 (1,2 %)	-	1 (1,2 %)
<i>Bacillus cereus</i>	1 (1,2 %)	-	1 (1,2 %)
<i>Bacillus firmus</i>	1 (1,2 %)	-	1 (1,2 %)
<i>Bacillus licheniformis</i>	1 (1,2 %)	-	1 (1,2 %)
<i>Bacillus megaterium</i>	-	1 (1,2 %)	1 (1,2 %)
<i>Bacillus pumilus</i>	1 (1,2 %)	-	1 (1,2 %)
<i>Bacillus simplex</i>	-	1 (1,2 %)	1 (1,2 %)
<i>Bacillus subtilis</i>	-	1 (1,2 %)	1 (1,2 %)
gramnegative Bakterien			
<i>Moraxella osloensis</i>	1 (1,2 %)	4 (4,8 %)	5 (6,0 %)
<i>Acinetobacter spp.</i>	3 (3,6 %)	-	3 (3,6 %)
<i>Pantoea agglomerans</i>	2 (2,4 %)	1 (1,2 %)	3 (3,6 %)
<i>Acinetobacter johnsonii</i>	1 (1,2 %)	1 (1,2 %)	2 (2,4 %)
<i>Pasteurella sp.</i>	1 (1,2 %)	1 (1,2 %)	2 (2,4 %)
<i>Acinetobacter Iwoffii</i>	1 (1,2 %)	-	1 (1,2 %)
<i>Escherichia coli</i>	1 (1,2 %)	-	1 (1,2 %)
<i>Neisseria sp.</i>	1 (1,2 %)	-	1 (1,2 %)
<i>Pseudomonas spp.</i>	1 (1,2 %)	-	1 (1,2 %)
<i>Pseudomonas fluorescens</i>	1 (1,2 %)	-	1 (1,2 %)
<i>Pseudomonas putida</i>	-	1 (1,2 %)	1 (1,2 %)
<i>Stenotrophomonas sp.</i>	1 (1,2 %)	-	1 (1,2 %)
Total (%)	49 (59 %)	34 (41 %)	83 (100,0 %)

Ergebnisse

Insgesamt konnten auf dem rechten Auge eine größere Anzahl an Bakterienisolaten (n = 49) nachgewiesen werden als auf dem linken Auge (n = 34).

Es gibt keinen statistisch signifikanten Unterschied zwischen dem rechten und linken Auge bezüglich der Anzahl an Bakterienisolaten ($p = 0,12$).

5.9.1.1 Bakterienzusammensetzung in den verschiedenen Haltungsgruppen

In der Haltungsgruppe 1 konnten insgesamt 11 verschiedene Bakterien-Spezies mit 27 Isolaten nachgewiesen werden. 21 Isolate (77,8 %) gehörten zu den grampositiven und 6 Isolate (22,2 %) zu den gramnegativen Bakterien (siehe Tabelle 18).

Tabelle 18: Anzahl der isolierten Bakterien-Spezies aus dem Konjunktivalsack von 16 Berliner Katzen aus Einzelhaltung (Haltungsgruppe 1) aus dem rechten und linken Auge sowie insgesamt (Total)

Mikroorganismen	Anzahl isolierte Bakterien (%)		
	rechtes Auge	linkes Auge	Total
grampositive Bakterien			
<i>Staphylococcus felis</i>	4 (14,8 %)	4 (14,8 %)	8 (29,6 %)
<i>Staphylococcus xylosus</i>	2 (7,4 %)	2 (7,4 %)	4 (14,8 %)
<i>Staphylococcus spp.</i>	2 (7,4 %)	2 (7,4 %)	4 (14,8 %)
<i>Micrococcus luteus</i>	1 (3,7 %)	2 (7,4 %)	3 (11,1 %)
<i>Staphylococcus capitis</i>	1 (3,7 %)	-	1 (3,7 %)
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	-	1 (3,7 %)	1 (3,7 %)
gramnegative Bakterien			
<i>Moraxella osloensis</i>	-	2 (7,4 %)	2 (7,4 %)
<i>Acinetobacter johnsonii</i>	-	1 (3,7 %)	1 (3,7 %)
<i>Acinetobacter Iwoffii</i>	1 (3,7 %)	-	1 (3,7 %)
<i>Pasteurella sp.</i>	-	1 (3,7 %)	1 (3,7 %)
<i>Stenotrophomonas sp.</i>	1 (3,7 %)	-	1 (3,7 %)
Total (%)	12 (44,4 %)	15 (55,6 %)	27(100,0 %)

Insgesamt wurde *Staphylococcus felis* (29,6 %) am häufigsten in der Gruppe 1 isoliert, gefolgt von weiteren grampositiven Isolaten wie *Staphylococcus xylosus* (14,8 %), *Staphylococcus spp.* (14,8 %), *Micrococcus luteus* (11,1 %), *Staphylococcus epidermidis* (3,7 %) und *Staphylococcus capitis* (3,7 %). *Moraxella osloensis* war mit zwei Isolaten (7,4 %) der am häufigsten isolierte gramnegative Keim (Tabelle 18). Auf dem linken Auge konnten mit 15 Isolaten (55,6 %) mehr Keime isoliert werden als auf dem rechten Auge mit 12 Isolaten (44,4 %) (siehe Tabelle 18).

Die Abbildung 4 stellt die nachgewiesenen Bakterienisolate in der Haltungsgruppe 1 grafisch dar.

Ergebnisse

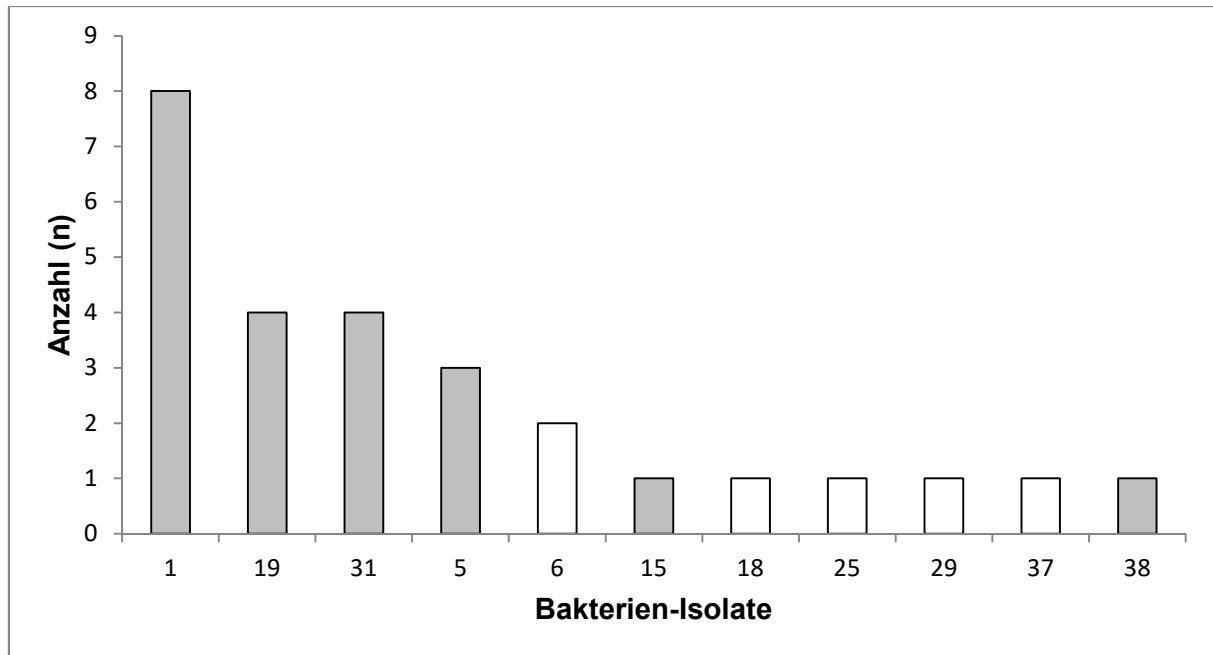


Abbildung 4: Anzahl (n) der isolierten Bakterien-Spezies aus dem Konjunktivalsack von 16 Berliner Katzen aus Einzelhaltung (Haltungsgruppe 1); graue Balken: grampositive Bakterien, weiße Balken: gramnegative Bakterien

(1: *Staphylococcus felis*, 19: *Staphylococcus xylosus*, 31: *Staphylococcus* spp., 5: *Micrococcus luteus*, 6: *Moraxella osloensis*, 15: *Staphylococcus epidermidis*, 18: *Pasteurella* sp., 25: *Acinetobacter Iwoffii*, 29: *Acinetobacter johnsonii*, 37: *Stenotrophomonas* sp., 38: *Staphylococcus capitis*)

Ergebnisse

In der Haltungsgruppe 2 wurden insgesamt 18 verschiedene Bakterien-Spezies mit 33 Isolaten nachgewiesen. 26 Isolate (78,8 %) gehörten zu den grampositiven und 7 Isolate (21,2 %) zu den gramnegativen Bakterien (siehe Tabelle 19).

Tabelle 19: Anzahl der isolierten Bakterien-Spezies aus dem Konjunktivalsack von 19 Berliner Katzen aus Wohnungshaltung mit Partnerkatzen im Haushalt (Haltungsgruppe 2) aus dem rechten und linken Auge sowie insgesamt (Total)

Mikroorganismen	Anzahl isolierte Bakterien (%)		
	rechtes Auge	linkes Auge	Total
grampositive Bakterien			
<i>Staphylococcus felis</i>	4 (12,1 %)	2 (6,1 %)	6 (18,2 %)
<i>Micrococcus luteus</i>	4 (12,1 %)	2 (6,1 %)	6 (18,2 %)
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	3 (9,1 %)	-	3 (9,1 %)
<i>Staphylococcus pseudintermedius</i>	2 (6,1 %)	-	2 (6,1 %)
<i>Staphylococcus aureus</i>	-	1 (3,0 %)	1 (3,0 %)
<i>Staphylococcus equorum</i>	1 (3,0 %)	-	1 (3,0 %)
<i>Staphylococcus hämolyticus</i>	1 (3,0 %)	-	1 (3,0 %)
<i>Staphylococcus hominis</i>	1 (3,0 %)	-	1 (3,0 %)
<i>Staphylococcus xylosum</i>	-	1 (3,0 %)	1 (3,0 %)
<i>Streptococcus sp.</i>	1 (3,0 %)	-	1 (3,0 %)
<i>Streptococcus salivarius</i>	-	1 (3,0 %)	1 (3,0 %)
<i>Bacillus firmus</i>	1 (3,0 %)	-	1 (3,0 %)
<i>Bacillus megaterium</i>	-	1 (3,0 %)	1 (3,0 %)
gramnegative Bakterien			
<i>Moraxella osloensis</i>	1 (3,0 %)	2 (6,1 %)	3 (9,1 %)
<i>Escherichia coli</i>	1 (3,0 %)	-	1 (3,0 %)
<i>Pantoea agglomerans</i>	-	1 (3,0 %)	1 (3,0 %)
<i>Pseudomonas spp.</i>	1 (3,0 %)	-	1 (3,0 %)
<i>Pseudomonas fluorescens</i>	1 (3,0 %)	-	1 (3,0 %)
Total (%)	22 (66,7 %)	11 (33,3 %)	33 (100,0 %)

In Gruppe 2 wurden am häufigsten *Staphylococcus felis* (18,2 %) und *Micrococcus luteus* (18,2 %) nachgewiesen. Der gramnegative Keim *Moraxella osloensis* kam genauso häufig vor wie *Staphylococcus epidermidis* (je 9,1 %), gefolgt von *Staphylococcus pseudintermedius* (6,1 %). Alle weiteren Isolate kamen jeweils einmal vor. Auf dem rechten Auge konnten mit 66,7 % doppelt so viele Bakterien isoliert werden als auf dem linken Auge (33,3 %) (siehe Tabelle 19).

Die Abbildung 5 stellt die Häufigkeiten der nachgewiesenen Bakterienisolate in der Haltungsgruppe 2 grafisch dar.

Ergebnisse

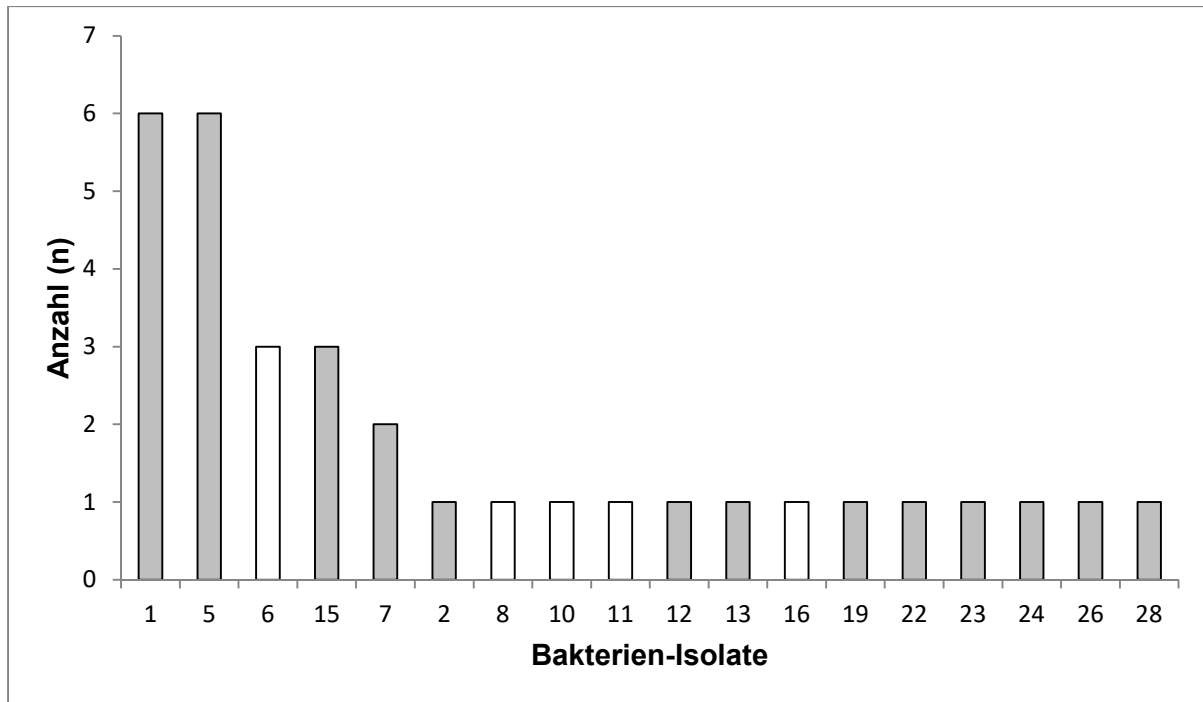


Abbildung 5: Anzahl (n) der isolierten Bakterien-Spezies aus dem Konjunktivalsack von 19 Berliner Katzen aus Wohnungshaltung mit Partnerkatzen im Haushalt (Haltungsgruppe 2); graue Balken: grampositive Bakterien, weiße Balken: gramnegative Bakterien

(1: *Staphylococcus felis*, 5: *Micrococcus luteus*, 6: *Moraxella osloensis*, 15: *Staphylococcus epidermidis*, 7: *Staphylococcus pseudintermedius*, 2: *Staphylococcus hominis*, 8: *E. coli*, 10: *Pseudomonas* spp., 11: *Pseudomonas fluorescens*, 12: *Streptococcus* sp., 13: *Staphylococcus hämolyticus*, 16: *Pantoea agglomerans*, 19: *Staphylococcus xylosum*, 22: *Streptococcus salivarius*, 23: *Staphylococcus equorum*, 24: *Bacillus firmus*, 26: *Bacillus megaterium*, 28: *Staphylococcus aureus*)

Ergebnisse

In der Haltungsguppe 3 wurden insgesamt 16 verschiedene Bakterien-Spezies mit 23 Isolaten nachgewiesen. 14 Isolate (61 %) gehörten zu den grampositiven und 9 Isolate (39 %) zu den gramnegativen Bakterien (siehe Tabelle 20).

Tabelle 20: Anzahl der isolierten Bakterien-Spezies aus dem Konjunktivalsack von 14 Berliner Katzen mit Freigang (Haltungsguppe 3) aus dem rechten und linken Auge sowie insgesamt (Total)

Mikroorganismen	Anzahl isolierte Bakterien (%)		
	rechtes Auge	linkes Auge	Total
grampositive Bakterien			
<i>Staphylococcus felis</i>	2 (8,7 %)	1 (4,3 %)	3 (13,0 %)
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	1 (4,3 %)	2 (8,7 %)	3 (13,0 %)
aerobe Sporenbildner	1 (4,3 %)	-	1 (4,3 %)
<i>Bacillus cereus</i>	1 (4,3 %)	-	1 (4,3 %)
<i>Bacillus licheniformis</i>	1 (4,3 %)	-	1 (4,3 %)
<i>Bacillus pumilus</i>	1 (4,3 %)	-	1 (4,3 %)
<i>Bacillus simplex</i>	-	1 (4,3 %)	1 (4,3 %)
<i>Bacillus subtilis</i>	-	1 (4,3 %)	1 (4,3 %)
<i>Staphylococcus cohnii</i>	-	1 (4,3 %)	1 (4,3 %)
alpha-hömolysierende Streptokokken	1 (4,3 %)	-	1 (4,3 %)
gramnegative Bakterien			
<i>Acinetobacter</i> spp.	3 (13 %)	-	3 (13,0 %)
<i>Pantoea agglomerans</i>	1 (4,3 %)	1 (4,3 %)	2 (8,7 %)
<i>Acinetobacter johnsonii</i>	1 (4,3 %)	-	1 (4,3 %)
<i>Neisseria</i> sp.	1 (4,3 %)	-	1 (4,3 %)
<i>Pasteurella</i> sp.	1 (4,3 %)	-	1 (4,3 %)
<i>Pseudomonas putida</i>	-	1 (4,3 %)	1 (4,3 %)
Total (%)	15 (65,2 %)	8 (34,8 %)	23 (100,0 %)

Staphylococcus felis, *Staphylococcus epidermidis* und das gramnegative Bakterium *Acinetobacter* spp. wurden in Gruppe 3 mit jeweils 3 Isolaten (13 %) am häufigsten nachgewiesen. Alle weiteren Isolate kamen jeweils nur einmal vor. Im Vergleich zu den anderen Haltungsguppen konnten hier mehr Bazillen- und aerobe Sporenbildner-Isolate nachgewiesen werden. Staphylokokken waren mit nur 3 verschiedenen Spezies vertreten.

Auf dem rechten Auge konnten mit 15 Isolaten (65,2 %) mehr Keime isoliert werden als auf dem linken Auge mit 12 Isolaten (34,8 %) (Tabelle 20).

Die Abbildung 6 stellt die nachgewiesenen Bakterienisolate in der Haltungsguppe 3 grafisch dar.

Ergebnisse

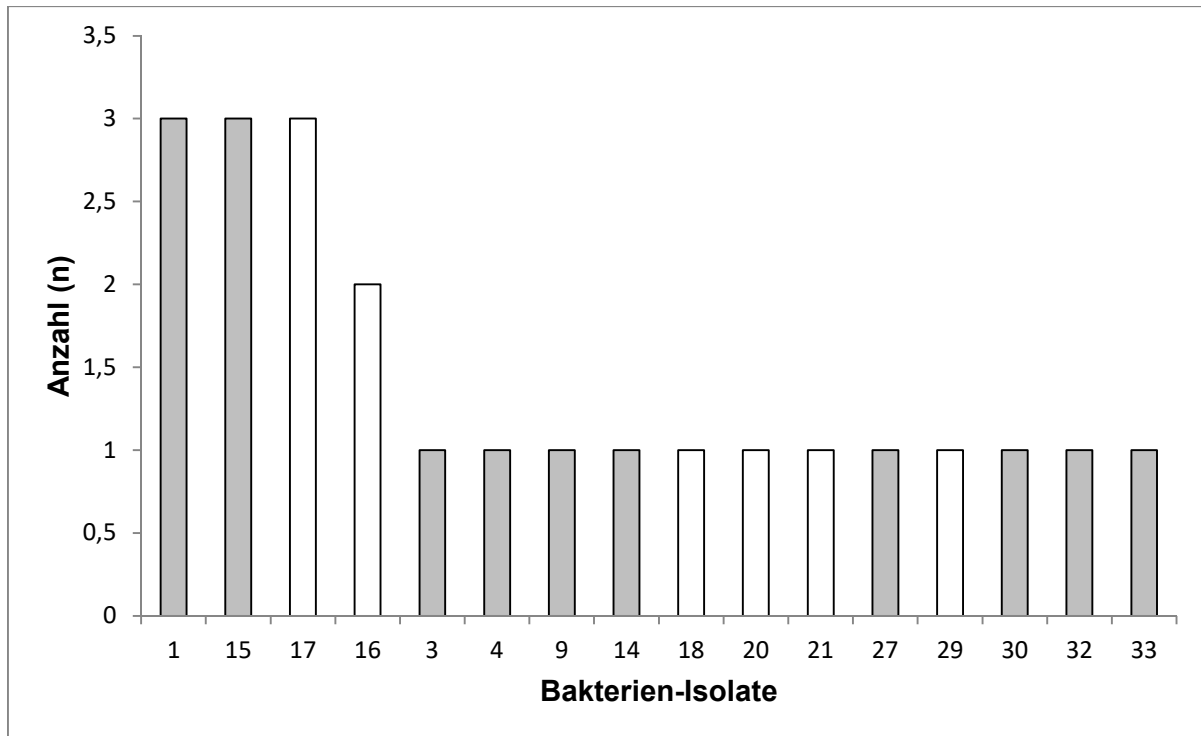


Abbildung 6: Anzahl (n) der isolierten Bakterien-Spezies aus dem Konjunktivalsack von 19 Berliner Katzen aus Wohnungshaltung mit Partnerkatzen im Haushalt (Haltungsgruppe 2); graue Balken: grampositive Bakterien, weiße Balken: gramnegative Bakterien

(1: *Staphylococcus felis*, 15: *Staphylococcus epidermidis*, 17: *Acinetobacter* spp., 16: *Pantoea agglomerans*, 3: aerobe Sporenbildner, 4: *Bacillus cereus*, 9: *Bacillus licheniformis*, 14: *Bacillus pumilus*, 18: *Pasteurella* sp., 20: *Neisseria* sp., 21: *Pseudomonas putida*, 27: *Bacillus simplex*, 29: *Acinetobacter johnsonii*, 30: *Staphylococcus cohnii*, 32: *Bacillus subtilis*, 33: alpha-hämolysierende Streptokokken)

Es gab keinen statistisch signifikanten Zusammenhang zwischen der Haltungsform und dem Nachweis von grampositiven bzw. -negativen Bakterien ($p = 0,27$).

Ergebnisse

5.9.1.2 Bakterienzusammensetzung und Rasse

Die Tabelle 21 zeigt das Vorkommen der grampositiven und –negativen Bakterienisolate bei den verschiedenen Katzenrassen.

Tabelle 21: Anzahl der insgesamt 83 nachgewiesenen grampositiven und -negativen Bakterienisolate bei den verschiedenen Katzenrassen, isoliert aus dem Konjunktivalsack von 49 Katzen aus Berlin

	Anzahl isolierte Bakterien		
	grampositiv	gramnegativ	Total (%)
EKH ¹	35	13	48 (57,8 %)
RK-Mix ²	7	5	12 (14,5 %)
Kartäuser	4	1	5 (6,0 %)
Maine-Coon	2	2	4 (4,8 %)
Perser	4	0	4 (4,8 %)
BKH ³	2	0	2 (2,4 %)
Norw. Waldktz. ⁴	1	1	2 (2,4 %)
Karelian Bobtail	2	0	2 (2,4 %)
Siam	2	0	2 (2,4 %)
Orient. Kurzha. ⁵	1	0	1 (1,2 %)
Sibir. Waldktz. ⁶	1	0	1 (1,2 %)
Total (%)	61 (73,5 %)	22 (26,5 %)	83 (100,0 %)

EKH¹= Europäisch Kurzhaar; RK-Mix²= Rasse-Katzen-Mix; BKH³= Britisch Kurzhaar; Norw. Waldktz.⁴= Norwegische Waldkatze; Orient. Kurzha.⁵= Orientalisch Kurzhaar; Sibir. Waldktz.⁶= Sibirische Waldkatze

Es gibt keinen statistisch signifikanten Zusammenhang zwischen den Katzenrassen und der Bakterienzusammensetzung hinsichtlich der grampositiven und gramnegativen Isolate ($p = 0,3$). Für die statistische Auswertung wurden alle reinrassigen Katzen als eine Gruppe zusammengefasst.

5.9.1.3 Bakterienzusammensetzung und Entnahmetechnik

Bei der Probenentnahme mit trockenen Tupfern konnten 10 gramnegative und 13 grampositive Bakterienisolate nachgewiesen werden.

Ergebnisse

Die Verwendung von feuchten Tupfern ergab ein Wachstum von 48 grampositiven und 12 gramnegativen Isolaten (siehe Tabelle 22 & Abbildung 7).

Tabelle 22: Anzahl der nachgewiesenen grampositiven und gramnegativen Bakterienisolate (Bakterienzusammensetzung) aus dem Konjunktivalsack von 49 Berliner Katzen nach Probenentnahme mit trockenen und mit NaCl angefeuchteten Tupfern (Entnahmetechnik)

	Anzahl isolierte Bakterien		
	grampositiv	gramnegativ	Total (%)
trockene Tupfer	13	10	23 (27,7 %)
feuchte Tupfer	48	12	60 (72,3 %)
Total (%)	61 (73,5 %)	22 (26,5 %)	83 (100,0 %)

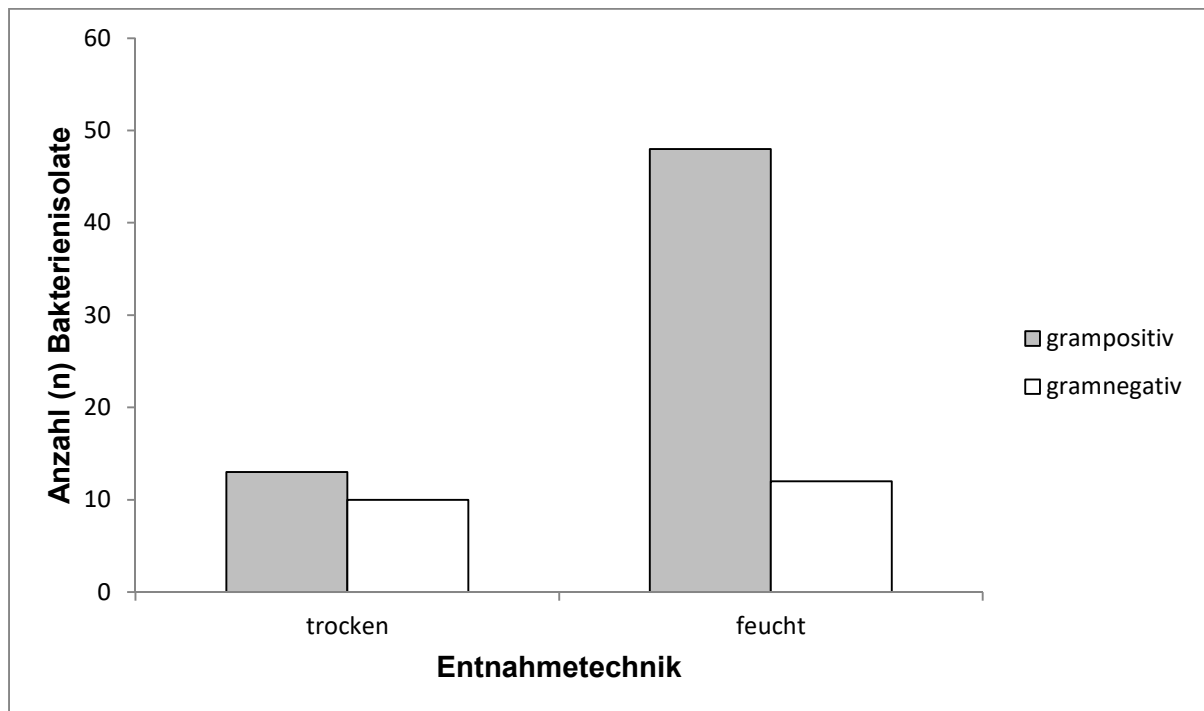


Abbildung 7: Anzahl (n) der nachgewiesenen grampositiven und gramnegativen Bakterienisolate (Bakterienzusammensetzung) aus dem Konjunktivalsack von 49 Berliner Katzen nach Probenentnahme mit trockenen und mit NaCl angefeuchteten Tupfern (Entnahmetechnik)

Die Entnahmetechnik hatte einen statistisch signifikanten Einfluss auf die Bakterienzusammensetzung hinsichtlich der grampositiven und gramnegativen Isolate ($p = 0,03$).

Ergebnisse

5.9.1.4 Bakterienzusammensetzung und Jahreszeit

Die Tabelle 23 zeigt das Vorkommen der grampositiven und gramnegativen Bakterienisolate zu den verschiedenen Jahreszeiten. In allen vier Jahreszeiten wurden grampositive Isolate nachgewiesen. Im Frühling und im Winter gelang kein Nachweis von gramnegativen Isolaten. Im Sommer war der Nachweis von gramnegativen Bakterien mit 54,5 % (n = 12) am höchsten. Im Herbst wurden 10 Isolate nachgewiesen (45,5 %). Das Wachstum der grampositiven Isolate war im Herbst mit 55,7 % am höchsten (n = 34) und im Winter mit 2 Isolaten (3,3 %) am geringsten.

Tabelle 23: Anzahl der nachgewiesenen grampositiven und gramnegativen Bakterienisolate aus dem Konjunktivalsack von 49 Berliner Katzen zu den verschiedenen Jahreszeiten

	Anzahl isolierte Bakterien		
	grampositiv	gramnegativ	Total (%)
Frühling ¹	8	0	8 (9,6 %)
Sommer ²	17	12	29 (35,0 %)
Herbst ³	34	10	44 (53,0 %)
Winter ⁴	2	0	2 (2,4 %)
Total (%)	61 (73,5 %)	22 (26,5 %)	83 (100,0 %)

¹Frühling: 1. März – 31. Mai; ²Sommer: 1. Juni – 31. August; ³Herbst: 1. September – 30. November; ⁴Winter: 1. Dezember – 28. Februar

Die Jahreszeit hatte keinen statistisch signifikanten Einfluss auf die Bakterienzusammensetzung hinsichtlich der grampositiven und gramnegativen Isolate ($p = 0,07$).

Ergebnisse

5.9.1.5 Bakteriengehalt

Der Nachweis des Bakteriengehalts der isolierten Mikrobiota erfolgte semi-quantitativ.

21 der 83 Isolate (25,3 %) konnten nur nach Anreicherung nachgewiesen werden. Der Gehalt von 39 Bakterienisolaten (47 %) war gering und von 21 Isolaten mäßig (25,3 %). Von 2 Bakterienisolaten (2,4 %) konnte ein hoher Gehalt nachgewiesen werden (siehe Abbildung 8).

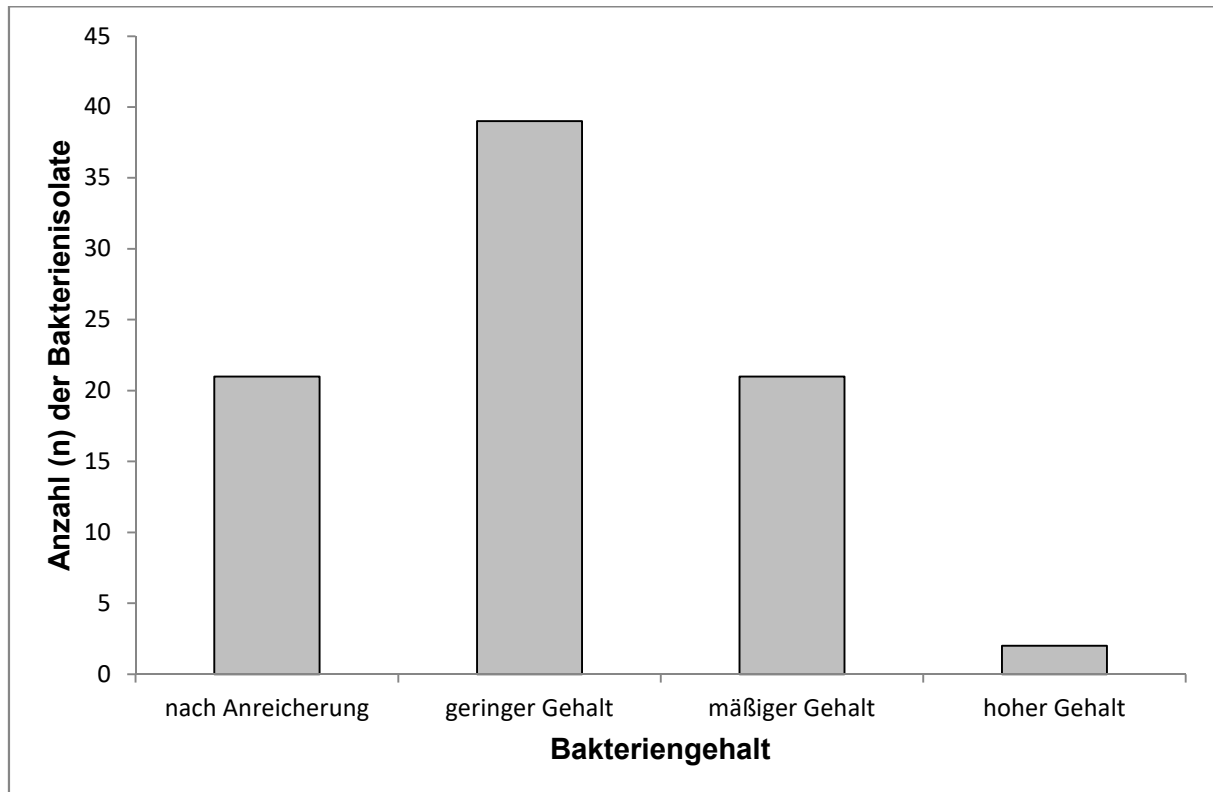


Abbildung 8: Anzahl (n) der isolierten Bakterien mit unterschiedlichen Bakteriengehalten, nachgewiesen aus dem Konjunktivalsack von 49 Berliner Katzen

Die grampositiven Bakterienisolate kamen mit den Gehaltsstufen „nach Anreicherung“ (26,2 %), „geringer Gehalt“ (50,8 %) und „mäßiger Gehalt“ (23 %) vor, wobei die meisten Bakterienisolate mit einem „geringen Gehalt“ nachgewiesen wurden.

Die gramnegativen Bakterienisolate wurden mit den Gehaltsstufen „nach Anreicherung“ (22,7 %), „geringer Gehalt“ (36,4 %) und „mäßiger Gehalt“ (31,8 %) isoliert, wobei auch hier die meisten Isolate mit einem „geringen Gehalt“ nachgewiesen wurden. Zwei gramnegative Bakterienisolate konnten mit einem „hohen Gehalt“ (9,1 %) nachgewiesen werden (siehe Tabelle 24). Dabei handelte es sich um die Bakterien *Moraxella osloensis* sowie *Acinetobacter johnsonii*, die bei zwei verschiedenen Katzen aus dem linken Auge isoliert wurden.

Ergebnisse

Tabelle 24: Anzahl der grampositiven und -negativen Bakterienisolate mit unterschiedlichen Keimgehalten, isoliert aus dem Konjunktivalsack von 49 Berliner Katzen

	Anzahl isolierte Bakterien				
	nach Anreicherung	geringer Gehalt	mäßiger Gehalt	hoher Gehalt	Total (%)
gram-positiv	16	31	14	0	61 (73,5 %)
gram-negativ	5	8	7	2	22 (26,5 %)
Total (%)	21 (25,3 %)	39 (47 %)	21 (25,3 %)	2 (2,4 %)	83 (100,0 %)

Es gab keinen statistisch signifikanten Zusammenhang zwischen grampositiven und -negativen Isolaten und dem Keimgehalt ($p = 0,11$).

Die Tabelle 25 zeigt die Bakteriengehalte der nachgewiesenen Mikroorganismen in den verschiedenen Haltungsguppen.

Tabelle 25: Anzahl der Bakterienisolate mit unterschiedlichen Keimgehalten in den verschiedenen Haltungsguppen sowie insgesamt (Total), isoliert aus dem Konjunktivalsack von 49 Berliner Katzen

	Anzahl isolierte Bakterien				
	nach Anreicherung	geringer Gehalt	mäßiger Gehalt	hoher Gehalt	Total (%)
Gruppe 1*	6	12	7	2	27 (32,5 %)
Gruppe 2**	9	17	7	0	33 (39,8 %)
Gruppe 3***	6	10	7	0	23 (27,7 %)
Total (%)	21 (25,3 %)	39 (47 %)	21 (25,3 %)	2 (2,4 %)	83 (100,0 %)

*Gruppe 1: reine Wohnungskatzen ohne Freigang und ohne weitere Katzen im Haushalt

**Gruppe 2: reine Wohnungskatzen ohne Freigang mit weiteren Katzen im Haushalt

*** Gruppe 3: Katzen mit Freigang

In der grafischen Darstellung ist zu erkennen, dass Bakterienisolate mit „geringem Gehalt“ in allen drei Gruppen am häufigsten vorkamen. Die schon in den oberen Abschnitten erwähnten Isolate mit „hohem Gehalt“ wurden in Gruppe 1 nachgewiesen (siehe Abbildung 9).

Ergebnisse

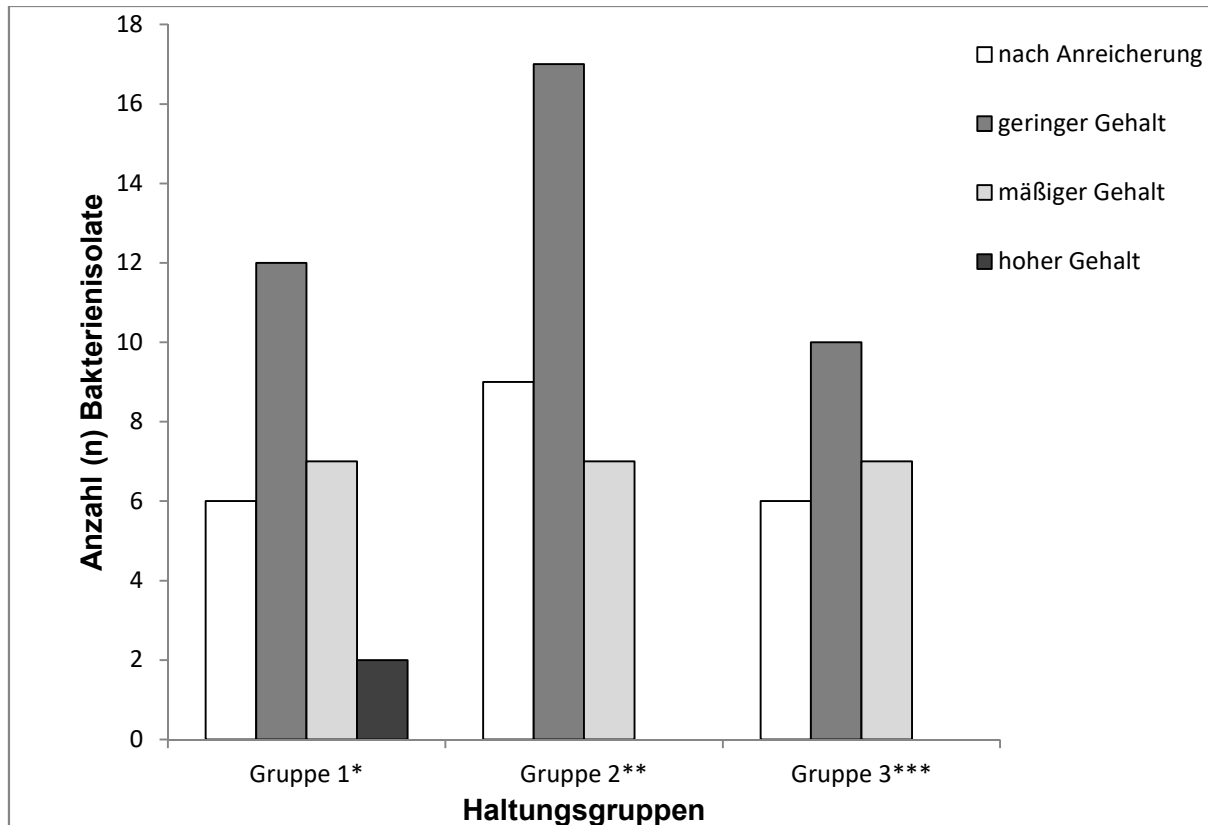


Abbildung 9: Keimgehalte der Bakterien in den Haltungsgruppen 1-3, isoliert aus dem Konjunktivalsack von 49 Berliner Katzen

*Gruppe 1: reine Wohnungskatzen ohne Freigang und ohne weitere Katzen im Haushalt

**Gruppe 2: reine Wohnungskatzen ohne Freigang mit weiteren Katzen im Haushalt

***Gruppe 3: Katzen mit Freigang

Es gab keinen statistisch signifikanten Zusammenhang zwischen der Haltungsform und dem Bakteriengehalt ($p = 0,75$).

5.9.2 Pilze

Bei drei Katzen konnte jeweils eine Pilz-Spezies isoliert werden. Davon gelang der Nachweis von *Chaetomium globosum* bei einer 0,5 Jahre alten, männlichen EKH-Katze (Individuum Nr. 37) aus dem linken Auge. Die Katze gehörte zur Haltungsgruppe 2.

Aspergillus brasiliensis konnte bei einem 7 Jahre alten, männlich-kastrierten EKH-Kater (Individuum Nr. 85) aus dem rechten Auge isoliert werden. Die Katze gehörte zur Haltungsgruppe 1.

Pichia guilliermondi wurde bei einer 1 Jahr alten, weiblichen EKH-Katze (Individuum Nr. 115) aus Gruppe 1 auf dem rechten Auge nachgewiesen.

Bei allen drei Katzen erfolgte die Tupferprobenentnahme mit feuchten Tupfern. Der Pilzgehalt der drei isolierten Pilze war als gering einzustufen.

Tiere aus Gruppe 3 zeigten kein Pilzwachstum.

5.10 *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung

Die *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung wurde bei 66 von 83 Isolaten nach dem DIN-Verfahren durchgeführt. Nach den Empfehlungen von CLSI wurden 17 Isolate getestet.

Im Anhang 1 - 12 sind die Ergebnisse der *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfungen der einzelnen Bakterien-Spezies aufgeführt.

5.10.1 *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung der grampositiven Bakterien

Die Abbildung 10 stellt die Ergebnisse der *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfungen aller 61 grampositiven Bakterienisolate zusammengefasst dar.

Die Antibiotika Pradofloxacin, Enrofloxacin sowie Rifampicin zeigten volle Wirksamkeit gegenüber allen getesteten grampositiven Bakterienisolaten (n = 61 / 100 %). Auch gegen Orbifloxacin und Marbofloxacin gab es keine Resistenzen. Jedoch waren 7 % (n = 1) der 14 mit Orbifloxacin getesteten Isolate bzw. 11 % (n = 7) der 61 mit Marbofloxacin getesteten Bakterien als intermediär einzustufen.

98 % (n = 60) der grampositiven Mikroorganismen waren sensibel gegenüber Chloramphenicol (intermediär 2 % / n = 1), 97 % (n = 59) gegenüber Tetracyclin und Doxycylin (resistent 3 % / n = 2) sowie 95 % (n = 58) gegenüber Amoxicillin + Clavulansäure (resistent 5 % / n = 3).

Neomycin + Framycetin, Kanamycin (jeweils resistent 7 % / n = 4) Gentamicin, Cefovecin und Cefquinom (jeweils resistent 5 % / n = 3; intermediär 2 % / n = 1) waren gegen 93 % (jeweils n = 57) der grampositiven Bakterien wirksam.

92 % (n = 56) waren sensibel gegen Clindamycin (resistent 8 % / n = 5) und Cephoperazon (resistent 5 % / n = 3, intermediär 3 % / n = 2) sowie 91 % (n = 42 von 46 getesteten Isolaten) gegenüber Streptomycin (resistent 9 % / n = 4). Bei 15 Isolaten erfolgte keine Empfindlichkeitsprüfung gegenüber Streptomycin.

Cephalexin (resistent 5 % / n = 3, intermediär 5 % / n = 3), Amoxicillin, Ampicillin und Spiramycin (jeweils resistent 8 % / n = 5, intermediär 2 % / n = 1) waren gegen 90 % (n = 55) der Grampositiven wirksam.

89 % (n = 54) der Isolate waren sensibel gegenüber Tobramycin (resistent 11 % / n = 7), Marbofloxacin (intermediär 11 % / n = 7) und Difloxacin (resistent 11 % / n = 7) sowie 87 % (n = 40) der 46 getesteten Isolate gegenüber Oxacillin (resistent 13 % / n = 6). Auch hier erfolgte bei 15 Isolaten keine Empfindlichkeitsprüfung gegenüber Oxacillin.

87 % (n = 13) der getesteten 15 Keime waren sensibel gegen Cefoxitin (resistent 13 % / n = 2). Bei 46 Bakterienisolaten konnte keine Empfindlichkeitsprüfung gegenüber Cefoxitin

Ergebnisse

durchgeführt werden. Ibafloracin war gegen 85 % (n = 52) der Keime wirksam, 7 % (n =4) waren intermediär und 8 % (n =5) resistent.

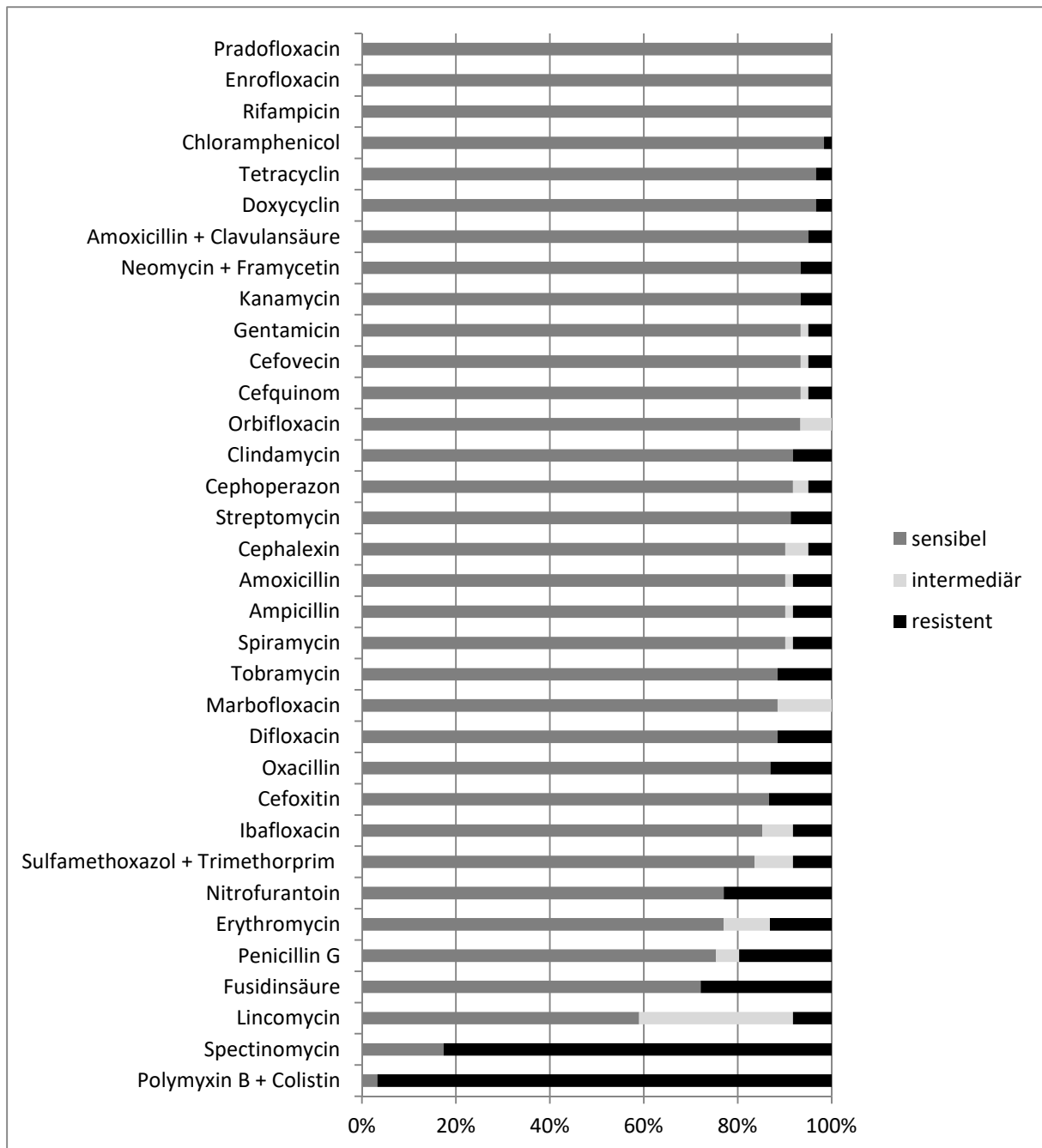


Abbildung 10: Ergebnisse der *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung aller grampositiven Bakterien, die aus dem Konjunktivalsack von Berliner Katzen isoliert wurden

Sulfamethoxazol + Trimethorprim zeigte gegen 84 % der Bakterien (n = 51) Wirkung, wohingegen 8 % (n =5) der Keime als intermediär und 8 % (n =5) als resistent einzustufen waren.

Ergebnisse

Nitrofurantoin und Erythromycin wirkten gegen 77 % (n = 47) der grampositiven Bakterien. 23 % (n = 14) der Isolate waren resistent gegenüber Nitrofurantoin. 13 % (n = 8) waren gegenüber Erythromycin resistent bzw. 10 % (n = 8) intermediär. Penicillin G war gegen 75 % (n = 46) der Keime wirksam, zeigte bei 5 % (n = 3) der Isolate intermediäre und bei 20 % (n = 12) keine Wirksamkeit. 72 % (n = 44) der Keime waren gegenüber Fusidinsäure empfindlich und 28 % (n = 17) resistent. 59 % (n = 36) der Mikroorganismen wurden durch Lincomycin abgetötet, 33 % (n = 20) zeigten intermediäre und 8 % (n = 5) keine Wirksamkeit. Spectinomycin war nur gegen 17 % (n = 8) der 46 getesteten Grampositiven wirksam. 83 % (n = 38) waren dagegen resistent. Bei 15 Isolaten wurde keine Empfindlichkeitsprüfung durchgeführt. Polymyxin B + Colistin wirkten nur gegen 3 % (n = 2) der Bakterienisolate. Die restlichen 97 % (n = 59) der gram-positiven Bakterien waren resistent.

Antibiotikaresistenzen traten bei allen grampositiven Isolaten (100,0 %) auf. Jeweils 21 % (n = 13) waren resistent gegenüber einem bzw. zwei der 34 getesteten Antibiotika. Eine Antibiotikaresistenz gegen 3 bzw. 5 Wirkstoffe trat bei jeweils 8 Isolaten (13 %) auf. Gegen 4 Antibiotika waren 10 % (n = 6) der Isolate resistent. 8 % (n = 5) der Keime waren unempfindlich gegen 6 Wirkstoffe. 8 Antibiotikaresistenzen zeigten 3 % (n = 2) der Isolate und 9 Resistenzen konnten bei einem Isolat (2 %) nachgewiesen werden. 7 % (n = 4) zeigten keine Wirkung gegen 10 verschiedene Antibiotika. Ein Isolat (*Bacillus simplex*) zeigte Resistenzen gegenüber 18 Antibiotika. In der Wirtoffgruppe der β -Laktame war dieses Bakterium gegen alle nach DIN-Norm getesteten Cephalosporine resistent sowie gegen Penicillin G und Oxacillin. Die Lincosamid-Antibiotika Clindamycin und Lincomycin sowie die Tetracycline Doxycyclin und Tetracyclin waren ebenfalls nicht wirksam. Aus der Gruppe der Aminoglykosid-Antibiotika zeigten fünf der 6 getesteten Wirkstoffe keine Wirksamkeit. Resistenzen traten auch gegen Difloxacin, Fusidinsäure und Polymyxin B + Colistin auf.

5.10.2 *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung der gramnegativen Bakterien

Die Abbildung 11 stellt die Ergebnisse der *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfungen aller 22 gramnegativen Bakterienisolate zusammengefasst dar.

Die Antibiotika Orbifloxacin, Pradofloxacin und Chloramphenicol zeigten volle Wirksamkeit gegenüber allen getesteten gramnegativen Bakterienisolaten (n = 22 / 100 %). Auch gegen Gentamicin, Sulfamethoxazol + Trimethoprim und Enrofloxacin gab es keine Resistenzen. Jedoch waren jeweils 5 % (n = 1) der Isolate als intermediär einzustufen.

95 % (n = 21) der getesteten gramnegativen Isolate waren sensibel gegenüber Amoxicillin + Clavulansäure und Trobramycin (resistent 5 % / n = 1) und 91 % (n = 20) gegenüber Neomycin + Framycetin, Kanamycin, Ibafoxacin, Marbofoxacin, Difloxacin und Cefquinom

Ergebnisse

(resistent jeweils 9 % / n = 2). Doxycyclin und Tetracyclin wirkten jeweils gegen 86 % der gramnegativen Bakterien (resistent 14 % / n = 3). Streptomycin wirkte gegen 75 % (n = 15) der 20 getesteten Isolate, wobei 15 % (n = 3) als intermediär und 10 % (n = 2) als resistent eingestuft wurden. Jeweils 73 % (je n = 16) der Isolate waren sensibel gegenüber Cefovecin (intermediär 5 % / n = 1, resistent 23 % / n = 5) und Cephoperazon (resistent 27 % / n = 6). Amoxicillin und Ampicillin wirkten jeweils gegen 68 % (n = 15) der Gramnegativen, wohingegen 18 % (n = 4) der Keime als intermediär und 14 % (n = 3) als resistent einzustufen waren. Sensibel waren jeweils 64 % (jeweils n = 14) der Bakterienisolate gegenüber Polymyxin B + Colistin (resistent 36 % / n = 8) und Cephalexin (intermediär 5 % / n = 1, resistent 32 % / n = 7).

Ergebnisse

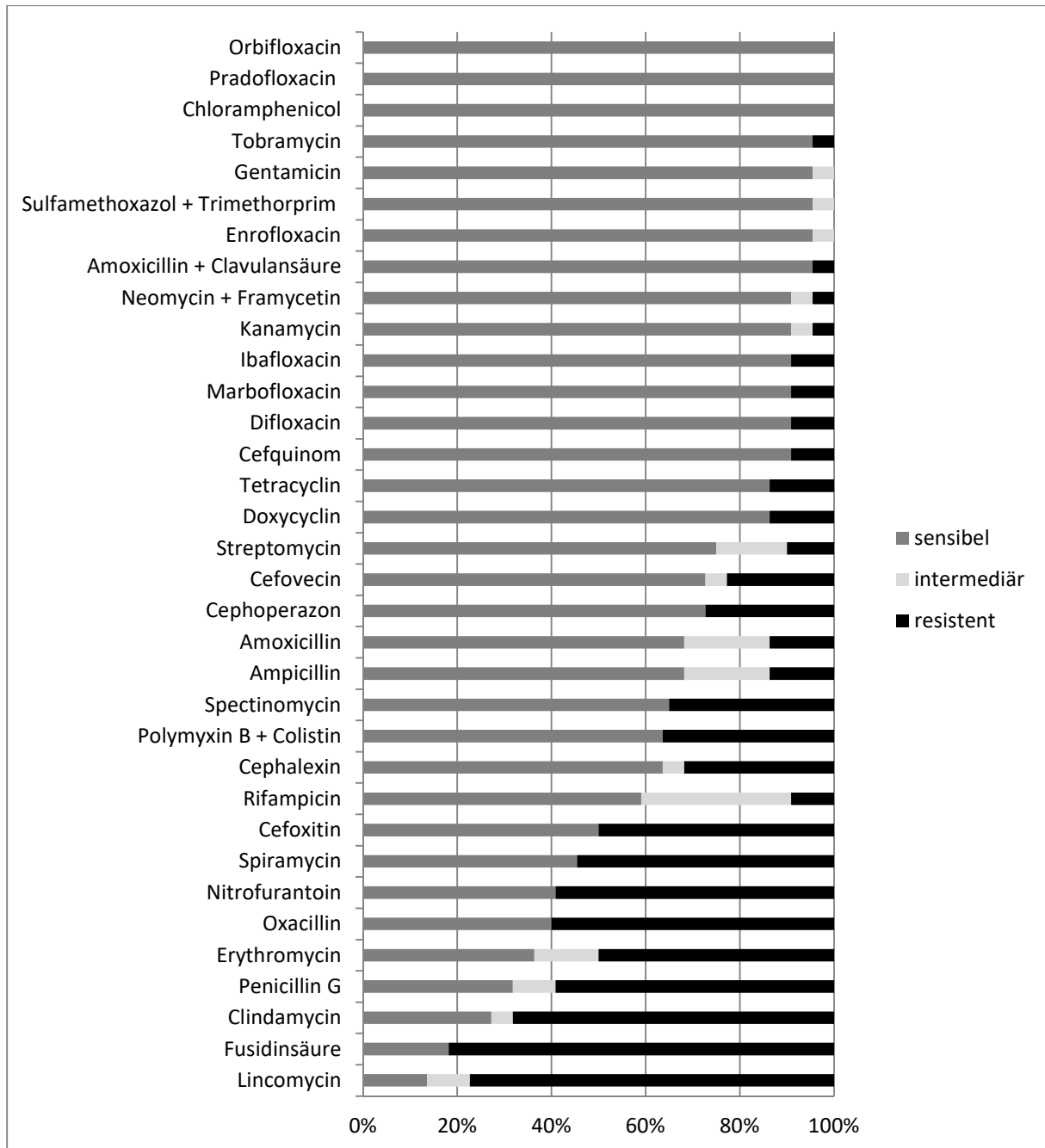


Abbildung 11: Ergebnisse der *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung aller gramnegativen Bakterien, die aus dem Konjunktivalsack von Katzen aus Berlin isoliert wurden

Rifampicin zeigte eine Wirksamkeit gegen 59 % (n = 13) der gramnegativen Keime. 32 % (n = 7) waren dagegen als intermediär und 9 % (n = 2) als resistent einzustufen. Cefoxitin hatte eine Wirksamkeit von 50 % gegenüber den 2 getesteten Isolaten (resistent 50 % / n = 1).

Bei 20 Bakterienisolaten wurde keine Empfindlichkeitsprüfung gegenüber Cefoxitin durchgeführt. 45 % (n = 10) der Isolate waren gegen Spiramycin sensibel, 55 % (n = 12) resistent. 41 % (n = 9) wurden durch Nitrofurantoin abgetötet (resistent 59 % / n = 13) und

Ergebnisse

40 % (n = 8) durch Oxacillin (resistent 60 % / n = 12). 50 % (n = 11) der gramnegativen Isolate waren resistent, 36 % (n = 8) sensibel und 14 % (n = 3) intermediär gegen Erythromycin. Penicillin G konnte gegen 32 % (n = 7) der Isolate wirken. 59 % (n = 13) waren gegen resistent und 9 % (n = 2) intermediär. Gegen Clindamycin wiesen 68 % (n = 15) der Gramnegativen eine Resistenz auf (intermediär 5 % / n = 1, sensibel 27 % / n = 6). Lincomycin zeigte dagegen gegen 77 % (n = 17) der Bakterien keine Wirksamkeit, 14 % (n = 3) waren sensibel und 9 % (n = 2) intermediär.

Innerhalb der gramnegativen Isolate war die Resistenzrate mit 82 % (n = 18) gegenüber Fusidinsäure am höchsten (sensibel 18 % / n = 4).

Antibiotikaresistenzen traten bei 81 % (n = 20) der getesteten gramnegativen Isolate auf. Bei 9 % (n = 2) der Bakterien wirkten alle getesteten Antibiotika. Eine Resistenz gegenüber einem Wirkstoff zeigten 5 % (n = 1) der Isolate. Ebenfalls 5 % der Isolate waren resistent gegenüber 3 Antibiotika. Eine Resistenz gegen 5 bzw. 6 Wirkstoffe konnten bei jeweils 9 % (n = 2) der Bakterien entdeckt werden. Gegen 7 Antibiotika waren 18 % (n = 4) der Isolate resistent. 9 % (n = 2) der Isolate zeigte keine Wirksamkeit gegenüber 8 Antibiotikawirkstoffen. Resistenzen gegen 9, 10 und 11 Antibiotika kamen jeweils bei 5 % (n = 1) vor. 9 % (n = 2) der Bakterien zeigten keine Wirksamkeit gegenüber 12 Wirkstoffen. Jeweils 5 % (n = 1) zeigten Resistenzen gegen 15, 16 und 18 Antibiotika.

Bei dem Keim mit den meisten Antibiotikaresistenzen handelt es sich um *Stenotrophomonas* sp. Dieses Bakterium zeigte eine vollständige Resistenz gegenüber allen nach CLSI getesteten β -Laktam-Antibiotika (Penicilline und Cephalosporine), Lincosamide (Clindamycin und Lincomycin), Makrolid-Antibiotika (Erythromycin und Spiramycin) sowie Tetrazykline (Doxycyclin und Tetracyclin). Resistenzen traten hier ebenfalls gegen Rifampicin, Fusidinsäure und Nitrofurantoin auf.

6 Diskussion

Kenntnisse über die Zusammensetzung der natürlichen Mikrobiota an der Augenoberfläche sind für die Prävention, Diagnose und Behandlung von bakteriellen Infektionen der vorderen Augenabschnitten sehr wichtig (Gerding & Kakoma, 1990). Es ist bekannt, dass die Keimzusammensetzung am Auge bei den verschiedenen Tierspezies stark variieren kann und auch geografische Unterschiede innerhalb einer Tierart bestehen können (Gaskin, 1980; Gerding & Kakoma, 1990; Galle & Moore, 2007). Es existieren einige Studien über die Zusammensetzung der physiologisch vorkommenden Mikroorganismen an der Augenoberfläche von gesunden Katzen. Die meisten davon sind recht alt und stammen aus Nord- und Süd-Amerika (Campbell *et al.*, 1973; Shewen *et al.*, 1980; Samuelson *et al.*, 1984; Gerding *et al.*, 1993a; Espínola & Lilenbaum, 1996). Zwei Arbeiten, die in der Zwischenzeit erschienen sind, kommen aus Europa und wurden in Polen und Österreich veröffentlicht (Eördögh *et al.*, 2015; Kielbowicz *et al.*, 2015).

Nach Wissensstand zum Zeitpunkt der Studienplanung gab es jedoch keine Ergebnisse über die Mikrobiota am gesunden Katzenauge aus Deutschland bzw. aus dem nord-östlichen Bundesgebiet. Daher wurden im Rahmen dieser Studie die Mikroorganismen an der Augenoberfläche von Katzen im Berliner Einzugsgebiet bestimmt, die Zusammensetzung der Mikrobiota von Katzen aus verschiedenen Haltungsformen verglichen und zusätzlich die Resistenzlage der nachgewiesenen Mikrobiota evaluiert.

6.1 Probanden und Tierzahlen

Für diese Studie wurden insgesamt 120 Katzen untersucht und beprobt. Die Tiere wurden ihrer Haltungsform nach in drei Gruppen eingeteilt. Somit enthielt jede Gruppe 40 Tiere. Die Anzahl der Tiere wurde so ausgewählt, dass eine möglichst repräsentative Stichprobengröße entsteht, die die Grundgesamtheit der Katzen widerspiegelt. Die Ermittlung von Studienfallzahlen mittels statistischer Verfahren (statistische Fallzahlabschätzung) stellt eine angemessene Methodik der Planung in Projekten der medizinischen Forschung dar. Vor allem bei klinischen Studien oder Studien mit Tierversuchen findet diese Anwendung (Röhrig *et al.*, 2009; Mayer & Muche, 2013). Auch bei der hier vorliegenden Studie handelte es sich um einen Tierversuch, der vom Landesamt für Gesundheit und Soziales genehmigt wurde. Da aber die Tiere nicht im herrkömmlichen Sinne als Laborversuchstiere gehalten wurden und auch die Einschätzung der durch die Untersuchungen und Probenentnahmen zugeführten Leiden als gering eingestuft wurden, waren keine bleibenden Schäden bei den Katzen zu erwarten. Aus diesem Grund wurde vorab auf eine statistische Fallzahlermittlung

verzichtet. Die Anzahl der hier untersuchten Katzen war mit 120 Tieren etwas höher als in anderen Studien, in denen lediglich zwischen 10 und 60 Tiere beprobt wurden (Shewen *et al.*, 1980; Gerding *et al.*, 1993a; Espínola & Lilenbaum, 1996; Hariharan *et al.*, 2011; Eördögh *et al.*, 2015). Lediglich Campbell *et al.* (1973) untersuchten ebenfalls 120 Tiere. Daher ist davon auszugehen, dass die Ergebnisse der hier untersuchten 120 Tiere die Mikrobiota der Katzen umfassend widerspiegelt.

6.2 Untersuchungsmethoden

Bei denen in der vorliegenden Studie aufgenommen Katzen handelte es sich um Tiere ohne klinische Anzeichen von Augen- oder systemischen Erkrankungen. Durch die Erhebung einer ausführlichen Anamnese und der Durchführung einer allgemeinen Untersuchung konnten klinisch manifeste Erkrankungen ausgeschlossen werden. Tiere mit vorberichtlich geringgradigen chronischen Erkrankungen wie Nierenerkrankungen, Herzinsuffizienz, leichte Zahnveränderungen oder gut eingestellte Katzen mit Hyperthyreose, die sich in einem sehr guten Allgemeinzustand befanden, wurden in die Studie mit einbezogen, da hier keine Veränderungen der vorderen Augenabschnitte bestand.

Die durchgeführte Augenuntersuchung beinhaltete die Messung des STTs, Drohantwort und Lidschlußreflex. Der Blendreflex sowie der direkte und indirekte Pupillarreflex wurden wie von Braus (2012) vorgeschlagen mit einer hellen fokalen Lichtquelle getestet (Ophthalmologische Untersuchungsleuchte 3,5V, Heine, Herrsching, Deutschland). Alle Reaktionen und Reflexe waren bei den hier untersuchten Katzen positiv. Die STT-Werte der untersuchten Katzen lagen durchschnittlich bei $17,5 \pm 6,4$ mm/Min auf dem linken und bei $18,7 \pm 6,4$ mm/Min auf dem rechten Auge. Diese Werte liegen innerhalb der in der Literatur angegebenen Referenzbereiche (Martin, 2010a; Davis & Townsend, 2011; Sebbag *et al.*, 2015). Bei 87 von 120 Katzen wurde der STT durchgeführt. Bei 33 Tieren konnte keine Tränenproduktion gemessen werden, da diese Tiere die Untersuchung nicht tolerierten. Bei mehr als der Hälfte dieser Katzen ($n = 18$), bei denen die Untersuchung nicht gelang, wurden im Hausbesuch beprobt. Möglicherweise war die fehlende Kooperation dieser Tiere durch den sogenannten „Heimvorteil“ begründet. Auch mag es daran gelegen haben, dass die Besitzer, die als Hilfsperson die Katzen festhielten, keine tiermedizinischen Fachkräfte waren und dementsprechend keine Erfahrung im Handling von Katzen bei medizinischen Untersuchungen hatten. Die restlichen Tiere, die die Untersuchung nicht tolerierten, wurden in den Berliner Tierarztpraxen untersucht ($n = 15$). Die ungewohnte Umgebung, der Stress durch den Transport und das lange Festhalten, um das Herausfallen des Tränenstreifens zu verhindern, könnten dazu beigetragen haben, dass die Katzen die Untersuchung nicht zuließen.

Die Tupferprobenentnahme dagegen wurde von allen Tieren problemlos akzeptiert.

Bei der Adspektion der Augenumgebung wurde vor allem auf das Vorhandensein von Augenausfluss geachtet, da dies oft ein Hinweis einer Augenerkrankung sein kann (Gränitz, 2015). Da dies ein Ausschlusskriterium für diese Studie war, zeigte keine der untersuchten Katzen diese Symptomatik.

Die Spaltlampenbiomikroskopie stellt das ideale Gerät für die Untersuchung der vorderen Augenabschnitte dar und wird meist aus Kostengründen nur in spezialisierten Praxen und Kliniken verwendet (Stiles & Kimmitt, 2016). In der hier vorliegenden Studie erfolgte die Untersuchung der vorderen Augenabschnitte wie Kornea, vordere Augenkammer und Iris mittels fokaler Lichtquelle als Spaltlampe ohne Vergrößerung (Ophthalmologische Untersuchungsleuchte 3,5V, Heine, Herrsching, Deutschland). Die zusätzliche Verwendung von einer Vergrößerungslupe für die Untersuchung der vorderen Augenabschnitte wird in der Literatur vorgeschlagen (Martin, 2010a; Braus, 2012; Stiles & Kimmitt, 2016). Gerriets (2012) konnte jedoch in ihrer Arbeit bei dem Vergleich zwischen der Untersuchung der vorderen Augenabschnitte mit einem Spaltlampenbiomikroskop oder einer praxisüblichen fokalen Lichtquelle (Visitenlampe) keine Diskrepanz feststellen. Aufgrund dessen ist das Übersehen von krankhaften Veränderungen in den vorderen Augenabschnitten bei den hier untersuchten Katzen recht unwahrscheinlich.

Die Hornhaut wurde durch das Anfärben mittels Fluorescein-Farbstoff auf Läsionen überprüft. Diese Untersuchung gehört ebenfalls zum allgemeinen Augenuntersuchungsgang (Featherstone & Heinrich, 2013). Zusätzlich erfolgte bei jeder Katze die Untersuchung der Hornhaut mit Lissamingrün-Farbstoff. Dieser Farbstoff färbt - anders als Fluorescein - degenerierte Epithelzellen und detektiert somit schon kleinste Läsionen, die mit Fluorescein noch nicht erkennbar wären, wie z.B. bei der Herpeskeratitis der Katze (Gerriets, 2012; Featherstone & Heinrich, 2013). Keine der untersuchten Katzen zeigte diesbezüglich Auffälligkeiten.

Auf eingehende Untersuchungen weiter hinten liegender Augenabschnitte (Linse, Glaskörper und Fundus) sowie auf die Messung des Augeninnendrucks wurde für diese Studie verzichtet. Jedoch wurde darauf geachtet, dass keine massiven Linsentrübungen, Anzeichen eines Glaukoms oder Uveitis bestanden.

6.3 Nachweisraten

Von den insgesamt 120 beprobten Katzen bzw. 240 Augen konnten bei 40,8 % der Katzen (n = 49) bzw. 30,4 % der Augen (n = 73) Mikroorganismen aus dem Konjunktivalsack nachgewiesen werden. Auf dem rechten Auge gelang mit 34,2 % (n = 41) ein höherer

Keimnachweis als mit 26,7 % auf dem linken Auge (n = 32). Der Unterschied bezüglich der Nachweisrate zwischen dem rechten und dem linken Auge war allerdings statistisch nicht signifikant. Möglicherweise liegt der Unterschied des Keimnachweises daran, dass die Untersucherin eine Rechtshänderin war und sich die Probenentnahme aus dem rechten Auge deshalb einfacher gestaltete. Aufgrund dessen war die Kontaktzeit des Tupfers auf dem rechten Auge länger und der Nachweis letztendlich höher.

Die Nachweisrate der Berliner Katzen ist mit 30,4 % ähnlich hoch wie die Nachweisraten der Mikrobiota am Katzenauge aus anderen Studien.

Espínola & Lilienbaum (1996) hatten bei ihrer Untersuchung von 100 gesunden Katzenaugen eine Nachweisrate von 67 %. Allerdings erfolgte hier die Tupferprobenentnahme nicht nur aus dem Konjunktivalsack, sondern zusätzlich noch vom Dritten Augenlid und der Lidkante. Am häufigsten konnten hier Bakterien von der Lidkante (46 %) nachgewiesen werden, gefolgt vom Konjunktivalsack (37 %) und der Nickhaut (27 %). Es wurden keine Untersuchungen auf Pilze durchgeführt. In einer weiteren Studie, in der 100 gesunde Katzenaugen auf das Vorkommen von Bakterien und Pilzen untersucht wurden, lag die Nachweisrate bei 61 %. Auch hier erfolgte die Probenentnahme aus verschiedenen Lokalisationen am Auge (Konjunktivalsack und Lidkante). Die Nachweisrate (Bakterien und Pilze) aus dem Konjunktivalsack lag hier bei 38 % (Gerding *et al.*, 1993a). Shewen *et al.* (1980) beprobten 50 Augen-gesunde Katzen als Kontrolltiere für ihre Studie und entnahmen Tupferproben für bakteriologische Untersuchungen. Allerdings gelang nur bei 2 Katzen (4 %) ein Bakteriennachweis. Eine Untersuchung auf Pilze erfolgte hier nicht. Campbell *et al.* (1973) konnten bei 34,2 % der entnommenen 240 Proben Bakterien und Mykoplasmen nachweisen. Auch hier erfolgte keine Untersuchung auf Pilze. In Grenada konnten bei Straßenkatzen insgesamt bei 20,4 % der Proben aerobe Bakterien isoliert werden. Untersuchungen auf Anaerobier und Pilze fanden hier ebenfalls nicht statt (Hariharan *et al.*, 2011).

Im Allgemeinen scheint die Mikrobiota-Nachweisrate bei Katzen geringer zu sein als bei anderen Tierarten. Bei Hunden beispielsweise konnten in verschiedenen Studien deutlich mehr Mikroorganismen aus dem Konjunktivalsack gesunder Tiere isoliert werden: 78 % (Bistner *et al.*, 1969), 91 % (Urban *et al.*, 1972), 78 % (McDonald & Watson, 1976), 50 % (Teixeira *et al.*, 2002), 39 % (Prado *et al.*, 2005) und 45 % (Wang *et al.*, 2008). Bei Pferden konnten in verschiedenen Studien Nachweisraten von 52 % (Johns *et al.*, 2011), 61 % bzw. 64 % (Moore *et al.*, 1988) sowie 90 % (Gemensky-Metzler *et al.*, 2005) beschrieben werden. Auch diese liegen ebenfalls deutlich höher als bei Katzen. Verglichen mit anderen Tierspezies besitzen Katzen deutlich kleinere und engere Konjunktivalsäcke, in denen sich weniger Bakterien und Pilze ansammeln können. Es ist anzunehmen, dass aus diesem Grund die Nachweisraten bei Katzen allgemein geringer sind. Zudem sind Katzen sehr

reinliche Tiere, was zusätzlich den geringeren Keimgehalt am Auge erklären könnte. Die Tabelle 26 gibt einen Überblick über die verschiedenen positiven Nachweisraten der Mikrobiota aus dem Konjunktivalsack verschiedener Tierspezies.

Tabelle 26: Positive Nachweisraten von Mikrobiota aus dem Konjunktivalsack verschiedener Tierarten

Tierart	positiver Nachweis (%)	Autor
Katze	4 % 20 % 34 % 37 % 38 %	Shewen <i>et al.</i> (1980) Hariharan <i>et al.</i> (2011) Campbell <i>et al.</i> (1973) Espínola & Lilenbaum (1996) Gerding <i>et al.</i> (1993a)
Hund	39 % 45 % 50 % 78 % 78 % 91 %	Prado <i>et al.</i> (2005) Wang <i>et al.</i> (2008) Teixeira <i>et al.</i> (2002) Bistner <i>et al.</i> (1969) McDonald & Watson (1976) Urban <i>et al.</i> (1972)
Pferd	52 % 61 % 64 % 90 %	Johns <i>et al.</i> (2011) Moore <i>et al.</i> (1988) Moore <i>et al.</i> (1988) Gemensky-Metzler <i>et al.</i> (2005)
Maultier	85 %	Tamazadeh & Araghi-Sooreh (2014)
Kaninchen		
Domestic rabbit	83 %	Cooper <i>et al.</i> (2001)
New Zealand rabbit	92 %	Oriá <i>et al.</i> (2014)
New Zealand white rabbit	99 %	Okuda & Campbell (1974)
Kuh	87 %	Wilcox (1970)
Schaf	40 % 100 %	Spradbrow (1968) Bonelli <i>et al.</i> (2014)
Schwein	98 %	Davidson <i>et al.</i> (1994)
Wasserbüffel	91 %	Araghi-Sooreh & Hatami-Lorzini (2012)
Elefant	88 %	Tuntivanich <i>et al.</i> (2002)
Schildkröte	100 %	Di Ianni <i>et al.</i> (2015)
Leguan	100 %	Taddei <i>et al.</i> (2010)
Alpaka	97 %	Storms <i>et al.</i> (2015)
Vögel		
Trappe	55 %	Silvanose <i>et al.</i> (2001)
Psittaciiformes	59 %	Zenoble <i>et al.</i> (1983)
Exoten	83 %	Wolf <i>et al.</i> (1983)
Nasenbär	55 %	Spinelli <i>et al.</i> (2010)
Opossum	100 %	Pinard <i>et al.</i> (2002)
Biber	100 %	Cullen (2003)
Präriehund	94 %	Meekins <i>et al.</i> (2015)

Kielbowicz *et al.* (2015) fanden heraus, dass keine ihrer untersuchten Katzen dauerhaft sterile Augenoberflächen aufwiesen, sondern nur periodenweise. Eine negative Nachweisrate hielt bei den jeweiligen Katzen nicht länger als 4 Wochen an.

Die Frage, ob es sich tatsächlich um völlig sterile Schleimhautoberflächen handelt, oder ob ein Keimnachweis aufgrund von anderen, beispielsweise methodischen Gründen nicht

gelang, bleibt für die vorliegende Arbeit offen. Möglicherweise schwankt der Keimgehalt an der Augenoberfläche von Katzen periodisch und ist zeitweise so gering, dass kein Nachweis möglich ist.

Shewen *et al.* (1980) begründeten die niedrige Nachweisrate (4 %) der Katzen in ihrer Studie damit, dass die Tränenzusammensetzung und die Auswaschrates der Tränenflüssigkeit bei Katzen so beschaffen sind, dass Mikroorganismen es nicht schaffen, sich im Bereich der Konjunktiva erfolgreich anzusiedeln. Aber auch die natürliche Abwehr des Wirtes, Phagozytose und die mechanischen Barrieren am Auge bei Katzen könnten für den geringeren Nachweis verantwortlich sein (Campbell *et al.*, 1973). Auch für die hier untersuchten Katzen könnten diese Gründe zutreffen.

Weitere Faktoren, die das Wachstum von Bakterien und Pilzen beeinflussen könnten, ist die Methode der Probenentnahme. In der hier vorliegenden Studie wurden sowohl Tupfer mit trockener Oberfläche als auch Tupfer mit Kochsalzlösung angefeuchteter Oberfläche verwendet. Campbell *et al.* (1973), Espínola & Lilenbaum (1996) sowie Gerding *et al.* (1993a) verwendeten in ihrer Studie feuchte Tupfer für die Probenentnahme und hatten eine höhere Nachweisrate (siehe Tabelle 26). Shewen *et al.* (1980) führten die Probenentnahme mit trockenen Tupfern durch, wobei ein Bakteriumwachstum von nur 4 % erzielt wurde. In einer Untersuchung aus Brasilien, in der die Mikrobiota von Fledermäusen untersucht wurden, lag die Nachweisrate bei 29 %. Hier erfolgte die Probenentnahme ebenfalls mit trockenen Tupfern. Die Autoren begründen den geringen Keimnachweis damit, dass die Augen von Fledermäusen sehr klein sind und der Hauptbestandteil der Probe von der Hornhautoberfläche entnommen wurde. Hier befinden sich nur sehr wenige Bakterien im Vergleich zum ventralen Konjunktivalsack. Nur ein kleiner Teil der Probe konnte aus dem Konjunktivalsack entnommen werden, um eine Kontamination des Tupfers aus der Umgebung zu vermeiden (Leigue dos Santos *et al.*, 2014). McDonald & Watson (1976) verwendeten ebenfalls trockene Tupfer bei der Untersuchung von gesunden Hundeaugen. Der Keimnachweis war mit 78 % jedoch deutlich höher. Hamor (2001) empfiehlt die Verwendung von feuchten Tupfern, um den Bakteriengehalt der Probe zu erhöhen. In der hier vorliegenden Arbeit lag der Keimnachweis bei der Verwendung von trockenen Tupfern mit 43,8 % höher als bei feuchten Tupfern (39,8 %). Die Methode der Probenentnahme (feuchte oder trockene Tupfer) hatte jedoch keinen signifikanten Einfluss auf die Mikrobiota-Nachweisrate ($p = 0,7$).

Die Jahreszeit könnte ebenfalls einen Einfluss auf die Nachweisrate gehabt haben. Im Sommer konnte bei 50 % der getesteten Tiere Mikroorganismen nachgewiesen werden. Dagegen war der Keimnachweis im Frühling mit nur 18,5 % am geringsten. Die Ergebnisse zeigen, dass die Jahreszeit einen signifikanten Einfluss auf die Nachweisrate hatte ($p = 0,04$). In den kühleren Jahreszeiten ist der Keimnachweis geringer als in den wärmeren

Jahreszeiten. Auch eine Studie aus den USA zeigte, dass der Mikrobiota-Nachweis in den kälteren Jahreszeiten bei Pferden abnimmt (Whitley *et al.*, 1983). Auch beim Menschen erhöht sich die Nachweisrate der Mikrobiota am Auge, sobald die Temperaturen zunehmen (Rubio, 2004). Bei Wang *et al.* (2008) war die Nachweisrate bei Hunden aus Peking im Sommer ebenfalls am höchsten.

Es ist zu bedenken, dass in der vorliegenden Studie 2/3 der Katzen reine Wohnungskatzen waren, die sicherlich geringeren Temperaturschwankungen zu den verschiedenen Jahreszeiten ausgesetzt waren. Dennoch könnte die Außentemperatur einen Einfluss auf die Nachweisrate gehabt haben, da die Proben per Post versendet wurden. Durch die Lagerung im Briefkasten sowie der Aufenthalt in Logistikzentren der Post und beim Transport zum Zielort waren die Proben keinen konstanten Temperaturen ausgesetzt. In den Wintermonaten könnten die kälteren Außentemperaturen das Wachstum der Bakterien gehemmt oder abgetötet haben. Auch Fuest *et al.* (2016) fanden in ihrer Studie heraus, dass höhere Temperaturen bei der Anzucht die Nachweisrate deutlich erhöhten.

Die Proben aus dem Konjunktivalsack sollten daher schnellstmöglich zum Zielort transportiert werden, um größere Temperaturschwankungen zu vermeiden. Eine Übersendung per Kurier ist dem Versand per Post vorzuziehen.

6.3.1 Nachweisraten in den Haltungsgruppen

In der Haltungsgruppe 1 (Wohnungskatzen ohne weitere Katzen im Haushalt) wurden bei 40 % der Tiere ($n = 16$) bzw. 33,8 % der Tupferproben ($n = 27$) Mikroorganismen nachgewiesen. In der Gruppe 2 (Wohnungskatzen mit weiteren Katzen im Haushalt) war der Keimnachweis mit 47,5 % ($n = 19$) der Katzen am höchsten. 32,5 % der 80 Tupferproben ($n = 26$) waren in Gruppe 2 positiv. Bei Katzen aus der Haltungsgruppe 3 (Freigängerkatzen) konnten dagegen nur bei 35 % ($n = 14$) der Tiere bzw. bei 20 % der entnommenen Proben ($n = 20$) Mikroorganismen nachgewiesen werden. Der Unterschied der Keimnachweisraten der Katzen in den Haltungsgruppen war statistisch nicht signifikant ($p = 0,5$).

Hunde und Katzen spielen als Haustiere eine wichtige Rolle in unserer Gesellschaft. Früher wurden sie überwiegend draußen im Freien gehalten, wohingegen sie heute in sehr engem Kontakt mit dem Menschen leben. Eine Übertragung von Mikroorganismen durch direkten Kontakt von Mensch und Tier sowie andersherum wurde häufig beschrieben (Simjee *et al.*, 2002; Guardabassi *et al.*, 2004; Walther *et al.*, 2009; Vinczez *et al.*, 2010). Beispielsweise konnten Lutz-Wohlgroth *et al.* (2006) die Übertragung von *Chlamydomphila caviae* von Meerschweinchen, die an Konjunktivitis litten, auf die Besitzer und im Haushalt lebende Kaninchen und Katzen mittels PCR-Untersuchungen nachweisen.

Die Tendenz, dass in der vorliegenden Arbeit Freigängerkatzen weniger Mikroorganismen aufweisen, als Katzen, die in der Wohnung gehalten werden, kann damit zusammen hängen, dass Katzen in freier Natur eher Einzelgänger sind und ein Austausch bzw. eine Übertragung von Mikroorganismen durch sehr engen Kontakt mit anderen Individuen (Mensch oder Tier) seltener oder überhaupt nicht erfolgt. Wohingegen Wohnungskatzen, die mit anderen Katzen in einem Haushalt lebten, in der vorliegenden Arbeit größere Nachweisraten zeigten. Möglicherweise weil diese Tiere engeren Kontakt miteinander pflegen und eine Übertragung bzw. ein Austausch von Bakterien durch Kuschneln oder gegenseitiges Putzen erfolgt.

6.4 Bakterienzusammensetzung

6.4.1 Grampositive und gramnegative Bakterien

Die deutliche Mehrheit der isolierten Bakterien aller Proben war mit 65,7 % grampositiv. Wohingegen 34,3 % der Bakterien gramnegativ waren. Im Vergleich mit anderen Studien lag die Nachweisrate der gramnegativen Bakterien hier höher (Campbell *et al.*, 1973; Shewen *et al.*, 1980; Gerding *et al.*, 1993a; Espínola & Lilenbaum, 1996; Kielbowicz *et al.*, 2015). Bei Kielbowicz *et al.* (2015) konnte beispielsweise nur *E. coli* als Vertreter der gramnegativen Bakterien aus gesunden Katzenaugen isoliert werden, wohingegen bei den Katzen mit Anzeichen einer Konjunktivitis gramnegative Bakterienisolate verschiedener Gattungen nachgewiesen wurden. Die Katzen in der vorliegenden Arbeit hatten keine Konjunktivitis-Symptome.

In einer Studie von Andrew *et al.* (2003) konnten bei jüngeren Pferden deutlich mehr gramnegative Bakterien an der Augenoberfläche isoliert werden wobei die Autoren als mögliche Ursachen dafür, die noch in Entwicklung befindlichen Abwehrmechanismen am Auge bei jüngeren Tieren nennen. Das Alter der Katzen in der hier vorliegenden Arbeit hatte jedoch keinen statistisch signifikanten Einfluss auf die Bakterienzusammensetzung ($p = 0,27$). Daher ist davon auszugehen, dass es sich hierbei um Vertreter der physiologischen Mikrobiota der Augenoberfläche von Katzen aus dem Berliner Einzugsgebiet handelt.

Die Jahreszeit beeinflusste die Zusammensetzung der Bakterien nicht ($p = 0,07$), obwohl eine Tendenz erkennbar war, dass gramnegative Bakterien in den wärmeren Monaten besser nachweisbar sind, da sie nur im Sommer und Herbst isoliert wurden. Im Winter und im Frühling konnten überhaupt keine gramnegativen Bakterien isoliert werden. Wie es scheint sind die gramnegativen Bakterien an der Augenoberfläche von den Katzen aus dem Berliner Raum gegenüber niedrigen Temperaturen recht empfindlich. Eine schnellstmögliche

Übersendung von Tupferproben zum Labor sollte daher v.a. im Winter auch aus diesem Grund mittels Kurier erfolgen.

Die Entnahemtechnik mit feuchten oder trockenen Tupfern beeinflusste die Bakterienzusammensetzung signifikant ($p = 0,03$). Wobei die gramnegativen Bakterien sowohl mit feuchten als auch mit trockenen Tupfern in etwa gleicher Anzahl nachgewiesen wurden. Die grampositiven Erreger dagegen konnten deutlich häufiger bei der Entnahme mit feuchten Tupfern isoliert werden. Auch in anderen Studien wird die Entnahme mit angefeuchteten Tupfern empfohlen, weil damit eine höhere Nachweisrate erzielt werden kann (Hacker *et al.*, 1979; Hamor, 2001). Hacker *et al.* (1979) konnten ebenfalls mehr grampositive Bakterien (76 Isolate) mit feuchten Tupfern aus Hundeaugen isolieren, als mit trockenen Tupfern (58 Isolate). Die Tupferprobenentnahme aus dem Konjunktivalsack bei Katzen sollte daher möglichst mit feuchten Tupfern erfolgen.

Es konnte kein signifikanter Unterschied in der Bakterienzusammensetzung in den verschiedenen Haltungsgruppen nachgewiesen werden. Jedoch ist zu erkennen, dass in Gruppe 3 (Freigängerkatzen) deutlich weniger grampositive Mikroorganismen vorkamen. Hier könnten die Gründe möglicherweise darin liegen, dass neben den geringeren sozialen Kontakten der Freigängerkatzen (s.o.) die Methodik der Probenentnahme einen Einfluss hatte. Auch wenn der Unterschied der Entnahemtechnik in den Gruppen nicht statistisch signifikant war, so ist doch eine Tendenz erkennbar, dass in Gruppe 3 bei deutlich mehr Katzen die Probenentnahme mit trockenen Tupfern erfolgte und dadurch der Nachweis von grampositiven Keimen niedriger war.

Somit bleibt festzuhalten, dass eine Tupferprobenentnahme mit feuchten Tupfern gegenüber trockenen Tupfern vorzuziehen ist.

Im Praxisalltag ist es oft nötig eine Antibiotikatherapie einzuleiten, bevor die Ergebnisse der mikrobiologischen Untersuchung inklusive *In-vitro*-Resistenzbestimmung ausgewertet vorliegen. Das Wissen über die Zusammensetzung der Mikrobiota aus einer bestimmten geografischen Region ist dafür unerlässlich (Prado *et al.*, 2005). Katzen aus dem Berliner Einzugsgebiet besitzen eine überwiegend grampositive Mikrobiota, weisen aber auch ein recht großes Spektrum an gramnegativen Bakterien auf, was bei der antibiotischen Behandlung unbedingt berücksichtigt werden sollte.

6.4.2 Bakterien-Spezies

Die Mikrobiota aus dem Konjunktivalsack von Katzen werden überwiegend als fakultativ pathogen beschrieben. Eine Unterscheidung zwischen Auslöser einer Konjunktivitis und physiologischer Kolonisation ist dadurch häufig schwierig (Kielbowicz *et al.*, 2015). Bei Katzen spielen jedoch primäre bakterielle Bindehautentzündungen eine untergeordnete Rolle (Hariharan *et al.*, 2011). Als primäre Auslöser von Konjunktividen bei Katzen werden *Mycoplasma felis* (Di Francesco *et al.*, 2004), felines Herpesvirus 1 (Low *et al.*, 2007), *Chlamydophila felis* (Gruffydd-Jones *et al.*, 2009) und felines Calicivirus (Gerriets *et al.*, 2012) beschrieben. Diese Erreger sind nur durch spezielle Untersuchungsverfahren mittels Polymerase-Kettenreaktion (englisch polymerase chain reaction, PCR) nachweisbar und sollten bei Katzen mit Konjunktivitis zusätzlich zur mikrobiologischen Untersuchung eingeleitet werden (Gerding *et al.*, 1993a). Dennoch können auch die physiologischen Besiedler der Augenoberfläche sekundär nach Herabsetzen der Abwehrmechanismen an Entzündungen beteiligt sein. Die Kenntnis über die Zusammensetzung der Mikrobiota ist für die einleitende antibiotische Behandlung daher sehr wichtig (Galle & Moore, 2007).

Staphylokokken waren die am häufigsten nachgewiesene grampositive Bakteriengattung (49,4 %) in der vorliegenden Studie. Dabei handelt es sich um kugelförmige, ca. 1 µm große Bakterien, die besser unter aeroben Bedingungen wachsen, sich aber auch unter anaeroben Verhältnissen vermehren können. Sie kommen primär auf den Häuten und Schleimhäuten von Menschen und Tieren vor, können aber auch Erreger von lokalen und systemischen eitrigen Entzündungen sein. Es gibt eine Vielzahl an Spezies, Varietäten und Stämmen. Für eine Beurteilung im Einzelfall ist eine genaue Speziesidentifizierung ergänzt durch Bestimmung der Virulenz, Antibiotikaresistenz und Berücksichtigung der epidemiologischen Zusammenhänge nötig (Valentin-Weigand, 2010).

Staphylococcus felis ist in der vorliegenden Arbeit die am häufigsten isolierte Bakterienart (20,5 %). Sie gehört zu den Coagulase-negativen Staphylokokken und wurde erstmals von Igimi *et al.* (1989) beschrieben. Sie konnte aus noch nicht identifizierten Coagulase-negative Staphylokokken-Stämmen von verschiedenen Katzen mit Infektionen der Ohren, Blase, Wunden und Abszessen isoliert und später als *Staphylococcus felis* bestimmt werden. *Staphylococcus felis* ist biochemisch schwierig von *Staphylococcus simulans* zu unterscheiden und die Autoren befürchteten, dass *Staphylococcus felis* bis dahin fälschlicherweise als *Staphylococcus simulans* identifiziert wurde (Igimi *et al.*, 1989; Igimi *et al.*, 1994). Als normaler kommensalischer Organismus kommt er auf der Haut und im Speichel von gesunden Katzen vor (Lilenbaum *et al.*, 1998; Lilenbaum *et al.*, 1999). An der Augenoberfläche konnte er bei klinisch gesunden Katzen in einer Studie bei Straßenkatzen

aus Grenada nachgewiesen werden. Auch hier war *Staphylococcus felis* der am häufigsten isolierte Keim. (Hariharan *et al.*, 2011). In weiteren, ebenfalls recht aktuellen Studien erfolgten leider keine weiteren Speziesdifferenzierungen der Coagulase-negativen Organismen (Eördögh *et al.*, 2015; Kielbowicz *et al.*, 2015). Espínola & Lilenbaum (1996) diskutierten schon damals in ihrer Arbeit, dass es sich möglicherweise bei den Coagulase-negativen *Staphylococcus simulans* um *Staphylococcus felis* handeln könnte und der sichere Nachweis dafür nur durch DNA-Sequenzierung möglich wäre. Diese Methodik stand den Autoren jedoch nicht zur Verfügung.

Als Krankheitserreger bei Katzen konnte *Staphylococcus felis* bei Infektionen der Harnblase (Litster *et al.*, 2007; Litster *et al.*, 2009), der Ohren (Higgins & Gottschalk, 1991) und der Haut (Patel *et al.*, 2002) beschrieben werden. In einem Fallbericht von Patel *et al.* (2002) entwickelte eine Katze sekundär eine bakterielle Hautentzündung mit *Staphylococcus felis*, weil die Abwehrmechanismen der Haut aufgrund einer allergischen Flohspeichelallergie herabgesetzt waren.

In der vorliegenden Arbeit ist davon auszugehen, dass *Staphylococcus felis* primär ein Kommensale der Augenoberfläche bei Katzen darstellt. Möglicherweise kann er auch nach einem eingetretenen Insult, wie z.B. einem Trauma oder einer Hornhautverletzung, durch Herabsetzen der Abwehrmechanismen am Auge pathologisch werden.

Desweiteren konnten noch andere Staphylokokken-Spezies (siehe Tabelle 17) in kleinerer Anzahl nachgewiesen werden. Bis auf *Staphylococcus aureus* und *Staphylococcus pseudintermedius* gehören all diese Staphylokokken-Spezies zu den Coagulase-negativen Arten. Auch hier handelt es sich um Kommensalen, die sowohl auf der Haut und Schleimhäuten von verschiedenen Tierarten zu finden sind. Sie spielen als primäre Krankheitserreger eher eine untergeordnete Rolle, könnten aber auch bei immunsupremierten Tieren Infektionen hervorrufen (Becker *et al.*, 2014).

Staphylococcus epidermidis und *hämolyticus* beispielsweise konnten auch bei gesunden Katzen aus dem Speichel und der Haut nachgewiesen werden (Lilenbaum *et al.*, 1998; Lilenbaum *et al.*, 1999). Beim Menschen zählen heutzutage die Coagulase-negativen Staphylokokken zu den häufigsten Verursachern von nosokomialen Infektionen. V.a. *Staphylococcus epidermidis* und *hämolyticus* spielen eine große Rolle bei Fremdkörper-assoziierten Infektionen und bei Infektionen von frühgeborenen Säuglingen (Becker *et al.*, 2014). *Staphylococcus xylosus* wurde von der Haut von Menschen und Tieren isoliert (Nagase *et al.*, 2002) und wird häufig bei der Fermentation von Lebensmitteln eingesetzt (Fiorentini *et al.*, 2009). Manche Stämme konnten allerdings auch als opportunistische Erreger Infektionen bei Menschen und Tieren auslösen (Medleau & Blue, 1988; Ma *et al.*, 2014).

Staphylococcus aureus ist ebenfalls ein Besiedler von Haut und Schleimhäuten bei Menschen und Tieren. Beim Menschen kommt er bei ca. 20-30 % der Population als permanenter Besiedler und bei bis zu 60 % als transienter Keim vor (Kluytmans *et al.*, 1997). Er konnte auch bei vielen verschiedenen Tierarten nachgewiesen werden (Morgan, 2008).

Als opportunistischer Krankheitserreger verursacht er bei Hunden und Katzen vielfältige eitrige Entzündungen, wie z.B. Pyodermien, Pyometra, Otitis externa und Wundinfektionen (Valentin-Weigand, 2010).

Besondere Bedeutung hat *Staphylococcus aureus* als „Methicilin-resistenter *Staphylococcus aureus*“ (MRSA) in den letzten Jahren als Erreger von nosokomialen Infektionen sowohl in der Human- als auch in der Veterinärmedizin erlangt (Loeffler & Lloyd, 2010; Kock *et al.*, 2011).

An der Augenoberfläche konnte *Staphylococcus aureus* auch schon bei gesunden Katzen nachgewiesen werden (Campbell *et al.*, 1973; Espínola & Lilenbaum, 1996; Kielbowicz *et al.*, 2015). Laut Kielbowicz *et al.* (2015) ist eine deutliche Zunahme der Nachweisrate von *Staphylococcus aureus* aus dem Konjunktivalsack von gesunden Katzen in den letzten 16 Jahren von 6,5 % auf 13 % erkennbar. In der vorliegenden Arbeit konnte *Staphylococcus aureus* jedoch nur bei einer Katze aus einem Auge isoliert werden und macht eine Nachweisrate von nur 1,2 % aus. Eine Zunahme von *Staphylococcus aureus* an der Augenoberfläche von Katzen aus dem Berliner Raum ist daher nicht anzunehmen. Jedoch liegen keine Daten aus diesem Gebiet zum Vergleich vor. Es ist davon auszugehen, dass es sich hier scheinbar um einen normalen transienten Besiedler der Schleimhaut einer Katze handelt.

Staphylococcus pseudintermedius wurde erstmal 2005 beschrieben und gehört zusammen mit *Staphylococcus intermedius* und *delphini* zur der *Staphylococcus-intermedius*-Gruppe (Devriese *et al.*, 2005). Es wird angenommen, dass alle zuvor als *Staphylococcus intermedius* identifizierten Organismen beim Hund und möglicherweise auch bei der Katze *Staphylococcus pseudintermedius* sind (Bond & Loeffler, 2012). Dieses Bakterium konnte von der Haut und von Schleimhäuten von gesunden Hunden und Katzen isoliert werden (Harvey & Lloyd, 1994; Lilenbaum *et al.*, 1998; Abraham *et al.*, 2007). Als fakultativer Krankheitserreger ist er für Pyodermien v.a. bei Hunden verantwortlich (Tanabe *et al.*, 2013). Auch über postoperative Infektionen und Hautentzündungen bei Hunden und Katzen gibt es Berichte (Weese & van Duijkeren, 2010). Bei Katzen konnte er bei Harnwegsinfekten in der Schweiz isoliert werden (Wettstein *et al.*, 2008) und auch beim Menschen wurde er als Krankheitserreger beschrieben, wobei eine Übertragung von Tier auf Mensch denkbar wäre (Van Hoovels *et al.*, 2006; Chuang *et al.*, 2010; Stegmann *et al.*, 2010). Als „Methicillin-resistenter *Staphylococcus pseudintermedius*“ (MRSP) spielt er v.a. in der Veterinärmedizin eine große Rolle (Fitzgerald, 2009; Bond & Loeffler, 2012; Frank & Loeffler, 2012; Kadlec & Schwarz, 2012). *Staphylococcus pseudintermedius* konnte bisher noch nicht an der

Augenoberfläche von Katzen isoliert werden. Geht man allerdings davon aus, dass es sich bei *Staphylococcus intermedius* auch bei Katzen um *Staphylococcus pseudintermedius* handelt, so konnte er in geringer Anzahl bei Katzen mit Konjunktivitis nachgewiesen werden (Kielbowicz *et al.*, 2015). In der vorliegenden Arbeit wurde dieser Erreger bei nur 2 Tieren aus jeweils einem Auge isoliert. Deshalb ist davon auszugehen, dass es sich hier ebenfalls um einen transienten opportunistischen Besiedler der Augenoberfläche handelt.

Neben den Staphylokokken konnte die Bakteriengattung ***Micrococcus*** mit der Spezies *Micrococcus luteus* als zweithäufigstes Bakterium isoliert werden. Mikrokokken sind apathogene Bakterien und wachsen nur unter aeroben Bedingungen. Sie sind sowohl auf der Haut als auch auf unbelebten Gegenständen, Staubteilchen und aus dem Erdboden nachweisbar (Madigan & Martinko, 2009; Valentin-Weigand, 2010). Als Krankheitserreger spielen sie normalerweise keine Rolle, konnten aber bei immungeschwächten HIV-Patienten bei einer Follikulitis nachgewiesen werden (Smith *et al.*, 1999). Bei Katzen wurden bisher keine Mikrokokken aus dem Konjunktivalsack isoliert. Der Nachweis gelang jedoch schon bei Hunden (Urban *et al.*, 1972; McDonald & Watson, 1976; Wang *et al.*, 2008), Kaninchen (Okuda & Campbell, 1974; Oriá *et al.*, 2014), Pferden (Whitley *et al.*, 1983; Moore *et al.*, 1988; Gemensky-Metzler *et al.*, 2005; Johns *et al.*, 2011), Schafen (Bonelli *et al.*, 2014), Fledermäusen (Leigue dos Santos *et al.*, 2014) und Elefanten (Tuntivanich *et al.*, 2002).

Micrococcus luteus scheint auch ein apathogener, physiologischer Besiedler des Konjunktivalsacks der Berliner Katzen zu sein.

Bakterien der Gattung ***Streptococcus*** konnten nur in sehr geringer Menge nachgewiesen werden. Diese Bakterien sind fakultative Anaerobier. Durch ihre Hämolyse bilden verschiedene Streptokokken-Arten auf Blutagar charakteristische Hämolyseformen, die für die Differenzierung als wichtiges Kriterium herangezogen werden. Sie besiedeln Haut- und Schleimhautoberflächen und werden häufig als Milchsäureproduzenten bei der Herstellung von Buttermilch, Silage und der Fermentation von Lebensmitteln verwendet. Einige Arten sind auch Verursacher lokaler und systemischer eitriger Prozesse bei Menschen und Tieren (Madigan & Martinko, 2009; Valentin-Weigand, 2010). In der vorliegenden Arbeit konnten 2 Streptokokken-Isolate bei 2 Katzen ohne genauere Differenzierung nachgewiesen werden, sowie *Staphylococcus salivarius* bei einem weiteren Tier. Diese Streptokokkenart ist ein Milchsäureproduzent, häufig aus der Mundhöhle bei Menschen isolierbar und Wegbereiter für Karies (Steinbüchel *et al.*, 2013). In anderen Studien konnten ebenfalls Streptokokken in geringer Anzahl aus dem Konjunktivalsack von gesunden Katzen isoliert werden (Campbell *et al.*, 1973; Shewen *et al.*, 1980; Eördögh *et al.*, 2015; Kielbowicz *et al.*, 2015) und scheinen auch Bestandteil der Mikrobiota am Katzenauge aus Berlin zu sein.

Bakterien der Gattung ***Bacillus*** wurden in der vorliegenden Studie bei 8 Tieren isoliert. Dabei handelt es sich um stäbchenförmige, meist bewegliche Organismen mit aerobem oder fakultativ aerobem Wachstum, die fähig sind Endosporen auszubilden. Diese Sporen sind gegen Hitze, Austrocknung und chemische Einwirkungen resistent und schaffen eine hohe Überlebensfähigkeit in der Umwelt (Selbitz, 2011).

Beim Menschen zählt *Bacillus cereus* zur normalen transienten Mikrobiota des Darmes. Als Krankheitserreger konnte er v.a. bei Magen-Darm-Infektionen aber auch bei nosokomialen Infektionen von immunsupprimierten Patienten isoliert werden (Ceuppens *et al.*, 2013). Gelegentlich gibt es Berichte über Endophthalmitis beim Menschen nach Traumata durch *Bacillus cereus* (Lam, 2015). Bei Hunden und Katzen spielen *Bacillus cereus* und andere aerobe Sporenbildner als Krankheitserreger eine eher untergeordnete Rolle. Vereinzelt wurden Magen-Darm-Infektionen bei Hunden berichtet (Selbitz, 2011).

In der vorliegenden Arbeit wurden 5 der 7 Isolate bei Katzen aus der Haltungsgruppe 3 (Freigänger) isoliert. Die meisten *Bacillus*-Arten und ihre Sporen kommen vorwiegend in der Erde vor (Madigan & Martinko, 2009; Ceuppens *et al.*, 2013). Da Freigängerkatzen sicherlich mehr Kontakt zu Erde und Sand haben als reine Wohnungskatzen, ist eine Übertragung aus der Erde auf die Konjunktiva denkbar und das höhere Vorkommen von *Bacillus* in dieser Haltungsgruppe erklärbar. Die Anzahl der Isolate war jedoch zu gering, um eine statistische Auswertung durchzuführen.

Auch in anderen Studien konnten *Bacillus*-Arten aus dem Konjunktivalsack bei Katzen isoliert werden (Campbell *et al.*, 1973; Gerding *et al.*, 1993a; Hariharan *et al.*, 2011; Eördögh *et al.*, 2015). Daher ist auch hier davon auszugehen, dass es sich bei den *Bacillus*-Arten um Mitglieder der natürlichen Mikrobiota der Augenoberfläche der Berliner Katzen handelt.

Bei den gramnegativen Bakterienspezies konnte ***Moraxella osloensis*** am häufigsten (6 %) isoliert werden. Diese Stäbchenbakterien leben meist aerob, selten fakultativ anerob und sind biochemisch wenig aktiv (Bauerfeind, 2011). Beim Menschen kommen sie auf Häuten und Schleimhäuten als Saprophyten vor. Sie sind selten Erreger von Krankheiten, können aber bei immunsupprimierten Patienten Auslöser von opportunistischen Infektionen sein (Han & Tarrand, 2004; Roh *et al.*, 2010). In der Veterinärmedizin spielt v.a. *Moraxella bovis* als Auslöser der infektiösen bovinen Keratokonjunktivitis (Weidekeratitis, Pink eye) die größte Rolle (Alexander, 2010; Bauerfeind, 2011; Maboni *et al.*, 2015). An der Augenoberfläche von Katzen konnte *Moraxella* bisher noch nicht nachgewiesen werden (siehe Tabelle 17). Bei Hunden (Urban *et al.*, 1972; Hacker *et al.*, 1979; Wang *et al.*, 2008), Kaninchen (Okuda & Campbell, 1974; Cooper *et al.*, 2001) und auch bei Pferden (Moore *et al.*, 1988; Andrew *et al.*, 2003; Johns *et al.*, 2011) wurde *Moraxella* spp. schon häufiger isoliert. Bei gesunden Katzen gehört *Moraxella* spp. zur normalen Mikrobiota der Maulhöhle (Sturgeon *et al.*, 2014).

Da Katzen sehr reinliche Tiere sind, ist eine Übertragung beim Putzen aus der Maulhöhle auf die Augenoberfläche denkbar.

Die gramnegative Bakteriengattung ***Acinetobacter*** war in der vorliegenden Arbeit mit verschiedenen Spezies die am häufigsten isolierte gramnegative Gattung. *Acinetobacter*-Arten sind weit verbreitete Organismen des Erdbodens und des Wassers. Gelegentlich kommen sie als Parasiten bei Tieren vor und sind bei nosokomialen Infektionen beteiligt (Madigan & Martinko, 2009). Auch in der Veterinärmedizin nimmt die Gattung *Acinetobacter*, darunter v.a. *Acinetobacter baumannii* als multiresistenter Keim eine immer größere Rolle ein (Zordan *et al.*, 2011; Müller *et al.*, 2014).

Acinetobacter spp. konnte bisher noch nicht aus dem Konjunktivalsack von Katzen isoliert werden (siehe Tabelle 17). Bei Hunden (Hacker *et al.*, 1979; Prado *et al.*, 2005; Wang *et al.*, 2008) und auch bei Pferden (Moore *et al.*, 1988; Gemensky-Metzler *et al.*, 2005; Johns *et al.*, 2011) wurden diese Bakterien schon häufiger am Auge nachgewiesen. Bei Katzen gehört *Acinetobacter* spp. zur residenten Mikrobiota der Haut (May, 2006). Er scheint auch bei den Katzen aus dem Berliner Einzugsgebiet ein Bestandteil der Mikrobiota der Augenoberfläche zu sein. Eine Übertragung bei der Fellpflege ist auch hier denkbar.

Pantoea agglomerans ist ein fakultatives anaerobes Stäbchenbakterium und gehört zur Familie der Enterobacteriaceae. Es wurde früher als *Enterobacter agglomerans* bezeichnet. Es ist ein weit verbreitetes Bakterium, das in der Umwelt vorwiegend auf Oberflächen von Pflanzen, Samen und Früchten isoliert werden kann. Man findet es aber auch im Kot von Menschen und Tieren. In der Humanmedizin spielt es als Erreger opportunistischer Infektionen eine eher geringe Rolle. Vor allem nach Verletzungen durch Pflanzenteile oder als Krankenhauskeim bei immunsuppremierten Menschen konnte *Pantoea agglomerans* nachgewiesen werden (Wieler *et al.*, 2011; Dutkiewicz *et al.*, 2016a). In einem Fallbericht über eine akute Dakryozytitis bei einem Kind erfolgte die Infektion durch Hundekot (Zuberbuhler *et al.*, 2012). In der Veterinärmedizin wurde *Pantoea agglomerans* als möglicher Abortauslöser bei Pferden beschrieben (Gibson *et al.*, 1982; Hong *et al.*, 1993). Er könnte möglicherweise auch als Allergen und Auslöser von Lungenerkrankungen bei Kühen verantwortlich sein (Pomorski *et al.*, 1993; Dutkiewicz *et al.*, 2016b). Bei Delphinen konnte das Bakterium aus den Nieren isoliert und als Auslöser hämorrhagischer Infektionen identifiziert werden (Hansen *et al.*, 1990). Wieler *et al.* (2011) nehmen an, dass *Pantoea agglomerans* in Zukunft als nosokomialer Erreger in der Tiermedizin an Bedeutung zunehmen könnte, da der Anteil an Risikopatienten v.a. in der Kleintiermedizin steigt. In der vorliegenden Arbeit wurde er bei 3 Katzen an jeweils einem Auge nachgewiesen. In einer weiteren Studie konnte er bisher nur bei einer Katze isoliert werden (Eördögh *et al.*, 2015).

Bei Pferden gelang der Nachweis auch in geringer Anzahl (Johns *et al.*, 2011). Möglicherweise handelt es sich hierbei ebenfalls um ein Mitglied der physiologischen Mikrobiota des Katzenauges.

Pseudomonaden sind aerobe Stäbchenbakterien, die durch polare Begeißelung beweglich sind. Die meisten Pseudomonaden-Arten sind Saprophyten im Boden, Süß- und Salzwasser und spielen eine Rolle bei der Mineralisierung von organischen Substraten. Als Krankheitserreger ist v.a. *Pseudomonas aeruginosa* bedeutsam. Die in der vorliegenden Arbeit nachgewiesenen Arten *Pseudomonas fluorescens* und *putida* fallen nur sporadisch als Krankheitsverursacher auf (Bauerfeind, 2011). Beim Menschen zählen diese beiden Arten zu opportunistisch Krankheitsserregern, v.a. bei immungeschwächten Patienten (Yoshino *et al.*, 2011; Scales *et al.*, 2014). *Pseudomonas fluorescens* konnte bei infizierten Zier- und Farmfischen als Pathogen isoliert werden (Sun & Sun, 2015). Bei der Katze zählt *Pseudomonas* spp. zur transienten Mikrobiota der Haut (May, 2006) und auch aus dem Konjunktivalsack konnten schon Pseudomonaden isoliert werden (Espínola & Lilenbaum, 1996; Kielbowicz *et al.*, 2015). Kielbowicz *et al.* (2015) gelang der Nachweis von *Pseudomonas* spp. nur bei Katzen mit Anzeichen von Konjunktivitis. Es ist anzunehmen, dass Pseudomonaden zu den physiologischen Besiedlern der Augenoberfläche auch bei Katzen im Berliner Raum gehören. Als opportunistische Erreger könnten sie bei Bindehautentzündungen mitbeteiligt sein.

Pasteurella sp. konnte in der vorliegenden Studie bei 2 Tieren isoliert werden. Pasteurellen sind weit verbreitet und kommen bei gesunden Säugetieren v.a. auf den Schleimhäuten des oberen Respirationstraktes sowie dem Zahnfleisch vor. Manchmal sind sie auch im Darm und im Urogenitaltrakt zu finden. *Pasteurella multocida* verursacht als primärer und sekundärer Infektionserreger bei verschiedenen Wirtstierspezies unterschiedliche Krankheitsbilder. Einige Pasteurellen-Arten spielen bei der Übertragung durch Tierbisse und -kratzer eine Rolle (Wieler *et al.*, 2011). *Pasteurella* spp. gehört zur physiologischen Mikrobiota der Maulhöhle bei Katzen (Hariharan *et al.*, 2011; Sturgeon *et al.*, 2014), konnte aber bisher noch nicht an der Augenoberfläche von Katzen isoliert werden (siehe Tabelle 17). Ob es sich hier um Mitglieder der Mikrobiota des Katzenauges handelt, ist aufgrund der geringen Anzahl der nachgewiesenen Isolate nicht sicher. Möglicherweise handelt es sich hier um vorübergehende Kontaminanten, die beim Putzen über den Speichel von der Maulhöhle in das Auge übertragen wurden. Als fakultativ pathogene Bakterien könnten sie auch am Katzenauge bei Infektionen eine Rolle spielen.

Neisseria* sp.**, ***E. coli und ***Stenotrophomonas* sp.** konnten nur bei jeweils einem Tier an einem Auge isoliert werden. *Neisseria* sp. lebt als Kommensale auf Schleimhäuten vieler Säuger, v.a. des Auges, der Mundhöhle, des Nasopharynx und des oberen Respirationstraktes (Bauerfeind, 2011). Bei Katzen konnte *Neisseria* sp. bisher noch nicht an der Augenoberfläche nachgewiesen werden (siehe Tabelle 17).

E. coli-Bakterien kommen als natürliche Besiedler des Darmes bei allen Säugetieren vor. Es gibt zahlreiche Stämme, darunter auch einige Pathogene (Bauerfeind, 2011). Bei Katzen zählen sie zu den transienten Besiedlern der Haut (May, 2006). Der Nachweis von *E. coli* an der Augenoberfläche bei Katzen gelang bisher nur in einer Studie aus Polen (Kielbowicz *et al.*, 2015).

Stenotrophomonas sp. ist ein ubiquitär vorkommendes Bakterium, das auch bei nosomomalen Infektionen beteiligt sein kann (Madigan & Martinko, 2009). An der Augenoberfläche von Katzen konnte es bisher noch nicht isoliert werden (siehe Tabelle 17). Ob es sich bei den drei hier genannten Bakterienisolaten um Mitglieder der Mikrobiota der Augenoberfläche handelt, ist aufgrund der geringen Anzahl schwierig zu interpretieren. Anzunehmen ist, dass es sich eher um Kontaminanten aus der Umwelt handelt und z.B. beim Putzen übertragen wurden. Als opportunistische Erreger könnten auch sie bei immungeschwächten Tieren bei Infektionen der Augenoberfläche beteiligt sein.

Anaerobe Bakterien konnten in der vorliegenden Arbeit nicht nachgewiesen werden. Ein möglicher Grund dafür könnte sein, dass beim Transport die Bakterien abgestorben sind. Das Transportmedium für Anaerobier sollte ein spezielles, sauerstoffreies Medium, wie z.B. Amies-Medium, sein (Madigan & Martinko, 2009). Das hier für diese Studie verwendete Transportsystem enthielt Amies-Medium. Möglicherweise war jedoch die Transportzeit zum Labor zu lang. Für zukünftige Studien sollte der Transport zum Labor mittels Kurier erfolgen, da die Transportzeit per Post sehr unterschiedlich ausfallen kann und unter Umständen einige empfindliche Bakterien absterben könnten. Bei Verdacht, dass anaerobe Bakterien an einer Infektion beteiligt sein könnten, wäre der direkte Nachweis mittels PCR eine Alternative zu den herkömmlichen Nachweisverfahren.

Auch in allen anderen Studien, in denen auf Anaerobier getestet wurden, gelang ebenfalls kein Nachweis von anaeroben Bakterien an der Augenoberfläche von Katzen (Gerding *et al.*, 1993a; Eördögh *et al.*, 2015). Möglicherweise existieren aber auch keine Anaerobier am Katzenauge.

Bei Entzündungen der Augenoberfläche ist oft die Interpretation der Ergebnisse der mikrobiologischen Untersuchung schwierig, wenn die isolierten Bakterien auch am gesunden Tier nachzuweisen sind. Die Feststellung eines hochgradigen Keimgehaltes zusammen mit

potenziellen Virulenzfaktoren können Indizien für die ursächliche Bedeutung sein (Amstberg *et al.*, 2011). Die hier in der vorliegenden Arbeit nachgewiesenen Isolate wurden vorwiegend mit geringem Gehalt isoliert. Zwei Katzen zeigten einen hohen Bakteriengehalt, jedoch ohne klinische Anzeichen einer Konjunktivitis. Vielleicht waren zum Zeitpunkt der Untersuchung und Probenentnahme noch keine klinischen Symptome vorhanden und traten erst zu einem späteren Zeitpunkt auf. Es fanden diesbezüglich keine Folgeuntersuchungen dieser betroffenen Katzen statt.

Abschließend kann über die Mikrobiota aus dem Konjunktivalsack von Katzen aus dem Berliner Raum gesagt werden, dass es sich hierbei überwiegend um fakultativ pathogene Bakterien handelt, die bei Herabsetzen der Abwehrmechanismen am Auge, z.B. durch Verletzungen oder felines Herpesvirus-1, auch bakterielle Sekundärentzündungen hervorrufen könnten.

6.5 Pilze

Pilze konnten in der vorliegenden Arbeit nur bei 3 (2,5 %) von 120 Katzen nachgewiesen werden. Im Vergleich zu der Studie von Samuelson *et al.* (1984), bei denen 10 (40 %) der 25 untersuchten Katzen eine positive Pilzkultur aufwiesen, ist die Pilznachweisrate in der hier vorliegenden Arbeit sehr gering. Kielbowicz *et al.* (2015) konnten bei den in ihrer Arbeit untersuchten 30 gesunden Katzen überhaupt keine Pilze nachweisen. Eördögh *et al.* (2015) untersuchten in ihrer Studie 10 gesunde Katzen, um die Verträglichkeit von Salbengrundlagen zu testen. Sie entnahmen aus jedem Auge Tupferproben für bakteriologische und mykologische Untersuchungen. Bei 2 Katzen (20 %) konnten auf den unbehandelten Kontrollaugen 2 Pilze nachgewiesen werden; ein Schimmelpilz und ein Hefepilz. Es erfolgte keine genauere Speziesidentifizierung. Bei Gerding *et al.* (1993a) waren 14 von insgesamt 61 Isolaten Pilze (23 %). Dazu gehörten *Penicillium* spp., *Cladosporium* spp., *Scopulariopsis* spp., *Aspergillus flavus*, *Alternaria* spp., *Gliocladium* spp., *Paecilomyces* spp. und *Candida* spp.

Bei Pferden und Kühen dagegen ist das Vorkommen von Pilzen an der Augenoberfläche mit 95 % bzw. 100 % deutlich höher als bei Katzen und hängt scheinbar mit der Größe der Augen zusammen und die damit verbundene größere Augenoberfläche, die der Umwelt ausgesetzt ist (Samuelson *et al.*, 1984).

Die in der vorliegenden Arbeit detektierten Pilzarten waren *Chaetomium globosum*, *Pichia guilliermondi* und *Aspergillus brasiliensis*.

Chaetomium globosum ist ein weltweit vorkommender Zellulose zersetzender Schimmelpilz. Er kommt sowohl im Inneren von lebenden Pflanzen als auch frei lebend auf abgestorbenen Pflanzenmaterialien vor. Häufig ist er auch als Schimmelpilz in Innenräumen nach Wasserschäden nachweisbar. Er bildet verschiedene Mykotoxine, die als Allergene bekannt sind und auf Säugetierzellen toxisch wirken können (Fogle *et al.*, 2007; Fogle *et al.*, 2008).

Als Krankheitserreger spielt *Chaetomium globosum* in der Human- und Veterinärmedizin eine eher untergeordnete Rolle. Es gibt nur wenige Fallberichte aus der Humanmedizin in denen *Chaetomium globosum* als Pathogen nachgewiesen wurde. Beispielsweise konnte er als Erreger bei Nagelpilzinfektionen bei gesunden Menschen isoliert werden (Kim *et al.*, 2013; Shi *et al.*, 2016). Bei einem Menschen mit Autoimmunerkrankung wurde er kürzlich als Erreger einer invasiven Pneumonie nachgewiesen (Capoor *et al.*, 2016). Als Erreger einer Unterhautinfektion wurde er bei einem Kind isoliert (Yu *et al.*, 2006). Bei stark immunsupprimierten Menschen konnte *Chaetomium globosum* bei systemischen Infektionen beteiligt sein (Anandi *et al.*, 1989; Teixeira *et al.*, 2003).

In der Veterinärmedizin konnten Sugiyama *et al.* (2008) eine Hautpilzinfektion, die durch *Chaetomium globosum* hervorgerufen wurde, bei einem 4-Monate alten Mischlingsrüden diagnostizieren. *Chaetomium globosum* zählt bei Hunden zur normalen Mikrobiota der Haut (Cabanés *et al.*, 1996). Bei der Katze gelang der Nachweis bisher noch nicht.

Pichia guilliermondii gehört zu den Riboflavin produzierenden Hefepilzen. Nicht sporenbildende Formen dieser Art werden auch als *Candida guilliermondii* bezeichnet (Sibirny & Boretsky, 2009). Diese Hefepilzart kommt in verschiedenen Bereichen der Umwelt vor, wie z.B. im Süß- und Salzwasser, in der Erde und im Sand. Auch bei Amphibien, Vögeln und Menschen konnte dieser Pilz als Vertreter der physiologischen Mikroflora nachgewiesen werden (Mancianti *et al.*, 2002; Chester & Cooper, 2011). Bei Immunsupprimierten kann er als Erreger von Pneumonien oder systemischen Infektionen verantwortlich sein (Krcmery & Barnes, 2002; Girmenia *et al.*, 2006; Frenzen *et al.*, 2016). Bei einem Leishmaniose-positiven Hund konnte *Candida guilliermondii* - die ungeschlechtliche Form von *Pichia guilliermondii* – bei einer Gelenkentzündung isoliert werden (Bufalari *et al.*, 2016). *Pichia guilliermondii* wurde bisher bei Katzen noch nicht nachgewiesen.

Aspergillus brasiliensis gehört zu der Gattung der Gießkannenschimmelpilze (*Aspergillus*) und ist weltweit verbreitet. Er wurde aus Erdböden in Brasilien, Australien, USA, Niederlande und von Weintrauben in Portugal isoliert. Er gehört zur Untergattung *Circumdati* und wird der Sektion „Nigri“ zugeordnet (Varga *et al.*, 2007).

Aus dem Fell von Katzen konnten u.a. *Aspergillus* spp., *Penicillium* spp., *Cladosporium* spp. und *Scopulariopsis* spp. isoliert werden. Sie zählen zur physiologischen Flora des Katzenfelles (Moriello & Deboer, 1991; Khosravi, 1996; Boyanowski *et al.*, 2000; Sierra *et al.*, 2000). Auch an der Augenoberfläche von Katzen wurde *Aspergillus* spp. isoliert (Samuelson *et al.*, 1984; Gerding *et al.*, 1993a). Gerding *et al.* (1993a) isolierten *Aspergillus flavus* aus dem Konjunktivalsack. Bei Samuelson *et al.* (1984) wurde keine genaue Spezies-Identifizierung durchgeführt.

Aspergillus spp. sind ubiquitär verbreitet und stellen meist primär keine pathogenen Mikroorganismen dar. Bei Mensch und Tier können sie jedoch auch schwere Erkrankungen sowohl bei immunsupprimierten als auch bei immunkompetenten Individuen hervorrufen. Bei der Katze kommen verschiedene Formen der Aspergillose des Atmungsapparates vor, wobei hier v.a. *Aspergillus fumigatus* und *Aspergillus niger* ursächlich dafür sind (Barrs *et al.*, 2012; Barrs & Talbot, 2014).

Auch Infektionen der Hornhaut mit unterschiedlichen Pilzspezies (Keratomykosen) sind bei verschiedenen Tierarten beschrieben, wobei Pferde am häufigsten davon betroffen sind. Hunde oder Katzen, die an einer funglen Keratitis leiden, wurden häufig vorher mit topischen Kortikosteroiden, Antibiotika oder hohen Dosen systemischer Kortikoide behandelt oder sind immunkomprimiert (Martin, 2010c; Maggs, 2013b). Vorheriges Trauma, v.a. mit Pilz infizierten Pflanzenmaterialien, stellt einen Risikofaktor für die Entstehung einer Pilzkeratitis bei Menschen und Tieren dar (Andrew, 2003; Ou & Acharya, 2007). Bei Katzen sind Keratomykosen sehr selten. In einem Fallbericht konnte bei einer Wohnungskatze beispielsweise eine Pilzkeratitis mit *Acremonium* nach einem Trauma diagnostiziert werden (Binder *et al.*, 2011). Bei einer anderen Katze wurde *Aspergillus flavus* aus einem Auge mit ulzerativer Keratitis nachgewiesen. Die Katze hatte zuvor auf dem kontralateralen Auge eine Herpes-Virus-Keratitis durchgemacht. Die Autoren gehen daher davon aus, dass auch auf dem betroffenen Auge die Herpes-Virus-Infektion der Wegbereiter für die Pilzinfektion an diesem Auge darstellte. Allerdings wurde kein Herpes-Virus-Nachweis durchgeführt (Labelle *et al.*, 2009). Gerding *et al.* (1994) diagnostizierten bei einer immunsupprimierten Katze mit bilateralen Hornhauterosionen und Chorioretinitis *Candida* sp. aus den Hornhautproben.

Riis (1981) geht davon aus, dass Pilze eher transiente Besiedler der Augenoberfläche sind und aus der Umwelt übertragen werden. Auch gehen Gerding *et al.* (1993a) bei den von ihnen identifizierten Pilzen von nur vorübergehenden apathogenen Besiedlern der Augenoberfläche aus. Zudem merken sie an, dass Keratomykosen bei der Katze sehr selten auftreten und deshalb keine prophylaktischen Pilzbehandlungen ohne vorherige Diagnostik durchgeführt werden sollten.

Die in der vorliegenden Arbeit nachgewiesenen Pilzarten *Chaetomium globosum*, *Pichia guilliermondi* und *Aspergillus brasiliensis* wurden zuvor bei noch keiner Katze an der Augenoberfläche nachgewiesen. Aus diesem Grund sowie aufgrund der geringen Anzahl der hier nachgewiesenen Pilze, kann angenommen werden, dass es sich hierbei um transiente Besiedler der Augenoberflächen handelt, die aus der häuslichen Umgebung (Umwelt) der Tiere stammen oder zur Mikroflora des Felles gehören und bei der Fellpflege übertragen wurden.

6.6 *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung

Der Einsatz von Antibiotika an der Augenoberfläche bei Haustieren kann unterschiedliche Gründe haben. Beispielsweise werden bei Verletzungen der Konjunktiva oder Kornea meist Antibiotika prophylaktisch eingesetzt, um eine Infektion durch die physiologisch vorkommende Mikrobiota zu verhindern. Auch wird der Einsatz von Antibiotika vor und nach Augenoperationen prophylaktisch vorgenommen, um bakterielle Entzündungen des Auges zu verhindern, die ebenfalls meist durch die normale Mikrobiota hervorgerufen werden (Wilkie & Gemensky-Metzler, 2004; Martin, 2010e). Primäre bakterielle Infektionen (ausgenommen Mykoplasmen- und Chlamydophila-Infektionen) sind bei Katzen eher selten (Martin, 2010b). Meist handelt es sich um sekundäre Entzündungen, die durch eine andere primäre Erkrankung hervorgerufen werden (Maggs, 2013a).

Die Therapie von bakteriellen Entzündungen am Auge kann sowohl topisch als auch systemisch erfolgen, wobei die topische Applikation mit Salben oder Tropfen bevorzugt werden sollte, um für eine erfolgreiche Behandlung die benötigten Antibiotikakonzentrationen an der Augenoberfläche zu erzielen (Maggs, 2013c).

Der Einsatz von Antibiotika an der Augenoberfläche aufgrund einer der o.g. Gründe setzt die Kenntnis der zu erwartenden Mikrobiota voraus (Schumann *et al.*, 2013). Bei der Mikrobiota der vorliegenden Studie dominieren grampositive Bakterien, wobei *Staphylococcus* spp. die häufigsten Vertreter waren. Gramnegative Bakterien konnten ebenfalls im Vergleich zu anderen Studien in größerer Anzahl nachgewiesen werden. Bei der Mehrheit der hier isolierten Keime handelt es sich um fakultativ pathogene Organismen. Bei einer Infektion kann deshalb die Interpretation der bakteriologischen Untersuchung nicht einfach sein. Ein hochgradiger Keimgehalt und potenzielle Virulenzfaktoren können Hinweise für die ursächliche Bedeutung dieser Bakterien sein (Amstberg *et al.*, 2011).

Bei der Auswahl eines geeigneten Antibiotikums sollten daher in Anlehnung an die „Leitlinien für den sorgfältigen Umgang mit antibakteriell wirksamen Tierarzneimitteln“ neben der Kenntnis des Wirkungsspektrums noch weitere Kriterien berücksichtigt werden. Dazu zählen

nicht nur der Wirkmechanismus, die Pharmakokinetik und Galenik sowie die unerwünschten Arzneimittelwirkungen eines Antibiotikums, sondern auch die Resistenzlage (Schumann *et al.*, 2013; Bundestierärztekammer, 2015). Bakterien können Resistenzen gegenüber Antibiotika entwickelt haben. So können Bakterienstämme ohne vorherigen Kontakt mit einem Antibiotikum unempfindlich gegenüber diesem Wirkstoff sein („natürliche Resistenz“), weil der Angriffspunkt des Antibiotikums oder die genügende Penetration zum Wirkort fehlt (Potschka *et al.*, 2014). Fusidinsäure beispielsweise hat ein schmales Wirkungsspektrum und wirkt nur gegen grampositive Erreger, v.a. gegen Staphylokokken, und ist als Augensuspension für Hunde zugelassen. Gegen gramnegative Erreger ist sie nicht wirksam (Potschka *et al.*, 2014). Dies wird auch in der hier vorliegenden Arbeit bestätigt. Über 82 % der gramnegativen Bakterien waren resistent. Bei den grampositiven Bakterien zeigten sich 28 % unempfindlich. Aufgrund der recht hohen Resistenzlage und dem schmalen Wirkungsspektrum sollte Fusidinsäure (Isathal[®] Vet., Albrecht GmbH, Aulendorf, Deutschland) auch bei Katzen im Berliner Raum nur nach bakteriologischer Untersuchung und Antibiogramm eingesetzt werden.

Ein weiteres Beispiel ist die natürliche Resistenz von grampositiven Bakterien gegenüber Polymyxin B und Colistin. Diese Antibiotika werden aufgrund ihrer nephro- und neurotoxischen Wirkungen nur noch lokal eingesetzt (Stahlamn & Lode, 2013). Auch in der vorliegenden Studie wurde die Resistenz bestätigt. 97 % der grampositiven Bakterien waren resistent. Die gramnegativen waren zu 36 % resistent gegenüber diesem Antibiotikum. Auch hier sollte daher nur nach vorheriger bakteriologischer Untersuchung mit Antibiogramm der Einsatz bei den Katzen aus dem Berliner Einzugsgebiet erfolgen.

Polymyxin B steht zudem im Verdacht anaphylaktische Reaktionen bei Katzen auszulösen und sollte daher nur nach strenger Indikation mit Vorsicht eingesetzt werden (Hume-Smith *et al.*, 2011).

Erworbene Resistenzen stellen ein durchaus größeres Problem dar. Sie führen zum Verlust der Wirksamkeit eines oder mehrerer zuvor wirksamen Antibiotika durch Mutation eines bakteriellen Gens oder durch Erwerb eines Resistenzgens. Daher bergen ungezielte prophylaktische Anwendungen von Antibiotika große Gefahren in Bezug auf die Resistenzentwicklung. Kein Antibiotikum erfasst alle infrage kommenden Erreger wirksam. Daher ist eine Infektionsprophylaxe ohne Kenntnis des möglichen Erregers abzulehnen. Eine Ausnahme stellt allerdings der präventive Einsatz bei chirurgischen Eingriffen mit erhöhter Kontaminationsgefahr dar, wie z.B. Operationen am Auge (Potschka *et al.*, 2014).

Für die Katzen im Berliner Einzugsgebiet sollten für die prä- und postoperativen Behandlungen sowie bei Verletzungen der Augenoberfläche ein Antibiotikum mit möglichst großem Spektrum gewählt werden, damit sowohl die grampositiven als auch gramnegativen Bakterien erfasst und postoperative Infektionen durch die Mikrobiota verhindert werden. Bei

schon bestehenden bakteriellen Entzündungen sollte möglichst ein Antibiotikum mit schmalem Wirkungsspektrum ausgewählt werden, da so die physiologische Flora weniger beeinflusst wird (Stahlamn & Lode, 2013; Potschka *et al.*, 2014). Deshalb sollte spätestens nach Therapieversagen des zuerst eingesetzten Antibiotikums und beim Wechsel auf einen anderen Wirkstoff eine bakteriologische Untersuchung inklusive Resistenzbestimmung erfolgen (Bundestierärztekammer, 2015).

Es gibt nur wenige für die Veterinärmedizin zugelassene antibiotische Augenpräparate. Im Therapienotstand dürfen allerdings auch humanmedizinische Ophthalmologika nach Umwidmung laut §56a Arzneimittelgesetz beim Tier angewendet werden. Schumann *et al.* (2013) geben in ihrer Übersichtsarbeit Hilfestellungen für die Anwendung von Antibiotika bei Erkrankungen der Augenoberfläche bei Hunden und Katzen. In der vorliegenden Arbeit wurden die *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfungen mit den gängigsten Antibiotika durchgeführt, die für die Veterinärmedizin für Groß- und Kleintiere zugelassen sind. Jedoch fehlen einige Wirkstoffe, die in der Ophthalmologie routinemäßig eingesetzt werden, wie z.B. die für Hunde, Katzen, Pferde und Rinder zugelassene Chlortetrazyklin-haltige Augensalbe Cepemycin® (CP-Pharma Handelsgesellschaft mbH, Burgdorf, Deutschland) oder die Cloxacillin-haltige Augensalbe Vetoscon® (Zoetis Deutschland GmbH, Berlin, Deutschland). Auch die häufig verwendeten Fluorchinolone-haltigen Ophthalmologika aus der Humanmedizin werden nicht bei den Standard-Antibiogrammen berücksichtigt. Lediglich Gentamicin und Fusidinsäure, die in der Veterinärmedizin als Monopräparate zugelassen sind, werden in den standardisierten *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfungen getestet.

In der hier vorliegenden Arbeit zeigte Pradofloxacin sowohl gegen alle grampositiven als auch gegen alle gramnegativen Bakterien volle Wirksamkeit. Pradofloxacin gehört zur 3. Generation der Fluorchinolone. Es ist zugelassen für die Behandlung von Infektionen der oberen Atemwege hervorgerufen durch empfindliche Stämme von *Pasteurella multocida*, *E. coli* und Staphylokokken der Intermedius-Gruppe sowie von Wundinfektionen, die durch empfindliche Stämme von *Pasteurella multocida* und Staphylokokken der Intermedius-Gruppe ausgelöst werden. (Sykes & Blondeau, 2014). Pradofloxacin erreicht hohe Konzentrationen im Speichel und in der Tränenflüssigkeit (Hartmann *et al.*, 2008a). Der Einsatz bei der Behandlung von Infektionen des oberen Respirationstraktes mit Beteiligung von *Mycoplasma felis* und *Chlamydophila felis* ist möglich, obwohl Pradofloxacin bei der Bekämpfung von *Chlamydophila felis* dem Doxycyclin unterlegen zu sein scheint (Hartmann *et al.*, 2008b). Pradofloxacin gibt es nur für die orale Anwendung.

Auch Amoxicillin in Kombination mit Clavulansäure und Enrofloxacin zeigten ebenfalls gute Wirksamkeit gegen die Mikrobiota der Katzen im Berliner Einzugsgebiet. Allerdings gibt es

auch hier nur Medikamente für die parenterale und orale Applikation. Der Einsatz dieser systemisch wirkenden Medikamente bei Berliner Katzen mit Verletzungen oder Infektionen der vorderen Augenabschnitte könnte in Erwägung gezogen werden, wenn beispielsweise dem Besitzer die Applikation von Augenmedikamenten nicht gelingt.

Chloramphenicol zeigte in der vorliegenden Studie volle Wirksamkeit gegen alle gramnegativen Bakterien, nur sehr wenige grampositive Bakterien (2%) waren intermediär. Dieser Wirkstoff gehört zu den Fenicolen und wirkt bakteriostatisch. Es ist ein Breitspektrumantibiotikum mit zusätzlich guter Wirksamkeit gegen Chlamyophile und Anaerobier (Potschka *et al.*, 2014). Allerdings gibt es nur für die Humanmedizin zugelassene Augenpräparate.

Gegenüber Tetracyclin waren 97% der grampositiven und 86% der gramnegativen Bakterien sensibel. Es handelt sich hierbei ebenfalls um ein bakteriostatisches Breitbandantibiotikum, das zusätzlich gegen Chlamyophile und Mykoplasmen wirksam ist (Richter & Scherkl, 2016). Für die Veterinärmedizin gibt es eine zugelassene Augensalbe mit dem Wirkstoff Chlortetracyclin (Cepemycin[®], CP-Pharma Handelsgesellschaft mbH, Burgdorf, Deutschland). Jedoch wird dieser Wirkstoff in den Standard-Antibiogrammen nicht berücksichtigt. Es kommen allerdings häufig Kreuzresistenzen innerhalb der Gruppe der Tetracycline vor (Potschka *et al.*, 2014; Richter & Scherkl, 2016), so dass möglicherweise die Wirksamkeit des Tetracyclins auf das Chlortetracyclin abgeleitet werden kann.

Gentamicin war in der vorliegenden Arbeit gegen 93% der grampositiven und 95% der gramnegativen Bakterien wirksam. Dabei handelt es sich um ein bakterizid wirkendes Breitspektrumantibiotikum (Potschka *et al.*, 2014). Aufgrund eventueller zytopathologischer Effekte auf Korneaepithelzellen (Hendrix *et al.*, 2001) und demzufolge auftretende Wundheilungsstörungen (Nelson *et al.*, 1990), sollte Gentamicin bei Hornhaut- und Skleradefekten nur mit Vorsicht eingesetzt werden (Schumann *et al.*, 2013).

Gentamicin gibt es in der Veterinärmedizin als zugelassenes Ophthalmologikum (Soligental[®], Virbac Tierarzneimittel GmbH, Bad Oldesloe, Deutschland). Aufgrund dessen und wegen der guten Wirksamkeit von Gentamicin gegenüber der Mikrobiota der Katzen aus Berlin ist der Einsatz bei prä- und postoperativen Behandlungen gegenüber anderen, für die Tiermedizin nicht zugelassenen Augenpräparaten vorzuziehen. Bei Hornhautdefekten oder bei Operationen an der Hornhaut sollte es jedoch wegen der o.g. möglichen Wundheilungsstörungen mit Vorsicht eingesetzt werden.

Es liegen nur wenige Daten über die Resistenzlage am Tierauge in Deutschland vor (Schumann *et al.*, 2013). Das Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit sowie die Paul-Ehrlich-Gesellschaft für Chemotherapie e.V. veröffentlichen regelmäßig Berichte über den Antibiotikaverbrauch und die Verbreitung von Antibiotikaresistenzen in der

Diskussion

Human- und Veterinärmedizin in Deutschland. Im aktuellen Bericht werden jedoch nur bestimmte Erreger des Respirationstraktes, des Mauls, der Haut, der Ohren, des Urogenitaltraktes und der Darmerreger berücksichtigt. Daten über die Erreger am Auge bei Kleintieren liegen hier leider nicht vor (GERMAP, 2015).

Es bleibt festzuhalten, dass die Resistenzlage der Mikrobiota an der Augenoberfläche der Berliner Katzen gegenüber den in der Kleintiermedizin eingesetzten Antibiotika als günstig einzuschätzen ist.

7 Zusammenfassung

Mikrobiota an der Augenoberfläche von gesunden Katzen

Ziel dieser Arbeit war die Bestimmung der Mikrobiota aus dem Konjunktivalsack von gesunden Katzen aus dem Berliner Einzugsgebiet und die Erstellung von *In-vitro*-Empfindlichkeitstests, um die Resistenzlage der isolierten Bakterien zu evaluieren.

Es wurden insgesamt 120 Katzen mit unterschiedlichem Alter und Geschlecht sowie verschiedener Rassen untersucht. Es erfolgte eine Einteilung der Tiere in 3 Gruppen bezüglich ihrer Haltungsform. Gruppe 1 gehörten Tiere an, die reine Wohnungskatzen waren ohne weitere Katzen im Haushalt. Zu Gruppe 2 zählten reine Wohnungskatzen mit weiteren Partnerkatzen im Haushalt. Alle Freigängerkatzen wurden der Gruppe 3 zugeordnet.

Mittels steriler trockener oder mit NaCl angefeuchteter Tupfer wurden nach erfolgter Allgemein- und ophthalmologischer Untersuchung Proben aus dem Konjunktivalsack entnommen, per Post an das veterinärmedizinische Labor LABOKLIN GmbH & CO.KG versendet und dort auf aerobe, anaerobe Bakterien sowie Pilze untersucht. Von den isolierten Bakterien wurden *In-vitro*-Empfindlichkeitsbestimmungen mittels Bouillon-Mikrodilutionsverfahren durchgeführt.

Bei 49 der 120 Katzen (40,8 %) bzw. bei 73 der 240 Tupferproben (30,4 %) konnten Mikroorganismen nachgewiesen werden. Insgesamt gelang der Nachweis von 38 unterschiedlichen Bakterien- und Pilzspezies, wobei 23 (60,5 %) zu den grampositiven und 12 (31,6 %) zu den gramnegativen Arten zählten. 3 Arten (7,9 %) waren Pilze. Es wurden insgesamt 83 Bakterienisolate nachgewiesen. Grampositive Bakterien gehörten mit 61 Isolaten (73,5 %) zu den dominierenden Bakterien an der Augenoberfläche von Katzen aus Berlin und Umgebung. Der Nachweis von gramnegativen Bakterien lag bei 22 Isolaten (26,5 %). *Staphylococcus* zählte mit 41 Isolaten (49,4 %) zu der am häufigsten isolierten Bakteriengattung der grampositiven Bakterien, wobei *Staphylococcus felis* mit 18 Isolaten (21,7 %) die am häufigsten nachgewiesene Bakterienspezies insgesamt war. Bei den gramnegativen Mikroorganismen waren Bakterien der Gattung *Acinetobacter* mit 6 Isolaten (7,2 %) am häufigsten vertreten, wohingegen *Moraxella osloensis* mit 5 Isolaten (6 %) die am häufigsten isolierte gramnegative Keimart darstellte. Bei den meisten hier isolierten Bakterien handelt es sich um opportunistische Erreger, die bei Herabsetzen der Abwehrmechanismen am Auge möglicherweise auch Infektionen hervorrufen können. Die Pilzspezies *Aspergillus brasiliensis*, *Chaetomium globosum* und *Pichia guilliermondi* wurden zuvor noch bei keiner Katze an der Augenoberfläche nachgewiesen und kamen hier lediglich bei drei Katzen an jeweils einem Auge vor. Vermutlich handelt es sich hierbei um transiente Besiedler, die aus

Zusammenfassung

der Umwelt der jeweiligen Katzen stammen. Der Nachweis von anaeroben Bakterien gelang nicht.

Verschiedene Faktoren hatten einen Einfluss auf die Nachweisrate bzw. die Zusammensetzung der Bakterien. So waren die unterschiedlichen Keimnachweisraten in den verschiedenen Jahreszeit statistisch signifikanten ($p = 0,04$), wobei in den wärmeren Monaten im Sommer und Herbst mehr Bakterien nachgewiesen wurden. Die Probenentnahme mit trockenen oder mit NaCl angefeuchteten Tupfern hatte dagegen einen statistisch signifikanten Einfluss auf die Bakterienzusammensetzung ($p = 0,03$). So konnten mit feuchten Tupfern deutlich mehr grampositive Bakterien isoliert werden. In den drei Haltungsguppen bestand kein Unterschied bezüglich der Nachweisrate oder der Bakterienzusammensetzung. Die Resistenzlage der isolierten Mikrobiota an der Augenoberfläche von Berliner Katzen ist als günstig einzustufen.

Als abschließendes Fazit kann festgehalten werden, dass die bakterielle Zusammenstzung am Katzenauge im Berliner Einzugsgebiet weitestgehend der in der Literatur beschriebenen Bakterien am Katzenauge entspricht. Es konnte jedoch eine deutlich größere Diversität der Bakterienspezies und eine höhere Anzahl der gramnegativen Bakterien nachgewiesen werden. Für prä- und postoperative Behandlungen sowie bei Verletzungen der Augenoberfläche ist deshalb der Einsatz eines Antibiotikums mit möglichst großem Wirkungsspektrum zu empfehlen. Die Entnahme von mikrobiologischen Proben aus dem Konjunktivalsack von Katzen sollte mit zuvor angefeuchteten Tupfern erfolgen. Um größere Temperaturschwankungen zu vermeiden, sollte zusätzlich der Transport der Proben für bakteriologische Untersuchungen, v.a. zu den kälteren Jahreszeiten, schnellst möglich zum Zielort mittels Kurier erfolgen.

8 Summary

Microbiota on the ocular surface of healthy cats

The aim of this survey was to determine the microbiota from the conjunctival sac of clinically healthy cats in Berlin and to perform *in-vitro* susceptibility testing to evaluate the antimicrobial resistance profile of the isolated bacteria.

Overall, 120 cats of different age, sex and breeds were examined. The animals were divided into three groups concerning their living environment: Group 1: indoor cats without other cats in the household; Group 2: cats living indoors with other cats; Group 3: outdoor cats.

Samples were collected bilaterally from the conjunctival sac using sterile moistened or dry swabs after performing ocular and whole body examination.

Samples were sent by mail to the veterinary laboratory LABOKLIN GmbH & CO.KG for microbiological analysis of aerobic, anaerobic and fungal microorganism growth. *in-vitro* susceptibility testing were performed from the isolated bacteria using broth microdilution method.

In 49 of 120 cats (40,8 %), respectively in 73 of 240 swabs (30,4 %), microorganisms could be isolated. Overall, 38 different bacteria and fungal species were detected out of 23 species (60,5 %) were grampositive and 12 species (31,6 %) were gramnegative specimen. 3 were fungal species (7,9 %). Overall, 83 bacterial isolates could be detected. Grampositive bacteria with 61 isolates (73,5 %) were the most dominant bacteria from the ocular surface of cats from Berlin. 22 isolates of gramnegative bacteria (26,5 %) were found. With 41 isolates *Staphylococcus* belonged to the most frequently isolated bacterial genus of the grampositive bacteria, in which *Staphylococcus felis* is the most detected species of all (18 isolates, 21,7 %). With 6 isolates (7,2 %) *Acinetobacter* belongs to the most isolated gramnegative genus, whereas *Moraxella osloensis* was the most frequently gramnegative species (5 isolates, 6 %). Most of the isolated bacteria are opportunistic organisms. In case of reduced ocular immune defence these microorganisms could probably cause an infection of the eye. *Aspergillus brasiliensis*, *Chaetomium globosum* und *Pichia guilliermondi* are fungi which were only found in three cats in one eye each. These fungal species had not been detected on the ocular surface of cats before. Probably they were just transient colonizers and were transferred from the environment. No anaerobic organisms were found.

Different factors had influence on the frequency and the composition of the bacteria isolated. For example, the different isolation rates during the season of the year were statistically significant ($p = 0,04$). More bacteria could be isolated in the warmer months in summer and fall. The use of moistened swabs increases the rate of grampositive bacterial detection

Summary

significantly ($p = 0,03$). The three groups of animals had no statistically significant difference concerning the isolation rate or composition of the bacteria. The antimicrobial resistance profile of the isolated microbiota could be classified as good.

In conclusion, the microbiota on the ocular surface of healthy cats in Berlin aligns in general with physiological microorganisms of cats in previous studies. However, the microbiota of cats in the present study show a wider bacterial diversity and more gramnegative species could be isolated than described in the literature. Therefore, antibiotics with a broad spectrum of activity should be chosen for the pre- and postoperative treatment as well as for trauma therapy. The swab sampling of the conjunctival sack of cats should be performed with moistened swabs. To avoid extreme variations in temperature, especially in winter, the samples for bacteriological cultures should be sent as fast as possible, preferably by courier.

9 Literaturverzeichnis

Abraham, J. L. *et al.* (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*. *Veterinary Dermatology*. 18 (4), S. 252-259.

Alario, A. F. und Pirie, C. G. (2013): Intra and inter-user reliability of central corneal thickness measurements obtained in healthy feline eyes using a portable spectral-domain optical coherence tomography device. *Veterinary Ophthalmology*. 16 (6), S. 446-450.

Alexander, D. (2010): Infectious bovine keratoconjunctivitis: a review of cases in clinical practice. *The Veterinary clinics of North America. Food animal practice*. 26 (3), S. 487-503.

Alexander, D. B. *et al.* (2012): Lactoferrin: an alternative view of its role in human biological fluids. *Biochemistry and Cell Biology*. 90 (3), S. 279-306.

Amtsberg, G. *et al.* (2011): Infektionsdiagnostik. In: H.-J. Selbitz, U. Truyen und P. Valentin-Weigand (Hrsg.): *Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre*. Stuttgart: Enke Verlag. ISBN 978-3-8304-1080-5. S. 48-82.

Anandi, V. *et al.* (1989): Cerebral phaeohyphomycosis caused by *Chaetomium globosum* in a renal transplant recipient. *Journal of Clinical Microbiology*. 27 (10), S. 2226-2229.

Andrew, S. E. (2003): Corneal fungal disease in small animals. *Clinical Techniques in Small Animal Practice*. 18 (3), S. 186-192.

Andrew, S. E. *et al.* (2003): Seasonal effects on the aerobic bacterial and fungal conjunctival flora of normal thoroughbred brood mares in Florida. *Veterinary Ophthalmology*. 6 (1), S. 45-50.

Araghi-Sooreh, A. und Hatami-Lorzini, K. (2012): Aerobic Bacterial Flora of Conjunctival Sac in the Healthy Iranian Water Buffalo (*Bubalus bubalis*). *Current Research Journal of Biological Sciences*. 4 (5), S. 608-612.

Bacha, W. J. und Bacha, L. M. (2012): *Color Atlas of Veterinary Histology*. 3. Auflage. Chichester, West Sussex, UK: Wiley-Blackwell. ISBN 978-0470958513.

Barrs, V. R. *et al.* (2012): Sinonasal and sino-orbital aspergillosis in 23 cats: Aetiology, clinicopathological features and treatment outcomes. *The Veterinary Journal*. 191 (1), S. 58-64.

Barrs, V. R. und Talbot, J. J. (2014): Feline aspergillosis. *The Veterinary clinics of North America. Small animal practice*. 44 (1), S. 51-73.

Barsotti, G. *et al.* (2006): Occurrence of fungi from conjunctiva of healthy horses in Tuscany, Italy. *Veterinary research communications*. 30 (8), S. 903-906.

Bauerfeind, R. (2011): Gramnegative aerobe/mikroaerophile Stäbchen und Kokken. In: H.-J. Selbitz, U. Truyen und P. Valentin-Weigand (Hrsg.): *Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre*. Stuttgart: Enke Verlag. ISBN 978-8304-1080-5. S. 156-184.

Literaturverzeichnis

- Becker, K. *et al.* (2014): Coagulase-negative staphylococci. *Clinical microbiology reviews*. 27 (4), S. 870-926.
- Binder, D. R. *et al.* (2011): *Acremonium* keratomycosis in a cat. *Veterinary Ophthalmology*. 14 (Supplement 1), S. 111-116.
- Bistner, S. I. *et al.* (1969): Clinical appearances can be deceiving. *Modern Veterinary Practice*. S. 45-47.
- Bond, R. und Loeffler, A. (2012): What's happened to *Staphylococcus intermedius*? Taxonomic revision and emergence of multi-drug resistance. *The Journal of small animal practice*. 53 (3), S. 147-154.
- Bonelli, F. *et al.* (2014): Conjunctival bacterial and fungal flora in clinically normal sheep. *Veterinary record open*. 1 (1), S. 1-4.
- Boyanowski, K. J. *et al.* (2000): Isolation of fungal flora from the hair coats of shelter cats in the Pacific coastal USA. *Veterinary Dermatology*. 11 (2), S. 143-150.
- Braus, B. K. (2012): Die Augenuntersuchung bei Kleintieren. *Tierärztliche Praxis Kleintiere*. 40 (6), S. 447-456.
- Bufalari, A. *et al.* (2016): Management of *Candida guilliermondii* joint infection in a dog. *Acta veterinaria Scandinavica*. 58 (1), S. 47.
- Bundestierärztekammer (2015): Leitlinien für den sorgfältigen Umgang mit antibakteriell wirksamen Tierarzneimitteln. 3. Auflage. *Deutsches Tierärzteblatt* 10, Beilage.
- Cabanes, F. J. *et al.* (1996): Seasonal study of the fungal biota of the fur of dogs. *Mycopathologia*. 133 (1), S. 1-7.
- Campbell, L. H. *et al.* (1973): Ocular bacteria and mycoplasma of the clinically normal cat. *Feline Practice*. 3 (6), S. 10-12.
- Capoor, M. R. *et al.* (2016): Invasive pulmonary mycosis due to *Chaetomium globosum* with false-positive galactomannan test: a case report and literature review. *Mycoses*. 59 (3), S. 186-193.
- Capriotti, J. A. *et al.* (2008): Normal ocular flora in healthy eyes from a rural population in Sierra Leone. *International Ophthalmology*. 29 (2), S. 81-84.
- Carrington, S. D. und Woodward, E. G. (1986): Corneal thickness and diameter in the domestic cat. *Ophthalmic and Physiological Optics*. 6 (4), S. 385-389.
- Cattabiani, F. *et al.* (1976): Bacterial flora of the conjunctival sac of the horse. *Annali Sclavo*. 18 (1), S. 91-119.
- Ceuppens, S. *et al.* (2013): Diversity of *Bacillus cereus* group strains is reflected in their broad range of pathogenicity and diverse ecological lifestyles. *FEMS microbiology ecology*. 84 (3), S. 433-450.
- Chester, R. und Cooper, J. (2011): Chapter 2 – Yeasts Pathogenic to Humans. In: C. P. Kurtzman, J. W. Fell und T. Boekhout (Hrsg.): *The Yeasts, a Taxonomic Study*. Amsterdam: Elsevier. ISBN 978-0-123-84708-9. S. 9-19.

- Chuang, C. Y. *et al.* (2010): Catheter-related bacteremia caused by *Staphylococcus pseudintermedius* refractory to antibiotic-lock therapy in a hemophilic child with dog exposure. *Journal of Clinical Microbiology*. 48 (4), S. 1497-1498.
- CLSI (2013): Performance standards for antimicrobial disk and dilution susceptibility tests for bacteria isolated from animals; Approved Standard. VET01-A4. 4. Auflage. Wayne, PA, USA: Clinical and Laboratory Standards Institute. ISBN 1-56328-878-9.
- CLSI (2015): Performance standards for antimicrobial disk and dilution susceptibility tests for bacteria isolated from animals. VET01S. 3. Auflage. Wayne, PA, USA: Clinical and Laboratory Standards Institute. ISBN 1-56238-907-6.
- Cooper, S. C. *et al.* (2001): Conjunctival flora observed in 70 healthy domestic rabbits (*Oryctolagus cuniculus*). *Veterinary Record*. 149 (8), S. 232-235.
- Cullen, C. L. (2003): Normal ocular features, conjunctival microflora and intraocular pressure in the Canadian beaver (*Castor canadensis*). *Veterinary Ophthalmology*. 6 (4), S. 279-284.
- Cullen, C. L. *et al.* (2005): Tear film breakup times in young healthy cats before and after anesthesia. *Veterinary Ophthalmology*. 8 (3), S. 159-165.
- Dartt, D. A. (2011): Tear lipocalin: structure and function. *The ocular surface*. 9 (3), S. 126-138.
- Davidson, H. J. *et al.* (1994): Conjunctival microbial flora of clinically normal pigs. *American Journal of Veterinary Research*. 55 (7), S. 949-951.
- Davis, K. und Townsend, W. (2011): Tear-film osmolarity in normal cats and cats with conjunctivitis. *Veterinary Ophthalmology*. 14 (Supplement 1), S. 54-59.
- De Caro, J. J. *et al.* (2008): Bacterial contamination of ocular surface and needles in patients undergoing intravitreal injections. *Retina*. 28 (6), S. 877-883.
- De Sousa, M. *et al.* (2011): Fungal microbiota from ocular conjunctiva of clinically healthy horses belonging to the military police cavalry of alagoas. *Brazilian Journal of Microbiology*. 42 (3), S. 1151-1155.
- Devriese, L. A. *et al.* (2005): *Staphylococcus pseudintermedius* sp. nov., a coagulase-positive species from animals. *International journal of systematic and evolutionary microbiology*. 55 (4), S. 1569-1573.
- Di Francesco, A. *et al.* (2004): Seroepidemiological survey for *Chlamydophila felis* among household and feral cats in northern Italy. *Veterinary Record*. 155 (13), S. 399-400.
- Di Ianni, F. *et al.* (2015): Conjunctival flora of clinically normal and diseased turtles and tortoises. *BMC veterinary research*. 11 (1), S. 91.
- Dutkiewicz, J. *et al.* (2016a): *Pantoea agglomerans*: a mysterious bacterium of evil and good. Part III. Deleterious effects: infections of humans, animals and plants. *Annals of Agricultural and Environmental Medicine* 23 (2), S. 197-205.
- Dutkiewicz, J. *et al.* (2016b): *Pantoea agglomerans*: a mysterious bacterium of evil and good. Part II. Deleterious effects: Dust-borne endotoxins and allergens-focus on grain dust, other

agricultural dusts and wood dust. *Annals of Agricultural and Environmental Medicine* 23 (1), S. 6-29.

Eichenbaum, J. D. *et al.* (1987): Immunology of the ocular surface. *Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian*. 9 (11), S. 1101-1109.

Elander, T. R. *et al.* (1992): Microbial changes in the ocular environment with contact lens wear. *The CLAO journal: official publication of the Contact Lens Association of Ophthalmologists, Inc.* 18 (1), S. 53-55.

English, R. und Gilger, B. C. (2013): Ocular Immunology. In: K. N. Gelatt, B. C. Gilger und T. J. Kern (Hrsg.): *Veterinary Ophthalmology*. Ames, USA: Wiley-Blackwell. ISBN 978-0-470-96040-0. S. 273-299.

Eördögh, R. *et al.* (2016): Density and distribution of feline conjunctival goblet cells. *Journal of feline medicine and surgery*. S. 1-7.

Eördögh, R. *et al.* (2015): Clinical effect of four different ointment bases on healthy cat eyes. *Veterinary Ophthalmology*. 19 (Supplement), S. 4-12.

Espínola, M. B. und Lilenbaum, W. (1996): Prevalence of bacteria in the conjunctival sac and on the eyelid margin of clinically normal cats. *The Journal of small animal practice*. 37 (8), S. 364-366.

Euzéby, J. P. (2016): List of bacterial names with standing in nomenclature. Retrieved 03.03.2016, 15.30Uhr, from <http://www.bacterio.net>.

Farnaud, S. und Evans, R. W. (2003): Lactoferrin - a multifunctional protein with antimicrobial properties. *Molecular immunology*. 40 (7), S. 395-405.

Featherstone, H. J. und Heinrich, C. L. (2013): Ophthalmic Examination and Diagnostics. Part 1: The Eye Examination and Diagnostic Procedures. In: K. N. Gelatt, B. C. Gilger und T. J. Kern (Hrsg.): *Veterinary Ophthalmology*. Ames, USA: Wiley-Blackwell. ISBN 978-0-470-96040-0. S. 533-613.

Fiorentini, Â. M. *et al.* (2009): Viability of *Staphylococcus xylosus* isolated from artisanal sausages for application as starter cultures in meat products. *Brazilian Journal of Microbiology*. 40, S. 129-133.

Fitzgerald, J. R. (2009): The *Staphylococcus intermedius* group of bacterial pathogens: species re-classification, pathogenesis and the emergence of meticillin resistance. *Veterinary Dermatology*. 20 (5-6), S. 490-495.

Fogle, M. R. *et al.* (2007): Growth and mycotoxin production by *Chaetomium globosum*. *Mycopathologia*. 164 (1), S. 49-56.

Fogle, M. R. *et al.* (2008): Growth and mycotoxin production by *Chaetomium globosum* is favored in a neutral pH. *International journal of molecular sciences*. 9 (12), S. 2357-2365.

Frank, L. A. und Loeffler, A. (2012): Meticillin-resistant *Staphylococcus pseudintermedius*: clinical challenge and treatment options. *Veterinary Dermatology*. 23 (4), S. 283-291.

Literaturverzeichnis

- Frank, M. und Müller, E. (2012): Vorkommen Methicillin-resistenter *Staphylococcus (pseud)intermedius* (MRS[P]I) bei Hund und Katze - Gefahr in Verzug? Der Praktische Tierarzt. 93 (8), S. 678-686.
- Frenzen, F. *et al.* (2016): *Pichia guilliermondii* infection - a rare differential diagnosis of pulmonary nodules. Pneumologie (Stuttgart, Germany). 70 (9), S. 605-607.
- Fuest, M. *et al.* (2016): Conjunctival and intraocular swabs for the microbiological assessment of donor corneas. Acta Ophthalmologica. 94 (1), S. 70-75.
- Furiani, N. *et al.* (2011): Evaluation of the bacterial microflora of the conjunctival sac of healthy dogs and dogs with atopic dermatitis. Veterinary Dermatology. 22 (6), S. 490-496.
- Galle, L. E. und Moore, C. P. (2007): Clinical Microbiology. In: K. N. Gelatt (Hrsg.): Veterinary Ophthalmology. Ames, USA: Blackwell Publishing. ISBN 978-0781766579. S. 236-270.
- Gaskin, J. M. (1980): Microbiology of the canine and feline eye. The Veterinary Clinics of North America. Small Animal Practice. 10 (2), S. 303-316.
- Gelatt, K. N. (2014): Essentials of Veterinary Ophthalmology. 3. Auflage. Oxford (u.a.): Wiley Blackwell. ISBN 978-118-77192-1.
- Gemensky-Metzler, A. J. *et al.* (2005): Changes in bacterial and fungal ocular flora of clinically normal horses following experimental application of topical antimicrobial or antimicrobial-corticosteroid ophthalmic preparations. American Journal of Veterinary Research. 66 (5), S. 800-811.
- Gerding, P. A., Jr. *et al.* (1993a): Survey and topographic distribution of bacterial and fungal microorganisms in eyes of clinically normal cats. Feline Practice. 21 (3), S. 20-23.
- Gerding, P. A., Jr. *et al.* (1993b): Survey and topographic distribution of bacterial and fungal microorganisms in eyes of clinically normal dogs. Canine Practice. 18 (2), S. 34-38.
- Gerding, P. A., Jr. und Kakoma, I. (1990): Microbiology of the canine and feline eye. The Veterinary Clinics of North America. Small Animal Practice. 20 (3), S. 615-625.
- Gerding, P. A., Jr. *et al.* (1994): Ocular and disseminated candidiasis in an immunosuppressed cat. Journal of the American Veterinary Medical Association. 204 (10), S. 1635-1638.
- GERMAP (2015): Bericht über den Antibiotikaverbrauch und die Verbreitung von Antibiotikaresistenzen in der Human- und Veterinärmedizin in Deutschland. Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit, Paul-Ehrlich-Gesellschaft für Chemotherapie e.V. (Hrsg.). 4. Auflage. Rheinbach: Antiinfectives Intelligence. ISBN 978-3-9818383-0-5.
- Gerriets, W. (2012): Überprüfung der Übereinstimmung zwischen klinischen und labordiagnostischen Befunden hinsichtlich der Erregerdifferenzierung okularer Befunde bei Katzen mit Katzenschnupfen. 1. Auflage. Berlin: Mensch und Buch Verlag. Dissertation, ISBN 978-3-86387-118-5.
- Gerriets, W. *et al.* (2012): Feline calicivirus: a neglected cause of feline ocular surface infections? Veterinary Ophthalmology. 15 (3), S. 172-179.

- Gibson, J. A. *et al.* (1982): Equine abortion associated with *Enterobacter agglomerans*. Equine Veterinary Journal. 14 (2), S. 122-125.
- Gilger, B. C. (2008): Immunology of the ocular surface. The Veterinary Clinics of North America. Small Animal Practice. 38 (2), S. 223-231.
- Girmenia, C. *et al.* (2006): *Candida guilliermondii* fungemia in patients with hematologic malignancies. Journal of Clinical Microbiology. 44 (7), S. 2458-2464.
- Gould, D. und Papasouliotis, K. (2013): Clinical Microbiology and Parasitology. In: K. N. Gelatt, B. C. Gilger und T. J. Kern (Hrsg.): Veterinary Ophthalmology. Ames, USA: Wiley-Blackwell. ISBN 978-0-470-96040-0. S. 300-350.
- Graham, J. E. *et al.* (2007): Ocular pathogen or commensal: a PCR-based study of surface bacterial flora in normal and dry eyes. Investigative Ophthalmology & Visual Science. 48 (12), S. 5616-5623.
- Gränitz, U. (2015): Krankheiten der Augen. In: H. Lutz, B. Kohn und F. Forterre (Hrsg.): Krankheiten der Katze. Stuttgart: Enke Verlag. ISBN 978-3-8304-1242-7. S. 847-889.
- Gritz, D. C. *et al.* (1997): Ocular flora of patients with AIDS compared with those of HIV-negative patients. Cornea. 16 (4), S. 400-405.
- Gruffydd-Jones, T. *et al.* (2009): *Chlamydomphila felis* infection. ABCD guidelines on prevention and management. Journal of feline medicine and surgery. 11 (7), S. 605-609.
- Guardabassi, L. *et al.* (2004): Pet animals as reservoirs of antimicrobial-resistant bacteria. The Journal of antimicrobial chemotherapy. 54 (2), S. 321-332.
- Gum, G. G. und MacKay, E. O. (2013): Physiology of the Eye. In: K. N. Gelatt, B. C. Gilger und T. J. Kern (Hrsg.): Veterinary Ophthalmology. Ames, USA: Wiley-Blackwell. ISBN 978-0-470-96040-0. S. 171-207.
- Guzman-Aranguéz, A. und Argüeso, P. (2010): Structure and biological roles of mucin-type O-glycans at the ocular surface. The ocular surface. 8 (1), S. 8-17.
- Hacker, D. V. *et al.* (1979): A Comparison of conjunctival culture techniques in the dog. Journal of the American Animal Hospital Association. 15 (2), S. 223-225.
- Hamor, R. E. (2001): Techniques for collection and interpretation of tissue samples in ocular disease. Clinical Techniques in Small Animal Practice. 16 (1), S. 17-21.
- Han, X. Y. und Tarrand, J. J. (2004): *Moraxella osloensis* blood and catheter infections during anticancer chemotherapy. Clinical and Microbiologic Studies of 10 Cases. 121 (4), S. 581-587.
- Hansen, G. H. *et al.* (1990): Isolation of *Enterobacter agglomerans* from dolphin fish, *Coryphaena hippurus* L. Journal of Fish Diseases. 13 (1), S. 93-96.
- Hariharan, H. *et al.* (2011): Aerobic bacteria from mucous membranes, ear canals, and skin wounds of feral cats in Grenada, and the antimicrobial drug susceptibility of major isolates. Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases. 34 (2), S. 129-134.

- Hartmann, A. *et al.* (2008a): Pharmacokinetics of pradofloxacin and doxycycline in serum, saliva, and tear fluid of cats after oral administration. *Journal of veterinary pharmacology and therapeutics*. 31 (2), S. 87-94.
- Hartmann, A. D. *et al.* (2008b): Efficacy of pradofloxacin in cats with feline upper respiratory tract disease due to *Chlamydomphila felis* or *Mycoplasma* infections. *Journal of Veterinary Internal Medicine*. 22 (1), S. 44-52.
- Harvey, R. G. und Lloyd, D. H. (1994): The distribution of *Staphylococcus intermedius* and Coagulase-negative Staphylococci on the hair, skin surface, within the hair follicles and on the mucous membranes of dogs. *Veterinary Dermatology*. 5 (2), S. 75-81.
- Hendrix, D. V. *et al.* (2001): Effects of antibiotics on morphologic characteristics and migration of canine corneal epithelial cells in tissue culture. *American Journal of Veterinary Research*. 62 (10), S. 1664-1669.
- Higgins, R. und Gottschalk, M. (1991): Isolation of *Staphylococcus felis* from cases of external otitis in cats. *Canadian Veterinary Journal*. 32 (5), S. 312-313.
- Hong, C. B. *et al.* (1993): Etiology and pathology of equine placentitis. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*. 5 (1), S. 56-63.
- Hsu, H. Y. *et al.* (2013): Ocular flora and their antibiotic resistance patterns in the midwest: a prospective study of patients undergoing cataract surgery. *American journal of ophthalmology*. 155 (1), S. 36-44.e32.
- Hume-Smith, K. M. *et al.* (2011): Anaphylactic events observed within 4 h of ocular application of an antibiotic-containing ophthalmic preparation: 61 cats (1993-2010). *Journal of feline medicine and surgery*. 13 (10), S. 744-751.
- Igimi, S. *et al.* (1994): Characterization of the most frequently encountered *Staphylococcus* sp. in cats. *Veterinary Microbiology*. 39 (3-4), S. 255-260.
- Igimi, S. *et al.* (1989): *Staphylococcus felis*, a new species from clinical specimens from cats. *International journal of systematic and evolutionary microbiology*. 39 (4), S. 373-377.
- Janssen, P. T. *et al.* (1984): Nonlysozyme antibacterial factor in human tears. Fact or fiction? *Investigative ophthalmology & visual science*. 25 (10), S. 1156-1160.
- Johns, I. C. *et al.* (2011): Conjunctival bacterial and fungal flora in healthy horses in the UK. *Veterinary Ophthalmology*. 14 (3), S. 195-199.
- Jones, W. G. (1955): A preliminary report of the flora in health and disease of the external ear and conjunctival sac of the dog. *Journal of the American Veterinary Medical Association*. 127, S. 422-444.
- Kadlec, K. und Schwarz, S. (2012): Antimicrobial resistance of *Staphylococcus pseudintermedius*. *Veterinary Dermatology*. 23 (4), S. 276-282, e255.
- Khosravi, A. R. (1996): Fungal flora of the hair coat of stray cats in Iran. *Mycoses*. 39 (5-6), S. 241-243.
- Khosravi, A. R. *et al.* (2014): Ocular fungal flora from healthy horses in Iran. *Journal of Medical Mycology*. 24 (1), S. 29-33.

- Kielbowicz, Z. *et al.* (2015): Characteristics of the bacterial flora in the conjunctival sac of cats from Poland. *Journal of Small Animal Practice*. 56 (3), S. 203-206.
- Kim, D. M. *et al.* (2013): Onychomycosis caused by *Chaetomium globosum*. *Annals of dermatology*. 25 (2), S. 232-236.
- Kluytmans, J. *et al.* (1997): Nasal carriage of *Staphylococcus aureus*: epidemiology, underlying mechanisms, and associated risks. *Clinical microbiology reviews*. 10 (3), S. 505-520.
- Knop, E. und Knop, N. (2005): The role of eye-associated lymphoid tissue in corneal immune protection. *Journal of anatomy*. 206 (3), S. 271-285.
- Kock, R. *et al.* (2011): The epidemiology of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) in Germany. *Deutsches Arzteblatt international*. 108 (45), S. 761-767.
- Krcmery, V. und Barnes, A. J. (2002): Non-albicans *Candida* spp. causing fungaemia: pathogenicity and antifungal resistance. *The Journal of hospital infection*. 50 (4), S. 243-260.
- Labelle, A. L. *et al.* (2009): *Aspergillus flavus* keratomycosis in a cat treated with topical 1% voriconazole solution. *Veterinary Ophthalmology*. 12 (1), S. 48-52.
- Lam, K. C. (2015): Endophthalmitis caused by *Bacillus cereus*: a devastating ophthalmological emergency. *Hong Kong Medical Journal*. 21 (5), S. 1-2.
- Leigue dos Santos, L. *et al.* (2014): Bacterial microbiota of the ocular surface of captive and free-ranging microbats: *Desmodus rotundus*, *Diameus youngi* and *Artibeus lituratus*. *Veterinary Ophthalmology*. 17 (3), S. 157-161.
- Liebich, H.-G. (2010): Funktionelle Histologie der Haustiere und Vögel. 5. Auflage. Stuttgart: Schattauer. ISBN 978-3794526925.
- Liebich, H.-G. und König, H. E. (2005): Sehorgan (*Organum visus*). In: H. E. König und H.-G. Liebich (Hrsg.): Anatomie der Haussäugetiere. Stuttgart: Schattauer. ISBN 3-7945-2390-3. S. 567-581.
- Lilenbaum, W. *et al.* (1999): Prevalence and antimicrobial susceptibility of staphylococci isolated from saliva of clinically normal cats. *Letters in Applied Microbiology*. 28 (6), S. 448-452.
- Lilenbaum, W. *et al.* (1998): Prevalence and antimicrobial susceptibility of staphylococci isolated from the skin surface of clinically normal cats. *Letters in Applied Microbiology*. 27 (4), S. 224-228.
- Litster, A. *et al.* (2009): Occult bacterial lower urinary tract infections in cats-urinalysis and culture findings. *Veterinary Microbiology*. 136 (1-2), S. 130-134.
- Litster, A. *et al.* (2007): Prevalence of bacterial species in cats with clinical signs of lower urinary tract disease: recognition of *Staphylococcus felis* as a possible feline urinary tract pathogen. *Veterinary Microbiology*. 121 (1-2), S. 182-188.
- Loeffler, A. und Lloyd, D. H. (2010): Companion animals: a reservoir for methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in the community? *Epidemiology and infection*. 138 (5), S. 595-605.

- Low, H. C. *et al.* (2007): Prevalence of feline herpesvirus 1, *Chlamydophila felis*, and *Mycoplasma* spp DNA in conjunctival cells collected from cats with and without conjunctivitis. *American Journal of Veterinary Research*. 68 (6), S. 643-648.
- Lutz-Wohlgroth, L. *et al.* (2006): Chlamydiales in guinea-pigs and their zoonotic potential. *Journal of Veterinary Medicine* 53 (4), S. 185-193.
- Ma, A. P. *et al.* (2014): Complete genome sequence of *Staphylococcus xylosus* HKUOPL8, a potential opportunistic pathogen of mammals. *Genome announcements*. 2 (4), S. 1-2.
- Maboni, G. *et al.* (2015): Differences in the antimicrobial susceptibility profiles of *Moraxella bovis*, *M. bovoculi* and *M. ovis*. *Brazilian Journal of Microbiology*. 46 (2), S. 545-549.
- Madigan, M. und Martinko, J. (2009): *Brock Mikrobiologie*. 11. Auflage. München: Pearson Studium. ISBN 978-3-8273-7358-8.
- Maggs, D. J. (2013a): Conjunctiva. In: D. J. Maggs, P. E. Miller und R. Ofri (Hrsg.): *Slatter's Fundamentals of Veterinary Ophthalmology*. St. Louis, Missouri, USA: Elsevier Saunders. ISBN 978-1-4377-2367-0. S. 140-158.
- Maggs, D. J. (2013b): Cornea and Sclera. In: D. J. Maggs, P. E. Miller und R. Ofri (Hrsg.): *Slatter's Fundamentals of Veterinary Ophthalmology*. St. Louis, Missouri, USA: Elsevier Saunders. ISBN 978-1-4377-2367-0. S. 184-219.
- Maggs, D. J. (2013c): Ocular Pharmacology and Therapeutics. In: D. J. Maggs, P. E. Miller und R. Ofri (Hrsg.): *Slatter's Fundamentals of Veterinary Ophthalmology*. St. Louis, Missouri, USA: Elsevier Saunders. ISBN 978-1-4377-2367-0. S. 27-59.
- Maggs, D. J. (2013d): Third Eyelid. In: D. J. Maggs, P. E. Miller und R. Ofri (Hrsg.): *Slatter's Fundamentals of Veterinary Ophthalmology*. St. Louis, Missouri, USA: Elsevier Saunders. ISBN 978-1-4377-2367-0. S. 159-164.
- Mancianti, F. *et al.* (2002): Occurrence of yeasts in psittacines droppings from captive birds in Italy. *Mycopathologia*. 153 (3), S. 121-124.
- Marini, R. P. *et al.* (1996): Microbiologic, radiographic, and anatomic study of the nasolacrimal duct apparatus in the rabbit (*Oryctolagus cuniculus*). *Laboratory Animal Science*. 46 (6), S. 656-662.
- Martin, C. L. (2010a): Anamnesis and the Ophthalmic Examination. In: C. L. Martin (Hrsg.): *Ophthalmic Disease in Veterinary Medicine*. London, UK: Manson Publishing. ISBN 978-1-84076-118-4. S. 11-40.
- Martin, C. L. (2010b): Conjunctiva and Third Eyelid. In: C. L. Martin (Hrsg.): *Ophthalmic Disease in Veterinary Medicine*. London, UK: Manson Publishing. ISBN 978-1-84076-118-4. S. 183-218.
- Martin, C. L. (2010c): Cornea and Sklera. In: C. L. Martin (Hrsg.): *Ophthalmic Disease in Veterinary Medicine*. London, UK: Manson Publishing. ISBN 978-1-84076-118-4. S. 241-297.
- Martin, C. L. (2010d): Lacrimal System. In: C. L. Martin (Hrsg.): *Ophthalmic Disease in Veterinary Medicine*. London, UK: Manson Publishing. ISBN 978-1-84076-118-4. S. 219-240.

Literaturverzeichnis

- Martin, C. L. (2010e): Ophthalmic Pharmacology. In: C. L. Martin (Hrsg.): Ophthalmic Disease in Veterinary Medicine. London, UK: Manson Publishing. ISBN 978-1-84076-118-4. S. 41-70.
- May, E. R. (2006): Bacterial skin diseases: current thoughts on pathogenesis and management. The Veterinary Clinics of North America. Small Animal Practice. 36 (1), S. 185-202.
- Mayer, B. und Muche, R. (2013): Die limitierte Aussagekraft formaler Fallzahlplanung im Rahmen von Tierversuchen der medizinischen Grundlagenforschung. Tierärztliche Praxis Kleintiere. 41 (6), S. 367-374.
- McDermott, A. M. (2013): Antimicrobial compounds in tears. Experimental eye research. 117 (1), S. 53-61.
- McDonald, P. J. und Watson, A. D. J. (1976): Microbial flora of normal canine conjunctivae. Journal of Small Animal Practice. 17 (12), S. 809-812.
- Medleau, L. und Blue, J. L. (1988): Frequency and antimicrobial susceptibility of *Staphylococcus* spp isolated from feline skin lesions. Journal of the American Veterinary Medical Association. 193 (9), S. 1080-1081.
- Meekins, J. M. *et al.* (2015): Tear production, intraocular pressure, and conjunctival bacterial flora in a group of captive black-tailed prairie dogs (*Cynomys ludovicianus*). Veterinary Ophthalmology. 18 (Supplement 1), S. 132-136.
- Miller, D. und Iovieno, A. (2009): The role of microbial flora on the ocular surface. Current opinion in allergy and clinical immunology. 9 (5), S. 466-470.
- Miller, P. E. (2013): Lacrimal System. In: D. J. Maggs, P. E. Miller und R. Ofri (Hrsg.): Slatter's Fundamentals of Veterinary Ophthalmology. St. Louis, Missouri, USA: Elsevier Saunders. ISBN 978-1-4377-2367-0. S. 165-183.
- Moodie, K. L. *et al.* (2001): Postnatal development of corneal curvature and thickness in the cat. Veterinary Ophthalmology. 4 (4), S. 267-272.
- Moore, A. P. (2005): Feline corneal disease. Clinical Techniques in Small Animal Practice. 20 (2), S. 83-93.
- Moore, C. P. (1990): Qualitative tear film disease. The Veterinary clinics of North America. Small animal practice. 20 (3), S. 565-581.
- Moore, C. P. *et al.* (1988): Prevalence of ocular microorganisms in hospitalized and stabled horses. American Journal of Veterinary Research. 49 (6), S. 773-777.
- Morgan, M. (2008): Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* and animals: zoonosis or humanosis? The Journal of antimicrobial chemotherapy. 62 (6), S. 1181-1187.
- Moriello, K. A. und DeBoer, D. J. (1991): Fungal flora of the haircoat of cats with and without dermatophytosis. Journal of medical and veterinary mycology. 29 (5), S. 285-292.
- Müller, S. *et al.* (2014): Multidrug resistant *Acinetobacter baumannii* in veterinary medicine - emergence of an underestimated pathogen? Berliner und Münchener tierärztliche Wochenschrift. 127 (11-12), S. 435-446.

- Nagase, N. *et al.* (2002): Isolation and species distribution of staphylococci from animal and human skin. *The Journal of veterinary medical science*. 64 (3), S. 245-250.
- Nelson, J. D. *et al.* (1990): Corneal epithelial wound healing: a tissue culture assay on the effect of antibiotics. *Current eye research*. 9 (3), S. 277-285.
- Nevalainen, T. J. *et al.* (2008): Antibacterial actions of secreted phospholipases A2. Review. *Biochimica and Biophysica acta. Molecular and cell biology of lipids*. 1781 (1-2), S. 1-9.
- Okuda, H. und Campbell, L. H. (1974): Conjunctival bacterial flora of the clinically normal New Zealand white rabbit. *Laboratory Animal Science*. 24 (5), S. 831-833.
- Oriá, A. P. *et al.* (2014): Tear production, intraocular pressure and conjunctival microbiota, cytology and histology of New Zealand rabbits (*Oryctolagus cuniculus*). *Pesquisa Veterinária Brasileira*. 34 (10), S. 1024-1028.
- Ou, J. I. und Acharya, N. R. (2007): Epidemiology and treatment of fungal corneal ulcers. *International ophthalmology clinics*. 47 (3), S. 7-16.
- Park, S. H. *et al.* (2009): The resistance patterns of normal ocular bacterial flora to 4 fluoroquinolone antibiotics. *Cornea*. 28 (1), S. 68-72.
- Patel, A. *et al.* (2002): Investigation into the potential pathogenicity of *Staphylococcus felis* in a cat. *Veterinary Record*. 150 (21), S. 668-669.
- Perkins, R. E. *et al.* (1975): Bacteriology of normal and infected conjunctiva. *Journal of Clinical Microbiology*. 1 (2), S. 147-149.
- Pinard, C. L. *et al.* (2002): Normal conjunctival flora in the North American opossum (*Didelphis virginiana*) and raccoon (*Procyon lotor*). *Journal of Wildlife Diseases*. 38 (4), S. 851-855.
- Pomorski, Z. J. H. *et al.* (1993): Studies on allergic conditioning of cattle pneumopathy, resulting from breathing in pneumoallergens comprised in organic dusts. *Annales UMCS*. 48, S. 183-193.
- Potschka, H. *et al.* (2014): Pharmaka zur Behandlung bakterieller Infektionen. In: W. Löscher, A. Richter und H. Potschka (Hrsg.): *Pharmakotherapie bei Haus- und Nutztieren*. Stuttgart: Enke Verlag. ISBN 978-3-8304-1250-2. S. 282-330.
- Prado, M. R. *et al.* (2005): Survey of bacterial microorganisms in the conjunctival sac of clinically normal dogs and dogs with ulcerative keratitis in Fortaleza, Ceará, Brazil. *Veterinary Ophthalmology*. 8 (1), S. 33-37.
- Qu, X. D. und Lehrer, R. I. (1998): Secretory phospholipase A2 is the principal bactericide for staphylococci and other gram-positive bacteria in human tears. *Infection and immunity*. 66 (6), S. 2791-2797.
- Quiroga, L. P. *et al.* (2010): A prospective study demonstrating the effect of 5% povidone-iodine application for anterior segment intraocular surgery in Paraguay. *Arquivos brasileiros de oftalmologia*. 73 (2), S. 125-128.

Literaturverzeichnis

- Richter, A. und Scherkl, R. (2016): Antibiotika und antibakteriell wirksame Chemotherapeutika. In: W. Löscher und A. Richter (Hrsg.): Lehrbuch der Pharmakologie und Toxikologie für die Veterinärmedizin. Stuttgart: Enke Verlag. ISBN 978-3-13-219581-3. S. 402-449.
- Riis, R. (1981): Equine Ophthalmology. In: K. Gelatt (Hrsg.): Veterinary Ophthalmology. Philadelphia: Lea & Febiger. S. 569-605.
- Roh, K. H. *et al.* (2010): Three cases of *Moraxella osloensis* meningitis: a difficult experience in species identification and determination of clinical significance. Journal of Korean medical science. 25 (3), S. 501-504.
- Röhrig, B. *et al.* (2009): Studientypen in der medizinischen Forschung. Deutsches Arzteblatt international. 106 (15), S. 262-268.
- Rosa, M. *et al.* (2003): Fungal flora of normal eyes of healthy horses from the State of Rio de Janeiro, Brazil. Veterinary Ophthalmology. 6 (1), S. 51-55.
- Rubio, E. F. (2004): Climatic influence on conjunctival bacteria of patients undergoing cataract surgery. Eye. 18 (8), S. 778-784.
- Samuelson, D. A. (2013): Ophthalmic Anatomy. In: K. N. Gelatt, B. C. Gilger und T. J. Kern (Hrsg.): Veterinary Ophthalmology. Ames, USA: Wiley-Blackwell. ISBN 978-0-470-96040-0. S. 39-170.
- Samuelson, D. A. *et al.* (1984): Conjunctival fungal flora in horses, cattle, dogs and cats. Journal of the American Veterinary Medical Association 184 (10), S. 1240-1242.
- Scales, B. S. *et al.* (2014): Microbiology, genomics, and clinical significance of the *Pseudomonas fluorescens* species complex, an unappreciated colonizer of humans. Clinical microbiology reviews. 27 (4), S. 927-948.
- Schumann, A. *et al.* (2013): Anwendung von Antibiotika bei Erkrankungen der Augenoberfläche von Hunden und Katzen. Kleintierpraxis. 58 (7), S. 341-352.
- Sebbag, L. *et al.* (2015): Reference values, intertest correlations, and test-retest repeatability of selected tear film tests in healthy cats. Journal of the American Veterinary Medical Association. 246 (4), S. 426-435.
- Sebbag, L. *et al.* (2016): Goblet cell density and distribution in cats with clinically and histologically normal conjunctiva. Veterinary Ophthalmology. 19 (Supplement 1), S. 38-43.
- Selbitz, H.-J. (2011): Grampositive sporenbildende Stäbchenbakterien. In: H.-J. Selbitz, U. Truyen und P. Valentin-Weigand (Hrsg.): Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre. Stuttgart: Enke Verlag. ISBN 978-3-8304-1080-5. S. 271-288.
- Selsted, M. E. und Martinez, R. J. (1982): Isolation and purification of bactericides from human tears. Experimental eye research. 34 (3), S. 305-318.
- Sen, E. M. M. D. *et al.* (2009): Effect of chronic topical glaucoma medications on aerobic conjunctival bacterial flora. Cornea. 28 (3), S. 266-270.
- Shewen, P. E. *et al.* (1980): A survey of the conjunctival flora of clinically normal cats and cats with conjunctivitis. The Canadian Veterinary Journal. 21 (8), S. 231-233.

- Shi, D. *et al.* (2016): Onychomycosis due to *Chaetomium globosum* with yellowish black discoloration and periungual inflammation. *Medical mycology case reports*. 13, S. 12-16.
- Sibirny, A. A. und Boretsky, Y. R. (2009): *Pichia guilliermondii*. In: T. Satyanarayana und G. Kunze (Hrsg.): *Yeast Biotechnology: Diversity and Applications*. Dordrecht: Springer Netherlands. ISBN 978-1-4020-8291-7. S. 113-134.
- Sierra, P. *et al.* (2000): Fungal flora on cutaneous and mucosal surfaces of cats infected with feline immunodeficiency virus or feline leukemia virus. *American journal of veterinary research*. 61 (2), S. 158-161.
- Silvanose, C. D. *et al.* (2001): Bacterial flora of the conjunctiva and nasal cavity in normal and diseased captive bustards. *Avian diseases*. 45 (2), S. 447-451.
- Simjee, S. *et al.* (2002): Characterization of Tn1546 in vancomycin-resistant *Enterococcus faecium* isolated from canine urinary tract infections: evidence of gene exchange between human and animal enterococci. *Journal of Clinical Microbiology*. 40 (12), S. 4659-4665.
- Smith, K. J. *et al.* (1999): *Micrococcus* folliculitis in HIV-1 disease. *The British journal of dermatology*. 141 (3), S. 558-561.
- Spinelli, T. P. *et al.* (2010): Normal aerobic bacterial conjunctival flora in the Crab-eating raccoon (*Procyon cancrivorus*) and Coati (*Nasua nasua*) housed in captivity in pernambuco and paraiba (Northeast, Brazil). *Veterinary Ophthalmology*. 13 (Supplement 1), S. 134-136.
- Spradbrow, P. B. (1968): The bacterial flora of the ovine conjunctival sac. *Australian veterinary journal*. 44 (3), S. 117-118.
- Stades, F. C. *et al.* (1976): Use of the lysozyme test in the diagnosis of kerato-conjunctivitis sicca in dogs and cats. *Tijdschrift voor diergeneeskunde*. 101 (20), S. 1141-1144.
- Stahlamnn, R. und Lode, H. (2013): Antibiotika und Chemotherapeutika - antiinfektiöse Therapie. In: K. Aktories, U. Förstermann, F. Hofmann und K. Starke (Hrsg.): *Allgemeine und spezielle Pharmakologie und Toxikologie*. München: Urban & Fischer. ISBN 978-3-437-42523-3. S. 746-872.
- Staines, N. *et al.* (1999): *Immunologisches Grundwissen*. 3. Auflage. Heidelberg: Spektrum. ISBN 3-8274-0774-5.
- Stapleton, F. *et al.* (1995): Changes to the ocular biota with time in extended- and daily-wear disposable contact lens use. *Infection and immunity*. 63 (11), S. 4501-4505.
- Stegmann, R. *et al.* (2010): Human infection associated with methicillin-resistant *Staphylococcus pseudintermedius* ST71. *The Journal of antimicrobial chemotherapy*. 65 (9), S. 2047-2048.
- Steinbüchel, A. *et al.* (2013): *Mikrobiologisches Praktikum: Versuche und Theorie*. 2. Auflage. Berlin: Springer Berlin Heidelberg. ISBN 978-3-642-25150-4.
- Stiles, J. und Kimmitt, B. (2016): Eye examination in the cat: Step-by-step approach and common findings. *Journal of feline medicine and surgery*. 18 (9), S. 702-711.

- Storms, G. *et al.* (2015): Normal bacterial conjunctival flora in the Huacaya alpaca (*Vicugna pacos*). *Veterinary Ophthalmology*. S. 1-7.
- Sturgeon, A. *et al.* (2014): Characterization of the oral microbiota of healthy cats using next-generation sequencing. *Veterinary Journal*. 201 (2), S. 223-229.
- Sugiyama, K. *et al.* (2008): Three isolations of *Chaetomium globosum* from erythematous epilation of canine skin. *Medical mycology*. 46 (5), S. 505-510.
- Sun, Y. Y. und Sun, L. (2015): *Pseudomonas fluorescens*: iron-responsive proteins and their involvement in host infection. *Veterinary Microbiology*. 176 (3-4), S. 309-320.
- Sykes, J. E. und Blondeau, J. M. (2014): Pradofloxacin: a novel veterinary fluoroquinolone for treatment of bacterial infections in cats. *Veterinary Journal*. 201 (2), S. 207-214.
- Taddei, S. *et al.* (2010): Conjunctival flora of clinically normal captive green iguanas (*Iguana iguana*). *The Veterinary record*. 167 (1), S. 29-30.
- Tamarzadeh, A. und Araghi-Sooreh, A. (2014): Bacterial flora of the conjunctiva in healthy mules (*Equus mulus*). *Revue de Médecine Vétérinaire*. 165 (11-12), S. 334-337.
- Tanabe, T. *et al.* (2013): Prevalence of staphylococcal enterotoxins in *Staphylococcus pseudintermedius* isolates from dogs with pyoderma and healthy dogs. *Microbiology and immunology*. 57 (9), S. 651-654.
- Teixeira, A. B. *et al.* (2003): Phaeohyphomycosis caused by *Chaetomium globosum* in an allogeneic bone marrow transplant recipient. *Mycopathologia*. 156 (4), S. 309-312.
- Teixeira, A. L. *et al.* (2002): Aerobic conjunctival flora of healthy dogs in Sao Paulo. In: *Veterinary Ophthalmology*. 33rd Annual Meeting of the American College of Veterinary Ophthalmologists, Denver, CO, USA. Blackwell Science Ltd. S. 291.
- Tuntivanich, P. *et al.* (2002): Conjunctival microflora in clinically normal Asian elephants in Thailand. *Veterinary research communications*. 26 (4), S. 251-254.
- Ueta, M. (2008): Innate immunity of the ocular surface and ocular surface inflammatory disorders. *Cornea*. 27 (Supplement 1), S. 31-40.
- Urban, M. *et al.* (1972): Conjunctival flora of clinically normal dogs. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 161 (2), S. 201-206.
- Valentin-Weigand, P. (2010): Grampositive Kokken. In: H.-J. Selbitz, U. Truyen und P. Valentin-Weigand (Hrsg.): *Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre*. Stuttgart: Enke Verlag. ISBN 978-3-8304-1080-5. S. 256-288.
- Van't Hof, W. *et al.* (1997): The salivary lipocalin von Ebner's gland protein is a cysteine proteinase inhibitor. *The Journal of biological chemistry*. 272 (3), S. 1837-1841.
- Van Hoovels, L. *et al.* (2006): First case of *Staphylococcus pseudintermedius* infection in a human. *Journal of Clinical Microbiology*. 44 (12), S. 4609-4612.
- Varga, J. *et al.* (2007): *Aspergillus brasiliensis* sp. nov., a biseriolate black *Aspergillus* species with world-wide distribution. *International journal of systematic and evolutionary microbiology*. 57 (Pt 8), S. 1925-1932.

- Vinczez, S. *et al.* (2010): Multidrug- and methicillin resistant *Staphylococcus pseudintermedius* as a cause of canine pyoderma: a case report. *Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift*. 123 (9), S. 353-358.
- Voelter-Ratson, K. *et al.* (2014): Evaluation of the conjunctival fungal flora and its susceptibility to antifungal agents in healthy horses in Switzerland. *Veterinary Ophthalmology*. 17 (Supplement 1), S. 31-36.
- Walde, I. und Schäffer, E. H. (2008): Grundlagen - Embryologische, anatomische und physiologische Vorbemerkungen. In: I. Walde, B. Nell, E. H. Schäffer und R. G. Köstlin (Hrsg.): *Augenheilkunde - Lehrbuch und Atlas*. Stuttgart: Schattauer. ISBN: 978-3-7945-2307-8. S. 3-44.
- Walther, B. *et al.* (2009): *Staphylococcus aureus* and MRSA colonization rates among personnel and dogs in a small animal hospital: association with nosocomial infections. *Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift*. 122 (5-6), S. 178-185.
- Wang, L. *et al.* (2008): Investigation of bacterial microorganisms in the conjunctival sac of clinically normal dogs and dogs with ulcerative keratitis in Beijing, China. *Veterinary Ophthalmology*. 11 (3), S. 145-149.
- Watanabe, K. *et al.* (2001): Methicillin-resistant staphylococci and Ofloxacin-resistant bacteria from clinically healthy conjunctivas. *Ophthalmic Research*. 33 (3), S. 136-139.
- Weese, J. S. und van Duijkeren, E. (2010): Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* and *Staphylococcus pseudintermedius* in veterinary medicine. *Veterinary Microbiology*. 140 (3-4), S. 418-429.
- Wettstein, K. *et al.* (2008): Emergence of methicillin-resistant *Staphylococcus pseudintermedius* in Switzerland: Three cases of urinary tract infections in cats. *Schweizer Archiv für Tierheilkunde*. 150 (7), S. 339-343.
- Whitley, R. D. (2000): Canine and feline primary ocular bacterial infections. *The Veterinary Clinics of North America. Small Animal Practice*. 30 (5), S. 1151-1167.
- Whitley, R. D. *et al.* (1983): Microbial isolates of the normal equine eye. *Equine Veterinary Journal*. 15 (S2), S. 138-140.
- Whitley, R. D. und Moore, C. P. (1984): Microbiology of the equine eye in health and disease. *The Veterinary Clinics of North America. Large Animal Practice*. 6 (3), S. 451-466.
- Wieler, L. H. *et al.* (2011): Gramnegative fakultativ anaerobe Stäbchenbakterien. In: H.-J. Selbitz, U. Truyen und P. Valentin-Weigand (Hrsg.): *Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre*. Stuttgart: Enke Verlag. ISBN 978-3-8304-1080-5. S. 185-246.
- Wilcox, G. E. (1970): Bacterial flora of the bovine eye with special reference to the *Moraxella* and *Neisseria*. *Australian veterinary journal*. 46 (6), S. 253-256.
- Wilkie, D. A. und Gemensky-Metzler, A. J. (2004): Agents for intraocular surgery. *The Veterinary Clinics of North America. Small Animal Practice*. 34 (3), S. 801-823.
- Willcox, M. D. (2013): Characterization of the normal microbiota of the ocular surface. *Experimental eye research*. 117, S. 99-105.

Literaturverzeichnis

- Willcox, M. D. *et al.* (1997): Complement and complement regulatory proteins in human tears. *Investigative ophthalmology & visual science*. 38 (1), S. 1-8.
- Wolf, E. D. *et al.* (1983): Survey of conjunctival flora in the eye of clinically normal, captive exotic birds. *Journal of the American Veterinary Medical Association*. 183 (11), S. 1232-1233.
- Yoshino, Y. *et al.* (2011): *Pseudomonas putida* bacteremia in adult patients: five case reports and a review of the literature. *Journal of Infection and Chemotherapy*. 17 (2), S. 278-282.
- Yu, J. *et al.* (2006): A case of subcutaneous phaeohyphomycosis caused by *Chaetomium globosum* and the sequences analysis of *C. globosum*. *Medical mycology*. 44 (6), S. 541-545.
- Zenoble, R. D. *et al.* (1983): Survey of bacteriologic flora of conjunctiva and cornea in healthy psittacine birds. *American Journal of Veterinary Research*. 44 (10), S. 1966-1967.
- Zordan, S. *et al.* (2011): Multidrug-resistant *Acinetobacter baumannii* in veterinary clinics, Germany. *Emerging infectious diseases*. 17 (9), S. 1751-1754.
- Zuberbuhler, B. *et al.* (2012): Acute dacryocystitis in a 2-year old child caused by *Pantoea*. *Orbit*. 31 (1), S. 13-14.

10 Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Übersicht der Mikrobiota am gesunden Hundeauge	19
Tabelle 2: Übersicht der Mikrobiota am gesunden Katzenauge zum Zeitpunkt der Versuchsplanung	24
Tabelle 3: Für die <i>In-vitro</i> -Empfindlichkeitsprüfung nach DIN 58940 verwendeten Antibiotika und ihre Konzentrationen in µg/ml.....	35
Tabelle 4: Für die <i>In-vitro</i> -Empfindlichkeitsprüfung nach CLSI verwendeten Antibiotika für grampositive und gramnegative Bakterien.....	36
Tabelle 5: Altersgruppenverteilung der 120 untersuchten Berliner Katzen innerhalb der einzelnen Haltungsgruppen sowie insgesamt (Total)	39
Tabelle 6: Rasseverteilung der 120 untersuchten Berliner Katzen innerhalb der einzelnen Haltungsgruppen sowie insgesamt (Total).....	40
Tabelle 7: Geschlechtsverteilung aller 120 untersuchten Berliner Katzen innerhalb der einzelnen Haltungsgruppen sowie insgesamt (Total)	41
Tabelle 8: Anzahl der Katzen, bei denen die Tupferproben aus dem Konjunktivalsack mit trockenen oder feuchten Tupfern entnommen wurden, eingeteilt in verschiedene Haltungsgruppen sowie insgesamt (Total).....	43
Tabelle 9: Anzahl der pberobten Tiere zu verschiedenen Jahreszeiten von 120 Katzen aus Berlin, eingeteilt in unterschiedliche Haltungsgruppen sowie insgesamt (Total)	44
Tabelle 10: Anzahl der positiven und negativen Mikrobiota-Nachweise aus dem Konjunktivalsack von 120 Berliner Katzen eingeteilt in verschiedene Haltungsgruppen sowie insgesamt (Total).....	45
Tabelle 11: Anzahl der positiven und negativen Mikrobiota-Nachweise von 120 Tupferproben aus dem Konjunktivalsack des rechten Auges von Berliner Katzen, eingeteilt in verschiedene Haltungsgruppen sowie insgesamt (Total) ...	46
Tabelle 12: Anzahl der positiven und negativen Mikrobiota-Nachweise von 120 Tupferproben aus dem Konjunktivalsack des linken Auges von Berliner Katzen, eingeteilt in verschiedene Haltungsgruppen sowie insgesamt (Total) ...	47
Tabelle 13: Altersgruppenverteilung der 120 Katzen aus Berlin mit positiven und negativen Mikrobiota-Nachweisen aus dem Konjunktivalsack	47
Tabelle 14: Rasseverteilung der 120 Katzen aus Berlin mit positiven und negativen Mikrobiota-Nachweisen aus dem Konjunktivalsack	48

Tabellenverzeichnis

Tabelle 15: Isolierte Bakterien- und Pilz-Spezies aus dem Konjunktivalsack von 49 Berliner Katzen, eingeteilt in grampositive und –negative Bakterien sowie Pilze; in alphabetischer Reihenfolge gelistet	52
Tabelle 16: Anzahl der isolierten Bakteriengattungen aus dem Konjunktivalsack von 49 Berliner Katzen aus dem rechten und linken Auge sowie insgesamt (Total).....	53
Tabelle 17: Anzahl der isolierten Bakterien-Spezies aus dem Konjunktivalsack von 49 Berliner Katzen aus dem rechten und linken Auge sowie insgesamt (Total).....	55
Tabelle 18: Anzahl der isolierten Bakterien-Spezies aus dem Konjunktivalsack von 16 Berliner Katzen aus Einzelhaltung (Haltungsgruppe 1) aus dem rechten und linken Auge sowie insgesamt (Total).....	56
Tabelle 19: Anzahl (n) der isolierten Bakterien-Spezies aus dem Konjunktivalsack von 19 Berliner Katzen aus Wohnungshaltung mit Partnerkatzen im Haushalt (Haltungsgruppe 2) aus dem rechten und linken Auge sowie insgesamt (Total).	58
Tabelle 20: Anzahl der isolierten Bakterien-Spezies aus dem Konjunktivalsack von 14 Berliner Katzen mit Freigang (Haltungsgruppe 3) aus dem rechten und linken Auge sowie insgesamt (Total)	60
Tabelle 21: Anzahl der insgesamt 83 nachgewiesenen grampositiven und -negativen Bakterienisolate bei den verschiedenen Katzenrassen, isoliert aus dem Konjunktivalsack von 49 Katzen aus Berlin	62
Tabelle 22: Anzahl der nachgewiesenen grampositiven und gramnegativen Bakterienisolate (Bakterienzusammensetzung) aus dem Konjunktivalsack von 49 Berliner Katzen nach Probenentnahme mit trockenen und mit NaCl angefeuchteten Tupfern (Entnahmetechnik).....	63
Tabelle 23: Anzahl der nachgewiesenen grampositiven und gramnegativen Bakterienisolate aus dem Konjunktivalsack von 49 Berliner Katzen zu den verschiedenen Jahreszeiten.....	64
Tabelle 24: Anzahl der grampositiven und -negativen Bakterienisolate mit unterschiedlichen Keimgehalten, isoliert aus dem Konjunktivalsack von 49 Berliner Katzen.....	66
Tabelle 25: Anzahl der Bakterienisolate mit unterschiedlichen Keimgehalten in den verschiedenen Haltungsgruppen sowie insgesamt (Total), isoliert aus dem Konjunktivalsack von 49 Berliner Katzen.....	66
Tabelle 26: Positive Nachweisraten von Mikrobiota aus dem Konjunktivalsack verschiedener Tierarten	78

11 Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Tupferprobenentnahme aus dem Konjunktivalsack einer Katze	32
Abbildung 2: Transportdauer in Tagen der insgesamt 240 Tupferproben mit positivem oder negativem Keimnachweis, isoliert aus dem Konjunktivalsack von 120 Katzen aus Berlin	51
Abbildung 3: Anzahl (n) der isolierten Bakterien-Spezies aus dem Konjunktivalsack von 49 Berliner Katzen; graue Balken: grampositive Bakterien, weiße Balken: gramnegative Bakterien	54
Abbildung 4: Anzahl (n) der isolierten Bakterien-Spezies aus dem Konjunktivalsack von 16 Berliner Katzen aus Einzelhaltung (Haltungsgruppe 1); graue Balken: grampositive Bakterien, weiße Balken: gramnegative Bakterien	57
Abbildung 5: Anzahl (n) der isolierten Bakterien-Spezies aus dem Konjunktivalsack von 19 Berliner Katzen aus Wohnungshaltung mit Partnerkatzen im Haushalt (Haltungsgruppe 2); graue Balken: grampositive Bakterien, weiße Balken: gramnegative Bakterien	59
Abbildung 6: Anzahl (n) der isolierten Bakterien-Spezies aus dem Konjunktivalsack von 19 Berliner Katzen aus Wohnungshaltung mit Partnerkatzen im Haushalt (Haltungsgruppe 2); graue Balken: grampositive Bakterien, weiße Balken: gramnegative Bakterien	61
Abbildung 7: Anzahl (n) der nachgewiesenen grampositiven und gramnegativen Bakterienisolate (Bakterienzusammensetzung) aus dem Konjunktivalsack von 49 Berliner Katzen nach Probenentnahme mit trockenen und mit NaCl angefeuchteten Tupfern (Entnahmetechnik).....	63
Abbildung 8: Anzahl (n) der isolierten Bakterien mit unterschiedlichen Bakteriengehalten, nachgewiesen aus dem Konjunktivalsack von 49 Berliner Katzen.....	65
Abbildung 9: Keimgehalte der Bakterien in den Haltungsgruppen 1-3, isoliert aus dem Konjunktivalsack von 49 Berliner Katzen.....	67
Abbildung 10: Ergebnisse der <i>In-vitro</i> -Empfindlichkeitsprüfung aller grampositiven Bakterien, die aus dem Konjunktivalsack von Berliner Katzen isoliert wurden	69
Abbildung 11: Ergebnisse der <i>In-vitro</i> -Empfindlichkeitsprüfung aller gramnegativen Bakterien, die aus dem Konjunktivalsack von Katzen aus Berlin isoliert wurden	72

12 Abkürzungsverzeichnis

Abb.	Abbildung
BKH	Britisch Kurzhaar
BLH	Britisch Langhaar
°C	Grad Celsius
ca.	circa
CALT	conjunctival-associated lymphoid tissue
<i>C. felis</i>	<i>Chlamydophila felis</i>
CLSI	Clinical and Laboratory Standard Institute
cm	Zentimeter
EALT	eye-associated lymphoid tissue
<i>E. coli</i>	<i>Escherichia coli</i>
EKH	Europäisch Kurzhaar
EUCAST	European Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing
Ig	Immunglobuline
LAGeSo	Landesamt für Gesundheit und Soziales Berlin
LDALT	lacrimal drainage associated lymphatic tissue
m	männlich
MALT	mucosal associated lymphoid tissue
<i>M. felis</i>	<i>Mycoplasma felis</i>
mk	männlich kastriert
mm	Millimeter
MRSA	Methicillin-Resistenter- <i>Staphylococcus-aureus</i>
µm	Mikrometer
n.g.	nicht getestet
NK	Natürliche Killerzellen
Norw. Waldktz.	Norwegische Waldkatze
o.g.	oben genannte / er
Orient. Kurzha.	Orientalisch Kurzhaar
PCR	polymerase chain reaction
RK-Mix	Kasse-Katzen-Mix
SD	Standardabweichung
Sibir. Waldktz.	Sibirische Waldkatze
sog.	sogenannte / er
sp.	Species
spp.	Species pluralis
Staph.	<i>Staphylococcus</i>
Std.	Stunde / Stunden
STT	Schirmer-Tränen-Test
Tab.	Tabelle

Abkürzungsverzeichnis

u.a.	unter anderem
v.a.	vor allem
w	weiblich
wk	weiblich kastriert

Anhang

13 Anhang

Anhang 1: Angaben zu Alter, Geschlecht, Gewicht, Rasse, Haltungsform, Zustand bei Probenentnahme, verwendete Tupfer, Entnahmeort und Untersuchungsdatum von 120 Katzen aus Berlin und Umgebung

Katze Nr.	Alter (Jahren)	Sex*	Gewicht (kg)	Rasse**	Haltungsform***	Zustand bei Probenentnahme	Tupfer	Ort****	Datum
1	6	mk	4,4	1	Gruppe 2	wach	trocken	HB	30.04.2014
2	8,5	wk	3	1	Gruppe 2	wach	feucht	T v. R.	06.05.2014
3	0,5	m	4	2	Gruppe 2	wach	feucht	T v. R.	20.05.2014
4	5	wk	4,7	1	Gruppe 2	wach	feucht	T v. R.	20.05.2014
5	13,5	mk	3,8	3	Gruppe 1	wach	feucht	T v. R.	21.05.2014
6	0,5	m	2,7	4	Gruppe 1	wach	feucht	T v. R.	27.05.2014
7	3,5	wk	3,2	5	Gruppe 3	wach	feucht	T v. R.	27.05.2014
8	5	wk	3,5	5	Gruppe 3	wach	feucht	T v. R.	30.05.2014
9	0,5	w	2,5	2	Gruppe 1	wach	feucht	T v. R.	06.06.2014
10	1	m	5,2	2	Gruppe 3	wach	feucht	T v. R.	16.06.2014
11	9	mk	7,7	1	Gruppe 1	wach	trocken	HB	08.07.2014
12	4	wk	3,6	6	Gruppe 2	wach	trocken	HB	09.07.2014
13	8	mk	10	7	Gruppe 3	wach	trocken	HB	09.07.2014
14	3	mk	3,5	2	Gruppe 2	wach	trocken	HB	10.07.2014
15	2	wk	4,5	2	Gruppe 2	wach	trocken	HB	10.07.2014
16	5	mk	5,6	1	Gruppe 1	wach	feucht	T v. R.	15.07.2014
17	13	mk	6	1	Gruppe 3	wach	feucht	T v. R.	15.07.2014
18	4	mk	4	1	Gruppe 3	wach	trocken	HB	20.07.2014
19	6	mk	7,1	1	Gruppe 3	sediert	feucht	T v. R.	21.07.2014
20	10	wk	5,3	4	Gruppe 3	wach	feucht	T v. R.	25.07.2014
21	8	wk	3,5	1	Gruppe 3	wach	trocken	HB	29.07.2014
22	6	mk	5,5	1	Gruppe 3	wach	trocken	HB	29.07.2014
23	6	wk	4,6	2	Gruppe 3	wach	trocken	HB	29.07.2014
24	10	mk	5	1	Gruppe 3	wach	trocken	HB	29.07.2014
25	5	mk	5,3	2	Gruppe 3	wach	trocken	HB	29.07.2014
26	5	mk	5,8	2	Gruppe 3	wach	trocken	HB	29.07.2014
27	1	w	2,9	1	Gruppe 1	sediert	feucht	T v. R.	04.08.2014
28	3	mk	7,3	1	Gruppe 2	wach	feucht	T v. R.	04.08.2014
29	12	mk	5,3	1	Gruppe 2	sediert	feucht	T v. R.	05.08.2014
30	1	mk	5,5	1	Gruppe 1	wach	feucht	T v. R.	08.08.2014
31	14,5	mk	6,1	2	Gruppe 3	wach	trocken	HB	12.08.2014
32	1	mk	5	1	Gruppe 3	wach	trocken	HB	12.08.2014
33	7	mk	8,5	8	Gruppe 3	wach	trocken	HB	12.08.2014
34	0,5	m	4,7	1	Gruppe 2	sediert	feucht	T v. R.	19.08.2014
35	11	wk	3,9	6	Gruppe 2	sediert	feucht	T v. R.	22.08.2014
36	7	wk	5	1	Gruppe 1	wach	trocken	HB	03.09.2014
37	0,5	m	3,9	1	Gruppe 2	sediert	feucht	T v. R.	09.09.2014
38	6	mk	6,2	1	Gruppe 1	sediert	feucht	T v. R.	19.09.2014
39	5	wk	3	9	Gruppe 2	sediert	feucht	T v. R.	19.09.2014
40	9	mk	5	2	Gruppe 2	wach	trocken	HB	19.09.2014
41	11	wk	5	1	Gruppe 2	wach	trocken	HB	19.09.2014
42	2,5	m	4,4	10	Gruppe 1	sediert	feucht	T v. R.	23.09.2014
43	7,5	mk	4,1	11	Gruppe 3	sediert	feucht	T v. R.	23.09.2014
44	2	mk	5,4	1	Gruppe 2	wach	trocken	HB	24.09.2014
45	2,5	mk	4,4	1	Gruppe 2	wach	feucht	HB	24.09.2014
46	10	mk	5	1	Gruppe 2	wach	feucht	HB	24.09.2014
47	3	mk	6	4	Gruppe 2	wach	feucht	HB	24.09.2014
48	6	wk	4,6	1	Gruppe 2	wach	feucht	HB	27.09.2014
49	5	mk	5,5	2	Gruppe 2	wach	feucht	HB	27.09.2014
50	10	mk	6,3	10	Gruppe 1	wach	feucht	HB	27.09.2014
51	3	m	4,1	12	Gruppe 2	wach	feucht	T v. R.	29.09.2014
52	9	wk	4,2	2	Gruppe 2	sediert	feucht	T v. R.	30.09.2014
53	3	m	3,3	12	Gruppe 2	wach	feucht	T v. R.	06.10.2014
54	1	m	5	1	Gruppe 2	sediert	feucht	T v. R.	07.10.2014
55	2	wk	3,9	2	Gruppe 3	wach	feucht	T v. R.	13.10.2014
56	3	mk	4,2	3	Gruppe 3	wach	feucht	T v. R.	13.10.2014
57	0,5	w	2	1	Gruppe 2	sediert	feucht	T v. R.	14.10.2014
58	0,5	m	2,5	1	Gruppe 2	sediert	feucht	T v. R.	14.10.2014
59	9	mk	4,8	1	Gruppe 2	wach	feucht	HB	15.10.2014
60	8	wk	3,8	1	Gruppe 2	wach	feucht	HB	15.10.2014

Anhang

Fortsetzung Anhang 1

Katze Nr.	Alter (Jahren)	Sex*	Gewicht (kg)	Rasse**	Halteungsform***	Zustand bei Probenentnahme	Tupfer	Ort****	Datum
61	5	mk	6,5	10	Gruppe 3	wach	feucht	T v. R	17.10.2014
62	7,5	mk	6	1	Gruppe 2	wach	feucht	HB	19.10.2014
63	13	mk	8,1	1	Gruppe 2	sediert	feucht	T v. R	20.10.2014
64	2	wk	3,8	1	Gruppe 3	wach	feucht	T v. R	21.10.2014
65	11,5	wk	5	1	Gruppe 2	wach	feucht	HB	23.10.2014
66	4,5	wk	5,5	1	Gruppe 2	wach	feucht	HB	23.10.2014
67	12,5	mk	5	1	Gruppe 3	wach	feucht	HB	26.10.2014
68	3,5	wk	4,5	4	Gruppe 2	wach	feucht	HB	26.10.2014
69	0,5	w	2,7	2	Gruppe 2	sediert	feucht	T v. R	31.10.2014
70	0,5	w	2,2	2	Gruppe 2	sediert	feucht	T v. R	31.10.2014
71	2	wk	4,5	1	Gruppe 2	wach	feucht	HB	03.11.2014
72	2	wk	3,5	4	Gruppe 2	wach	feucht	HB	03.11.2014
73	6,5	wk	6,5	1	Gruppe 2	sediert	feucht	T v. R	04.11.2014
74	14,5	mk	4,7	1	Gruppe 3	wach	feucht	T v. R	04.11.2014
75	0,5	w	2,9	1	Gruppe 1	wach	feucht	T v. R	05.11.2014
76	13,5	wk	3,5	1	Gruppe 3	wach	feucht	HB	09.11.2014
77	9,5	wk	4	1	Gruppe 3	wach	feucht	HB	09.11.2014
78	5,5	mk	6,2	1	Gruppe 3	wach	feucht	HB	09.11.2014
79	3,6	wk	3,6	6	Gruppe 2	wach	feucht	HB	09.11.2014
80	5,5	mk	5	1	Gruppe 3	wach	feucht	HB	09.11.2014
81	8,5	mk	10	1	Gruppe 3	wach	feucht	HB	09.11.2014
82	1,5	mk	3,6	4	Gruppe 1	wach	feucht	HB	19.11.2014
83	5	wk	4	1	Gruppe 3	wach	feucht	HB	19.11.2014
84	5,5	wk	4,4	1	Gruppe 1	wach	feucht	T v. R	24.11.2014
85	7	mk	6,7	1	Gruppe 1	sediert	feucht	T v. R	19.12.2014
86	2	wk	3,4	1	Gruppe 1	wach	feucht	T v. R	16.01.2015
87	1,5	mk	5,1	2	Gruppe 3	wach	feucht	T v. R	20.01.2015
88	1,5	wk	4,1	2	Gruppe 3	wach	feucht	T v. R	20.01.2015
89	4,5	mk	5,1	11	Gruppe 1	sediert	feucht	T v. R	03.02.2015
90	10	wk	5,4	1	Gruppe 1	sediert	feucht	T v. R	06.02.2015
91	14	wk	4,5	2	Gruppe 1	sediert	feucht	T v. R	06.03.2015
92	5,5	wk	4,4	1	Gruppe 3	wach	feucht	T v. R	06.03.2015
93	2,5	wk	5,7	1	Gruppe 1	wach	feucht	T v. R	06.03.2015
94	13	mk	6,4	1	Gruppe 1	sediert	feucht	T v. R	30.03.2015
95	9	wk	5,4	8	Gruppe 1	sediert	feucht	T v.f.c.	14.04.2015
96	8	wk	5	1	Gruppe 1	wach	feucht	T v.f.c.	14.04.2015
97	1	w	3,7	1	Gruppe 1	sediert	feucht	T v.f.c.	21.04.2015
98	4	wk	4,2	1	Gruppe 1	wach	feucht	T v.f.c.	23.04.2015
99	10	wk	5	4	Gruppe 1	sediert	feucht	T v.f.c.	28.04.2015
100	0,5	m	3,8	13	Gruppe 1	sediert	feucht	T v.f.c.	28.04.2015
101	4	wk	3,7	1	Gruppe 1	wach	feucht	HB	29.04.2015
102	1	w	3,5	8	Gruppe 1	sediert	feucht	T v.f.c.	30.04.2015
103	4,5	mk	2,9	2	Gruppe 1	sediert	feucht	T v.f.c.	30.04.2015
104	10,5	mk	4,5	1	Gruppe 1	wach	feucht	T v.f.c.	05.05.2015
105	4,5	wk	4	1	Gruppe 1	wach	feucht	HB	06.05.2015
106	9	mk	5,4	4	Gruppe 3	wach	feucht	HB	13.05.2015
107	11	mk	6,5	1	Gruppe 3	wach	feucht	HB	22.05.2015
108	13	mk	5	2	Gruppe 3	wach	feucht	HB	22.05.2015
109	8	wk	5,3	1	Gruppe 1	sediert	feucht	T v.f.c.	26.05.2015
110	9	wk	5,1	1	Gruppe 1	wach	feucht	T v.f.c.	02.06.2015
111	13	mk	4,8	1	Gruppe 1	sediert	feucht	T v.f.c.	23.06.2015
112	7,5	mk	5	1	Gruppe 3	wach	feucht	HB	27.07.2015
113	6,5	wk	3	1	Gruppe 3	wach	feucht	HB	27.07.2015
114	0,5	wk	4,1	1	Gruppe 3	wach	feucht	T v. R	14.08.2015
115	1	w	3	1	Gruppe 1	wach	feucht	HB	19.08.2015
116	5	mk	5	1	Gruppe 1	wach	feucht	HB	21.08.2015
117	13	mk	5,4	9	Gruppe 1	sediert	feucht	T v.f.c.	27.10.2015
118	13,5	wk	5,9	1	Gruppe 1	sediert	feucht	T v.f.c.	27.10.2015
119	13,5	wk	6,7	1	Gruppe 1	sediert	feucht	T v.f.c.	27.10.2015
120	2,5	wk	3,8	1	Gruppe 3	wach	trocken	HB	02.11.2015

* Geschlecht: m = männlich, w = weiblich, k = kastriert

** Rasse: 1 = Europäisch Kurzhaar, 2 = Rassekatzen-Mix, 3 = Heilige Birma, 4 = Britisch Kurzhaar, 5 = Karelian Bobtail, 6 = Norwegische Walskatze, 7 = Sibirische Waldkatze, 8 = Maine-Coon, 9 = Siam, 10 = Kartäuser, 11 = Perser, 12 = Orientalisch Kurzhaar, 13 = Britisch-Langhaar

Anhang

*** Haltungform: Gruppe 1 = reine Wohnungskatzen ohne Freigang und ohne weitere Katzen im Haushalt, Gruppe 2 = reine Wohnungskatzen ohne Freigang mit weiteren Katzen im Haushalt, Gruppe 3 = Katzen mit Freigang

**** Ort der Probenentnahme: HB = Hausbesuch, T v. R. = Tierarztpraxis Dr. von Renesse (Berlin), T v.f.c. = Tierarztpraxis vets for cats (Berlin)

Anhang

Anhang 2: Ergebnisse – Transportdauer, STT, Mikrobiota aus dem rechten und linken Konjunktivalsack sowie der Keimgehalt der isolierten Mikrobiota von 120 Katzen aus Berlin und Umgebung

Katze Nr.	Transportdauer	STT (mm/Min)		Mikrobiota* (Keimgehalt**)	
		OD	OS	OD	OS
1	2 Tage	-	-	-	-
2	2 Tage	16	22	1 (++)	-
3	2 Tage	16	12	-	-
4	2 Tage	21	19	2 (++)	-
5	1 Tag	21	16	-	-
6	1 Tag	12	12	-	-
7	1 Tag	30	24	3 (++), 4 (+)	-
8	3 Tage	-	-	-	-
9	4 Tage	23	21	5 (+++)	6 (++++), 5 (+)
10	3 Tage	15	16	-	-
11	2 Tage	27	22	-	6 (+++)
12	2 Tage	14	14	7 (+), 8 (+)	-
13	2 Tage	10	14	9 (++)	-
14	4 Tage	23	23	10 (+++), 11 (+++)	-
15	4 Tage	25	25	12 (+)	13 (++)
16	2 Tage	23	24	-	-
17	2 Tage	17	15	14 (++)	15 (++)
18	2 Tage	-	-	-	-
19	2 Tage	-	-	-	-
20	3 Tage	-	-	-	-
21	2 Tage	-	-	-	-
22	2 Tage	-	-	16 (+++), 17 (+++)	-
23	2 Tage	-	-	16 (+)	-
24	2 Tage	18	18	1 (++) , 18 (++)	1 (+)
25	2 Tage	-	-	-	-
26	2 Tage	-	-	-	-
27	2 Tage	-	-	19 (++)	19 (++)
28	2 Tage	8	12	-	-
29	2 Tage	-	-	-	-
30	3 Tage	18	15	-	-
31	2 Tage	-	-	-	-
32	2 Tage	-	-	17 (++)	-
33	2 Tage	-	-	20 (++)	21 (+++)
34	2 Tage	-	-	-	22 (+)
35	3 Tage	-	-	-	-
36	1 Tag	21	21	-	-
37	3 Tage	8	12	5 (+)	34 (++) , 5 (+)
38	3 Tage	14	14	-	18 (+)
39	3 Tage	-	-	-	-
40	3 Tage	18	18	-	-
41	3 Tage	8	18	23 (+++), 15 (+++), 24 (+++), 5 (+++)	16 (+++)
42	2 Tage	22	30	25 (++)	15 (+)
43	2 Tage	20	18	15 (+++)	15 (+++)
44	2 Tage	-	-	5 (++) , 6 (++)	-
45	2 Tage	-	-	-	-
46	2 Tage	26	26	-	26 (+)
47	2 Tage	17	29	-	-

Anhang

Fortsetzung Anhang 2

Katze Nr.	Transport- dauer	STT (mm/Min)		Mikrobiota* (Keimgehalt**)	
		OD	OS	OD	OS
48	2 Tage	8	9	1 (++)	1 (++)
49	2 Tage	14	14	-	19 (++)
50	2 Tage	26	15	1 (++)	1 (+)
51	2 Tage	11	13	-	-
52	2 Tage	18	18	-	-
53	2 Tage	11	16	1 (++)	-
54	1 Tag	-	-	-	-
55	2 Tage	17	25	-	-
56	2 Tage	13	18	-	-
57	2 Tage	17	15	-	-
58	2 Tage	14	25	15 (++)	-
59	2 Tage	18	30	-	-
60	2 Tage	24	24	-	-
61	4 Tage	20	20	-	27 (+++)
62	3 Tage	10	30	15 (+)	6 (++)
63	2 Tage	14	21	7 (+)	-
64	2 Tage	18	18	-	-
65	4 Tage	-	-	-	-
66	4 Tage	18	18	-	28 (++)
67	3 Tage	15	12	-	-
68	3 Tage	-	-	1 (++)	1 (++)
69	3 Tage	14	14	-	-
70	3 Tage	12	9	5 (++)	5 (++) , 6 (++)
71	2 Tage	-	-	-	-
72	2 Tage	23	30	-	-
73	2 Tage	19	18	-	-
74	2 Tage	18	16	-	-
75	1 Tag	10	12	1 (++)	-
76	2 Tage	17	18	-	-
77	2 Tage	26	26	29 (++)	30 (++)
78	2 Tage	18	18	-	-
79	2 Tage	-	-	-	-
80	2 Tage	10	14	17 (+)	-
81	2 Tage	18	19	-	-
82	2 Tage	23	19	-	-
83	2 Tage	19	17	1 (+)	-
84	2 Tage	26	22	-	-
85	3 Tage	-	-	35 (++)	-
86	3 Tage	29	24	-	-
87	2 Tage	19	22	-	-
88	2 Tage	7	6	-	-
89	3 Tage	30	30	31 (++)	31 (++)
90	3 Tage	-	-	-	-
91	4 Tage	-	-	-	-
92	4 Tage	15	18	-	-
93	4 Tage	8	15	-	-
94	1 Tag	15	9	-	-
95	3 Tage	14	14	19 (+++)	19 (+++)
96	3 Tage	13	11	31 (+++)	31 (+)

Anhang

Fortsetzung Anhang 2

Katze Nr.	Transportdauer	STT (mm/Min)		Mikrobiota* (Keimgehalt**)	
		OD	OS	OD	OS
97	1 Tag	17	28	-	-
98	1 Tag	30	27	-	-
99	1 Tag	16	29	-	-
100	1 Tag	-	-	-	-
101	2 Tage	24	23	-	-
102	1 Tag	19	17	-	-
103	1 Tag	13	15	-	-
104	2 Tage	22	32	-	-
105	2 Tage	19	20	-	-
106	2 Tage	13	21	-	-
107	1 Tag	-	-	-	-
108	1 Tag	30	26	-	-
109	3 Tage	10	13	-	-
110	1 Tag	24	13	1 (+++)	1 (++)
111	1 Tag	0	0	-	-
112	2 Tage	20	12	-	-
113	2 Tage	20	18	-	-
114	3 Tage	2	8	33 (+)	32 (+++)
115	2 Tage	-	-	36 (++)	-
116	3 Tage	17	19	-	-
117	1 Tag	30	30	1 (++)	1 (++)
118	2 Tage	-	-	37 (+)	29 (++++)
119	1 Tag	-	-	38 (++)	5 (++)
120	1 Tag	17	22	-	-

OD = rechtes Auge, OS = linkes Auge

*Mikrobiota: 1 = *Staphylococcus felis*, 2 = *Staphylococcus hominis*, 3 = aerobe Sporenbildner
 4 = *Bacillus cereus*, 5 = *Micrococcus luteus*, 6 = *Moraxella osloensis*, 7 = *Staphylococcus pseudintermedius*, 8 = *E. coli*, 9 = *Bacillus licheniformis*, 10 = *Pseudomonas* spp., 11 = *Pseudomonas fluorescens*, 12 = *Streptococcus* sp., 13 = *Staphylococcus hämolyticus*, 14 = *Bacillus pumilus*,
 15 = *Staphylococcus epidermidis*, 16 = *Pantoea agglomerans*, 17 = *Acinetobacter* spp.,
 18 = *Pasteurella* sp., 19 = *Staphylococcus xylosus*, 20 = *Neisseria* sp., 21 = *Pseudomonas putida*,
 22 = *Streptococcus salivarius*, 23 = *Staphylococcus equorum*, 24 = *Bacillus firmus*, 25 = *Acinetobacter lwoffii*, 26 = *Bacillus megaterium*, 27 = *Bacillus simplex*, 28 = *Staphylococcus aureus*,
 29 = *Acinetobacter johnsonii*, 30 = *Staphylococcus cohnii*, 31 = *Staphylococcus* spp., 32 = *Bacillus subtilis*, 33 = alpha-hämolyisierende Streptokokken, 34 = *Chaetomium globosum*, 35 = *Aspergillus brasiliensis*, 36 = *Pichia guilliermondii*, 37 = *Stenotrophomonas* sp., 38 = *Staphylococcus capitis*

** Keimgehalt: + = erst nach Anreicherung nachweisbar, ++ = geringer Gehalt, +++ = mäßiger Gehalt, ++++ = hoher Gehalt

Anhang

Anhang 3: Datentabelle der *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung der grampositiven Bakterien gegenüber den getesteten Antibiotika aus der Gruppe der Penicilline (gelistet nach alphabetischer Reihenfolge)

Bakterienart	Ampi¹	Amox²	A/C³	PG⁴	Oxac⁵
aerobe Sporenbildner					
resistent	0/1	0/1	0/1	1/1	1/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	0/1	0/1
<i>Bacillus cereus</i>					
resistent	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
<i>Bacillus firmus</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Bacillus licheniformis</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Bacillus megaterium</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Bacillus pumilus</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Bacillus simplex</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	1/1	1/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	0/1	0/1
<i>Bacillus subtilis</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	1/1
<i>Micrococcus luteus</i>					
resistent	0/9	0/9	0/9	0/9	2/9
interm.	0/9	0/9	0/9	1/9	0/9
sensibel	9/9	9/9	9/9	8/9	6/9
n.g.*	-	-	-	-	1/9
<i>Staph. aureus</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1

Anhang

Fortsetzung Anhang 3

Bakterienart	Ampi¹	Amox²	A/C³	PG⁴	Oxac⁵
<i>Staph. capitis</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Staph. cohnii</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Staph. epidermidis</i>					
resistent	0/7	0/7	0/7	3/7	1/7
interm.	1/7	1/7	0/7	0/7	0/7
sensibel	6/7	6/7	7/7	4/7	6/7
<i>Staph. equorum</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Staph. felis</i>					
resistent	0/17	0/17	0/17	2/17	0/17
interm.	0/17	0/17	0/17	2/17	0/17
sensibel	17/17	17/17	17/17	13/17	12/17
n.g.*	-	-	-	-	5/17
<i>Staph. hämolyticus</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Staph. hominis</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Staph. pseudintermedius</i>					
resistent	2/2	2/2	0/2	2/2	0/2
interm.	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2
sensibel	0/2	0/2	2/2	0/2	2/2
<i>Staph. spp.</i>					
resistent	0/4	0/4	0/4	0/4	0/4
interm.	0/4	0/4	0/4	0/4	0/4
sensibel	4/4	4/4	4/4	4/4	0/4
n.g.*	-	-	-	-	4/4
<i>Staph. xylosus</i>					
resistent	2/5	2/5	2/5	2/5	0/5
interm.	0/5	0/5	0/5	0/5	0/5
sensibel	3/5	3/5	3/5	3/5	3/5
n.g.*	-	-	-	-	2/5
α-hämol. Streptokokken					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	1/1

Anhang

Fortsetzung Anhang 3

Bakterienart	Ampi ¹	Amox ²	A/C ³	PG ⁴	Oxac ⁵
<i>Streptococcus salivarius</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Streptococcus sp.</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1

¹Ampicillin, ²Amoxicillin, ³Amoxicillin / Clavulansäure, ⁴Penicillin G, ⁵Oxacillin; *n.g. = nicht getestet

Anhang 4: Datentabelle der *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung der grampositiven Bakterien gegenüber den getesteten Antibiotika aus der Gruppe der Cephalosporine (gelistet nach alphabetischer Reihenfolge)

Bakterienart	Cepha ¹	Cefqui ²	Cepho ³	Cefov ⁴	Cefox ⁵
aerobe Sporenbildner					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	0/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	1/1
<i>Bacillus cereus</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	1/1	0/1	1/1	0/1
sensibel	1/1	0/1	1/1	0/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	1/1
<i>Bacillus firmus</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	1/1
<i>Bacillus licheniformis</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	1/1
<i>Bacillus megaterium</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	1/1
<i>Bacillus pumilus</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	1/1
<i>Bacillus simplex</i>					
resistent	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	1/1

Fortsetzung Anhang 4

Anhang

Bakterienart	Cepha ¹	Cefqui ²	Cepho ³	Cefov ⁴	Cefox ⁵
<i>Bacillus subtilis</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Micrococcus luteus</i>					
resistent	0/9	0/9	0/9	0/9	0/9
interm.	2/9	0/9	0/9	0/9	0/9
sensibel	7/9	9/9	9/9	9/9	1/9
n.g.*	-	-	-	-	8/9
<i>Staph. aureus</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	1/1
<i>Staph. capitis</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Staph. cohnii</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	1/1
<i>Staph. epidermidis</i>					
resistent	0/7	0/7	0/7	0/7	0/7
interm.	1/7	0/7	1/7	0/7	0/7
sensibel	6/7	7/7	6/7	7/7	0/7
n.g.*	-	-	-	-	7/7
<i>Staph. equorum</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	1/1
<i>Staph. felis</i>					
resistent	0/17	0/17	0/17	0/17	0/17
interm.	0/17	0/17	0/17	0/17	0/17
sensibel	17/17	17/17	17/17	17/17	5/17
n.g.*	-	-	-	-	12/17
<i>Staph. hämolyticus</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	1/1
<i>Staph. hominis</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	1/1

Anhang

Fortsetzung Anhang 4

Bakterienart	Cepha ¹	Cefqui ²	Cepho ³	Cefov ⁴	Cefox ⁵
<i>Staph. pseudintermedius</i>					
resistent	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2
interm.	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2
sensibel	2/2	2/2	2/2	2/2	0/2
n.g.*	-	-	-	-	2/2
<i>Staph. spp.</i>					
resistent	0/4	0/4	0/4	0/4	0/4
interm.	0/4	0/4	0/4	0/4	0/4
sensibel	4/4	4/4	4/4	4/4	4/4
<i>Staph. xylosus</i>					
resistent	2/5	2/5	2/5	2/5	2/5
interm.	0/5	0/5	0/5	0/5	0/5
sensibel	3/5	3/5	3/5	3/5	0/5
n.g.*	-	-	-	-	3/5
α-hämol. Streptokokken					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Streptococcus salivarius</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	1/1
<i>Streptococcus sp.</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	1/1

¹Cephalexin, ²Cefquinom, ³Cephooperazon, ⁴Cefovecin, ⁵Cefoxitin; *n.g. = nicht getestet

Anhang 5: Datentabelle der *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung der grampositiven Bakterien gegenüber den getesteten Antibiotika aus der Gruppe der Fluorchinolone (gelistet nach alphabetischer Reihenfolge)

Bakterienart	Diflox ¹	Enro ²	Marbo ³	Ibaflox ⁴	Prado ⁵	Orbi ⁶
aerobe Sporenbildner						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	-	1/1
<i>Bacillus cereus</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	-	1/1
<i>Bacillus firmus</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	-	1/1

Fortsetzung Anhang 5

Anhang

Bakterienart	Diflox ¹	Enro ²	Marbo ³	Ibaflox ⁴	Prado ⁵	Orbi ⁶
<i>Bacillus licheniformis</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	-	1/1
<i>Bacillus megaterium</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*						1/1
<i>Bacillus pumilus</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	-	1/1
<i>Bacillus simplex</i>						
resistent	1/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	1/1	1/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	1/1	0/1	0/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	-	1/1
<i>Bacillus subtilis</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Micrococcus luteus</i>						
resistent	6/9	0/9	0/9	5/9	0/9	0/9
interm.	0/9	0/9	6/9	2/9	0/9	1/9
sensibel	3/9	9/9	3/9	2/9	9/9	0/9
n.g.*	-	-	-	-	-	8/9
<i>Staph. aureus</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	-	1/1
<i>Staph. capitis</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Staph. cohnii</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	-	1/1
<i>Staph. epidermidis</i>						
resistent	0/7	0/7	0/7	0/7	0/7	0/7
interm.	0/7	0/7	0/7	0/7	0/7	0/7
sensibel	7/7	7/7	7/7	7/7	7/7	0/7
n.g.*	-	-	-	-	-	7/7

Anhang

Fortsetzung Anhang 5

Bakterienart	Diflox¹	Enro²	Marbo³	Ibaflox⁴	Prado⁵	Orbi⁶
<i>Staph. equorum</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	-	1/1
<i>Staph. felis</i>						
resistent	0/17	0/17	0/17	0/17	0/17	0/17
interm.	0/17	0/17	0/17	0/17	0/17	0/17
sensibel	17/17	17/17	17/17	17/17	17/17	5/17
n.g.*	-	-	-	-	-	12/17
<i>Staph. hämolyticus</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	-	1/1
<i>Staph. hominis</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	-	1/1
<i>Staph. pseudintermedius</i>						
resistent	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2
interm.	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2
sensibel	2/2	2/2	2/2	2/2	2/2	0/2
n.g.*						2/2
<i>Staph. spp.</i>						
resistent	0/4	0/4	0/4	0/4	0/4	0/4
interm.	0/4	0/4	0/4	0/4	0/4	0/4
sensibel	4/4	4/4	4/4	4/4	4/4	4/4
<i>Staph. xylosus</i>						
resistent	0/5	0/5	0/5	0/5	0/5	0/5
interm.	0/5	0/5	0/5	0/5	0/5	0/5
sensibel	5/5	5/5	5/5	5/5	5/5	2/5
n.g.*	-	-	-	-	-	3/5
α-hämol. Streptokokken						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Streptococcus salivarius</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	-	1/1
<i>Streptococcus sp.</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	0/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	-	1/1

¹Difloxacin, ²Enrofloxacin, ³Marbofloxacin, ⁴Ibafloxacin, ⁵Pradofloxacin, ⁶Orbifloxacin; *n.g. = nicht getestet

Anhang

Anhang 6: Datentabelle der *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung der grampositiven Bakterien gegenüber den getesteten Antibiotika aus den Gruppen der Fenicole, Ansamycine, Steroid-Antibiotika, und Lincosamide (gelistet nach alphabetischer Reihenfolge)

Bakterienart	Chloram¹	Rifamp²	Fusidin³	Clinda⁴	Linco⁵
aerobe Sporenbildner					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	1/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
<i>Bacillus cereus</i>					
resistent	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	1/1
sensibel	1/1	1/1	0/1	1/1	0/1
<i>Bacillus firmus</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Bacillus licheniformis</i>					
resistent	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1
<i>Bacillus megaterium</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	1/1	1/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	0/1	0/1
<i>Bacillus pumilus</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	1/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
<i>Bacillus simplex</i>					
resistent	0/1	0/1	1/1	1/1	1/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	0/1	0/1	0/1
<i>Bacillus subtilis</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Micrococcus luteus</i>					
resistent	0/9	0/9	2/9	0/9	0/9
interm.	0/9	0/9	0/9	0/9	2/9
sensibel	9/9	9/9	7/9	9/9	7/9
<i>Staph. aureus</i>					
resistent	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	1/1
sensibel	1/1	1/1	0/1	1/1	0/1
<i>Staph. capitis</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Staph. cohnii</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	1/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1

Anhang

Fortsetzung Anhang 6

Bakterienart	Chloram¹	Rifamp²	Fusidin³	Clinda⁴	Linco⁵
<i>Staph. epidermidis</i>					
resistent	1/7	0/7	2/7	1/7	1/7
interm.	0/7	0/7	0/7	0/7	0/7
sensibel	6/7	7/7	5/7	6/7	6/7
<i>Staph. equorum</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Staph. felis</i>					
resistent	0/17	0/17	3/17	0/17	0/17
interm.	0/17	0/17	0/17	0/17	8/17
sensibel	17/17	17/17	14/17	17/17	9/17
<i>Staph. hämolyticus</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Staph. hominis</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	1/1	1/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	0/1	0/1
<i>Staph. pseudintermedius</i>					
resistent	0/2	0/2	1/2	1/2	1/2
interm.	0/2	0/2	0/2	0/2	1/2
sensibel	2/2	2/2	1/2	1/2	0/2
<i>Staph. spp.</i>					
resistent	0/4	0/4	0/4	0/4	0/4
interm.	0/4	0/4	0/4	0/4	0/4
sensibel	4/4	4/4	4/4	4/4	4/4
<i>Staph. xylosum</i>					
resistent	0/5	0/5	2/5	0/5	0/5
interm.	0/5	0/5	0/5	0/5	3/5
sensibel	5/5	5/5	3/5	5/5	2/5
α-hämol. Streptokokken					
resistent	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1
<i>Streptococcus salivarius</i>					
resistent	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1
<i>Streptococcus sp.</i>					
resistent	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1

¹Chloramphenicol, ²Rifampicin, ³Fusidinsäure, ⁴Clindamycin, ⁵Lincomycin

Anhang

Anhang 7: Datentabelle der *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung der grampositiven Bakterien gegenüber den getesteten Antibiotika aus den Gruppen der Makrolide, Polypeptidantibiotika / Polymyxine, Sulfonamide / Folsäureantagonisten, Tetracycline (gelistet nach alphabetischer Reihenfolge)

Bakterienart	Ery¹	Spira²	PB + C³	S + T⁴	Doxy⁵	Tetra⁶
aerobe Sporenbildner						
resistent	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1	1/1
<i>Bacillus cereus</i>						
resistent	0/1	0/1	1/1	1/1	0/1	0/1
interm.	1/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	1/1	0/1	0/1	1/1	1/1
<i>Bacillus firmus</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Bacillus licheniformis</i>						
resistent	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1	1/1
<i>Bacillus megaterium</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Bacillus pumilus</i>						
resistent	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1	1/1
<i>Bacillus simplex</i>						
resistent	0/1	0/1	1/1	0/1	1/1	1/1
interm.	1/1	1/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1
<i>Bacillus subtilis</i>						
resistent	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1	1/1
<i>Micrococcus luteus</i>						
resistent	0/9	0/9	9/9	0/9	0/9	0/9
interm.	4/9	0/9	0/9	0/9	0/9	0/9
sensibel	5/9	9/9	0/9	9/9	9/9	9/9
<i>Staph. aureus</i>						
resistent	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1	1/1
<i>Staph. capitis</i>						
resistent	1/1	0/1	1/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	1/1	0/1	1/1	1/1	1/1
<i>Staph. cohnii</i>						
resistent	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1	1/1

Anhang

Fortsetzung Anhang 7

Bakterienart	Ery¹	Spira²	PB + C³	S + T⁴	Doxy⁵	Tetra⁶
<i>Staph. epidermidis</i>						
resistent	2/7	1/7	7/7	2/7	0/7	0/7
interm.	0/7	0/7	0/7	0/7	0/7	0/7
sensibel	5/7	6/7	0/7	5/7	7/7	7/7
<i>Staph. equorum</i>						
resistent	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1	1/1
<i>Staph. felis</i>						
resistent	2/17	3/17	17/17	1/17	0/17	0/17
interm.	0/17	0/17	0/17	4/17	0/17	0/17
sensibel	15/17	14/17	0/17	12/17	17/17	17/17
<i>Staph. hämolyticus</i>						
resistent	1/1	0/1	1/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	1/1	0/1	1/1	1/1	1/1
<i>Staph. hominis</i>						
resistent	1/1	0/1	1/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	1/1	0/1	1/1	1/1	1/1
<i>Staph. pseudintermedius</i>						
resistent	1/2	1/2	2/2	0/2	1/2	1/2
interm.	0/2	0/2	0/2	1/2	0/2	0/2
sensibel	1/2	1/2	0/2	1/2	1/2	1/2
<i>Staph. spp.</i>						
resistent	0/4	0/4	4/4	0/4	0/4	0/4
interm.	0/4	0/4	0/4	0/4	0/4	0/4
sensibel	4/4	4/4	0/4	4/4	4/4	4/4
<i>Staph. xyloso</i>						
resistent	0/5	0/5	5/5	1/5	0/5	0/5
interm.	0/5	0/5	0/5	0/5	0/5	0/5
sensibel	5/5	5/5	0/5	4/5	5/5	5/5
α-hämol. Streptokokken						
resistent	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1	1/1
<i>Streptococcus salivarius</i>						
resistent	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1	1/1
<i>Streptococcus sp.</i>						
resistent	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1	1/1

¹Erythromycin, ²Spiramycin, ³Polymyxin B + Colistin, ⁴Sulfamethoxazol + Trimethoprim, ⁵Doxycyclin, ⁶Tetracyclin

Anhang

Anhang 8: Datentabelle der *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung der grampositiven Bakterien gegenüber den getesteten Antibiotika aus den Gruppen der Aminoglykoside und Nitrofurane (gelistet nach alphabetischer Reihenfolge)

Bakterienart	Gent¹	Kana²	N + F³	Spec⁴	Strep⁵	Tob⁶	Nitro⁷
aerobe Sporenbildner							
resistent	0/1	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1	1/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1	0/1
<i>Bacillus cereus</i>							
resistent	0/1	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1	1/1
<i>Bacillus firmus</i>							
resistent	0/1	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1	1/1
<i>Bacillus licheniformis</i>							
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Bacillus megaterium</i>							
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Bacillus pumilus</i>							
resistent	0/1	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1	1/1
<i>Bacillus simplex</i>							
resistent	0/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
interm.	1/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	1/1
<i>Bacillus subtilis</i>							
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	0/1	0/1	1/1	1/1
n.g.*	-	-	-	1/1	1/1	-	-
<i>Micrococcus luteus</i>							
resistent	0/9	0/9	0/9	4/9	0/9	0/9	6/9
interm.	0/9	0/9	0/9	0/9	0/9	0/9	0/9
sensibel	9/9	9/9	9/9	4/9	8/9	9/9	3/9
n.g.*	-	-	-	1/9	1/9	-	-
<i>Staph. aureus</i>							
resistent	0/1	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1	1/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1	0/1
<i>Staph. capitis</i>							
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	0/1	0/1	1/1	1/1
n.g.*	-	-	-	1/1	1/1	-	-

Anhang

Fortsetzung Anhang 8

Bakterienart	Gent¹	Kana²	N + F³	Spec⁴	Strep⁵	Tob⁶	Nitro⁷
<i>Staph. cohnii</i>							
resistent	0/1	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1	1/1
<i>Staph. epidermidis</i>							
resistent	0/7	0/7	0/7	6/7	0/7	1/7	1/7
interm.	0/7	0/7	0/7	0/7	0/7	0/7	0/7
sensibel	7/7	7/7	7/7	1/7	7/7	6/7	6/7
<i>Staph. equorum</i>							
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Staph. felis</i>							
resistent	0/17	0/17	0/17	12/17	0/17	1/17	4/17
interm.	0/17	0/17	0/17	0/17	0/17	0/17	0/17
sensibel	17/17	17/17	17/17	0/17	12/17	16/17	13/17
n.g.*	-	-	-	5/17	5/17	-	-
<i>Staph. hämolyticus</i>							
resistent	0/1	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1	1/1
<i>Staph. hominis</i>							
resistent	0/1	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1	1/1
<i>Staph. pseudintermedius</i>							
resistent	0/2	0/2	0/2	2/2	1/2	1/2	1/2
interm.	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2
sensibel	2/2	2/2	2/2	0/2	1/2	1/2	1/2
<i>Staph. spp.</i>							
resistent	0/4	0/4	0/4	0/4	0/4	0/4	0/4
interm.	0/4	0/4	0/4	0/4	0/4	0/4	0/4
sensibel	4/4	4/4	4/4	0/4	0/4	4/4	4/4
n.g.*	-	-	-	4/4	4/4	-	-
<i>Staph. xylosus</i>							
resistent	0/5	0/5	0/5	3/5	0/5	0/5	0/5
interm.	0/5	0/5	0/5	0/5	0/5	0/5	0/5
sensibel	5/5	5/5	5/5	0/5	3/5	5/5	5/5
n.g.*	-	-	-	2/5	2/5	-	-
α-hämol. Streptokokken							
resistent	1/1	1/1	1/1	0/1	0/1	1/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	1/1
n.g.*	-	-	-	1/1	1/1	-	-
<i>Streptococcus salivarius</i>							
resistent	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	1/1

Anhang

Fortsetzung Anhang 8

Bakterienart	Gent ¹	Kana ²	N + F ³	Spec ⁴	Strep ⁵	Tob ⁶	Nitro ⁷
Streptococcus sp.							
resistent	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	1/1

¹Gentamicin, ²Kanamycin, ³Neomycin + Framycetin, ⁴Spectinomycin, ⁵Streptomycin, ⁶Tobramycin, ⁷Nitrofurantoin; n.g. = nicht getestet

Anhang 9: Datentabelle der *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung der gramnegativen Bakterien gegenüber den getesteten Antibiotika aus den Gruppen der Penicilline (gelistet nach alphabetischer Reihenfolge)

Bakterienart	Ampi ¹	Amox ²	A/C ³	PG ⁴	Oxac ⁵
Acinetobacter johnsonii					
resistent	0/2	0/2	0/2	2/2	1/2
interm.	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2
sensibel	2/2	2/2	2/2	0/2	0/2
n.g.*	-	-	-	-	1/2
Acinetobacter lwoffii					
resistent	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1
Acinetobacter spp.					
resistent	0/3	0/3	0/3	1/3	2/3
interm.	1/3	1/3	0/3	0/3	0/3
sensibel	2/3	2/3	3/3	2/3	1/3
Escherichia coli					
resistent	0/1	0/1	0/1	1/1	1/1
interm.	1/1	1/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1
Moraxella osloensis					
resistent	0/5	0/5	0/5	2/5	1/5
interm.	1/5	1/5	0/5	1/5	0/5
sensibel	4/5	4/5	5/5	2/5	4/5
Neisseria sp.					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	1/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	0/1	1/1
Pantoea agglomerans					
resistent	0/3	0/3	0/3	3/3	3/3
interm.	1/3	1/3	0/3	0/3	0/3
sensibel	2/3	2/3	3/3	0/3	0/3
Pasteurella sp.					
resistent	0/2	0/2	0/2	0/2	1/2
interm.	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2
sensibel	2/2	2/2	2/2	2/2	1/2
Pseudomonas fluorescens					
resistent	0/1	0/1	0/1	1/1	1/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	0/1	0/1

Anhang

Fortsetzung Anhang 9

Bakterienart	Ampi ¹	Amox ²	A/C ³	PG ⁴	Oxac ⁵
<i>Pseudomonas putida</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Pseudomonas spp.</i>					
resistent	1/1	1/1	0/1	1/1	1/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1
<i>Stenotrophomonas sp.</i>					
resistent	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	1/1

¹Ampicillin, ²Amoxicillin, ³Amoxicillin / Clavulansäure, ⁴Penicillin G, ⁵Oxacillin; *n.g. = nicht getestet

Anhang 10: Datentabelle der *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung der gramnegativen Bakterien gegenüber den getesteten Antibiotika aus den Gruppen der Cephalosporine (gelistet nach alphabetischer Reihenfolge)

Bakterienart	Cepha ¹	Cefqui ²	Cepho ³	Cefov ⁴	Cefox ⁵
<i>Acinetobacter johnsonii</i>					
resistent	0/2	1/2	1/2	0/2	0/2
interm.	0/2	0/2	0/2	1/2	0/2
sensibel	2/2	1/2	1/2	1/2	1/2
n.g.*	-	-	-	-	1/2
<i>Acinetobacter lwoffii</i>					
resistent	1/1	0/1	1/1	1/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	1/1	0/1	0/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	1/1
<i>Acinetobacter spp.</i>					
resistent	1/3	0/3	1/3	1/3	0/3
interm.	0/3	0/3	0/3	0/3	0/3
sensibel	2/3	3/3	2/3	2/3	0/3
n.g.*	-	-	-	-	3/3
<i>Escherichia coli</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	1/1
<i>Moraxella osloensis</i>					
resistent	1/5	0/5	1/5	1/5	0/5
interm.	0/5	0/5	0/5	0/5	0/5
sensibel	4/5	5/5	4/5	4/5	0/5
n.g.*	-	-	-	-	5/5
<i>Neisseria sp.</i>					
resistent	1/1	0/1	1/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	1/1	0/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	1/1

Anhang

Fortsetzung Anhang 10

Bakterienart	Cepha ¹	Cefqui ²	Cepho ³	Cefov ⁴	Cefox ⁵
<i>Pantoea agglomerans</i>					
resistent	0/3	0/3	0/3	0/3	0/3
interm.	1/3	0/3	0/3	0/3	0/3
sensibel	2/3	3/3	3/3	3/3	0/3
n.g.*	-	-	-	-	3/3
<i>Pasteurella sp.</i>					
resistent	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2
interm.	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2
sensibel	2/2	2/2	2/2	2/2	0/2
n.g.*	-	-	-	-	2/2
<i>Pseudomonas fluorescens</i>					
resistent	1/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	1/1
<i>Pseudomonas putida</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	1/1
<i>Pseudomonas spp.</i>					
resistent	1/1	0/1	0/1	1/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	1/1	1/1	0/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	1/1
<i>Stenotrophomonas sp.</i>					
resistent	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1

¹Cephalexin, ²Cefquinom, ³Cephooperazon, ⁴Cefovecin, ⁵Cefoxitin; *n.g. = nicht getestet

Anhang 11: Datentabelle der *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung der gramnegativen Bakterien gegenüber den getesteten Antibiotika aus den Gruppen der Fluorchinolone (gelistet nach alphabetischer Reihenfolge)

Bakterienart	Diflox ¹	Enro ²	Marbo ³	Iba ⁴	Prado ⁵	Orbi ⁶
<i>Acinetobacter johnsonii</i>						
resistent	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2
interm.	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2
sensibel	2/2	2/2	2/2	2/2	2/2	1/2
n.g.*	-	-	-	-	-	1/2
<i>Acinetobacter Iwoffii</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	-	1/1

Anhang

Fortsetzung Anhang 11

Bakterienart	Diflox¹	Enro²	Marbo³	Iba⁴	Prado⁵	Orbi⁶
<i>Acinetobacter spp.</i>						
resistent	1/3	0/3	1/3	1/3	0/3	0/3
interm.	0/3	1/3	0/3	0/3	0/3	0/3
sensibel	2/3	2/3	2/3	2/3	3/3	0/3
n.g.*	-	-	-	-	-	3/3
<i>Escherichia coli</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	-	1/1
<i>Moraxella osloensis</i>						
resistent	1/5	0/5	1/5	1/5	0/5	0/5
interm.	0/5	0/5	0/5	0/5	0/5	0/5
sensibel	4/5	5/5	4/5	4/5	5/5	0/5
n.g.*	-	-	-	-	-	5/5
<i>Neisseria sp.</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	-	1/1
<i>Pantoea agglomerans</i>						
resistent	0/3	0/3	0/3	0/3	0/3	0/3
interm.	0/3	0/3	0/3	0/3	0/3	0/3
sensibel	3/3	3/3	3/3	3/3	3/3	0/3
n.g.*	-	-	-	-	-	3/3
<i>Pasteurella sp.</i>						
resistent	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2
interm.	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2
sensibel	2/2	2/2	2/2	2/2	2/2	0/2
n.g.*	-	-	-	-	-	2/2
<i>Pseudomonas fluorescens</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	-	1/1
<i>Pseudomonas putida</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	-	1/1
<i>Pseudomonas spp.</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	-	-	1/1
<i>Stenotrophomonas sp.</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1

¹Difloxacin, ²Enrofloxacin, ³Marbofloxacin, ⁴Ibafloxacin, ⁵Pradofloxacin, ⁶Orbifloxacin; *n.g. = nicht getestet

Anhang

Anhang 12: Datentabelle der *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung der gramnegativen Bakterien gegenüber den getesteten Antibiotika aus den Gruppen der Fenicole, Ansamycine, Steroid-Antibiotika und Lincosamide (gelistet nach alphabetischer Reihenfolge)

Bakterienart	Chloram ¹	Rifamp ²	Fusidin ³	Clinda ⁴	Linco ⁵
<i>Acinetobacter johnsonii</i>					
resistent	0/2	0/2	2/2	2/2	2/2
interm.	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2
sensibel	2/2	2/2	0/2	0/2	0/2
<i>Acinetobacter lwoffii</i>					
resistent	0/1	0/1	1/1	1/1	1/1
interm.	0/1	1/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	0/1	0/1	0/1	0/1
<i>Acinetobacter spp.</i>					
resistent	0/3	0/3	2/3	2/3	2/3
interm.	0/3	1/3	0/3	0/3	0/3
sensibel	3/3	2/3	1/3	1/3	1/3
<i>Escherichia coli</i>					
resistent	0/1	0/1	1/1	1/1	1/1
interm.	0/1	1/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	0/1	0/1	0/1	0/1
<i>Moraxella osloensis</i>					
resistent	0/5	1/5	4/5	0/5	2/5
interm.	0/5	0/5	0/5	1/5	2/5
sensibel	5/5	4/5	1/5	4/5	1/5
<i>Neisseria sp.</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	1/1	1/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	0/1	0/1
<i>Pantoea agglomerans</i>					
resistent	0/3	0/3	3/3	3/3	3/3
interm.	0/3	3/3	0/3	0/3	0/3
sensibel	3/3	0/3	0/3	0/3	0/3
<i>Pasteurella sp.</i>					
resistent	0/2	0/2	2/2	2/2	2/2
interm.	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2
sensibel	2/2	2/2	0/2	0/2	0/2
<i>Pseudomonas fluorescens</i>					
resistent	0/1	0/1	1/1	1/1	1/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	0/1	0/1	0/1
<i>Pseudomonas putida</i>					
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Pseudomonas spp.</i>					
resistent	0/1	0/1	1/1	1/1	1/1
interm.	0/1	1/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	0/1	0/1	0/1	0/1
<i>Stenotrophomonas sp.</i>					
resistent	0/1	1/1	1/1	1/1	1/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	0/1	0/1	0/1	0/1

¹Chloramphenicol, ²Rifampicin, ³Fusidinsäure, ⁴Clindamycin, ⁵Lincomycin

Anhang

Anhang 13: Datentabelle der *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung der gramnegativen Bakterien gegenüber den getesteten Antibiotika aus den Gruppen der Makrolide, Polypeptidantibiotika / Polymyxine, Sulfonamide / Folsäureantagonisten, Tetracykline (gelistet nach alphabetischer Reihenfolge)

Bakterienart	Ery¹	Spira²	P + C³	S + T⁴	Doxy⁵	Tetra⁶
<i>Acinetobacter johnsonii</i>						
resistent	2/2	2/2	0/2	0/2	0/2	0/2
interm.	0/2	0/2	0/2	1/2	0/2	0/2
sensibel	0/2	0/2	2/2	1/2	2/2	2/2
<i>Acinetobacter Iwoffii</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	1/1	1/1
interm.	1/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	1/1	1/1	1/1	0/1	0/1
<i>Acinetobacter spp.</i>						
resistent	1/3	2/3	2/3	1/3	0/3	0/3
interm.	1/3	0/3	0/3	0/3	0/3	0/3
sensibel	1/3	1/3	1/3	2/3	3/3	3/3
<i>Escherichia coli</i>						
resistent	1/1	1/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	0/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Moraxella osloensis</i>						
resistent	0/5	0/5	3/5	0/5	1/5	1/5
interm.	0/5	0/5	0/5	0/5	0/5	0/5
sensibel	5/5	5/5	2/5	5/5	4/5	4/5
<i>Neisseria sp.</i>						
resistent	0/1	1/1	1/1	0/1	0/1	0/1
interm.	1/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	0/1	0/1	1/1	1/1	1/1
<i>Pantoea agglomerans</i>						
resistent	3/3	3/3	2/3	0/3	0/3	0/3
interm.	0/3	0/3	0/3	0/3	0/3	0/3
sensibel	0/3	0/3	1/3	3/3	3/3	3/3
<i>Pasteurella sp.</i>						
resistent	2/2	1/2	0/2	0/2	0/2	0/2
interm.	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2
sensibel	0/2	1/2	2/2	2/2	2/2	2/2
<i>Pseudomonas fluorescens</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Pseudomonas putida</i>						
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Pseudomonas spp.</i>						
resistent	1/1	1/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	0/1	1/1	1/1	1/1	1/1

Anhang

Fortsetzung Anhang 13

Bakterienart	Ery ¹	Spira ²	P + C ³	S + T ⁴	Doxy ⁵	Tetra ⁶
Stenotrophomonas sp.						
resistent	1/1	1/1	0/1	0/1	1/1	1/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	0/1	1/1	1/1	0/1	0/1

¹Erythromycin, ²Spiramycin, ³Polymyxin B + Colistin, ⁴Sulfamethoxazol + Trimethoprim, ⁵Doxycyclin, ⁶Tetracyclin

Anhang 14: Datentabelle der *In-vitro*-Empfindlichkeitsprüfung der grampositiven Bakterien gegenüber den getesteten Antibiotika aus den Gruppen der Aminoglykosidantibiotika und Nitrofurane (gelistet nach alphabetischer Reihenfolge)

Bakterienart	Gent ¹	Kana ²	N + F ³	Spec ⁴	Sp ⁵	Tob ⁶	Nitro ⁷
Acinetobacter johnsonii							
resistent	0/2	0/2	0/2	1/2	0/2	0/2	2/2
interm.	0/2	0/2	0/2	0/2	1/2	0/2	0/2
sensibel	2/2	2/2	2/2	0/2	0/2	1/2	0/2
n.g.*	-	-	-	1/2	1/2	-	-
Acinetobacter lwoffii							
resistent	0/1	1/1	1/1	1/1	0/1	0/1	1/1
interm.	1/1	0/1	0/1	0/1	1/1	0/1	0/1
sensibel	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	1/1	0/1
Acinetobacter spp.							
resistent	0/3	0/3	0/3	2/3	0/3	0/3	2/3
interm.	0/3	0/3	0/3	0/3	0/3	0/3	0/3
sensibel	3/3	3/3	3/3	1/3	3/3	3/3	1/3
Escherichia coli							
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
Moraxella osloensis							
resistent	0/5	0/5	0/5	2/5	2/5	1/5	1/5
interm.	0/5	0/5	0/5	0/5	1/5	0/5	0/5
sensibel	5/5	5/5	5/5	3/5	2/5	4/5	4/5
Neisseria sp.							
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	1/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1
Pantoea agglomerans							
resistent	0/3	0/3	0/3	1/3	0/3	0/3	3/3
interm.	0/3	0/3	0/3	0/3	0/3	0/3	0/3
sensibel	3/3	3/3	3/3	2/3	3/3	3/3	0/3
Pasteurella sp.							
resistent	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2
interm.	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2	0/2
sensibel	2/2	2/2	2/2	2/2	2/2	2/2	2/2
Pseudomonas fluorescens							
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	1/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	0/1

Anhang

Fortsetzung Anhang 14

Bakterienart	Gent¹	Kana²	N + F³	Spec⁴	Sp⁵	Tob⁶	Nitro⁷
<i>Pseudomonas putida</i>							
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Pseudomonas spp.</i>							
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	1/1
interm.	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1	1/1
<i>Stenotrophomonas sp.</i>							
resistent	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	0/1	1/1
interm.	0/1	1/1	1/1	0/1	0/1	0/1	0/1
sensibel	1/1	0/1	0/1	0/1	0/1	1/1	0/1
n.g.*	-	-	-	1/1	1/1	-	-

¹Gentamicin, ²Kanamycin, ³Neomycin + Framycetin, ⁴Spectinomycin, ⁵Streptomycin, ⁶Tobramycin, ⁷Nitrofurantoin; *n.g. = nicht getestet

14 Publikationsverzeichnis

Teile dieser Arbeit wurden bereits vorab veröffentlicht:

Poster:

1. „Mikrobiota an der Augenoberfläche von gesunden Katzen – erste Daten“
J. Büttner, M. Schneider, E. Müller, JC. Eule
23. Jahrestagung der FG „Innere Medizin und klinische Labordiagnostik“ der DVG (InnLab), 23.-24. Januar 2015, Leipzig, Deutschland
2. „Microbiota on the ocular surface of clinically normal cats – preliminary results“
J. Büttner, M. Schneider, E. Müller, JC. Eule
Conference of the European College of Veterinary Ophthalmologists (ECVO), 28th-31th May 2015, Helsinki, Finland
3. „Microbiota an der Augenoberfläche gesunder Katzen“
J. Büttner, M. Schneider, E. Müller, JC. Eule
DVG-Vet-Congress, 12. – 14. November 2015, Berlin, Deutschland

15 Danksagung

Mein großer Dank geht an Frau Prof. Dr. C. Eule für die Überlassung des Themas, die tolle Betreuung und konstruktive Kritik sowie für die Unterstützung bei der Erstellung dieser Arbeit. Vielen herzlichen Dank dafür!

Frau Dr. E. Müller von der Firma Laboklin danke ich sehr für die gute Zusammenarbeit und die Bereitschaft, die Kosten für die mikrobiologischen Untersuchungen zu übernehmen. Zusätzlich geht mein Dank an die Mitarbeiterinnen Frau M. Schneider und Frau Dr. C. Czokai, die mir bei jeder offenen Frage im mikrobiologischen Bereich beratend zur Seite standen.

Auch danken möchte ich Frau Dr. C. Simoneit für die fabelhafte und ausdauernde statistische Beratung und Betreuung.

Dem Team der Tierarztpraxen „Dr. von Renesse“ und „vets for cats“ danke ich von ganzem Herzen, dass ich in ihren Praxen einen Teil meiner Daten aufnehmen durfte und für die praktische Unterstützung dabei!

Ein ganz besonderer Dank geht an Herrn M. Müller, der mit mir zusammen alle „Berg- und Talfahrten“ durchgemacht, mich aufgebaut und mich motiviert hat, diese Arbeit zu vollenden.

Mein größtes Dankeschön geht an meine Eltern, die mir den Weg bis hierher ermöglicht und immer an mich geglaubt haben. Ohne Eure Unterstützung, hätte ich es nicht geschafft! Vielen lieben Dank!

16 Selbständigkeitserklärung

Hiermit bestätige ich, dass ich die vorliegende Arbeit selbständig angefertigt habe. Die Untersuchungen der Probanden, die Probenentnahmen sowie die Auswertungen und Interpretationen der Laborergebnisse wurden von mir persönlich durchgeführt. Die bakteriologischen Untersuchungen der von mir entnommenen Proben erfolgten durch die Mitarbeiter des veterinärmedizinischen Labors LABOKLIN GmbH & CO.KG (DIN EN ISO/IEC 17025:2005, Bad Kissingen, Deutschland).

Ich versichere, dass ich ausschließlich die angegebenen Quellen und Hilfen in Anspruch genommen habe.

Berlin, 14.07.2017

Jessica Büttner