

Tenazität luftgetragener Mikroorganismen

Schriftenreihe, Heft 19/2021



Untersuchung der Tenazität luftgetragener Mikroorganismen unter möglichst realen Außenluftbedingungen

Abschlussbericht zum Projekt "TeluMi"

Dr. Marcus Clauß; Stefan Linke; Christin Tautz; Dr. Sarah Bromann

Johann Heinrich von Thünen-Institut
Bundesforschungsinstitut für Ländliche Räume, Wald und Fischerei
Bundesallee 47
38116 Braunschweig

im Auftrag des Sächsischen Landesamtes für Umwelt, Landwirtschaft und Geologie

Inhaltsverzeichnis

1	Zusammenfassung	8
2	Abstract	9
3	Einleitung	10
4	Hintergrund	11
5	Überleben von Mikroorganismen in der Luft	15
5.1	Ergebnisse von Umweltstudien.....	15
5.2	Ergebnisse von Laborstudien	16
5.2.1	Temperatur und Luftfeuchtigkeit	16
5.2.2	UV-Strahlung	17
5.2.3	Open air factor.....	18
5.2.4	Partikelgröße	18
5.2.5	Verfahrensbedingte Parameter	18
5.3	Testsysteme	40
5.3.1	Statische Bioaerosolkammern	40
5.3.2	Rotierende Bioaerosolkammern	40
5.3.3	Dynamische Bioaerosolkammern	40
5.3.4	Prüfkanäle	41
5.3.5	Alternative Testsysteme	41
6	Material und Methode	42
6.1	Aufbau der neuartigen Bioaerosolkammer.....	42
6.1.1	Mess- und Regeltechnik	44
6.2	Testbioaerosole	45
6.3	Bioaerosolgeneratoren und Probenahmesystem	46
6.4	Versuchsdurchführung.....	47
6.5	Mikrobiologische Auswertung	52
6.6	Berechnung der Überlebensraten	52
7	Ergebnis	53
7.1	Meteorologische und physikalische Parameter in der Kammer.....	53
7.1.1	Temperatur.....	53
7.1.2	Relative Luftfeuchte	55
7.1.3	Globalstrahlung	56
7.1.4	Ozon.....	57
7.2	Überlebensraten von luftgetragenen <i>Staphylococcus xylosus</i>	58
7.3	Überlebensraten von luftgetragenen Staphylokokken in Hühnerstallstaub.....	63
8	Diskussion	67
8.1	Methodische Überlegungen	67
8.2	Globalstrahlung als Schlüsselparameter?.....	68
8.3	Möglichkeiten der Implementierung der Daten in Ausbreitungsrechnungen.....	69

9	Ausblick	70
10	Danksagung.....	70
	Literaturverzeichnis	71
A 1	Anhang.....	79
A 1.1	Daten der Versuche mit <i>S. xylosus</i>	79
A 1.2	Daten der Versuche mit Staphylokokken in nativem Stallstaub.....	88

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Schematische Darstellung des Transports von Bioaerosolen aus Tierhaltungsanlagen in die Umwelt (aus CLAUß 2020)	12
Abbildung 2: Generell werden in Sommermonaten oder ariden Regionen in der Luft hauptsächlich Gram-positive, Sporen-bildende und pigmentierte Bakterienspezies über Kultivierung auf Nährböden nachgewiesen.	15
Abbildung 3: Unterschiedliche Größen der Bioaerosolkammern, jeweils voll aufgeblasen.....	42
Abbildung 4: Schematischer Aufbau der Bioaerosolkammer	44
Abbildung 5: Aufblasen der Bioaerosolkammer	47
Abbildung 6: Entleeren der Bioaerosolkammer.....	49
Abbildung 7: Schematische Darstellung der Versuchsdurchführung in Abhängigkeit vom Kammervolumen und der Versuchszeit.	50
Abbildung 8: Versuchsdurchlauf mit einer 8 m ³ großen Kammer, minütlich fotografiert.	51
Abbildung 9: Temperaturverläufe in der Bioaerosolkammer während der n = 52 Versuche mit <i>Staphylococcus xylosus</i> als Testbioaerosol	54
Abbildung 10: Temperaturverläufe in der Bioaerosolkammer während der n = 38 Versuche mit nativem Stallstaub als Testbioaerosol	54
Abbildung 11: Verläufe der relativen Luftfeuchte in der Bioaerosolkammer während der 52 Versuche mit <i>Staphylococcus xylosus</i> als Testbioaerosol	55
Abbildung 12: Verläufe der relativen Luftfeuchte in der Bioaerosolkammer während der 38 Versuche mit nativem Stallstaub als Testbioaerosol	56
Abbildung 13: Gemessene relative Strahlungsintensität des natürlichen Sonnenlichtspektrums im Vergleich zum Lichtspektrum in der Kammer.....	57
Abbildung 14: Prozentuale Anteile der Ozonkonzentrationen in der Bioaerosolkammer im Vergleich zur Außenluft im 1. bis 4. Quartal des Versuchszeitraums von 16 min bei <i>S. xylosus</i> und Stallstaub als Testbioaerosol	58
Abbildung 15: Überlebensraten von <i>Staphylococcus xylosus</i> nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der Globalstrahlung.....	59
Abbildung 16: Überlebensraten von <i>Staphylococcus xylosus</i> nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der Temperatur	59
Abbildung 17: Überlebensraten von <i>Staphylococcus xylosus</i> nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der relativen Luftfeuchte.....	60
Abbildung 18: Überlebensraten von <i>Staphylococcus xylosus</i> nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der Ozonkonzentration	60
Abbildung 19: Überlebensraten von <i>Staphylococcus xylosus</i> nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der Temperatur und dem Einfluss der Globalstrahlung.....	61
Abbildung 20: Überlebensraten von <i>Staphylococcus xylosus</i> nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der relativen Luftfeuchte und dem Einfluss der Globalstrahlung	62
Abbildung 21: Überlebensraten von <i>Staphylococcus xylosus</i> nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der Ozonkonzentration und dem Einfluss der Globalstrahlung	62
Abbildung 22: Überlebensraten von Staphylokokken in nativen Hühnerstallstaub nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der Globalstrahlung.....	63
Abbildung 23: Überlebensraten von Staphylokokken in nativen Hühnerstallstaub nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der Temperatur	64

Abbildung 24: Überlebensraten von Staphylokokken in nativen Hühnerstallstaub nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der relativen Luftfeuchte.....	64
Abbildung 25: Über Überlebensraten von Staphylokokken in nativen Hühnerstallstaub nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der Ozonkonzentration.....	65
Abbildung 26: Überlebensraten von luftgetragenen Staphylokokken in nativem Stallstaub, abhängig von der Zeit.....	66
Abbildung 27: Überlebensraten von <i>Staphylococcus xylosus</i> nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der Globalstrahlung, berechnet nach alternativer Methode.....	68

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Ausgewählte Ergebnisse von Untersuchungen zum Einfluss verschiedener Faktoren auf die Tenazität von Mikroorganismen	20
Tabelle 2: Klimatische Randbedingungen bei den Zeitreihenversuchen.....	66

Tabellenverzeichnis Anhang

Tabelle A 1: Klimadaten Außen: Wetter, Temperatur (T) und relative Luftfeuchte (RF)	79
Tabelle A 2: Klimadaten Außen: Ozonkonzentration und Globalstrahlung	82
Tabelle A 3: Klimadaten in der Kammer: Temperatur (T), relative Luftfeuchte (RF), Ozonkonzentration und Globalstrahlung (GS).....	84
Tabelle A 4: Mikrobiologische Auswertung: KBE und GZZ in der Testsuspension und in der Probe nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand	86
Tabelle A 5: Klimadaten Außen: Wetter, Temperatur (T) und relative Luftfeuchte (RF)	88
Tabelle A 6: Klimadaten Außen: Ozonkonzentration und Globalstrahlung	90
Tabelle A 7: Klimadaten in der Kammer: Temperatur (T), relative Luftfeuchte (RF), Ozonkonzentration und Globalstrahlung (GS).....	92
Tabelle A 8: Mikrobiologische Auswertung: KBE und GZZ in der Testsuspension und in der Probe nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand	94

Abkürzungsverzeichnis

ATCC	American Type Culture Collection
BImSchG	Bundesimmissionsschutzgesetz
CASO	Casein-Soja-Pepton-Agar
COPD	chronic obstructive pulmonary disease
DAPI	4',6-Diamidino-2-phenylindol
DiBiEm	Projekt: Differenzierte Messungen von Bioaerosolen in der Emission
DSMZ	Deutsche Sammlung von Mikroorganismen und Zellkulturen
GS	Globalstrahlung
HEPA	High-Efficiency Particulate Arrestance
HIB	Heart Infusion Broth
KBE	Kolonie-bildende Einheiten
LAI	Bund/Länderarbeitsgemeinschaft für Immissionsschutz
LfULG	Sächsisches Landesamt für Umwelt, Landwirtschaft und Geologie
MALDI-TOF MS	Matrix-assisted Laser Desorption/Ionization-Time of flight Massenspektrometer
NaCl	Natriumchlorid
N. N.	Normal Null
PTFE	Polytetrafluorethylen
PVC	Polyvinylchlorid
RF	Relative Luftfeuchte
T	Temperatur
TA-Luft	Technische Anleitung zur Reinhaltung der Luft
VBNC	viable but non-culturable
VDI	Verein Deutscher Ingenieure

1 Zusammenfassung

Über die Abluft aus Tierhaltungsanlagen emittieren große Mengen Mikroorganismen in die Umwelt und können auch in benachbarte Wohngebiete gelangen. Dort stehen sie in Verdacht, die Gesundheit der Anwohner negativ zu beeinflussen. Um potentielle Risiken abzuschätzen wird beim Neu- oder Umbau von Tierhaltungsanlagen, meist im Zuge von Genehmigungsverfahren, die Ausbreitung von Mikroorganismen aus den Ställen heraus mit Hilfe von Computermodellen simuliert. Die Parametrisierung der Modelle verfolgt dabei einen konservativen Ansatz. Es wird davon ausgegangen, dass die Mikroorganismen den luftgetragenen Zustand zu 100 % überleben, dies entspricht jedoch nicht dem aktuellen Stand des Wissens. Vielmehr werden sie in der Luft z. B. durch Austrocknung oder die Strahlung der Sonne relativ schnell geschädigt. Es gibt kaum belastbare Daten, die eine Quantifizierung der Überlebensraten von luftgetragenen Mikroorganismen unter Außenluftbedingungen zulassen, wie sie für die Modelle benötigt werden. Bisherige Untersuchungen fanden fast ausschließlich in geschlossenen Räumen statt und es wurde meist nur der Einfluss einzelner Faktoren wie Temperatur oder relativer Luftfeuchte berücksichtigt.

Ziel dieses Forschungsprojektes ist es, die Überlebensraten von Tierhaltungsanlagen-spezifischen Bakterien unter Außenluftbedingungen quantitativ zu bestimmen und die wichtigsten meteorologischen Parameter zu identifizieren, die einen Einfluss darauf haben. So soll eine Datengrundlage für die bessere Parametrisierung von Ausbreitungsmodellen geschaffen werden. Dazu wurde eine neuartige Bioaerosolkammer eingesetzt und eine standardisierte Methode entwickelt, um in die Überlebensraten von luftgetragenen *Staphylococcus xylosus*, sowie Staphylokokken in nativem Hühnerstallstaub, abhängig von Temperatur, relativer Luftfeuchte, Ozonkonzentration und Globalstrahlung zu bestimmen.

Für beide Bakteriengruppen wurden die auch von anderen Autoren beschriebenen Abhängigkeiten der Überlebensraten von den meteorologischen Parametern bestätigt. Generell sank die Überlebensrate mit steigender Temperatur, sinkender relativer Luftfeuchte, steigender Intensität der Globalstrahlung und steigender Ozonkonzentration. Die Effekte waren für *S. xylosus* deutlich stärker ausgeprägt als für die Staphylokokken in Stallstaub. Letztere waren im Staub besser vor Umwelteinflüssen geschützt. Trotzdem wurden hier bei 12 Minuten im luftgetragenen Zustand Absterberaten von über 90 % festgestellt, vor allem bei hohen Globalstrahlungswerten $> 500 \text{ W/m}^2$ und Temperaturen $> 25 \text{ °C}$. Waren die Mikroorganismen 25 min bei diesen Bedingungen in der Luft, betrug die Reduktion der Überlebensrate sogar 99,9 %. Eine Quantifizierung der Einflüsse meteorologischer Parameter, wie sie für die Verbesserung von Ausbreitungsmodellen benötigt wird, ist auf Grundlage der in diesem Projekt erhobenen Daten im Prinzip möglich. Wie dies im Detail erfolgen kann, dazu soll zeitnah eine Arbeitsgruppe des VDI eine Empfehlung abgeben. Diese befasst sich mit Eingabeparametern für Ausbreitungsrechnungen und arbeitet aktuell an der Erstellung eines entsprechenden Statusreports. In diesen sollen auch die Ergebnisse aus dem vorliegenden Projekt einfließen.

2 Abstract

Airborne microorganisms are emitted in large numbers from livestock facilities into the environment and can also reach neighboring residential areas where they are suspected of having a negative impact on the health of residents. In order to assess potential risks, computer models are used to simulate the spread of microorganisms from animal housing facilities when new facilities are built or renovated, usually as a part of approval procedures. The parameterization of the computer models has so far followed a conservative approach which assumes that the microorganisms survive the airborne state to 100 %. Although this does not correspond to the current state of knowledge, there are hardly any reliable data that allow a quantification of the survival rates of airborne microorganisms in ambient air. In previous studies, only the influence of single factors such as temperature or relative humidity was taken into account.

The aim of this research project is to quantify the survival rates of livestock facility-specific bacteria under real outdoor air conditions and to identify the most important meteorological factors that have an influence on the survival rates. This should provide a data basis for better parameterization of dispersion models. For this, a novel bioaerosol chamber was used and a standardized method was developed to determine survival rates of airborne *Staphylococcus xylosus*, as well as Staphylococci in native chicken house dust, as a function of temperature, relative humidity, ozone concentration and global radiation.

For both groups of bacteria, the dependencies of survival rates on the individual meteorological parameters, also described by other authors, were confirmed. These effects were more prominent in *S. xylosus* than in staphylococci in chicken house dust. The Staphylococci in the dust were better protected from environmental influences. Nevertheless, reduction rates of more than 90 % were observed for the bacteria when they were for 12 min in the airborne state, especially at high global radiation levels $> 500 \text{ W/m}^2$ and temperatures $> 25 \text{ }^\circ\text{C}$. After 25 min at these airborne conditions, the reduction in survival was as high as 99.9 %. A quantification of the influences of these parameters, as needed for the improvement of dispersion models, is in principle possible on the basis of the data collected in this project. How this can be done in detail is to be recommended by a working group of the VDI in the near future. This group deals with input parameters for dispersion calculations and is currently working on the preparation of a corresponding status report. The results of the present project will also be included in this report.

3 Einleitung

Selten war die Thematik der Ausbreitung von Krankheitserregern durch die Luft so präsent wie in der heutigen Zeit. Aktuell führt die weltweit grassierende Covid-19 Pandemie in der Bevölkerung zu sehr emotionalen und oft von erheblichen Ängsten geprägte Diskussionen um sichere Abstände zur Vermeidung von Infektionen. Dabei spielt auch die Tenazität eines Erregers (lat. tenacitas: Ausdauer, Zähigkeit) eine Rolle. Diese beschreibt die Fähigkeit auch unter widrigen Bedingungen, wie z. B. dem luftgetragenen Zustand, zu überleben, bzw. bei viralen Erregern infektiös zu bleiben.

Schon deutlich länger in der Diskussion ist die Ausbreitung von luftgetragenen Mikroorganismen aus Tierhaltungsanlagen und die damit verbundenen potentiellen Risiken. Aus dem Bereich des Arbeitsschutzes ist schon lange bekannt, dass die relativ hohen Konzentrationen von Mikroorganismen in Tierställen zusammen mit anderen Luftschadstoffen wie Feinstaub und Ammoniak zu Atemwegserkrankungen bei den dort arbeitenden Personen führen können. Strittig ist bislang, ob die Emissionen aus den Tierhaltungsanlagen heraus auch die Gesundheit der Anwohner im Umfeld negativ beeinflussen.

Um potentielle Risiken abschätzen und letztlich abwenden zu können, wird in der Praxis beim Neu- oder Umbau von Tierhaltungsanlagen, meist im Zuge von Genehmigungsverfahren, auch die Ausbreitung von Mikroorganismen aus den Ställen heraus mit Hilfe von Computermodellen simuliert (VDI 4251 Blatt 3). Dabei werden die zu erwartenden Immissionskonzentrationen in verschiedenen Abständen zur Emissionsquelle berechnet und anschließend gesundheitlich bewertet (z. B. nach VDI 4250 Blatt 1). Die Parametrisierung der Computermodelle verfolgte jedoch häufig einen konservativen Ansatz ohne Berücksichtigung von tageszeitlichen Konzentrationsschwankungen, Partikelgrößenverteilung der Mikroorganismen (welche die Sedimentationsraten beeinflusst) und deren Überlebensraten in der Luft. Daher wurden zur Verbesserung der Ausbreitungsprognosen in einem vom LfULG geförderten Vorgängerprojekt „Differenzierte Bioaerosolmessungen in der Emission“ (DiBiEm) an Geflügelställen tageszeitliche Schwankungen der Emissionen und Partikelgrößenverteilungen von luftgetragenen Mikroorganismen ermittelt und als Eingabeparameter für Ausbreitungsmodelle zur Verfügung gestellt (CLAUß ET AL. 2018). Was bis dato fehlt, sind valide Daten zu Überlebensraten der luftgetragenen Bakterien.

Ziel dieses Forschungsprojekts ist es, die Überlebensraten von Tierhaltungsanlagen-spezifischen Mikroorganismen in der Luft zu bestimmen und die wichtigsten meteorologischen Faktoren zu identifizieren, die einen Einfluss darauf haben, um eine Datengrundlage für die bessere Parametrisierung von Ausbreitungsmodellen zu schaffen. Dabei interessiert im Hinblick auf die Ausbreitungsprognosen nicht der Langstreckentransport der Mikroorganismen, sondern eine deutlich geringere Entfernung von z. B. 3 km Radius um die Tierhaltungsanlagen herum. Dies würde bei einer in Norddeutschland durchschnittlichen Windgeschwindigkeit von 4 m/s eine Zeit von 12 Minuten bedeuten.

Als erstes wurde die einschlägige Literatur gesichtet, um den aktuellen Forschungsbedarf zu konkretisieren. In Konsequenz daraus wurde eine neuartige Bioaerosolkammer eingesetzt, evaluiert und optimiert, welche die Untersuchung der Überlebensraten luftgetragener Mikroorganismen unter Außenluftbedingungen ermöglichen soll. Mit Hilfe dieser Kammer wurden die wichtigsten meteorologischen Parameter identifiziert, die einen messbaren Einfluss auf die Überlebensraten von luftgetragenen Mikroorganismen haben. Als Testmikroorganismus wurde *Staphylococcus xylosus* eingesetzt, ein in Tierhaltungsanlagen häufig vorkommendes Bakterium. In einem weiteren Schritt wurde realer Stallstaub aus der Geflügelhaltung in die Kammer geblasen und die Überlebensraten der darin befindlichen Staphylokokken abhängig von Temperatur, relativer Luftfeuchte, Globalstrahlung und Ozonkonzentration untersucht. Auf Grundlage dieser Ergebnisse sollen in Zukunft Empfehlungen für die Implementierung von Überlebens- bzw. Absterberaten in Computermodelle für Ausbreitungsprognosen für luftgetragene Mikroorganismen aus Tierhaltungsanlagen gegeben werden.

4 Hintergrund

Die Landwirtschaft ist die weltweit größte Wirtschaftsbranche. Global gesehen steigt vor allem die Nachfrage nach tierischen Lebensmitteln. Im Jahr 2017 wurden allein in Deutschland 12 Millionen Rinder, 28 Millionen Schweine, 174 Millionen Geflügeltiere und 2 Millionen Ziegen produziert (Statistisches Bundesamt 2021). Dabei geht der Trend weg von traditionellen Betrieben hin zu industrialisierten und spezialisierten Tierhaltungen mit hohen Tierzahlen und Besatzdichten (KO ET AL. 2010; THORNE 2007; THU 2002). Vor allem Geflügel und Schweine werden häufig in großer Zahl in geschlossenen zwangsgelüfteten Stallgebäuden gehalten. Dies stellt besondere Herausforderungen an den Stallbau dar, vor allem in Bezug auf das Lüftungsregime und die Hygiene. Die Haltung von vielen Tieren einer Art auf engem Raum ist epidemiologisch problematisch, da sich dort Krankheiten sehr schnell ausbreiten können. Aufgrund der stetig wachsenden Bevölkerung und dem dadurch sinkenden Platzangebot findet die Tierhaltung auch immer öfter in direkter Nähe zum Menschen statt. Dies ist insbesondere problematisch, da schätzungsweise 60 % aller Infektionskrankheiten des Menschen Zoonosen sind, also Krankheiten, die von Tieren auf Menschen übertragen werden können und umgekehrt. Zoonosen verursachen bei Menschen jedes Jahr etwa 2,5 Milliarden Krankheitsfälle und 2,7 Millionen Todesfälle (CHEMNITZ & DEWITZ 2021). Am häufigsten geschieht die Übertragung durch Verzehr von kontaminierten Lebensmitteln, durch Vektoren (z. B. Mücken), aber auch über die Luft durch Bioaerosole.

Als Bioaerosole bezeichnet man luftgetragene organische Partikel biologischer Herkunft (angelehnt an DIN EN 13098). Dazu gehören u. a. luftgetragene Viren, Bakterien, Schimmelpilze und Pollen, deren Bruchstücke und Stoffwechselprodukte, wie z. B. Endotoxine und Mykotoxine, sowie kleine Fragmente von Pflanzen oder Tieren. Bioaerosole kommen als sogenannte „natürliche Hintergrundkonzentration“ überall in der Luft vor. Die natürliche Hintergrundkonzentration von luftgetragenen Bakterien z. B. liegt in Deutschland bei durchschnittlich ca. 100 KBE/m³ (KOLK ET AL. 2009). Die meisten luftgetragenen Bakterien im natürlichen Hintergrund sind von geringer medizinischer Relevanz, bzw. vorhandene Pathogene kommen in so niedrigen Konzentrationen vor, dass von ihnen i. d. R. keine Gefährdung ausgeht. In Tierhaltungsanlagen ist deren Zahl jedoch stark erhöht und es werden vermehrt Krankheitserreger wie z. B. pathogene Staphylokokken nachgewiesen (CLAUß 2014). Besonders hoch sind die Konzentrationen luftgetragener Bakterien in der Geflügelhaltung. Hier sind durchschnittlich 1 Million KBE/m³ in den Ställen keine Seltenheit. Aus dem Arbeitsschutz ist bereits seit langem bekannt, dass Bioaerosole in den Tierhaltungsanlagen synergistisch mit anderen dort vorhandenen Luftschadstoffen, wie Staub oder Ammoniak, die Gesundheit des dort arbeitenden Personals schädigen können (LINAKE & SMEDLEY 2002). So sind hier vor allem verschiedene Lungenkrankheiten verbreitet. Im Jahr 2009 wurden z. B. 3219 obstruktive Atemwegserkrankungen bei den landwirtschaftlichen Berufsgenossenschaften angezeigt (DGUV, 2011).

Mit der Abluft emittieren große Mengen dieser Bioaerosole aus den Tierhaltungsanlagen heraus in die Umwelt und imitieren auch in bewohnten Gebieten. Es stellt sich nun die Frage, ob, und wenn ja inwieweit, die Gesundheit der dort ansässigen Bevölkerung negativ beeinflusst wird. Die Ergebnisse aus Umweltepidemiologischen Studien sind diesbezüglich nicht eindeutig, da sowohl schützende, als auch schädigende Wirkungen von Bioaerosolen in Assoziation mit Tierhaltungsanlagen gefunden wurde. Zusammenfassend stellte man fest, dass bei gesunden Erwachsenen weniger Asthma, chronisch obstruktive Lungenerkrankungen (COPD), Infektionen des oberen Respirationstraktes und Heuschnupfen vorkamen (HEEDERIK & IJZERMANS 2011). Bei Kindern dagegen wurden jedoch mehr Fälle von Q-Fieber, Lungenentzündungen, atopischen Ekzemen (HEEDERIK & IJZERMANS 2011), Asthma (DOUGLAS ET AL. 2018, Hoopmann et al. 2006) und Einschränkung der Lungenfunktionsparameter diagnostiziert (RADON ET AL. 2005), sowie bei durch Asthma oder

COPD) vorgeschädigten Personen eine erhöhte Häufigkeit von Infektionen (HEEDERIK & IJZERMANS 2011) und Atemwegssymptomen vorkamen (BORLEE ET AL. 2017). Demnach wirken sich Bioaerosolimmissionen im Umfeld von Tierhaltungsanlagen nachteilig auf die Gesundheit von dort lebende empfindlichen Personengruppen aus. Daher ist eine Begrenzung der Immissionen geboten, obgleich bisher keine Dosis-Wirkungsbeziehungen abgeleitet werden konnten (GERSTNER ET AL. 2015).

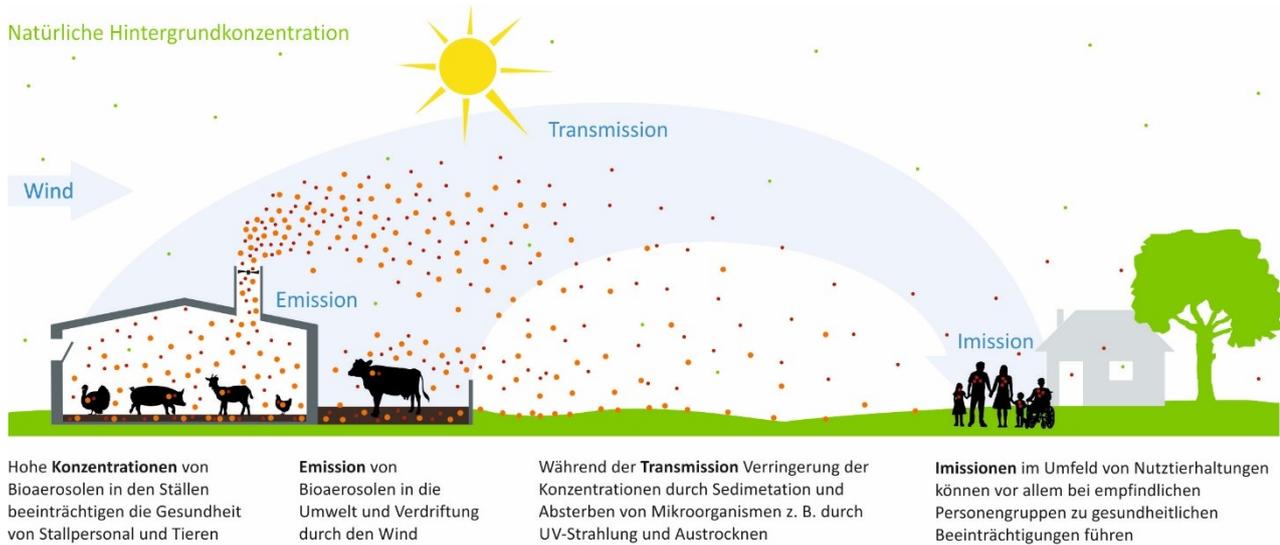


Abbildung 1: Schematische Darstellung des Transports von Bioaerosolen aus Tierhaltungsanlagen in die Umwelt (aus CLAUß 2020)

Aktuell äußert sich die novellierte Technische Anleitung zur Reinhaltung der Luft (TA Luft) zu Bioaerosolen wie folgt: „Bei Anlagen, die umweltmedizinisch relevante Bioaerosole in relevantem Umfang emittieren können, sind zur Emissionsminderung dem Stand der Technik entsprechende Maßnahmen zu treffen. Angaben zu relevanten Anlagen sind in der Richtlinie VDI 4250 Blatt 3 (Ausgabe August 2016) enthalten.“ (TA-Luft Kabinettsentwurf vom 10.12.2020). Für Tierhaltungsanlagen werden hier als umweltmedizinisch relevante Leitparameter (Bioaerosole, die für die Emission aus einer Anlage charakteristisch sind und mit derzeit zur Verfügung stehenden Probenahme- und Analysemethoden nachweisbar sind) die vier Bakteriengruppen „intestinale Enterokokken“, Staphylokokken, *Staphylococcus aureus* und Enterobacteriaceen genannt. Immissionswerte für diese Leitparameter werden nicht genannt. Zur gesundheitlichen Bewertung können aber die Richtlinie VDI 4250 Blatt 1 „Umweltmedizinische Bewertung von Bioaerosol-Immissionen“ oder der „Leitfaden Bioaerosole“ der Bund/Länderarbeitsgemeinschaft für Immissionsschutz (LAI) herangezogen werden. In der VDI 4250 Blatt 1 wird die Bestimmungsgrenze von 80 KBE/m³ des in VDI 4252 Blatt 3 standardisierten Verfahrens als Bewertungskriterium festgelegt, deren Überschreitung als umweltmedizinisch unerwünscht bezeichnet wird und aus Gründen der Vorsorge sind über dem Bewertungskriterium erhöhte Bioaerosolkonzentrationen zu vermeiden oder zu vermindern. Dagegen steht beim LAI-Leitfaden der Schutz vor Gefahren für die menschliche Gesundheit im Sinne des Bundesimmissionsschutzgesetzes (BImSchG) im Vordergrund. Hier wird es als sehr kritisch gewertet, wenn ein Orientierungswert von 240 KBE/m³ um den Faktor 2 bis 3, jedoch maximal ein Wert von 1000 KBE/m³, überschritten wird. Schädliche Umwelteinwirkungen können dann laut LAI-Leitfaden nicht mehr mit hinreichender Wahrscheinlichkeit ausgeschlossen werden.

Immissionskonzentrationen können gemessen oder mit Hilfe von Ausbreitungsrechnungen prognostiziert werden. Ausbreitungsmodellierungen zum atmosphärischen Transport von Bioaerosolen werden in unterschiedlichen Bereichen durchgeführt und sind Stand der Technik. Beispielsweise legt die Richtlinie VDI 4251 Blatt 3, „Anlagenbezogene Ausbreitungsmodellierung von Bioaerosolen“, Verfahrensschritte zur Durchführung von Ausbreitungsrechnungen mit einem Lagrange'schen Partikelmodell nach Richtlinie VDI 3945 Blatt 3 fest. Der atmosphärische Transport einer vorgegebenen physikalischen Menge (zum Beispiel Masse oder Partikelzahl) eines inerten Aerosols ist im Allgemeinen gut verstanden und in der Regelungspraxis über Vorgaben, etwa im Rahmen der Technischen Anleitung zur Reinhaltung der Luft (TA-Luft) und damit zusammenhängender VDI-Richtlinien, praxisgerecht standardisiert. Im Bereich von Bioaerosolen wird die Menge luftgetragener Mikroorganismen jedoch oft nicht als physikalische Menge, sondern in der biologischen Einheit KBE (Kolonie-bildende Einheiten) vorgegeben. Die Einheit beruht auf einer biologischen Eigenschaft des transportierten Bioaerosols (Kultivierbarkeit), die sich während des atmosphärischen Transportes ändern kann.

Will man also durch Modellrechnung aus einer vorgegebenen Menge KBE die resultierende Konzentration als KBE pro Volumen bestimmen, muss die potenzielle Abnahme der Kultivierbarkeit der transportierten Bioaerosole in der Modellierung berücksichtigt werden. Technisch lässt sich dies durch Festlegung einer Absterberate bewerkstelligen. Diese hängt von der Art des Bioaerosols und von äußeren Parametern ab. Zum Absterbeverhalten existieren zahlreiche Forschungen, auf die im folgenden Kapitel detailliert eingegangen wird, aber in Bezug auf die Ausbreitungsmodellierung bisher keine belastbaren Parametrisierungen. Richtlinie VDI 4251 Blatt 3 lässt die Berücksichtigung einer Absterberate zu, empfiehlt jedoch die Rechnung ohne Absterberate, wenn hierzu kein belastbarer Wert vorliegt. Das ist immer noch Standard in den Anwendungen der Richtlinie und kann dazu führen, dass die KBE-Konzentration erheblich überschätzt wird. In einem Forschungsprojekt wurden an einer Hähnchenmastanlage gemessene und konservativ berechnete Bioaerosol-Immissionen miteinander verglichen. Die Simulation hat in fast allen Fällen die gemessenen Konzentrationen deutlich überschätzt, in einer Entfernung von ca. 500 m von der Anlage bis zu mehreren Größenordnungen (Bayerisches Landesamt für Umwelt 2015).

Dies unterstreicht die Bedeutung von geeigneten Eingangsdaten für Ausbreitungsrechnungen. Zum Beispiel werden Konventionenwerte für Emissionsfaktoren für Tierhaltungsanlagenspezifische Mikroorganismen für Geflügelhaltungen in VDI 4255 Blatt 3 und für Schweinehaltungen in VDI 4255 Blatt 4 genannt. Diese Werte sollen repräsentative Jahresmittelwerte der Emissionen darstellen, basieren jedoch auf Messungen, die ausschließlich tagsüber durchgeführt wurden. In dem vom LfULG geförderten Projekt „Differenzierte Messungen von Bioaerosolen in der Emission“ (DiBiEm) sind die tageszeitlichen Konzentrationsverläufe von Staphylokokken in der Emission von Anlagen zur Geflügelhaltung bestimmt worden (CLAUB ET AL. 2018). Hier wurden deutliche Unterschiede von bis zu 3 Größenordnungen zwischen tagsüber und nachts ermittelten Emissionsfaktoren gefunden. Basierend auf diesen Erkenntnissen wird nun vom VDI empfohlen, die in den genannten Richtlinien enthaltenen Emissionsfaktoren mit dem Faktor 0,75 zu multiplizieren, um so die tageszeitlichen Schwankungen zu berücksichtigen.

Neben validen Emissionsfaktoren sind noch weitere Eingabedaten wichtig, welche den atmosphärischen Transport (Transmission) bestimmen. Diese wird in erster Linie vom mittleren Wind, der atmosphärischen Turbulenz sowie Absinken und Deposition der Partikel durch die Schwerkraft bestimmt. Sowohl Absinken als auch Deposition hängen vom aerodynamischen Durchmesser der Partikel ab. Für eine realistische Simulation der Ausbreitung von Bioaerosolen sind daher auch Informationen über die Größenverteilung notwendig.

Diese wurde ebenfalls im Projekt DiBiEm in Geflügelhaltungen untersucht. Dort waren nur ca. 15 % der luftgetragenen Staphylokokken in der Fraktion PM 2,5 und ca. 65 % auf Partikeln >PM10.

Bei luftgetragenen Mikroorganismen ist weiterer wichtiger Faktor die Überlebensfähigkeit aufgrund ihrer Tenazität (ROLLE & MAYR 2002). Beim konservativen Ansatz wird bei der Ausbreitungsmodellierung angenommen, dass alle Bakterien den luftgetragenen Zustand unabhängig von dessen Dauer zu 100 % überleben. Dies entspricht jedoch nicht dem aktuellen Stand des Wissens. Luft ist für Bakterien kein natürlicher Lebensraum und die meisten werden durch die dort vorherrschenden Umwelteinflüsse relativ schnell geschädigt und sind z. B. nicht mehr kultivierbar (RÜDEN ET AL. 1978). Gerade der Einfluss des Klimas auf luftgetragene Mikroorganismen ist in einer Vielzahl von Umweltstudien gezeigt worden. Um den Einfluss von einzelnen meteorologischen Parametern zu quantifizieren, wurden ebenfalls eine Vielzahl von Studien unter kontrollierten Bedingungen im Labor durchgeführt. Das nächste Kapitel gibt dazu einen Überblick.

5 Überleben von Mikroorganismen in der Luft

5.1 Ergebnisse von Umweltstudien

Bioaerosole machen ca. 25 % des natürlichen Aerosols aus. Darin enthalten sind auch viele Bakteriengruppen, die in unterschiedlichen Konzentrationen in der Außenluft nachgewiesen werden. Es lässt sich basierend auf weltweit durchgeführten Feldstudien der generelle Trend beobachten, dass sowohl die Anzahl der Bakterien, als auch die Zusammensetzung der verschiedenen Gruppen stark von meteorologischen Bedingungen abhängen (HARRISON ET AL. 2005; JONES & HARRISON 2004; ZHEN ET AL. 2017). Bereits FEDORAK & WESTLAK (1978) stellten in der Wüste zur Mittagszeit bei höchstem Sonnenstand die im Tagesverlauf niedrigsten Konzentrationen luftgetragener Bakterien fest. In Italien dominierten in der Außenluft in den Sommermonaten – die dort geprägt sind durch hohe Temperaturen und intensive UV-Strahlung – die besonders robusten Gram-positive, Sporenbildende und pigmentierte Bakterienarten, im Gegensatz zu den anderen Jahreszeiten (BERTOLINI ET AL. 2013). Dasselbe wurde in einem heißen Sommer in China festgestellt (FANG ET AL. 2018). Zudem reduzierte sich dort die Bakteriendiversität während der Hitzeperiode auf wenige robustere Arten. Vor allem Gram-negative Bakterien waren in Feldexperimenten gegenüber hohen Temperaturen anfälliger als Gram-positive Bakterien. In einer polnischen Studie hatten UV-Strahlung, Temperatur und relative Luftfeuchte einen messbaren Einfluss auf die Bakterienkonzentration in der Außenluft (BRAGOSZEWSKA ET AL. 2018). Auch TONG & LIGHTHART (1997) zeigten, dass starke Sonneneinstrahlung einen abtötenden Effekt auf Bakterien hat und der Grad der Schädigung mit der Dosis und der Wellenlänge abhängt.



Abbildung 2: Generell werden in Sommermonaten oder ariden Regionen in der Luft hauptsächlich Gram-positive, Sporenbildende und pigmentierte Bakterienspezies über Kultivierung auf Nährböden nachgewiesen.

Als ein weiterer Grund für die erhöhte Anzahl von Gram-positiven Bakterien und Sporenbildnern bei hohen Temperaturen und Trockenheit wird die Erde, Lebensraum von vielen Sporenformenden Bakterienarten, als Quelle der Bakterien vermutet. Trockene Erde wird vom Wind eher aufgewirbelt und gelangt als Staub in die Luft. So stellten YAMAGUCHI ET AL. (2014) fest, dass beim „Asian Dust Event“¹ die Bakterienflora hauptsächlich aus Sporen-bildenden Bakterien bestand. Bei hoher Luftfeuchtigkeit dagegen stellten SHAFFER & LIGHTHART (1997) in urbaner, ländlicher und städtischer Umgebung sowie im Küstenbereich einen Anstieg der Bakterienkonzentrationen fest.

In vielen Feldstudien wurde somit bereits nachgewiesen, dass meteorologische Bedingungen wie Temperatur, Luftfeuchte oder UV-Strahlung die Überlebensfähigkeit von luftgetragenen Bakterien beeinflussen und auch die Tenazität der verschiedenen Bakteriengruppen eine Rolle spielt. Eine Quantifizierung der Einflüsse, wie sie für die Verbesserung der Ausbreitungsmodelle nötig wäre, ist aus den Feldstudien kaum abzuleiten. Besser dazu geeignet sind Studien, die unter definierten Laborbedingungen durchgeführt wurden.

5.2 Ergebnisse von Laborstudien

5.2.1 Temperatur und Luftfeuchtigkeit

In der Außenluft werden die meisten kultivierbaren Bakterien bei Temperaturen zwischen 8 °C und 24 °C nachgewiesen (RÜDEN ET AL. 1978). Generell steigt die Abtötungsrate mit steigenden Temperaturen (EHR- LICH ET AL. 1970). Temperaturen unter 8 °C haben kaum einen negativen Einfluss auf die Überlebensfähigkeit, ein Anstieg der Temperatur über 24 °C führt jedoch zu einem raschen Abfall, besonders bei Temperaturen zwischen 30 °C und 40 °C (WRIGHT ET AL. 1969; MÜLLER & GRÖNING 1981; TANG 2009). Das Überleben bei verschiedenen Temperaturen ist zudem abhängig von der relativen Luftfeuchtigkeit (HOEKSMAN ET AL. 2015; WATHES 1986; WRIGHT 1968; MÜLLER & GRÖNING 1981; MÜLLER ET AL. 1981). Zum Beispiel beträgt die mittlere Überlebensrate für *Escherichia coli* bei 50 % rel. Luftfeuchtigkeit und einer Temperatur von 15 °C ca. 14 Minuten, bei 30 °C dagegen nur 3 Minuten. Bei 85 % rel. Luftfeuchtigkeit sind es bei 15 °C 83 Minuten und bei 30 °C 14 Minuten (WATHES 1986). Der Einfluss der Luftfeuchtigkeit auf Bakterien im luftgetragenen Zustand ist komplexer als der der Temperatur und auch sehr stark abhängig von der Spezies (TANG 2009). Es ist schwer generelle Aussagen zu treffen (ANDERSEN & COX 1967; ENGLELY 1955). Zum Beispiel überlebt *Mycoplasma* am besten bei < 25 % und > 80 % rel. Luftfeuchtigkeit (WRIGHT 1968), für *Chlamydia pneumoniae* dagegen ist eine rel. Luftfeuchtigkeit von > 95 % günstig. Allgemein gelten aber sehr hohe und sehr niedrige Luftfeuchten (< 20 %, > 85 %) als die Lebensfähigkeit verringern (MOULI ET AL. 2005; MÜLLER & GRÖNING 1981; MÜLLER ET AL. 1981). Im Zusammenhang mit der Luftfeuchtigkeit hat auch die Art und Weise der Aerosolisierung einen starken Einfluss. Wenn Mikroorganismen aus einer Suspension in die Luft abgegeben werden, verlieren sie freies Wasser und trocknen ein, trockene Bakterienpartikel neigen hingegen zur Feuchtigkeitsaufnahme. Dieser Wechsel im Wassergehalt beeinflusst nachweislich die Tenazität (HATCH & DIMMICK 1966; COX 1989; COX 1998). Wenn Bakterien der Gattung *Pasteurella* feucht vernebelt werden, haben sie ihre minimale Überlebensrate bei 50 % rel. Luftfeuchtigkeit, wenn sie dagegen trocken dispergiert

¹ Das „Asian Dust Event“ ist ein saisonales meteorologisches Phänomen, das während der Frühlingsmonate sporadisch große Teile Ostasiens betrifft. Der Staub stammt aus den Wüsten der Mongolei, Nordchinas und Kasachstans, wo schnelle Oberflächenwinde und starke Sandstürme dichte Wolken von trockenen feinen Staubpartikeln hochheben. Diese Wolken werden dann durch die vorherrschenden Winde nach Osten getragen und strömen über China, Nord- und Südkorea, Japan und Teile des russischen Fernen Ostens. Gelegentlich werden die von der Luft getragenen Partikel nach Osten in viel weiter entfernte Regionen wie die Vereinigten Staaten getragen und beeinflussen dort in erheblichen Konzentrationen die Luftqualität. (Quelle: Wikipedia, letzter Zugriff am 20.10.2021)

werden bei 75 % rel. Luftfeuchtigkeit (BEEBE 1959; COX 1971). Eine starke Veränderung der Luftfeuchtigkeit während des luftgetragenen Zustands führt ebenfalls zu einer Verringerung der Lebensfähigkeit (DEOME 1944; HATCH & DIMMICK 1966; HATCH ET AL. 1970).

Auf molekularer Ebene führt das Austrocknen von Zellen zu verschiedenen Schäden. Neben toxischen Wirkungen von Salz und Aminosäuren bei geringen Wasserkonzentrationen ist hier primär die „Maillard“-Reaktion zu nennen, bei der Aminosäuren und reduzierende Zucker zu neuen Verbindungen umgewandelt werden (COX 1993). Diese führt zu einer Inaktivierung von Proteinen und damit wichtiger Stoffwechselforgänge. Besonders anfällig sind die auf der Zelloberfläche exponierten Proteine wie Porine und Adhäsine; besonders, weil der Effekt durch UV-Strahlung noch verstärkt wird.

5.2.2 UV-Strahlung

Ausgehend vom natürlichen Sonnenlichtspektrum hat der Anteil der UV-Strahlung den größten Einfluss auf das Überleben von Bakterien in der Luft. UV-Strahlung wird klassischerweise nach ihrer biologischen Wirkung in UV-A (380 nm – 315 nm), UV-B (315 nm – 280 nm) und UV-C (280 nm – 200 nm) Strahlung eingeteilt (HARM 1980). Nahe der Erdoberfläche hat UV-C Strahlung keine Relevanz, da sie bereits in den oberen Schichten der Atmosphäre durch das dortige Ozon absorbiert wird. Trotzdem wurden viele Untersuchungen zur Wirkung von UV-Strahlung auf luftgetragene Bakterien mit UV-C Strahlung der Wellenlänge 253,7 nm durchgeführt, da sich diese sehr leicht mit Quecksilberstrahlern erzeugen lässt. Bei der Interpretation dieser Ergebnisse ist zu beachten, dass die DNA aufgrund ihres Absorptionsspektrums durch Wellenlängen in diesem Bereich besonders stark geschädigt wird. Aus diesem Grund wird UV-Strahlung mit 253,7 nm Wellenlänge klassischerweise auch zu Desinfektionszwecken eingesetzt (CHANG ET AL. 1985; CLAUß 2006; LIN & LI 2002; PECCIA ET AL. 2001).

Der Einfluss von UV-C Strahlung auf luftgetragene Mikroorganismen hängt stark vom Wassergehalt der Zellen während der Bestrahlung ab (KAPLAN 1955; RILEY & KAUFMANN 1972) und dieser wiederum von der relativen Luftfeuchtigkeit. UV-induzierte Abtötungs- und Mutationsrate nehmen mit dem Grad der Austrocknung einer Zelle stark zu (KAPLAN 1955). Dehydrierte Zellen werden bereits effektiv durch UV-A- und UV-B-Strahlung getötet, feuchte Zellen dagegen kaum. Besonders bei einer relativen Luftfeuchtigkeit von über 80 % steigt die Resistenz gegen UV-C Strahlung z. B. von *Serratia marcescens* oder *Mycobacterium bovis* stark an (KO ET AL. 2000). Auch die sogenannte Photoreaktivierung findet nur in im feuchten Zustand statt (KAPLAN 1955; RILEY & KAUFMANN 1972). Bei diesem lichtabhängigen Prozess (ca. 300 nm – 500 nm Wellenlänge) können Bakterien durch UV-Strahlung entstandene Schäden mit Hilfe des Enzyms Photolyase äußerst effektiv reparieren, so dass inaktivierte Zellen nach einer gewissen Zeit wieder reaktiviert werden (CLAUß ET AL. 2005; GOOSEN & MOOLENAAR 2008). In diesem Zusammenhang muss auch beachtet werden, dass viele Bakterien bei Stress für unbestimmte Zeit in einen „viable but non-culturable“ (VBNC) Zustand übergehen können und somit zwar nicht mehr kultivierbar sind, aber dennoch lebensfähig (BOGOSIAN & BOURNEUF 2001).

Der Einfluss von natürlicher UV-Strahlung auf luftgetragene Bakterien ist kaum untersucht. In wenigen Studien wurden luftgetrocknete Filme von *Bacillus subtilis* Sporen in Petrischalen oder auf mit Folie abgedeckten Objektträgern dem Sonnenlicht ausgesetzt (SLIEMAN & NICHOLSON 2001; SLIEMAN & NICHOLSON 2000; XUE & NICHOLSON 1996). PAEZ-RUBIO & PECCIA (2005) fanden in einer UV-A- und UV-B durchlässigen Kammer einen signifikanten Einfluss von Sonnenlicht auf die Überlebensrate von *Mycobacterium parafortuitum* bei moderater Luftfeuchtigkeit. Letztlich wird durch den UV-Anteil des Sonnenlichts in der Atmo-

sphäre durch Spaltung von Sauerstoff-Molekülen oder Stickoxiden (z. B. NO₂) und der anschließenden Reaktion der Spaltprodukte mit Sauerstoff auch Ozon gebildet, das keimtötend wirkt und maßgeblich für den „Open Air Faktor“ (OAF) verantwortlich ist.

5.2.3 Open Air Factor (OAF)

Unabhängig von meteorologischen Parametern überleben Bakterien in der Außenluft generell schlechter als in Innenräumen, bei ansonsten ähnlichen Bedingungen (HOOD 1971; HOOD 1974). Auch Krankheiten werden in Innenräumen effektiver übertragen (EAMES ET AL. 2009; HOBDAV & DANCER 2013). Als Ursache wird der OAF angenommen. Er wird durch eine Reihe von Substanzen wie freie Radikale, Ozon und Ozon-Olefin-Reaktionsprodukte hervorgerufen, die keimtötend wirken. Besonders Nukleinsäuren und Mantelproteine von Mikroorganismen werden dadurch stark geschädigt. Die für den OAF verantwortlichen Substanzen sind jedoch äußerst instabil und bauen sich durch Reaktionen mit Partikeln oder Oberflächen innerhalb von wenigen Minuten ab. Selbst eine kurze Luftführung durch ein Rohr verringerte den toxischen Effekt der geführten Luft auf Bakterien erheblich (DRUETT & MAY 1968). Hinzu kommt, dass die Konzentrationen der einzelnen Stoffe extrem variabel sind und nicht mit einer Tages- oder Jahreszeit assoziieren (DRUETT & MAY 1968). HOOD (1971) stellte fest, dass in einem geschlossenen System ein Luftwechsel von mindestens 12x pro Stunde nötig ist, um den OAF aufrecht zu erhalten. Bei Versuchen mit *E. coli* wurden dabei Überlebensraten von 72 % nach 5 min und 7 % nach 60 min gefunden. Der OAF war hier auch abhängig von der relativen Luftfeuchte und hatte bei geringerer Feuchtigkeit einen größeren Einfluss auf die Tenazität als bei höherer Feuchtigkeit. Dagegen stellten DARK & NASH (1970) für *E. coli* den größeren Einfluss bei mittleren Luftfeuchtigkeiten fest. Sie untersuchten auch die Überlebensraten von *E. coli* und *Micrococcus albus* bei verschiedenen Olefinen und variierender Ozonkonzentration und fanden nach 10 min bei 20 °C und 78 % relativer Luftfeuchte Überlebensraten von 0 – 100 %, abhängig von der Art des Olefins und der Ozonkonzentration.

5.2.4 Partikelgröße

In den bisher genannten Studien, die den Einfluss von Temperatur, Luftfeuchtigkeit, UV-Strahlung und OAF auf das Überleben luftgetragener Bakterien unter definierten Laborbedingungen untersuchten, lagen die Mikroorganismen während der Versuche weitgehend als einzelne Zellen vor. Natürlicherweise kommen Bakterien aber überwiegend in Aggregaten vor (RÜDEN ET AL. 1978; CLAUß ET AL. 2013). Dadurch sind sie in gewissem Maße vor Witterungseinflüssen geschützt und daher unter natürlichen Bedingungen vermutlich länger lebensfähig, als in den Laborversuchen festgestellt wurde. In einigen Studien wurde eine positive Korrelation zwischen dem Überleben von luftgetragenen Bakterien und der Partikelgrößenfraktion festgestellt (DINTER & MÜLLER 1984; HOOD 1971; MAY & DRUETT 1968; KUNDSIN 1968; LIGHTHART & SHAFFER 1997). TONG & LIGHTHART (1997) fanden sogar einen linearen Einfluss zwischen der Partikelgröße und dem Überleben luftgetragener Bakterien. Sie stellten fest, dass für jedes µm Aerodynamischer Durchmesser die Überlebensrate um 11 % stieg und vermuteten, dass die Bakterien in den Partikeln vor allem vor der Sonneneinstrahlung geschützt waren.

5.2.5 Verfahrensbedingte Parameter

Bei der Untersuchung der Überlebensfähigkeit luftgetragener Mikroorganismen ist zu beachten, dass auch verfahrensbedingte Parameter einen Einfluss auf die Tenazität der Mikroorganismen haben. Dazu gehören die Anzucht der Prüforganismen, die Überführung der Bakterien in den luftgetragenen Zustand, die Sammlung aus der Luft oder die anschließende Aufarbeitung der Proben im Labor. WRIGHT ET AL. (1969) fand höhere Überlebensraten von *M. pneumoniae*, wenn vorher gefrorene Kulturen eingesetzt wurden. Bakterien die aus der stationären Phase geerntet werden überleben in der Luft besser als in der log-Phase (DARK &

CALLOW 1973). COX & GOLDBERG (1972) untersuchten verschiedene Ansätze von *Pasteurella tularensis* und fanden, dass *P. tularensis* in Kulturmedium in den luftgetragenen Zustand überführt diesen am besten bei hoher relativer Feuchte überlebt, als gefriergetrocknetes Pulver dagegen am besten bei geringer relativer Feuchte. Einen großen Einfluss hat die Art der Suspension, aus der die Mikroorganismen in die Luft überführt werden, da sie osmotisch wirkt und ein zu schnelles Eintrocknen der Zellen verhindern kann (DUNKLIN & PUCK 1948). So können z. B. zugesetzte Di- und Trisaccharide die Zellen schützen (ANDERSEN & COX 1967). Bei der Probenahme von luftgetragenen Mikroorganismen dagegen hat bei der Sammlung in Phosphatpuffer ein Zusatz von Succrose bei *E. coli* zu 50 % mehr Verlusten geführt als eine Sammlung in Phosphatpuffer ohne Zusätze (COX 1966). Dies war allerdings auch abhängig von der relativen Luftfeuchte. So wurden in einem weiteren Versuch bei 80 % RF und Sammlung von *E. coli* in H₂O 58 % Verlust festgestellt und in Dextran 78 %. Bei 30 % RF dagegen waren es nur 6 % und 2 % Verlust. Einen Einfluss der relativen Feuchte stellten auch WON & ROSS (1966) fest. Bei Herzinfusionslösung und Pepton als Sammelmedium zeigten sich deutliche Unterschiede bei den Verlusten durch die Sammlung bei unterschiedlichen Luftfeuchten. Die höchste Tenazität hatten die Bakterien hier bei 87 % RF. Mikroorganismen können auch trocken als Pulver z. B. mit Bürstendosierern in die Luft dispergiert werden. Auch diese Geräte können die Überlebensfähigkeit der Bakterien beeinflussen. So stellte DIMMICK (1960) Unterschiede von bis zu einer Zehnerpotenz für die „half-life time“ von mit zwei verschiedenen Systemen in die Luft dispergierten Bakterien fest. Der große Einfluss verfahrensbedingter Parameter auf die Tenazität von luftgetragenen Mikroorganismen unterstreicht die Notwendigkeit nach standardisierten Verfahren auch zur Ermittlung von Überlebens- bzw. Absterberaten. Die folgende Tabelle 1 gibt einen Überblick zu unter Laborbedingungen durchgeführten Studien bezüglich der eingesetzten Testsysteme, Testorganismen und untersuchten Parametern und nennt zudem die wichtigsten Ergebnisse aus den Studien.

Tabelle 1: Ausgewählte Ergebnisse von Untersuchungen zum Einfluss verschiedener Faktoren auf die Tenazität von Mikroorganismen

Literatur	Testsystem	Testorganismen	Untersuchte Faktoren	Überlebens-/Absterberaten und wichtigste Ergebnisse
ANDERSEN (1966)	Rotierende Kammer aus Edelstahl (75 L)	C ₁₄ -markierte und unmarkierte <i>Escherichia coli</i> , <i>Bacillus globigii</i> Sporen als Spray aus Flüssigkeit	RF 35 % - 100 %, Temp. ca. 20 °C	Überlebensraten <i>E. coli</i> bei 53 % RF: 1,2 s 78 %, 2 min 43 %, 10 min 32 %, 30 min 16 % Überlebensraten <i>E. coli</i> bei 88 % RF: 1,2 s 73 %, 2 min 52 %, 10 min 9 %, 30 min 3 % Überlebensraten <i>Bacillus globigii</i> Sporen immer zwischen 70 % und 85 %, keine messbaren Verluste. Niedrige und hohe RF überlebensverringend
BAILEY ET AL. (2007)	Polypropylene Kammer (20,24 m ³) mit Ventilatoren	<i>Micrococcus luteus</i>	Ozon, OAF (künstlich hergestellt, Ozon + Terpene)	Ozon (0,05 ppm, 0,1 ppm und 2 ppm) führt zur signifikanten Reduktion nach 1 h; bei 2 ppm Ozon: nach 20 min keine Bakterien mehr nachweisbar OAF: nach 20 min hohe log-Reduktionsraten, auch nach 2 min bereits Reduktion; Reduktion generell höher als bei 0,1 ppm Ozon alleine, allerdings wurden viel höhere Konzentrationen des OAF eingesetzt als sie natürlicherweise vorkommen
BEARD & ANDERSEN (1967)	Statische zylindrische Aerosolkammer (55 Gallonen Stahlfass)	<i>Mycoplasma gallicepticum</i> , <i>M. melagridis</i>	25 °C, 40 % – 50 % RF	Nach 6 h noch ca. 1 % der Bakterien am Leben. <i>M. gallisepticum</i> resistenter

BEEBE & PIRSCH (1958)	Statische Kammer, Aluminiumzylinder (20 L)	<i>Pasteurella tularensis</i> , <i>Pasteurella pestis</i> , als Spray	Künstliches Sonnenlicht (Wellenlänge > 300 nm), 0 - 95 $\mu\text{W}/\text{cm}^2$, 1 % - 95 % RF	Steigende Dosen künstlichen Sonnenlichts führen zu einem linearen Anstieg der Verlustrate von <i>P. tularensis</i> -Aerosolen. Die Absterberate sank jedoch linear mit steigender Luftfeuchtigkeit. Ebenso bei <i>P. pestis</i> , jedoch nicht linear. Abfall der Verlustrate bei steigender RF von 25 % bis 80 %, bei 95 % dagegen wieder Anstieg der Verlustrate
BEEBE (1959)	Statische Kammer, Aluminiumzylinder (20 L)	<i>Pasteurella tularensis</i> SmR-D-3, Spray und gefriergetrocknet als Pulver	künstliches Sonnenlicht (Wellenlänge > 300 nm), 0 - 90 $\mu\text{W}/\text{cm}^2$, 1 % - 95 % RF	Verlustrate (nach 1 min) bei 25 % RF: Spray: 0 $\mu\text{W}/\text{cm}^2$ 7 % und 90 $\mu\text{W}/\text{cm}^2$ 72 % Pulver: 0 $\mu\text{W}/\text{cm}^2$ 10,5 % und 90 $\mu\text{W}/\text{cm}^2$ 31 % Verlustrate (nach 1 min) bei 95 % RF: Spray: 0 $\mu\text{W}/\text{cm}^2$ 5 % und 90 $\mu\text{W}/\text{cm}^2$ 33 % Pulver: 0 $\mu\text{W}/\text{cm}^2$ 14 % und 90 $\mu\text{W}/\text{cm}^2$ 31 % Absterberate ohne Bestrahlung beim Pulver höher, mit Bestrahlung beim Spray, und dort mit Bestrahlung bei geringer Luftfeuchte

BENBOUGH (1967)	Rotierende Edelstahlkammer (500 L)	<i>E. coli</i>	20 % - 100 % RF, Aerosolalter, Luft und Stickstoff	Überlebensrate in Stickstoff größer als in Luft; sinkt (ab 80 % RF) mit abnehmender RF; Überlebensrate bei sehr hoher RF hoch, sinkt dann ab 95 % RF und steigt wieder ab etwa 85 %. Hohe Überlebensrate bei etwa 75 % sowohl in Luft als auch in Stickstoff. Ab 70 % RF rapide Abnahme der Überlebensrate. Überlebensrate hängt auch vom Aerosolalter ab, wobei „junge Aerosole“ (ca. 2 min) eine bessere Überlebensrate generieren als alte (5-30 min).
BENBOUGH & HOOD (1971)	Dynamische Kammer, 6 m durchmessende Hohlspäre + "Microthread technique" in Außenluft	Semliki Forest virus, Coliphagen T1 und T7, <i>Escherichia coli</i> MRE 162	2 °C – 12 °C, 75 % - 96 % RF	Inaktivierungsraten des Semliki Forest virus reichen in der Außenluft von 1 %/min - 5 %/min in Aerosolen bei RF von 75 % und 95 % und Temperaturen zwischen 12 °C und 20 °C. In der geschlossenen Sphäre dagegen nur bei 0,1 %/min. Linearer Zusammenhang zwischen der Überlebensrate in der Luft und der Partikelgröße.
BERENDT (1980)	Statische Aerosolkammer (6,2 m ³)	<i>Legionella pneumophila</i>	30%, 50%, 80% RF, Aerosolalter 4 min, 18 min, 32 min	Überlebensrate nimmt mit steigendem Aerosolalter ab 80 % und 50% RF generieren höhere Überlebensrate als 30 RF.
BERENDT (1981)	Statische Aerosolkammer (6,2 m ³)	<i>Legionella pneumophila</i>	30 % RF, verschiedene Suspensionsmedien (Algenextrakt, Trypton-Kochsalzlösung, 6 % Raffinose mit 0,1 % 2,2-Dipyridyl	Algenextrakt und Raffinose mit 0,1% 2,2-Dipyridyl stabilisieren Aerosole im Vergleich zur Trypton-Kochsalzlösung.

BERENDT & DORSEY (1970)	Rotierende Heliostat-Kammer (650 L) mit Vycor Glasscheiben (Transmission 300 nm - 2500 nm)	Veneuelan Equine Encephalomyelitis (VEE) virus	Künstliche Sonnenstrahlung RF 30 % und 60 %	Überlebensrate in der Dunkelheit nach 1 h 90 % bei 30 % RF und 78 % bei 60 % RF. Überlebensrate drastisch reduziert bei künstlicher Sonneneinstrahlung nach 1 h: 0,02 % bei 30 % RF und 0,006 % bei 60 % RF
BUCHBINDER (1942)	Statische Kammer, abgeschlossener Raum mit Fenster	<i>Streptococcus salivarius</i> , (Alpha-hämolytisch) beta-hemolytischer <i>Streptococcus</i> (090), und Group A, Typ 9 Beta-hemolytischer <i>Streptococcus</i> als Spray in Kammer und dann in Petrischalen sedimentiert	Natürliches Sonnenlicht, künstliches "Fluoreszenzlicht"	Nach 50 Minuten Exposition gegenüber natürlichem Sonnenlicht 50 % Reduktion der Alpha-hämolytischen <i>Streptococcus</i> . Die anderen Stämme waren empfindlicher. Hat vermutlich mit der Länge der gebildeten Bakterienkette zu tun.
COX (1967)	Statische Kammer (water jacket) und rotierende zylindrische Kammer (75 L)	<i>Escherichia coli</i> B, <i>E. coli</i> Jepp, <i>Serratia marcescens</i> UK 8	bei 21 °C verschiedene RF (30 %, 50 %, 80 %), Spray-Medien (Wasser, Dextran, Raffinose) und Sammelflüssigkeiten (Phosphatpuffer, Phosphatpuffer + Sucrose)	Das Überleben in der Luft hängt von der RF und von der Verweilzeit im luftgetragenen Zustand ab. Sowohl die Spray-Suspensionen als auch die Sammel-suspensionen können protektiv wirken. Das Überleben ist bei niedriger RF geringer als bei hohem RF: z. B. Überlebensrate von <i>E. coli</i> nach 15 min versprüht aus Wasser und gesammelt in Phosphatpuffer: 30 % RF: 5,4 %, 50 % RF: 4,4 %, 80 % RF: 35 %
COX & BALDWIN (1967)	Rotierende Kammer	<i>E. coli</i> B	Sauerstoff, Stickstoff, Luft, verschiedene RF	Bei 90 % RF werden ähnliche Überlebensrate in Luft, Sauerstoff und Stickstoff erzielt. 40 % RF: Überleben in Stickstoff besser als in Luft und Sauerstoff, wobei in Sauerstoff allein am geringsten. Steigende Aerosollagerung verringert Überleben.

COX & GOLDBERG (1972)	Rotierende zylindrische Kammern	<i>Pasteurella tularensis</i> (LVS)	Bei 26,8 °C verschiedene RF, 3 verschiedene Präparationen, gefrier- getrocknet, flüssig, Sammlung direkt auf Agar	Flüssig in Luft dispergiert höchste Über- lebensrate bei hoher RF und niedrigste bei mittlerer RF. Gefriergetrocknet dispergiert höchste Überlebensrate bei niedriger RF und die niedrigste bei 82 % RF. Das Überleben in der Luft bei verschiedenen RF hängt maßgeblich vom Hydratisierungszustand der Zellen zum Zeitpunkt der Aerosolisierung statt.
COX (1976)	Statische Kammer	<i>E. coli</i> B, <i>E. coli</i> commune, <i>E. coli</i> Jepp	Verschiedenen RF bei 26,5 °C, gesammelt nach (5, 10, 15, 20, 25, 30) min.	Die Überlebensrate nimmt für die getes- teten Bakterien im luftgetragenen Zustand mit der Zeit kontinuierlich ab. Die höchste Überlebensraten wurden bei geringer RF (40 %) gefunden und die höchste bei 80 % - 86 % RF
DARK & COLLOW (1973)	Microthread in dynamischer Kammer	<i>E. coli</i>	Kultivierungsbedingungen	Kultivierungsbedingungen haben einen Einfluss
DARK & NASH (1970)	Microthread in dynamischer Kammer, Aluminiumbox (670 L)	<i>E. coli</i> var. <i>communis</i> (MRE 162), <i>Micrococcus</i> <i>albus</i> (NCTC)	bei 20 °C, 78 % RF, 22 Olefine (1 ppm) + Ozon (4 – 33) ppb	<i>E. coli</i> zwischen 50 % und 80 % RF höchste Überlebensrate, <i>M. albus</i> bei 40 % RF. (80 %), bei 80 % RF nur 2 %
DAVIS ET AL. (1971)	Henderson Apparatur	Adenovirus	12 °C - 30°C, RF 32 %, 51 %, 89 %	Überlebensrate steigt mit steigender RF
DENNIS & LEE (1988)	Statische Kammer	<i>Legionella pneumophila</i> serogroup 1 mit verschiedenen Virulenzen	20 °C, RF, Virulenz	Größte Absterberate bei 20 °C und 60 % RF in kleinen Aerosolpartikeln. Der virulenteste Stamm war am resistentesten und der avirulente am sensitivsten.

DEOME (1944)	Prüfkanal (ca. 7 m lang) aus 1 Inch Glasröhren	<i>Salmonella pullorum</i>	28 °C - 37 °C, 15% - 78 % RF, Glycol	Die Absterberate von <i>S. pullorum</i> steigt mit steigender Temperatur von 28 °C – 37 °C und mit steigender RF. Der zusätzliche abtötende Effekt von Triethylenglykoldampf sinkt mit steigender Temperatur. Bei 15 % RF und 80 % RF hat Triethylenglykoldampf keine zusätzliche germizide Wirkung mehr.
DIMMICK (1960)	Statische Kammer (1 m ³) mit Ventilatoren zur Durchmischung der Luft	<i>Serratia marcescens</i> 8UK	verschiedene RF, Bakterien gefriergetrocknet als Pulver	Es wurde ein erster schneller Abfall der Überlebensrate und ein anschließender langsamer Abfall bis zu 5 h beobachtet. Bei hoher RF geschah die Inaktivierung schneller als bei niedriger RF. Diese Beobachtung ist genau umgekehrt wie bei dem Aerosolisieren von Bakterien in Suspensionen.
DINTER & MÜLLER (1984)	Statische Kammer	<i>Pasteurella multocida</i>	(21 – 42) °C, (44 - 87) % RF	Die höchste Überlebensrate wurde bei 24 °C und 70 °C RF festgestellt, mit 50 % Überleben nach 35.5 min. Bakterien in Agglomeraten überleben den luftgetragenen Zustand besser als einzelne Zellen.
DINTER & MÜLLER (1988)	Statische und rotierende Kammer	<i>Salmonella senftenberg</i> O:19 (Hitzeresistenter Referenztyp W 775)	(21 – 40) °C, (15 – 85) % RF	Die Überlebensrate war am höchsten bei 85 % RF und 22 °C (50 % Verlust erst nach 6 h). Bei 40 °C und 85 % RF waren es nur 5 min. Geringe RF verringern ebenfalls Überlebensrate. Bei 28 °C und 15 % RF nach 54 min 50 % Verlust.

DONALDSON (1972)	Henderson Apparatur, Rotierende Kammer (75 L)	Verschiedenen Stämme des Foot-and-mouth disease (MD) Virus	RF	Infektiosität des Virus bei ≥ 60 % RF am höchsten, unter 60 % RF war Infektiosität reduziert und unter 20 % RF sehr gering Nach 60 min bei 55 % und 70 % RF erhebliche Unterschiede zwischen den Stämmen. Zerfallsraten bei 70 % von 1,1 - 3,2 log/h und bei 55 % von 2,1 - 3,3 log/h bzw. teilweise nicht bestimmbar
DONALDSON & FERRIS (1975)	Microthread Technik	Food and mouth disease virus (FMD), <i>E. coli</i>	OAF und Tageslicht	<i>E. coli</i> wurde durch direktes Sonnenlicht schnell inaktiviert, FMD Virus ist hingegen sehr stabil Virus-Inaktivierung durch OAF gering
DRUETT & MAY (1968)	Microthread technique und rotierende Aerosolkammer	<i>Escherichia coli</i> (MRE 162)	native Außenluft	2 % Überleben nach 2 h in Außenluft. In geschlossener Kammer nach 2 Stunden 85 % Überleben
DUNKLIN & PUCK (1948)	Statische Kammer	<i>Pneumococcus</i> , Type I, <i>lococcus albus</i> und <i>Streptococcus hemolyticus</i>	22°C, verschiedene RF	Aus Salzlösung Aerosolisiert: Geringste Überlebensrate bei 50 % RF. Darüber und darunter höhere Überlebensraten. Bei Salzfreen Lösung andere Über- lebensraten <i>Streptococcus</i> und <i>Staphylococcus</i> scheinen resistenter.
EHRlich & MILLER (1971)	Aeosolkammer aus Edelstahl (2500 L)	VEE virus	RF 18-90 % bei 24 °C; -40°C bis 24°C	RF 18 % - 90 % bei 24 °C und Tempera- turen von -40°C bis 24°C haben keine nennenswerten Zerfallsraten auf VEE Virus aus flüssiger Suspension. Aus lypholisierte Viruspräparation nimmt Virus- Wiederfindungsrate mit bei steigender RH ab. Bei 49°C höhere Zerfallsrate. Steigendes Aerosolalter (20 min - 60 min) führt ebenfalls zu geringeren Wiederfindungsraten (im Vergleich zu einem Alter von 4 min).

EHRlich & MILLER (1973)	Statische Kammer aus Edelstahl (2500 L)	<i>Pasteurella tularensis</i> strain SCHU S5	-40 °C bis 49 °C, Partikelgröße 1 µm – 5 µm	Höchste Überlebensrate zwischen -7 °C und 3 °C. Darüber und darunter geringere Überlebensraten. Von 24 °C – 35 °C starker Abfall der Überlebensrate. Geringste Überlebensrate bei 49 °C.
EHRlich ET AL. (1970)	Statische Kammer	<i>Serratia marcescens</i> 8 UK (ATCC 14041, <i>E. coli</i> strain 162, <i>Bacillus subtilis</i> var. <i>niger</i> (batch no. 91)	Verschiedene T von -40 °C bis 49 °C	Absterberaten über die Zeit waren bei <i>Bacillus subtilis</i> Sporen relativ Temperaturunabhängig, im Gegensatz zu <i>S. marcescens</i> und <i>E. coli</i> . Von -18 °C bis 49 °C wurde ein Abfall der Überlebensraten beobachtet. Ab 24 °C sanken die Überlebensraten rapide.
EHRlich ET AL. (1970)	Statische Kammer	<i>Flavobacterium</i> spp	-40 °C bis 49 °C, RF 25 % bis 99 %.	Absterberaten erhöhen sich mit einem Anstieg der Temperatur von -18 °C – 49 °C. Die geringsten Todesraten werden zwischen -40 °C und -18 °C festgestellt, die höchsten Todesraten zwischen 29 °C und 49 °C. Die Todesraten sind zudem abhängig von der RF
ELAZAHARY & DERBYSHIRE (1979A)	Rotierende Bioaerosolkammer	Infectious Bovine Rhinotracheitis Virus	6 °C und 32 °C und 30 % RF und 90 % RF	Das Virus überlebte am besten bei 90 % RF und 6 °C, bei 30 % RF dagegen bei 32 °C.
ELAZAHARY & DERBYSHIRE (1979B)	Rotierende Bioaerosolkammer	Bovine Parainfluenza Type 3 Virus	6 °C und 32 °C und 30 % RF und 90 % RF in verschiedenen Medien	Bei 32 °C und 30 % RF war das Virus weniger stabil in der Luft, wenn aus Eagle's Medium aerosolisiert als aus Nasensekret. Bei 6 °C und 30 % RF war das Virus stabiler aus Eagle's Medium. Bei 32 °C war das Virus bei 90 % RF weniger stabil als bei 30 % RF. Bei 30 % RF war es bei 6 °C stabiler als bei 32 °C.

ELAZAHARY & DERBYSHIRE (1979c)	Rotierende Bioaerosolkammer	Bovine Adenovirus Type 3	6 °C und 32 °C und 30 % RF und 90 % RF	Das Virus wurde bei 30 % RF schneller inaktiviert als bei 90 % RF und bei 32 °C schneller als bei 6 °C
GANNON ET AL. (2006)	Rotierende statische Bioaerosolkammer aus Folie	<i>Mycobacterium bovis</i>	23 °C, 75 % RF	94 % Überlebensrate in den ersten 10 min, 50 % Verlust nach 1,5 h
GOLDBERG ET AL. (1958)	Rotierende Kammer 2 – 3 rpm	<i>Klebsielle pneumoniae</i>	RF, 11 % - 83 %	Aerosolisierte <i>K. pneumoniae</i> zeigten 3-fach geringere Virulenz nach 5 h im luftgetragenen Zustand.
HAMBLETON ET AL. (1983)	Hederson Apparatur Rotierende Kammer (55 L)	<i>Legionella pneumophila</i> 74/81	RF	Legionellen aus der exponentiellen Wachstumsphase (Flüssigkultur) überleben weniger gut in Aerosolen als aus der stationären Phase oder von einem festem Medium. Lebensfähigkeit nimmt mit steigendem Aerosolalter ab, liegt aber dennoch bei 10 % nach 2h bei 65 % RF. Überlebensrate bei 65 % RF am höchsten und bei 55 % RF am niedrigsten.
HANDLEY & WEBSTER (1995)	Microthread technique	<i>E. coli</i> , <i>Pseudomonas maltophilia</i> , <i>Pseudomonas fluorescens</i>		<i>E. coli</i> überlebt in Clustern besser im Vergleich zu Einzelzellen. Alter der Kultur hat entscheidenden Einfluss auf Überleben von <i>P. maltophilia</i> . Überlebensrate ist bei 24 h alte Kulturen höher als bei 48 h alten Kulturen. Außenluft und direktes Tageslicht reduzieren Überleben drastisch. Steigende Temperatur reduziert Überleben. <i>P. maltophilia</i> überlebt im direkten Sonnenlicht bei höherer RF besser.

HARPER (1961)	Rotierende Edelstahlkammer (75 L)	Viren (Vaccinia, Influenza A, Polio, VEE)	Temperatur, RF	Generell ist Überleben bei niedrigen Temperaturen bei jeder RF besser als bei hohen Temperaturen. Bevorzugte RF hängt von Virus ab.
HATCH & DIMMICK (1966)	Prüfkanal	<i>Serratia marcescens</i> , <i>Yersinia pestis</i> A1122	Schneller Wechsel der RF	<i>Y. pestis</i> reagiert mit einer anderen Überlebensrate bei schnell wechselnder RF, nicht so <i>S. marcescens</i> .
HATCH ET AL. 1970	Hybrid aus Aerosolkammer und Rohrsystem	<i>Mycoplasma pneumoniae</i>	Schneller Wechsel der RF	Wenn die Bioaerosole von hoher oder niedriger RF plötzlich in mittlere RF gebracht werden, resultiert dies in einem mehr als 90 %igen Verlust innerhalb von 8 min. Wenn dagegen ausgehend von einer mittleren RF, diese um 18 % erhöht oder erniedrigt wird, vermindert das merkbar die Abtötungsgeschwindigkeit. Zweifacher schneller Wechsel der RF führt zu hohen Verlusten nach 8 min. Dies könnte sogar zur Desinfektion eingesetzt werden.
HAYAKAWA & POON (1965)	?	?	T und RF, Überlebensrate von 0,5 s – 4,5 s	Bereits hohe Todesraten innerhalb der ersten 0,5 s, vermutlich durch Verdunstung von Zellflüssigkeit. Bei längerer Lagerung der Suspension Verringerung der Todesrate.
HEIDELBERG ET AL. (1997)	Statische Aerosolkammer	<i>Serratia marcescens</i> , <i>Klebsiella planticola</i> , <i>Cytophaga allerginae</i>	20 % - 25 % RF, 20 °C – 22 °C, kulturbasierte und Fluoreszenzmikroskopische Auswertung	Fluoreszenzmikroskopische Auswertung besser als kulturbasierte

HESS (1965)	Rotierende Kammer	<i>Serratia marcescens</i> (ATCC 14041)	0,01 % – 30 % Sauerstoff-Konzentrationen bei 40 % RF, 25 °C, verschiedene Zusätze	0,25 % oder mehr Sauerstoff führt zu einem starken Abfall der Überlebensfähigkeit bei 40 % RF und 25 °C. Bei hohen RF sind die Mikroorganismen unempfindlicher gegenüber Sauerstoff. Mn+, Co++, Glycerol und Thiourea verbessern die biologische Stabilität der Bioaerosole.
HOEKSMAN ET AL. (2015)	Zwei identische Sicherheitswerkbänke (L = 1.6 m, W = 0.93 m, H = 1.1 m; V = 1.64 m³)	<i>E. coli</i> DSM 1936, <i>Enterococcus mundtii</i> DSM 4838, <i>Mycoplasma synoviae</i> WT	(10, 20, 30) °C, 40 %, 60 %, 80 % RF Spraysuspensionen und gefriergetrocknete Bakterien	50 % Überlebensrate von 2 min bis 28 min. Besonders starker Abfall der Überlebensrate in den ersten 30 s. Die Autoren vermuten einen Zusammenhang mit der Verdunstungskälte. In trockenen Aerosolen konnte nach Aerosolisierung nur noch <i>E. mundtii</i> nachgewiesen werden. <i>E. mundtii</i> und <i>M. synoviae</i> überlebten am längsten bei 20 °C, <i>E. coli</i> bei 30 °C. <i>E. mundtii</i> überlebte zudem besser, wenn gefriergetrocknet dispergiert.
HOOD (1961)	Rotierende Edelstahlkammer (75 L)	<i>Pasteurella tularensis</i>		Überlebensfähigkeit nach 20 h bei 85 % RF und 21 °C - 24 °C variiert zwischen 0,5 % - 40 % abhängig von Suspensionsalter und Wachstumsmedium. Infektiosität und Überlebensfähigkeit korrelieren nicht miteinander (Bsp.: hoch infektiöse Aerosole zeigen niedrige Überlebensraten). Chlorid-Ionen, Hefeextrakt und Casein Hydrolysat verringern Infektiosität.

HOOD (1971)	Dynamische Kammer, 6 m durchmessende Hohlspäre, 28x Luftwechsel/h	<i>E. coli</i> (MRE 162) an Spinnenfäden ("Microthread technique") und frei in der Luft, mit und ohne Luftwechsel, auf Spinnenfäden auch in der Außenluft.	Außenluftbedingungen ohne Solarstrahlung, 70 % - 95 % RF, 20 °C und 30 °C.	Überlebensrate von <i>E. coli</i> : nach 5 min: ca. 70 % nach 60 min: ca. 10 % (stark abhängig von Partikelgröße und RF) Mindestens 12-facher Luftwechsel zur Aufrechterhaltung des OAF nötig.
HOOD (1974)	Große dynamische Kammer + "Microthread technique"	<i>Escherichia coli</i> (MRE 162)	Außenluft, verschiedene Konzentrationen	100 % Außenluft nach 60 min: 10 % 50 % Außenluft nach 60 min: 50 % (auch abhängig von Luftgeschwindigkeit)
HOOD (2009)	Ventiliertes Porton Kugel System für <i>F. tularensis</i> Microthread technique für <i>E.coli</i>	<i>Francisella tularensis</i> , <i>E. coli</i>	RF 72 % - 85 %, Temperatur 9 °C - 13°C	OAF verringert Lebensfähigkeit und Virulenz für Partikel < 3 µm, wobei dieser Effekt von Tag zu Tag variiert und von der Luftquelle abhängt. Kleine Partikel zerfallen schneller und verringern Überlebensfähigkeit.
IJAZ ET AL. (1985)	Rotierende Kammer	Human Rotavirus	6 °C und 20 °C (30, 60, 80) % RF	Bei 20 °C höchste Überlebensrate bei 50 % RF (50 % Verlust nach 44 h). Nach 24 h sind noch 80 % infektiös. Bei 30 °C und 80 % RF verringerte sich die Überlebensdauer auf die Hälfte.

IJAZ ET AL. (1985)	Rotierende Kammer	Human Coronavirus 229E (HCV/229E)	6 °C und 20 °C, (30, 60, 80) % RF	Bei 20 °C höchste Überlebensrate bei 50 % RF (50 % Verlust nach 67 h). Bei 30 °C und 80 % RF verringerte sich die Überlebensdauer auf die Hälfte. Bei 50 % RF waren nach 6 Tagen noch 20 % der Viren infektiös. Bei hohen RF waren nach 3 h nur noch 50 % aktiv, nach 24 h unter der Nachweisgrenze. Bei 6 °C waren die Überlebensraten noch besser als bei 20 °C. Bei 6 °C und 80 % RF waren die Viren am stabilsten mit 50 % Verlust erst nach 86 h.
IJAZ ET AL. (1994)	Rotierende Kammer (300 L)	Bovine Rotavirus UK isolate (BRV-UK), Murine Rotavirus (MRV)	20 °C, (30, 60, 80) % RF	Beide Viren überlebten am besten bei mittleren RF bei hohen RF am schlechtesten.
JARYNCH (1970)	NA	<i>Staphylococcus aureus</i>	8 °C, 30 °C	50 % Überleben: 8 °C: 2 min 30 °C: 55 min
KETHLEY ET AL. (1957)	Dynamische Kammer	<i>Serratia marcescens</i> ATCC 274, <i>Escherichia coli</i> ATCC 10536	-80 °C bis -40 °C.	Geringe Inaktivierungsraten bei niedrigen Temperaturen.
KO ET AL. (2000)	Dynamische Kammer	<i>Serratia marcescens</i> ATCC 8195 <i>Mycobacterium bovis</i> BCG (ATCC 357379)	UVC-Strahlung (253,7 nm), verschiedene RF 22 % - 91 %	je höher die RF desto höher die UV-resistenz, vor allem bei > 85 % RF zudem Einfluss auf Partikelgröße
KOURNIKAKIS ET AL. (1988)	Rotierende statische Kammer (500 L, 4 rpm)	Newcastle Disease Virus (LaSota strain)	(10, 15, 20, 25, 30) °C, 20 % - 30%, 50 % und 80 % RF	Die Viren überlebten am besten bei 10 °C und niedriger RF

KUNDSIN (1968)	Statische Kammer	<i>Escherichia coli</i> (ATCC 11775), <i>Staphylococcus aureus</i> (ATCC 6538), <i>Candida albicans</i> (Patientenisolat), <i>M. hominis</i> I (PG 25), <i>M. hominis</i> II (Camp.W), <i>M. pneumoniae</i> , <i>M. pharynges</i> , <i>N. sicca</i> , <i>N. meningitidis</i>	UVC-Strahlung (253,7 nm), k. a. zur Dosis	UV-Strahlung: Überlebensraten nach Bestrahlung für <i>S. aureus</i> : 87 % (diphtheroid), 69 % (L Form), <i>C. albicans</i> : 98 %. Konglomeratbildung fördert das Überleben Überlebensrate ohne UV-Bestrahlung von RF abhängig
KYAW & HARPER (1983)	?	Bovine rotavirus	T, RF	Das Virus verlor seine Infektiosität schneller bei hohen Temperaturen und mittleren RF.
LIGHTHART (1973)	Rotierende statische Kammer	<i>Serratia marcescens</i> (8UK), <i>Sarcina lutea</i> , <i>Bacillus subtilis</i> var. <i>niger</i> Sporen	85 ppm CO, 15 °C, verschiedene RF	CO steigert Abtötung von <i>S. marcescens</i> 8UK 4-7x bei niedrigem RF (1 to 25 %), schützt bei hoher RF (ca. 90%). Absterberaten von <i>S. lutea</i> vergleichbar, innerhalb der ersten h in CO-Luft stabiler. <i>B. subtilis</i> var. <i>niger</i> Sporen überlebten besser in CO-Atmosphäre von 0 % - 85 %. CO wirkt schützend oder abtötend, abhängig von der Spezies, Aerosolalter und RF
LIGHTHART & FRISCH (1976)	Offener Feldversuch	<i>Sarcina (Micrococcus) luteus</i>	(24, 48, 92) % RF	50 % Überleben: 24 % RF: 1 min 48 % RF: 2 min 92 % RF: 20 min
MARTHI ET AL (1990)	Gewächshaus mit mechanischer Belüftung	Antibiotikaresistente Mutanten von <i>Enterobacter cloacae</i> EPA 117, <i>Erwinia herbicola</i> EPA 81A, <i>Klebsiella planticola</i> EPA 658, <i>Pseudomonas syringae</i> TLP2	Temperatur (12 °C, 22 °C), Aufarbeitung der Suspension	<i>E. herbicola</i> keine Reduktion, die anderen 50 % reduziert. Bei <i>P. syringae</i> abhängig von Temp, RF, Partikelgröße und Präparationsbedingungen. Überleben am besten bei 70 % bis 80 % RF und 12 °C in größeren Tröpfchen. Waschen der Zellen nachteilig auf Überlebensrate.

MAY & DRUETT (1968)	"Microthread technique" in Außenluft	<i>E. coli</i> 162	Temperatur und relative Feuchte	Temperatur und relative Feuchte haben Einfluss
MAY ET AL. (1969)	"Microthread technique" in Außenluft für <i>E. coli</i> und in einem Gang für restliche MO's	<i>E. coli</i> , <i>Serratia marcescens</i> , <i>Pseurella tulanrensis</i> , <i>Brucella suis</i> , <i>Staphylococcus epiderminis</i> , group C staphylococcus, Coliphage T7, Vaccinia Virus, Semliki Forest Virus	RF > 65 %, Temperatur 0 - 20°C, Tests bei Nacht	Alle getesteten Organismen (bis auf Semliki Forest Virus) zeigen ähnliche Zerfallsraten wie <i>E. coli</i> , außer Semliki Forest Virus war wesentlich sensitiver und zeigte höhere Zerfallsraten. Überleben in einzelnen Nächten sehr unterschiedlich. Durch OAF sank Überlebensrate im Vergleich zu Laborbedingungen bei allen getesteten Organismen
MCDERMID & LEVER (1996)	Rotierende statische Aerosolkammer	<i>Salmonella enteritidis</i> PT4, <i>Salmonella typhimurium</i> Swindon	75 % RF, 24 °C, Anzucht auf Platte oder in Suspension	Auf Platte angezogene Mikroorganismen waren im Aerosol stabiler als in Nährlösung angezogene. <i>Salm.</i> <i>typhimurium</i> waren insgesamt resistenter. 70 % - 100 % der Salmonellen waren auch nach 2 h noch lebensfähig.
MILLER & ARTENSTEIN (1967)	Statische Kammer	Adenovirus Typ 4 und Typ 7, Parainfluenza 3	20 %, 50 %, 80% RF	Beide Viren zeigten maximale Stabilität im luftgetragenen Zustand bei 80 % RF. Parainfluenza war am sensitivsten bei 20 % RF.
MOE & HARPER (1983)	Rotierende statische Aerosolkammer (500 L)	Bovines Rotavirus	(10, 20, 30) °C, (20, 50 , 90) % RF	Die Viren waren am stabilsten bei niedrigen und hohen RF. Die Infektiösität verschwand schneller bei hohen als bei niedrigen Temperaturen.

MÜLLER & DINTER (1986)	Statische Bioaerosolkammer	<i>Escherichia coli</i> O:78	variierende RF und Temp., verschiedene Anzuchtmethoden	50 % Überlebensraten: bei 22°C und 85 % Feuchte nach 390 min bei 10 % Feuchte 55 min 30 %– 40 % RF, 22 °C, 37 min 40°C, 14 min Es wurde zudem eine Einfluss der Art der Anzucht und des Alters der Kultur festgestellt
MÜLLER & GRÖNING (1981)	Statische Bioaerosolkammer (2 m³)	<i>S. aureus</i> , <i>S. albus</i> , <i>Micrococcus luteus</i> , <i>Micrococcus roseus</i> , <i>Staph</i> <i>epidermidis</i> <i>Aerococcus sp.</i>	22 °C, 50 % RF	50 % Überleben nach min: <i>S. aureus</i> : 15/3 <i>S. albus</i> : 16/5 <i>Micrococcus luteus</i> : 10/9 <i>Micrococcus roseus</i> :16/25 <i>Staph epidermidis</i> :7/23 <i>Aerococcus sp.</i> : 11/8
MÜLLER ET AL. (1981)	Statische Kammer	<i>E. coli</i> O:78, <i>E. coli</i> O:55, <i>Salmonella senftenberg</i> , <i>S.</i> <i>newbrunswick</i> , <i>S. gallinarium</i> <i>pullorum</i> , <i>P. multocida</i>	22 °C, 55 % RF	Große Speziesunterschiede, Kokken resistenter als Gram- negative Bakterien
PAEZ-RUBIO & PECCIA (2005)	Statische Bioaerosolkammer (UV-A und -B durchlässig)	<i>E. coli</i> (ATCC, #15597), <i>Mycobacteria parafortuitum</i> (ATCC, #19689), <i>Bacillus sp.</i>	RF (50 – 60) %, (85 – 95) %	RF beeinflusst stark die Inaktivierungsraten bei den Bakterien. <i>E. coli</i> war sensitiver als <i>M. parafortuitum</i>
RILEY & KAUF- MANN (1972)	Dynamische Kammer	<i>Serratia marcescens</i>	Künstliche UV-Strahlung (253,7 nm), 0,75 – 96,0 µW/cm² bei 25 % bis 90 % RH	30 % RH, 60 µW/cm²: 10 % Inaktivierungsrate 75 % RF, 100 µW/cm²: 70 % Inaktivierungsrate Besonders im mittleren RH-Bereich starke Inaktivierung der luftgetragenen Bakterien. Über 80 % RH Photoreaktivierung beobachtet.

SATTAR ET AL (1984)	Rotierende statische Kammer	Rotavirus SA11	20 °C, verschiedene RF	Beste Überlebensrate bei 50 % RF (nach 40h noch 50 % aktiv, 3 % nach 9 Tagen). Bei 25 % RF nur 9 h Schlechteste Überlebensraten bei 80 % RF. Kein Nachweis mehr nach nur 2 h
SAWYER (1966)	Kugelförmige, statische Kammer ohne Sonnenlicht (1000 m ³)	<i>Pasteurella tularensis</i>	24 °C, RF 85 %	Versuche an Affen und Soldaten Infektiosität nimmt mit steigendem Aerosolalter schneller ab als Lebensfähigkeit
SONGER (1966)	Rotierende (3 rpm) statische Aerosolkammer (140 L) aus Aluminium	Newcastle disease virus, Infectious Bovine Rhinotracheitis, Vesicular Stomatitis Virus, E. coli B T3 Bacteriophage	(4, 23, 37) °C, (10, 35, 90) % RF	Bei 23 °C, Newcastle Disease Virus und Vesicular Stomatitis Virus überlebten bei 10 % RF am besten. Infectious bovine Rhinotracheitis Virus und E. coli B T3 Bacteriophage überlebte bei 23 °C am besten bei 90 % RF.
STERSKY ET AL. (1972)	Statische Kammer	<i>Salmonella newbrunswick</i> Isolat	10 °C -21 °C, 30 % - 90 % RF Aerosolisiert aus Wasser und Milch	Bei 10 °C und bei 21 °C in den ersten 20 min höhere Todesraten bei 30 % RF als bei 90 % RF. Bei 21 °C und 30 % RF 50 % Verlust nach 41 min, bei 10 °C und 90 % RF 50 % Verlust erst nach 206 min. Milch hat protektive Wirkung und verringert die Todesrate.
THEUNISSEN ET AL. (1993)	Statische Kammer (114 L)	<i>Chlamydia pneumoniae</i>	(8,5, 15, 25, 35) °C, (5, 50, 95) % RF	<i>C. pneumoniae</i> in Aerosols zeigte einen raschen Abfall der Überlebensfähigkeit innerhalb der ersten 30 s, folgend von einem eher linearen Abfall. <i>C. pneumoniae</i> überlebte am besten zwischen 15 °C und 25 °C und 95 % RF.
THOMPSON ET AL. (2011)	Rotierende statische Kammer	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	(20, 40-60, 70-80, <90) % RF	Bei allen RF nach 5 h noch 13 % lebensfähig. RF scheint keinen nachweisbaren Einfluss zu haben

VERREAULT ET AL. (2015)	Rotierende statische Aerosolkammer (55 L) aus Aluminium in Temperaturregelter Hülle	Phagenb: MS2 (ssRNA), Φ 6 (dsRNA), Φ X174 (ssDNA) und PR772 (dsDNA)	Verschiedenen T und RF, UV-Strahlung (254 nm), bis 14 h luftgetragen	Phagen Φ 6 und MS2 waren am resistentesten bei geringer RF, wogegen Φ X174 am resistentesten bei 80 % RF. Phage Φ 6 verlor seine Infektiosität bei 30°C und 80 % RF fast unmittelbar. Alle Phagen wurden durch UV-Strahlung inaktiviert, wobei MS2 am resistentesten war.
VLODAVETS 1962 (1979)	NA	<i>Staphylococcus albus</i>	(13, 56, 92) % RF	50 % Überleben: 13 % RF: 9,2 min 56 % RF: 10,7 min 92 % RF: 4,8 min
WATHES ET AL. (1986)	Rotierende statische Aerosolkammer	<i>Escherichia coli</i>	Verschiedene T und RF	In der ersten Minute starker Abfall der Überlebensfähigkeit, dann langsamerer Abfall. <i>E. coli</i> war luftgetragen mehrere Stunden lebensfähig. 50 % Verlust bei < 50 % RF: 15 °C: 14 min 30 °C: 4 min 50 % Verlust bei hoher RF: 15 °C: 83 min 30 °C: 14 min
WEBB (1969)	Rotierende Stahlkammer (800 L)	<i>E. coli</i> B/R NCBI 9485 (UV resistent), <i>E. coli</i> WP2S (UV sensititiv)		<i>E. coli</i> B/R ist stabiler als <i>E. coli</i> WP2S, sowohl in Stickstoff, als auch in Luft und vor allem bei niedriger RF. Sauerstoff erhöht Sterberaten von <i>E. coli</i> B/R bei \leq 50 % RF, hat aber geringeren Effekt auf WP2S. Proflavin im Anzuchtmedium verringert bei 80 % die Anzahl lebender <i>E. coli</i> B/R Zellen bei \geq 55 % RF. Hat aber keinen Effekt auf <i>E. coli</i> WP2S.

WELLS & ZAPPASOID (1942)	Dynamische Kammer	Beta-Streptokokken Gruppe C	RF, Propylene Glycol	Desinfizierende Wirkung der Agenzien abhängig von der RF.
WELLS AND RILEY (1937)	In Baumwollspinnerei	<i>E. coli</i>	RF, Aerosolisiert aus Nährlösung	50 % Überlebensrate: 41 % RF: 24 min 89 % RF: 10 min
WILLIAMSON & GOTAAS (1942)	Statische Kammer	<i>Serratia marcescens</i> , <i>Escherichia coli</i> , <i>Staphylococcus albus</i> , <i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Streptococcus salivarius</i>	RF	geringe RF besser als hohe RF für Überleben
WON & ROSS (1966)	Statische Kammer	<i>Pasteurella pestis</i> (A-1122)	20 % RF bis 50 % RF, 1% Peptonwasser oder Heart Infusion Broth (HIB)	Bei geringer RH exponentielle Abnahme der Überlebensfähigkeit, unabhängig vom Medium. Bei 65 % und 87 % RF Pepton schlechter als HIB. Mit HIB noch nach 90 min lebende Zellen, mit Pepton keine mehr nach 20 min.
WON & ROSS (1969)	Rotierende zylindrische Edelstahlkammer (500 L)	<i>Rhizobium meliloti</i> 102F5	Künstliche ultraviolette Strahlung (300 nm - 400 nm), energieäquivalent zu 10 % Sonnenlichtintensität lokal mittags im Mai Bestrahlung kontinuierlich für 4,5 h nach initialer 30 min Dunkelphase	Maximale Überlebensrate von <i>Rh. meliloti</i> bei 20 °C bei hohen RH und die geringste bei niedriger RH, starker Abfall vor allem bei 30 %. Relativ hohe Konzentrationen von NO ₂ , SO ₂ oder Formaldehyd waren bei 50 % RH für eine signifikante Reduktion der luftgetragenen Bakterien nötig. Hohe RH verstärkt bakterizide Wirkung der getesteten Luftschadstoffe. Hohe RH minimiert und niedrige RH unterstützt die abtötende Wirkung von UV-Strahlung.
WRIGHT ET AL. (1968)	Rotierende zylindrische Kammer (500 L)	<i>Mycoplasma laidlawii</i> B, <i>M. gallisepticum</i> S6	27 °C, verschiedene RF	Nach 60 min in Kammer für <i>M. l.</i> und <i>M. g.</i> : bei 10 % RF: 100 % u. 95 % bei 40 % RF: 8% u. 3 % bei 90 % RF: 99 % u. 80 %

<p>WRIGHT ET AL. (1969)</p>	<p>Rotierende zylindrische Kammer (500 L)</p>	<p><i>Mycoplasma pneumonia</i> M52</p>	<p>0 % und 85% RH, fünf separate Temperaturen zwischen 10 °C und 43 °C</p>	<p>Überlebensraten abhängig von Temperatur und Luftfeuchtigkeit. Ein Anstieg der Temperatur führte zu einem Abfall der Überlebensrate. Bei allen getesteten Temperaturen wurde die höchste Über- lebensrate bei hoher RF gefunden. Überlebensrate nach 3 h bei 27 °C: 25 % RF: 10 % 85 % RF: 50 %</p>
---------------------------------	---	--	--	---

5.3 Testsysteme

Da viele Mikroorganismen pathogen sind und auch bei als ungefährlich eingestuften Spezies immer ein Restrisiko besteht, können diese nicht einfach unkontrolliert und in großen Mengen in die Außenluft gebracht werden. Untersuchungen zur Tenazität luftgetragener Mikroorganismen wurden daher vornehmlich in geschlossenen Testsystemen durchgeführt. Eine Beschreibung des grundsätzlichen Aufbaus der verschiedenen Systeme findet sich in der VDI Richtlinie 4258 Blatt 2. Es wird dort allgemein zwischen statischen Kammern, dynamischen Kammern, Prüfkanälen und offenen Systemen unterschieden. Daneben gibt es noch diverse Sonderformen. Sie alle unterscheiden sie sich hinsichtlich ihrer verfahrensbedingten Kenngrößen. Daher ist es zur Beurteilung der Ergebnisse von Tenazitätsversuchen wichtig, sich die eingesetzten Testsysteme und Versuchsbedingungen genau anzuschauen. Die meisten Experimente wurden unter kontrollierten Bedingungen in statischen oder rotierenden Aerosolkammern oder in Kanälen unterschiedlicher Ausführungen durchgeführt, die im Folgenden genauer beschrieben werden:

5.3.1 Statische Bioaerosolkammern

Bei statischen Aerosolkammern handelt es sich in der Regel um Behälter oder kleine Räume mit typischerweise 0,1 – 1 m³ Volumen. Sie sind einfach aufgebaut, manchmal klimatisiert oder zusätzlich ausgerüstet mit UV-Lampen. Besonders gebräuchlich sind Edelstahlzylinder (BEARD & ANDERSON 1967; THEUNISSEN ET AL. 1993) oder geschlossene Kästen aus Kunststoff (KUNDSIN 1968) oder Aluminium (HUSSEIN 2009). In den meisten Systemen können Temperatur und Luftfeuchtigkeit eingestellt werden. Für die Versuche werden die Mikroorganismen meist aus einer Suspension heraus mit Hilfe von Bioaerosolgeneratoren (Übersicht dazu in VDI Richtlinie 4258 Blatt 1) in die Luft im Inneren der Kammern eingebracht und nach einer definierten Zeit mit Hilfe von Bioaerosolsammlern wieder aus der Luft gesammelt. Die Auswertung erfolgt meist über Kultivierung der Mikroorganismen auf Nährböden und dem quantitativen Vergleich der bei verschiedenen Versuchsbedingungen gewachsenen Kolonien. Statische Kammern erlauben nur kurze Beobachtungszeiten, da die Partikel sedimentieren. Eine 1 µm große Bakterienzelle sedimentiert z. B. 10 cm/h, eine 10 µm große Pilzspore oder ein mittleres Bioaerosolaggregat 18 cm/min. Bei Versuchen mit Bakterien der Gattung *Mycoplasma* z. B. waren in einer statischen Bioaerosolkammer nach 6 Stunden nur noch 1 % der ursprünglich eingebrachten Anzahl Bakterien in der Luft (BEARD & ANDERSON 1967). Daher werden auch häufig Ventilatoren zur Durchmischung der eingesetzt. Diese wirken jedoch auch als Impaktor und entfernen zusätzliche Partikel aus der Luft (MÜLLER & GRÖNING 1981).

5.3.2 Rotierende Bioaerosolkammern

Um das Sedimentationsproblem zu umgehen und die Verweilzeiten in geschlossenen Systemen zu verlängern wurden von manchen Autoren rotierende Aerosolkammern eingesetzt, in denen sedimentierte Mikroorganismen durch die Rotation immer wieder in die Luft überführt werden (WATHES ET AL. 1986; HESS 1965).

5.3.3 Dynamische Bioaerosolkammern

Bei dynamischen Kammern wird ein stetiger Luftstrom durch die Aerosolkammer generiert. Nachteilig ist bei diesen Systemen, dass dadurch zusätzlich Partikel die Kammer verlassen und sich so die Verweilzeiten für die luftgetragenen Mikroorganismen verkürzen. Hood (1971) berichtet z. B. von einer 6 m durchmessenden Hohlkugel aus Eisen, in der durch die Ventilation alle 10 min 90 % der eingebrachten Partikel verloren gingen.

5.3.4 Prüfkanäle

Noch kürzer (i. d. R. unter einer Minute) sind die Verweilzeiten von luftgetragenen Mikroorganismen in Kanälen, abhängig von deren Länge und der darin herrschenden Luftgeschwindigkeit (HATCH & DIMMICK 1966; HATCH ET AL. 1970). Diese Systeme haben jedoch den Vorteil, dass in ihnen bei richtiger Auslegung der OAF wirksam bleibt und untersucht werden kann.

5.3.5 Alternative Testsysteme

Die bisher beschriebenen, meist geschlossenen, Systeme haben allesamt den Nachteil, dass lediglich der Einfluss von Temperatur, Luftfeuchte und (meist künstlicher) UV-Strahlung auf Mikroorganismen untersucht werden kann. Nicht berücksichtigt werden die natürliche Strahlung der Sonne mit ihrem größeren Wellenlängenspektrum und der OAF. Daher haben manche Autoren Alternativen erdacht. So hat man z. B. versucht den luftgetragenen Zustand zu simulieren, indem einzelne Mikroorganismen an dünne Spinnenfäden in die Luft gehängt wurden (MAY & DRUETT 1968; DARK & NASH 1970; HOOD 1971). Diese Methode hat jedoch den Nachteil, dass die Anzucht der Spinnen und die „Ernte“ der Fäden sehr aufwändig waren. Auch die anschließende Auswertung erwies sich als schwierig, da die Mikroorganismen nach den Versuchen wieder von den Fäden heruntergewaschen werden mussten. Zudem gingen bereits vor und während der Versuche viele der Zellen verloren. Letztlich sind auf einer Oberfläche anhaftende Partikel auch nur bedingt mit solchen die sich in luftgetragenen Zustand befinden vergleichbar. In einer Machbarkeitsstudie haben BAER ET AL. (2013) Hefezellen der Art *Saccharomyces cerevisiae* in kleinen Flüssigkeitströpfchen einem Sonolevitator schweben lassen und anschließend die Überlebensfähigkeit der Hefe getestet. Diese wurden durch das Ultraschallfeld nicht beeinträchtigt. Problematisch war jedoch, dass die Tröpfchen durch Verdunstung allmählich kleiner wurden und ab einer bestimmten Größe aus dem Feld herausgeschleudert wurden. PUSKAR ET AL. (2007) gelang der Versuch, jedoch mit Blutzellen. CLAUß ET AL. (2016) berichten von einer speziellen Bioaerosolkammer aus einem UV-durchlässigen Folienballon der kontinuierlich mit frischer Außenluft aufgeblasen wird und in dem die Ozonkonzentration und damit mutmaßlich auch der OAF für 20 Minuten zu 75 % aufrechterhalten werden konnte. Versuche mit Mikroorganismen standen aber noch aus.

Die Sichtung der Literatur hat gezeigt, dass es aufgrund der eingesetzten Bioaerosoltestsysteme kaum belastbare Daten zur Überlebensfähigkeit von luftgetragenen Mikroorganismen in der Außenluft gibt. In den klassischen Bioaerosolkammern kann meist nur der Einfluss einzelner einflussnehmender Faktoren wie Temperatur und relative Luftfeuchte berücksichtigt werden. Am wenigsten untersucht wurde bisher der OAF da die verantwortlichen Substanzen in geschlossenen Systemen innerhalb von wenigen Minuten abgebaut werden. Am vielversprechendsten erscheint diesbezüglich die von CLAUß ET AL. (2016) beschriebene Methode einer aufblasbaren Bioaerosolkammer. Diese wurde im Rahmen des vorliegenden Projektes optimiert, evaluiert und eine standardisierte Methode entwickelt, um die Überlebensfähigkeit von luftgetragenen Mikroorganismen in der Außenluft unter möglichst realen Bedingungen zu untersuchen. Die Verweilzeiten der Mikroorganismen in der Luft betragen dabei ca. 12 Minuten. Als erstes wurden die meteorologischen Parameter identifiziert, die in dieser Zeit einen messbaren Einfluss auf die Kultivierbarkeit von luftgetragenen *Staphylococcus xylosus* als Testmikroorganismus hatten. Untersucht wurden der Einfluss der Temperatur, der relativen Luftfeuchte, der Ozonkonzentration als Indikator für der OAF und der Globalstrahlung als Indikator für die Intensität der Sonneneinstrahlung. In einem zweiten Schritt wurde nativer Hühnerstallstaub in die Kammerluft geblasen und die Kultivierbarkeit der darin enthaltenen Staphylokokken nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in abhängig der meteorologischen Bedingungen bestimmt. Zusätzlich wurde noch die Abnahme der Kultivierbarkeit der enthaltenen Staphylokokken über die Zeit (bis 25 Minuten) untersucht.

Auf Grundlage dieser Daten sollen letztlich Empfehlungen für die Implementierung von Überlebens- bzw. Absterberaten als Eingabeparameter für Ausbreitungsmodellierungen luftgetragener Mikroorganismen aus Tierhaltungsanlagen gegeben werden.

6 Material und Methode

6.1 Aufbau der neuartigen Bioaerosolkammer

Alle Untersuchungen fanden in einer neuartigen Bioaerosolkammer statt. Die Grundlage für das Konzept von CLAUB ET AL. (2016) lieferten die Untersuchungen von HOOD (1971), dass zur Aufrechterhaltung des OAF in einem ansonsten geschlossenen System ein zwölfmaliger Luftwechsel pro Stunde nötig ist. Das daraus abgeleitete Konzept verfolgt den Ansatz einer Bioaerosolkammer aus UV-durchlässiger Folie, die vergleichbar mit einem Luftballon, durch Zuführung frischer Außenluft kontinuierlich aufgeblasen wird und zwar so, dass sich das Kammervolumen exponentiell vergrößert. Durch die kontinuierliche Frischluftzufuhr wird einerseits der OAF im Inneren des Systems weitgehend aufrechterhalten, andererseits wird ein zu starkes Aufheizen der Luft im Inneren der Kammer während der Versuche durch die Sonne vermieden. Zudem werden die Bioaerosole wie unter realen Bedingungen in einem immer größer werdenden Luftvolumen stetig weiter verdünnt. In Abbildung 3 sind verschiedenen Größen der Bioaerosolkammer dargestellt, die im vorliegenden Projekt evaluiert wurden. Für die späteren Versuche zum Einsatz kamen die große Kammer (A) für die Zeitreihen und die mittlere Kammer (C) für die restlichen Versuche zur Tenazität.



**Abbildung 3: Unterschiedliche Größen der Bioaerosolkammern, jeweils voll aufgeblasen.
Von oben rechts nach unten links: A: 37,8 m³, B: 16,1 m³, C: 8 m³, D: 2,9 m³.**

Der schematische Aufbau des neuen Bioaerosoltestsystems ist in Abbildung 4 dargestellt. Die Bioaerosolkammer selber besteht aus einer 200 µm dicken, UV-A und UV-B durchlässigen Gewächshausfolie (Lumisol clear AF), deren Nähte mit einem handelsüblichen Dampfsperrklebeband (Ursa Klebeband SECO KP) luftdicht verschlossen wurden. In Vorversuchen wurde die optimale Größe in Bezug auf Fertigung, Handhabung, Windanfälligkeit, mögliche Verweilzeiten der Mikroorganismen im Inneren und dem Verhältnis zwischen Oberfläche und Volumen, das die Aufrechterhaltung der Ozonkonzentration im Inneren der Kammer beeinflusst, ermittelt. Von den 4 getesteten Kammergrößen mit Volumina von 38 m³, 16 m³, 8 m³ und 3 m³ und daraus resultierenden Zeiten bis zum Erreichen des maximalen Kammervolumens von 22 min, 17 min, 14 min und 10 min, hat sich eine mittlere Kammergröße mit ca. 8 m³ Volumen am praktikabelsten herausgestellt. Diese wurde vor jedem Versuch unter möglichst sauberen und keimarmen Bedingungen in einer eigens dafür zu Verfügung stehenden Halle gefertigt. Zunächst wurde die Gewächshausfolie auf die gewünschte Größe von 2 x 3,25 m x 3,70 m zurechtgeschnitten. Dann wurden die zwei Folienstücke aufeinandergelegt und die Kanten mit Dampfsperrklebeband verklebt, so dass ein geschlossener Folienballon entstand. An den vier Ecken der Folienkammer wurden mit Stücken des Dampfsperrbandes und jeweils einer Unterlegscheibe selbst gebaute Ösen befestigt, um im späteren Betrieb der Kammer, diese mit Spannungsgummis an den Ecken der Messplattform zu befestigen. So wurde die Kammer vor Windböen gesichert. Drei aus PVC gefertigte und mit Silikonringdichtungen versehene Ports wurden an die Folienkammer angeschlossen. Ein zentraler Port mit 100 mm Durchmesser, unten mittig positioniert, diente zum Befüllen und Entleeren der Kammer. Die Zufuhr der frischen Außenluft von unten verringert zudem eine vorzeitige Sedimentation der Partikel. Die beiden anderen kleineren Ports dienten für die Aufnahme des Sensors für Temperatur und relative Luftfeuchte, sowie als Durchgang für einen PTFE-Schlauch für die Ozonmessung. Für die Aufnahme der Ports wurde die Folie an den entsprechenden Stellen eingeschnitten. Die drei Ports wurden vor der Installation mit Bacillol®AF desinfiziert und danach mit Alufolie abgedeckt. Der noch luftleere Folienballon mit den installierten Ports wurde abschließend auf ein etwa 1 m x 1 m großes Quadrat zusammengefaltet und stand so für die kommenden Versuche zur Verfügung.

Die Folienkammer befand sich auf einer fahrbaren rechteckigen Messplattform mit 3 m x 4 m Kantenlänge und 1 m Höhe, die aus Aluminiumprofilen (item Industrietechnik GmbH) in Leichtbauweise gefertigt war. Damit die Kammer für die Versuche ins Freie gefahren werden konnte, ruhte sie auf 4 antistatischen Schwerlastrollen. Zwischen Kammer und der Messplattform befand sich vollflächig Kunstrasen, damit das von der Sonne kommende Licht nicht von der Aluminiumoberfläche der Plattform von unten in die Kammer reflektiert, sondern, eine Grünfläche imitierend, möglichst natürlich absorbiert und gestreut wurde. Zwischen dem Kunstrasen und der Unterseite der Folienkammer fungierte ein ca. 10 cm hoher Drahtkäfig als Anstandshalter, um eine Unterlüftung der Folienkammer zu gewährleisten und ein Aufheizen von unten zu minimieren.

Unterhalb der Messplattform war ein PVC-Druckleitungssystem untergebracht. Alle dazugehörigen Anschlüsse wurden entweder luftdicht verklebt oder sind mit O-Ringdichtungen aus Silikon oder Viton® ausgeführt. Zum System gehörten zwei Ventilatoren, Rohr- und Filtersysteme zum Befüllen und Entleeren der Kammer, sowie die Mess- und Regelungstechnik. Ebenfalls an das Rohrsystem angeschlossen waren ein Bioaerosolgenerator und ein Bioaerosolsammler. Mit mehreren Kugelventilen konnte alles luftdicht verschlossen werden. Für zusätzliche Sicherheit sorgte ein System von HEPA-Filtern, welches ein Austreten von Mikroorganismen in die Umwelt verhinderte. Am Lufteinlass wurde kein Filter installiert, da in Vorversuchen jedes getestete Filtermaterial die Ozonkonzentrationen in der Kammer im Vergleich zur Außenluft auf unter 5 % abgesenkt hatte.

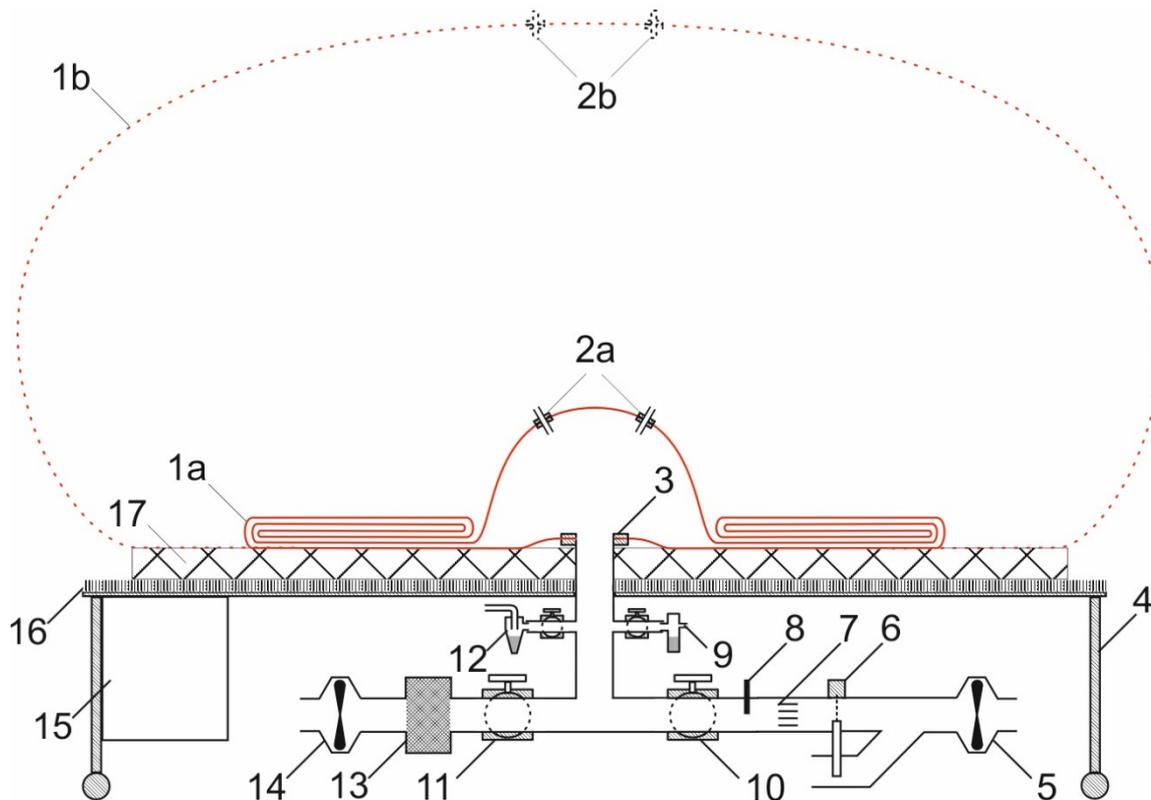


Abbildung 4: Schematischer Aufbau der Bioaerosolkammer

- | | |
|---|----------------------------------|
| 1) Folienkammer (a: am Anfang eines Versuchs,
b: voll aufgeblasen am Ende eines Versuchs) | 9) Bioaerosolgenerator |
| 2) Ports für verschiedene Sensoren (a: am Anfang eines
Versuchs, b: voll aufgeblasen am Ende eines Versuchs) | 10) Kugelventil 1 |
| 3) Port zum Befüllen und Entleeren der Kammer | 11) Kugelventil 2 |
| 4) Fahrbare Messplattform | 12) Bioaerosolsammler |
| 5) Ventilator zum Befüllen | 13) HEPA Filter (H14) |
| 6) Schrittmotorbetriebener Zugschieber | 14) Ventilator zum Entleeren |
| 7) Strömungsgleichrichter | 15) Mess- und Regeltechnik |
| 8) Hitzedrahtanemometer | 16) Kunstrasen |
| | 17) Abstandshalter (Drahtgitter) |

6.1.1 Mess- und Regeltechnik

Das Herzstück der Frischluftzufuhr zum Befüllen der Bioaerosolkammer war ein mechanischer Zugschieber in einem Y-Rohrstück. In Nullstellung war der eine Abzweig verschlossen, während der andere zu 100 % geöffnet ist. Über einen Schrittmotor wurde dann das geschlossene Teilstück geöffnet, während sich das geöffnete Teilstück schloss. Der vorgeschaltete Ventilator lief dabei immer mit voller Leistung, so dass die Frischluftzufuhr nur über die Position des Zugschiebers geregelt wurde. Dadurch wurde ein gleichmäßig ansteigender Verlauf der Menge an zugeführter Frischluft gewährleistet, der weitgehend unabhängig von Änderungen des Gegendrucks z. B. durch das Entfalten der Folienkammer war. Die Regelung der Frischluftzufuhr zur Verdoppelung des Kammervolumens pro Zeiteinheit erfolgte über einen PD-Regelkreis. Der Regler wurde in eine Software auf einem ATmega128 Mikrocontroller (Firma Atmel) realisiert. Die Strömungsgeschwindigkeit der Zuluft (Istwert) wurde über ein Hitzedrahtanemometer (HLK-Miniatur-Strömungsmessumformer EE671-V3xDSx 0,2 - 10 m/s, E+E ELEKTRONIK GmbH, Bad Homburg) gemessen und mit einem Sollwert verglichen. Der Sollwert ergab sich für eine Verdoppelung des Luftvolumens alle 2,5 s aus der Gleichung (1).

$$w = 0,2 + 0,0849 \cdot e^{0,2773 \cdot t}$$

(1)

w Sollwert

t Zeit ab Versuchsbeginn [s]

Aus der (Regel-)Differenz wurde eine Stellgröße berechnet. Diese dient als Schrittweite für den Schrittmotor, der den Zugschieber antreibt. Alle drei Sekunden wurden aktuelle Stellgröße, Soll- und Istwert zur Kontrolle und Aufzeichnung an ein Notebook weitergeleitet.

Im selben Intervall gemessen und aufgezeichnet wurden Luftfeuchte und Temperatur (Feuchte-/Temperatur-OEM-Fühler mit Modbus-Schnittstelle Typ: EE071-HTPBAN1, E+E ELEKTRONIK GmbH., Bad Homburg), Luftdruck (TruStability® Board Mount Pressure Sensor HSCSRNN1.6BA2A3 0..1600mBar, Honeywell Deutschland Holding GmbH, Offenbach), Differenzdruck (TruStability® Board Mount Pressure Sensor HSCDRRN010ND3A3 ±16mBar, Honeywell Deutschland Holding GmbH, Offenbach), Globalstrahlung (Pyranometer CMP3, Adolf Thies GmbH & Co. KG, Göttingen) und Ozon (Ozonmonitor APOA-370, HORIBA Europe GmbH, Oberursel). Dabei wurden Luftfeuchte [%], Temperatur [°C] und Druck [mbar] sowohl im Inneren der Kammer als auch außerhalb in diesem Intervall (3 sec) gemessen. Zusätzlich wurde das geförderte Volumen [l] angegeben, so dass das Kammervolumen abgelesen werden kann. Die Messung der Globalstrahlung [W/m²] erfolgte nur außerhalb der Kammer. Das Ozonmessgerät war so eingestellt, dass es in einem Intervall von 2 Minuten zwischen der Außenluft und dem Inneren der Kammer wechselte. Das Strahlungsspektrum von 325 – 765 nm der Folie im Vergleich zur Außenluft wurde mit einem Spektrometer (Ocean Optics USB 4000 UV/VIS) gemessen. Der Druck im Inneren der Kammer wurde zur Sicherheit kontinuierlich überwacht. Sobald der Druck in der Kammer einen Wert von 0,8 mbar überschreitet, ertönt ein akustisches Signal als Warnung und ab einem Druck von 1,2 mbar wird die Zuführung der Zuluft automatisch abgeschaltet.

6.2 Testbioaerosole

Es wurden 2 verschiedene Testbioaerosole eingesetzt. *Staphylococcus xylosus* DSM 20266 und Stallstaub aus einer konventionellen Legehennenhaltung.

Staphylococcus xylosus DSM 20266 wurde als Reinkultur bei der DSMZ Braunschweig bezogen und davon eine Dauerkultur angelegt. Die Reinheit der Dauerkultur wurde regelmäßig überprüft. Für die einzelnen Versuche wurde jeweils mit einer sterilen Impföse etwas davon entnommen und auf eine Platte CASO-Agar gleichmäßig ausgestrichen und bei 37 °C für ca. 43 h inkubiert. Für die Versuche in der Bioaerosolkammer wurde die Suspension einer Reinkultur von *Staphylococcus xylosus* mit einer Zielkonzentration von 1×10^9 KBE/ml bis 5×10^9 KBE/ml hergestellt. Dazu wurden von den ca. 43 h bei 37 °C bebrüteten CASO-Agarplatten 2 Impfösen voll *S. xylosus* Kolonien abgenommen und in einem Eppendorfgefäß (Eppi) in 1,3 ml steriler 0,65 % NaCl-Lösung resuspendiert (vortexen). 100 µl dieser Suspension wurde in einem weiteren Eppi mit 0,9 ml steriler 0,65 % NaCl-Lösung verdünnt (vortexen). Mit Hilfe eines Photospektrometers wurde bei einer Wellenlänge von 600 nm gegen reine 0,65 % NaCl überprüft, ob die Verdünnung der Suspension eine Absorption zwischen 5,0 – 5,7 aufwies. Bei niedrigeren oder höheren Werten wurden entweder Bakterien oder sterile 0,65 % NaCl-Lösung zur Ausgangssuspension zugeben und die 1:9 Verdünnung erneut vermessen, bis die Transmission im angestrebten Bereich lag. Bei passender Transmission wurden 1 ml der Ausgangssuspension (nicht der Verdünnung) in den PariBoy pipettiert und standen für die Versuche zur Verfügung. Zur Bestimmung des Anteils kultivierbarer Zellen von *S. xylosus* in der Ausgangssuspension

wurde eine Verdünnungsreihe in steriler 0,65 % NaCl angelegt und die Verdünnungsstufen 10^{-6} , 10^{-7} und 10^{-8} (Endverdünnung) in zwei Parallelen auf CASO-Agar ausplattiert. Die Bestimmung der Gesamtzellzahl erfolgte nach VDI 4253 Blatt 4. Dazu wurden die Flüssigkeit der 10^{-3} Verdünnungsstufe in ein 15 ml Falcon®-Zentrifugengefäß mit 1 ml 37 % Formaldehydlösung überführt, für 2 h bei Raumtemperatur inkubiert und anschließend bis zur Auswertung bei 4 °C im Kühlschrank gelagert. Bei diesem Vorgehen waren im Durchschnitt ca. 35 % (+/- 20 %) der gezählten Zellen kultivierbar.

Der Stallstaub wurde aus einer konventionellen Legehennenhaltung (Voliere) bezogen. Dazu wurden im Stall Staubsammelbleche mit insgesamt 1 m² Grundfläche aufgehängt, die von den Tieren nicht erreichbar waren. Nach jeweils 7 Tagen am Versuchstag wurde der darauf sedimentierte Staub eingesammelt und im Labor durch ein Sieb mit einer Maschenweite von 500 µm prozessiert, um grobe Staub und Federreste zu entfernen. Der gesiebte Stallstaub stand so regelmäßig in gleichbleibender Qualität für die Versuche zur Verfügung. In Vorversuchen wurden die Konzentration von Staphylokokken im Staub bestimmt, die im Mittel bei ca. 1×10^9 KBE/g lag. Zur Bestimmung der vorherrschenden Spezies wurde der Staub durch ein externes Labor analysiert. Von den auf Mannit-Agar gewachsenen Kolonien wurden in der Staatlichen Betriebsgesellschaft für Umwelt und Landwirtschaft, Nossen Subkulturen auf Columbia-Agar mit Schafblut angelegt, bei 37 °C kultiviert und anschließend auf Reinheit überprüft. Die Differenzierung dieser Subkulturen erfolgte mittels MALDI-TOF MS (VITEK MS Plus, bioMérieux) durch das RIPAC-LABOR GmbH Potsdam. Isolate, die nicht in der dortigen SARAMIS-Datenbank enthalten waren, wurden mittels 16S Sequenzierung identifiziert. Von 100 isolierten Kolonien gehörten 95 % zu *Staphylococcus equorum*, 2 % zu *Staphylococcus lentus* und 2 % zu *Jeotgalicoccus* (1% Fehler (Brevibacterium)).

Zur Bestimmung des Anteils kultivierbarer Bakterien der Gruppe Staphylokokken im Stallstaub wurde davon 0,1 g in einem 15 ml Falcon®-Zentrifugengefäß in 10 ml steriler NaCl Lösung (0,65 %) + 1 Tropfen Triton X (0,1 %) gelöst und danach mindestens eine Minute lang geschüttelt und gevortext. Von dieser Suspension wurde eine Verdünnungsreihe in steriler 0,65 % NaCl-Lösung angelegt und die Verdünnungsstufen 10^{-4} , 10^{-5} und 10^{-6} (Endverdünnungen) in zwei Parallelen auf CASO-Agarplatten und Mannit-Agarplatten ausplattiert. Zur Bestimmung der Gesamtzellzahl nach VDI 4253 Blatt 4 wurde die 10^{-1} Verdünnung in ein 15 ml Falcon®-Zentrifugengefäß mit 1 ml 37 % Formaldehydlösung überführt, für 2 h bei Raumtemperatur inkubiert und anschließend bis zur Auswertung bei 4 °C im Kühlschrank gelagert.

6.3 Bioaerosolgeneratoren und Probenahmesystem

Es wurden zwei Bioaerosolgeneratoren eingesetzt: Ein medizinisches Inhalationsgerät (Pari Sinus Inhalationsgerät mit Pari LC Sprint Sinus Vernebler, blaue Düse) und ein Bürstendosierer (SPS101, Fa OEI Karlsruhe).

Mit dem medizinische Inhalationsgerät wurde die Bakteriensuspension mit *Staphylococcus xylosus* vernebelt. Dazu wurde 1 ml der im Labor frisch hergestellten Suspension in den Vernebler pipettiert und stand so für die Versuche zur Verfügung.

Mit dem Bürstendosierer wurde der native Staub aus einer Legehennenhaltung in die Kammerluft eingebracht. Das Grundprinzip dieses Gerätes beruht darauf, dass trockener Staub in einem Zylinder mit Hilfe eines Stempels gegen eine rotierende Bürste gedrückt und durch Druckluft mitgerissen wird. Der gesiebte Staub wurde dazu unter gleichmäßigem leichten Druck in den Dosierzylinder des Systems gestopft, so dass 1 g Staub auf 10 mm Vorschubweg des Stempels kamen. Der Zylinder wurde anschließend in den Bürstendosierer eingesetzt. Beim Aerosolisieren des Staubs wurde dieser durch den Stempel mit einem Vorschub von 600 mm/h (10 mm/min) gegen die rotierende Bürste gedrückt. Ein konstanter Druckluftfluss von 2 m³/h sorgt dabei für den gleichmäßigen Eintrag des Staubes in die Kammer.

Als Bioaerosolsammler wurde bei allen Versuchen ein aus Edelstahl gefertigter Nasszyklonabscheider eingesetzt, der baulich an den Sammelkopf des kommerziell erhältlichen Coriolis® Bioaerosolsammlers angelehnt wurde. Der Lufteinlass wurde dahingehend modifiziert, dass er einen luftdichten Anschluss an das Rohrleitungssystem der Kammer ermöglichte. Als Sammelgefäße wurden die originalen Kunststoffkegel des Coriolis® genutzt. Die Abluft aus dem Nasszyklon wurde über einen HEPA-Filter (H14) gefiltert. Zur Erzeugung des benötigten Volumenstroms von 300 L/min wurde eine „high volume“-Messgaspumpe eingesetzt (MCZ Umwelttechnik DHA80).

6.4 Versuchsdurchführung

Vor jedem Versuch wurde die Alufolie von den Ports des Folienballons entfernt. Der mittlere Port wurde an das Rohrsystem angeschlossen, in die beiden oberen Ports wurden der Temperatur-/Luftfeuchtesensor installiert, sowie die PTFE-Leitung zum Ozongerät eingeführt. Alle Kugelventile waren dabei verschlossen. Danach wurde die Bioaerosolkammer nach Draußen unter freien Himmel gefahren. Um ein vorzeitiges Aufheizen der Kammer in der Sonne zu vermeiden, wurde sie bis kurz vor Beginn der Experimente mit einer lichtundurchlässigen Gewebeplane abgedeckt. Der Bioaerosolgenerator (PariBoy oder Bürstendosierer) wurde angeschlossen und mit dem Testbioaerosol befüllt. Das mit 15 ml steriler 0,65 % NaCl-Lösung befüllte Sammelgefäß des Zyklonsammlers wurde eingeschraubt. Die Kammer war so bereit zum Aufblasen (Abbildung 5).

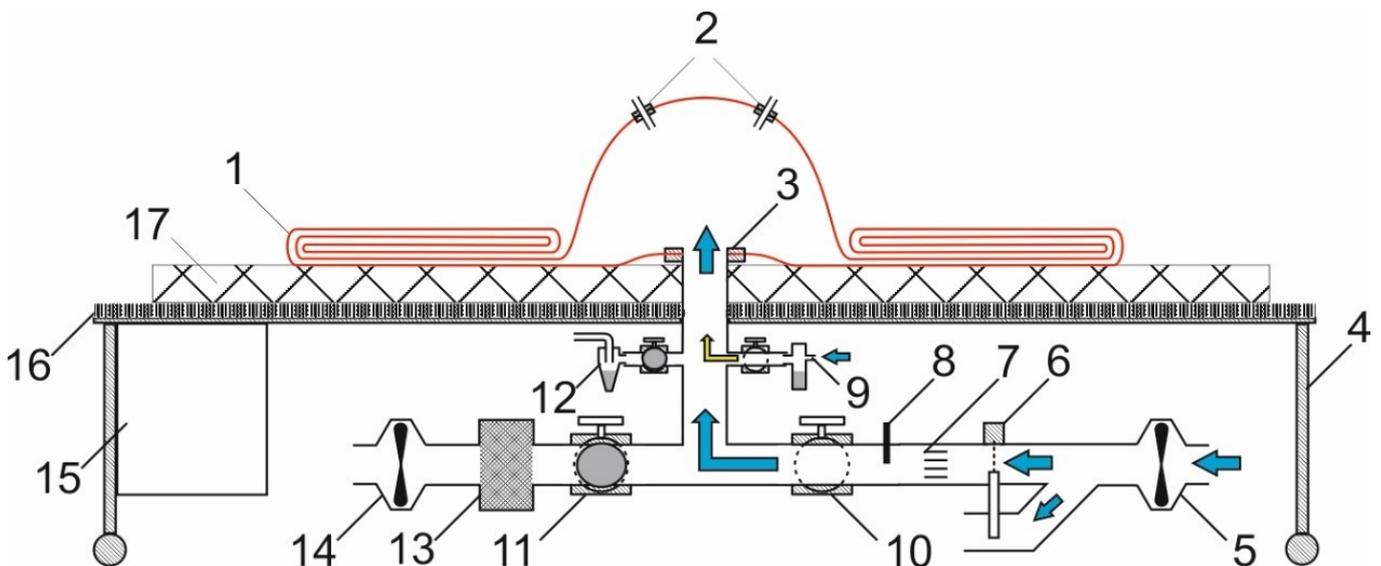


Abbildung 5: Aufblasen der Bioaerosolkammer

- | | |
|---|----------------------------------|
| 1) Folienkammer | 10) Kugelventil 1 (offen) |
| 2) Ports für verschiedene Sensoren | 11) Kugelventil 2 (Geschlossen) |
| 3) Port zum Befüllen und Entleeren der Kammer | 12) Bioaerosolsammler |
| 4) Fahrbare Messplattform | 13) HEPA Filter (H14) |
| 5) Ventilator zum Befüllen | 14) Ventilator zum Entleeren |
| 6) Schrittmotorbetriebener Zugschieber | 15) Mess- und Regeltechnik |
| 7) Strömungsgleichrichter | 16) Kunstrasen |
| 8) Hitzedrahtanemometer | 17) Abstandshalter (Drahtgitter) |
| 9) Bioaerosolgenerator | |

Jeder Versuch startete mit Inbetriebnahme der Messtechnik. An dem Rohrsystem wurde das Kugelventil für die Frischluftzufuhr geöffnet, alle anderen Kugelventile blieben verschlossen. Mit Hilfe einer auf einem Notebook installierten Labview-Oberfläche wurde das Steuerprogramm der Kammer gestartet und ab dem Zeitpunkt alle Daten aufgezeichnet. Der Schrittmotorbetriebene Zugschieber fuhr in die Startposition und der Ventilator für die Zuführung der Außenluft startet bis zum Erreichen der vollen Drehzahl. Dann startet der Prozess Aufblasens der Kammer, indem der Zugschieber kontinuierlich mit der Zeit das obere Rohr mit Anschluss an die Kammer öffnet und gleichzeitig das untere nach Außen führende Rohr schließt, so dass die Menge an zugeführter Frischluft in die Kammer kontinuierlich steigt. Dabei war die Frischluftzufuhr so geregelt, dass das Kammervolumens pro Zeiteinheit (alle 2,5 min) verdoppelt wurde und somit gleichmäßig exponentiell anstieg. Nach 1 Minute bei einem Kammervolumen von ca. 100 L, wurde das Kugelventil am Bioaerosolgenerator geöffnet und dieser gestartet. Die Testbioaerosolen wurden dann eine Minute lang in die Kammer aerosolisiert. Danach wurde der Bioaerosolgenerator wieder abgeschaltet. Die Testbioaerosole blieben nun für ca. 14 Minuten im luftgetragenen Zustand bei stetig steigendem Kammervolumen und damit stetiger Verdünnung in der Luft. Sobald die Kammer voll aufgeblasen war und der Differenzdruck zwischen Kammerinneren und Außen über 0,8 mbar stieg, ertönte ein akustisches Signal und das Kugelventil für die Zufuhr der Frischluft wurde manuell verschlossen. Zusätzlich wurde die Zuluft ab einem Druck von 1,2 mbar automatisch abgeschaltet.

Daraufhin erfolgte unmittelbar das Entleeren der Kammer (Abbildung 6). Dazu wurde das Kugelventil des Luftauslasses geöffnet und der Ventilator zum Entleeren der Kammer wurde in Betrieb genommen. Die Kammerluft gelangte so über einen HEPA-Filter nach außen. Nach ca. 10 s wurde das Kugelventil vor dem Bioaerosolsammler geöffnet und dieser gestartet. Es wurde mit 300 L/min eine Minute lang aus dem Luftstrom der in der Absaugung befindlichen Kammerluft eine Probe genommen. Die Aufarbeitung der Probe erfolgte unmittelbar danach im Labor. Die Kammer wurde nach der vollständigen Entleerung zusammengefaltet, vom Rohrleitungssystem getrennt, die Ports in einer Wanne mit Desinfektionslösung abmontiert und die daraus resultierende Löcher in der Folie luftdicht mit Dampfsperrband versiegelt. Die zusammengefaltete Kammer wurde anschließend autoklaviert und dem Recycling zugeführt. Die Ports und das Rohrsystem wurden mit Flächendesinfektionsmittel desinfiziert, getrocknet und standen so für die nächsten Versuche zur Verfügung.

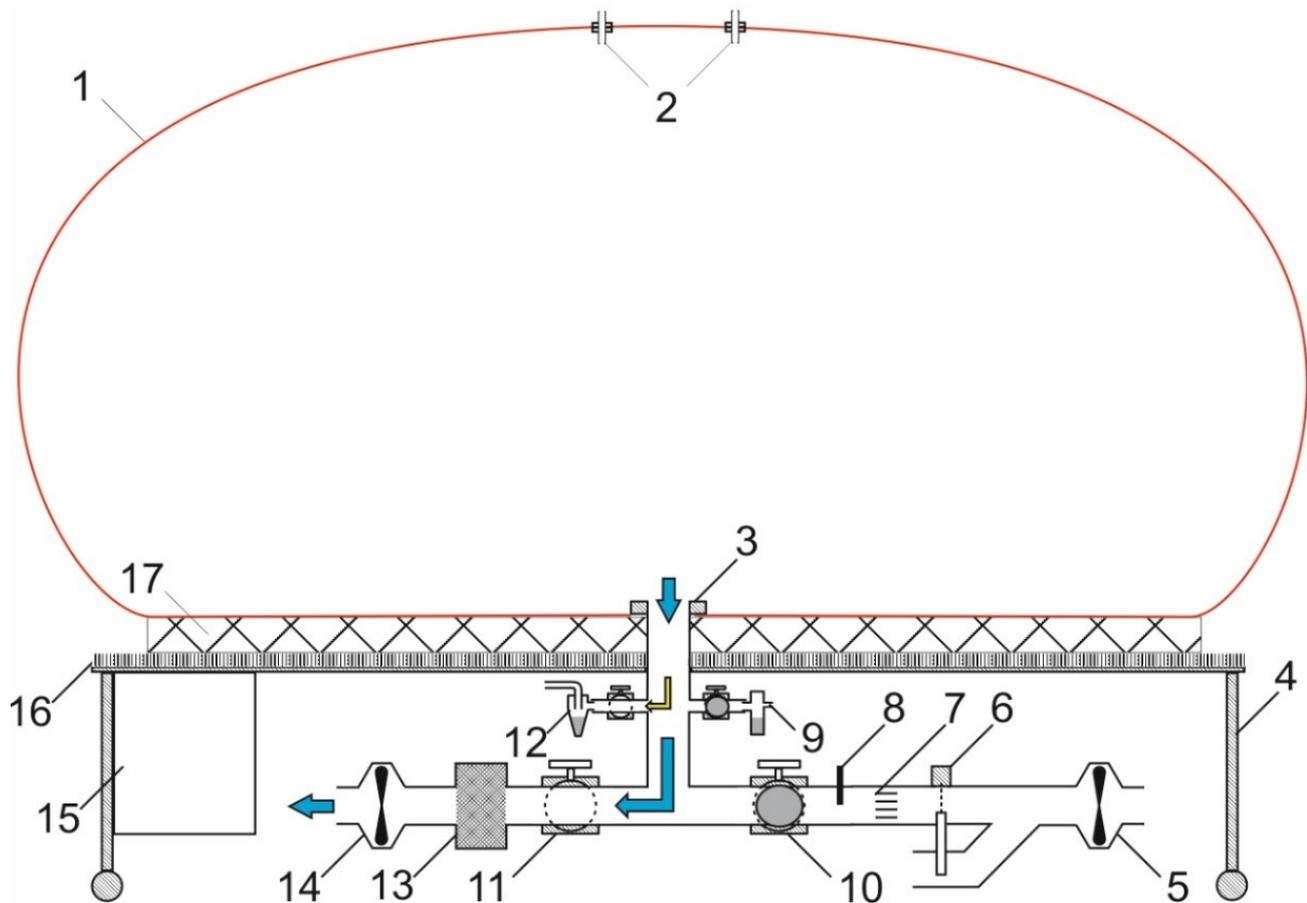


Abbildung 6: Entleeren der Bioaerosolkammer

- | | |
|---|---------------------------------|
| 1) Folienkammer | 9) Bioaerosolgenerator |
| 2) Ports für verschiedene Sensoren | 10) Kugelventil 1 (offen) |
| 3) Port zum Befüllen und Entleeren der Kammer | 11) Kugelventil 2 (Geschlossen) |
| 4) Fahrbare Messplattform | 12) Bioaerosolsammler |
| 5) Ventilator zum Befüllen | 13) HEPA Filter (H14) |
| 6) Schrittmotorbetriebener Zugschieber | 14) Ventilator zum Entleeren |
| 7) Strömungsgleichrichter | 15) Mess- und Regeltechnik |
| 8) Hitzedrahtanemometer | 16) Kunstrasen |
| 17) Abstandshalter (Drahtgitter) | |

Abbildung 7 zeigt die schematische Darstellung eines Experimentes mit der 8 m³ großen Bioaerosolkammer in Abhängigkeit vom Kammervolumen und der Zeit; Abbildung 8 zeigt den Versuchsdurchlauf minütlich fotografiert. Nachdem 1 min lang Außenluft in die Kammer strömte, wurden die Bakterien für 1 min mithilfe der Zweistoffdüse aerosolisiert. Innerhalb der Kammer befinden sie sich dann ca. 12 min im luftgetragenen Zustand. Nachdem das maximale Kammervolumen erreicht ist, wird ein Teil der Bakterien mithilfe eines Coriolis® Zyklonsammlers wieder aus der Luft gesammelt und steht für die weitere Auswertung zur Verfügung.

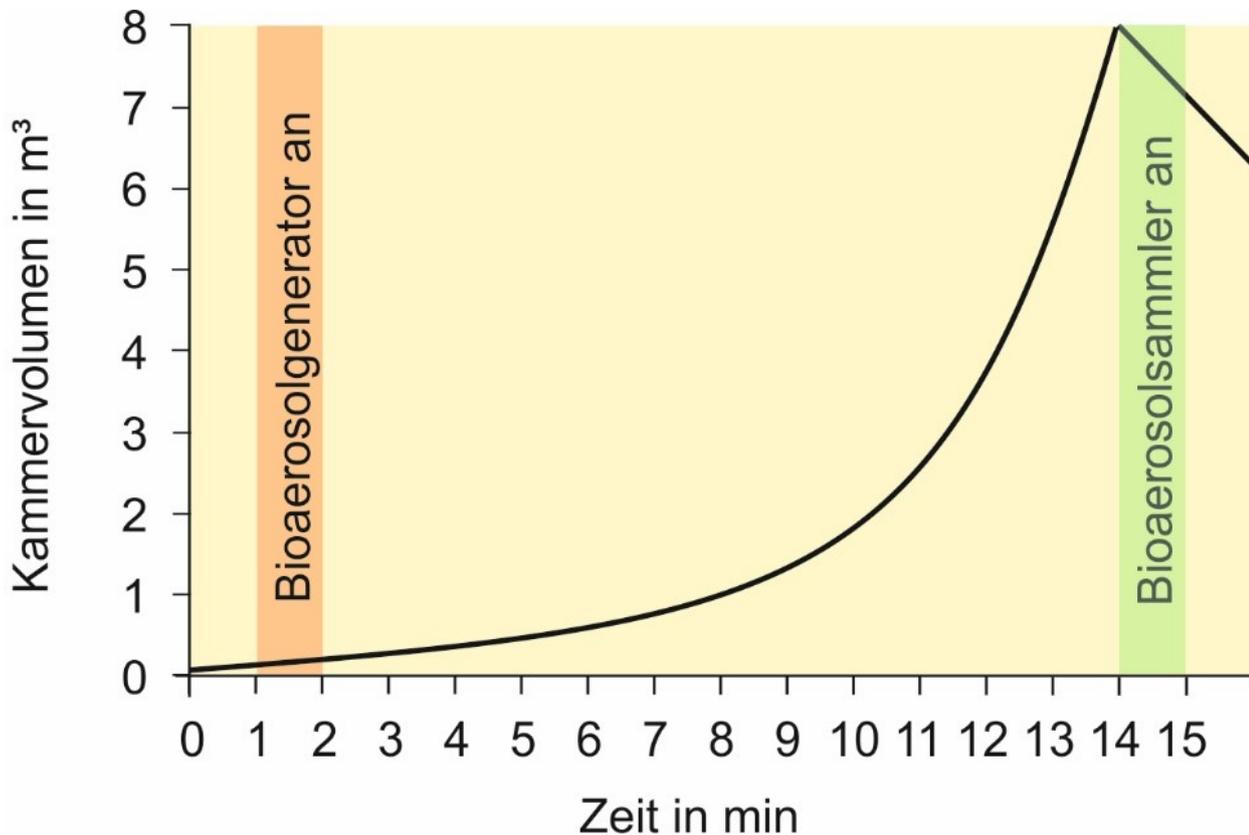


Abbildung 7: Schematische Darstellung der Versuchsdurchführung in Abhängigkeit vom Kammervolumen und der Versuchszeit.

Zusätzlich zu den beschriebenen Versuchen wurden noch zwei Zeitreihenversuche in einer 37,8 m³ großen Kammer durchgeführt, um den Einfluss von längeren Verweilzeiten von bis zu 25 Minuten im luftgetragenen Zustand abschätzen zu können. Die Versuchsdurchführung war genauso wie oben beschrieben, nur wurden die Proben während des Aufblasens der Kammer nach 10 min, 15 min, 20 min und 25 min direkt aus dem Inneren der Kammer entnommen. Dazu wurde eine auf den Coriolis®-Sammler aufsteckbare Sonde gefertigt. Die Auswertung der Proben verlief wie bei den anderen Versuchen.



**Abbildung 8: Versuchsdurchlauf mit einer 8 m³ großen Kammer, minütlich fotografiert.
 Von t1 – t2 zudosieren des Testbioaerosols, von t14 – t15 Probenahme**

6.5 Mikrobiologische Auswertung

Zur Berechnung der in die Kammer eingebrachten Anzahl an Mikroorganismen, wurde die Restmenge Suspension im Vernebler gravimetrisch bestimmt und von der ursprünglichen einpipettierten Menge subtrahiert. Beim Bürstendosierer entfiel dies, da das System so eingestellt wurde, dass in einer Minute 1 g Staub in die Kammer eingebracht wurden. Da bei der Probenahme von den ursprünglich eingefüllten 15 ml Sammelflüssigkeit während der Probenahme etwas verloren ging, wurde die Restmenge nach der Sammlung ebenfalls gravimetrisch bestimmt.

Für die Bestimmung des kultivierbaren Anteils Staphylokokken in den Proben wurde nach Anlegen einer Verdünnungsreihe in steriler 0,65 %-NaCl-Lösung die Verdünnungsstufen 10^0 bis 10^{-5} (Endverdünnung) in zwei parallelen auf CASO-Agar ausplattiert. Bei den Versuchen mit dem Stallstaub wurden dieselben Verdünnungsstufen zusätzlich noch auf Mannit-Agar ausplattiert. Die beimpften Platten wurden anschließend für 24 h (*S. xylosus*) bzw. 48 h (Stallstaub) bei 37 °C bebrütet und die gewachsenen Kolonien gezählt. Auf Mannit-Agar gewachsene Kolonien wurden zusätzlich mit minimalen Standards nach VDI 4253 Blatt 3 als Staphylokokken bestätigt.

Die restliche Suspension aus dem Coriolis-Sammelgefäß wurde in ein Falcon®Tube (15 ml) mit 1,3 ml 37 %iger Formaldehydlösung überführt, gut geschüttelt, für 2 h bei Raumtemperatur fixiert und danach im Kühlschrank bei 4 °C gelagert. Die Bestimmung der Gesamtzellzahl erfolgte mit der DAPI-Methode nach VDI 4253 Blatt 4. Für die anschließende Auswertung wurde jeweils das Verhältnis kultivierbarer Zellen zur Gesamtzellzahl bestimmt.

6.6 Berechnung der Überlebensraten

Für die Auswertung der Daten wurde Excel eingesetzt. Die Berechnung der jeweiligen Überlebensraten (\ddot{U}) in Abhängigkeit von den meteorologischen Parametern ergibt sich aus Gleichung (2). Bei jedem Versuch wurde zuerst im Testbioaerosol (Ausgangssuspension oder Stallstaub) das Verhältnis von kultivierbaren Zellen (KBE_T) und der Gesamtzellzahl (GZZ_T) errechnet. Nach den Versuchen wurde in der Probe ebenfalls das Verhältnis zwischen kultivierbaren Zellen (KBE_P) und der Gesamtzellzahl (GZZ_P) bestimmt. Anschließend wurde das Verhältnis im Testaerosol durch das Verhältnis in der Probe dividiert und mit 100 multipliziert, um auf die Überlebensrate in % zu kommen.

$$\ddot{U} [\%] = (KBE_T / GZZ_T) / (KBE_P / GZZ_P) \cdot 100 \quad (2)$$

KBE_T kultivierbare Zellen im Testbioaerosol

GZZ_T Gesamtzellzahl im Testbioaerosol

KBE_P kultivierbare Zellen in der Probe

GZZ_P Gesamtzellzahl in der Probe

7 Ergebnis

7.1 Meteorologische und physikalische Parameter in der Kammer

Ziel war es, die Versuche zur Ermittlung der Überlebensraten luftgetragener Mikroorganismen unter realistischen Außenluftbedingungen in der Bioaerosolkammer durchzuführen und die in unseren Breiten vorherrschenden klimatischen Bedingungen repräsentativ abzubilden. Daher wurden die meteorologischen und physikalischen Parameter Temperatur, relative Luftfeuchte, Globalstrahlung und Ozonkonzentration während der Versuche kontinuierlich erfasst.

7.1.1 Temperatur

Abbildung 9 zeigt die Temperaturverläufe in der Bioaerosolkammer während der Versuche mit *S. xylosus*. Insgesamt wurde ein Temperaturbereich von - 3 °C bis ca. 35 °C abgedeckt. Bei den ersten Versuchen wurde die Bioaerosolkammer erst kurz vor Versuchsbeginn aus einer temperierten Halle (Raumtemperatur, ca. 21 °C) nach Draußen gefahren, um ein vorzeitiges Aufheizen der Folienkammer durch einstrahlende Sonne zu verhindern. Bei mittleren Außentemperaturen waren die Temperaturverläufe relativ konstant und der Temperaturunterschied zwischen Anfang und Ende der Versuche gering. Bei niedrigen Außentemperaturen fielen die Temperaturen in der Kammer jedoch auch während der Versuche noch relativ stark ab und der Temperaturunterschied zwischen Anfang und Ende eines Versuchs war relativ groß. Bei hohen Außentemperaturen dagegen stieg die Temperatur in der Kammer während der Versuche deutlich an. Dabei betrug bei dem Versuchszyklus mit *S. xylosus* die Temperaturunterschiede zwischen Anfang und Ende eines Versuchs in der Kammer im Mittel 4,2 °C bis maximal 11,4 °C. Im Vergleich dazu wurden in der Außenluft Temperaturunterschiede zwischen Anfang und Ende eines Versuchs von im Mittel nur 0,7 °C bis maximal 4,8 °C festgestellt.

In Konsequenz wurden noch während der Versuchsreihen mit *S. xylosus* Maßnahmen getroffen, um die Temperatur auch während der Versuche weitgehend konstant zu halten: Die Kammer wurde bereits eine Stunde vor Versuchsbeginn nach Draußen gefahren, um auf Außentemperatur zu kommen, die eigentliche Folienkammer war dabei abgedeckt und vor Sonneneinstrahlung geschützt und zusätzlich lagerte sie noch auf einem Drahtkäfig, was einen Wärmestau von unten verhindern sollte. Der Erfolg dieser Maßnahmen zeigte sich deutlich bei der nächsten Versuchsreihe mit nativem Stallstaub als Testbioaerosol, dargestellt in Abbildung 10.

Hier waren die Temperaturen während der Versuche deutlich konstanter und die mittleren Abweichungen zwischen Anfang und Ende betrug im Mittel nur noch 1,6 °C bis maximal 6,7 °C. Die mittleren Unterschiede der gemessenen Außentemperaturen zwischen Anfang und Ende eines Versuchs lagen dagegen in einem ähnlichen Bereich wie bei der vorherigen Versuchsreihe mit Werten von im Mittel 0,5 °C bis maximal 1,7 °C. Auch die Temperaturdifferenz zwischen Kammerinneren und der Außenluft wurden mit dem modifizierten Versuchsaufbau geringer. Bei den Versuchen mit *S. xylosus* betrug der Unterschied im Mittel 5,5 °C, bei den Versuchen mit nativem Stallstaub nur noch 3,1 °C. Unabhängig davon, dass es in der Bioaerosolkammer im Mittel immer etwas wärmer war als außerhalb, waren die Temperaturen während der Versuche in einem für unsere Breiten üblichen Rahmen und können als repräsentativ angesehen werden.

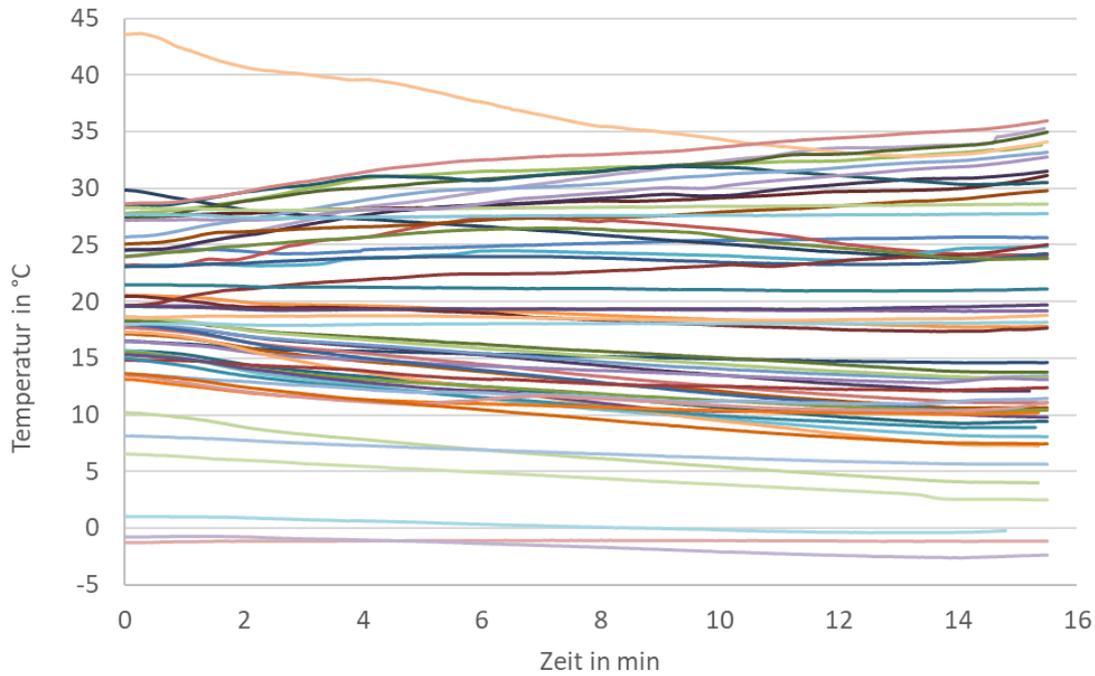


Abbildung 9: Temperaturverläufe in der Bioaerosolkammer während der n = 52 Versuche mit *Staphylococcus xylosus* als Testbioaerosol

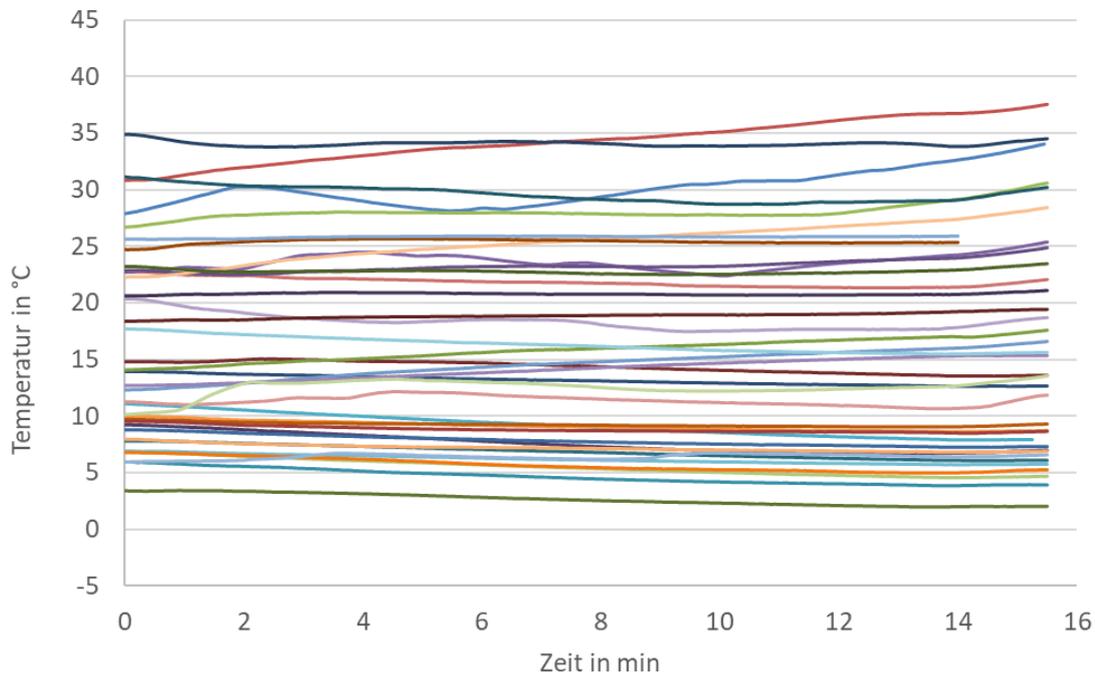


Abbildung 10: Temperaturverläufe in der Bioaerosolkammer während der n = 38 Versuche mit nativem Stallstaub als Testbioaerosol

7.1.2 Relative Luftfeuchte

Die Verläufe der relativen Luftfeuchte sind analog zu den Temperaturverläufen für die Versuche mit *S. xylosus* in Abbildung 11 und für die Versuche mit nativem Stallstaub in Abbildung 12 dargestellt. Insgesamt lagen die relativen Luftfeuchten während der Versuche zwischen 20 % und 80 %. Besonders auffällig sind die unterschiedlichen Verläufe in den ersten Minuten, wenn die Bioaerosole zudosiert werden. Das Aerosolisieren der Bakterien aus einer Suspension sorgte in diesem Zeitraum für einen Anstieg der relativen Luftfeuchte von ca. 5 % - 10 %, der sich danach schnell wieder normalisierte. Daher lagen die Veränderung der relativen Luftfeuchte in der Bioaerosolkammer während eines Versuchsdurchgangs mit *S. xylosus* im Mittel bei 12,7 %. Zum Vergleich lagen die Unterschiede zwischen Anfang und Ende eines Versuchs in der Außenluft im Mittel nur bei 4,2 %. Im Gegensatz dazu sorgte das Trockendispergieren des nativem Stallstaubs mit dem Bürstendosierer für eine Abnahme der relativen Luftfeuchte von ca. 5 %, die sich aber ebenfalls schnell wieder normalisierte. Die Veränderung der relativen Luftfeuchte in der Bioaerosolkammer während eines Versuchsdurchgangs lag hier im Mittel bei 8,1 %. Zum Vergleich betrug die Unterschiede zwischen Anfang und Ende eines Versuchs in der Außenluft im Mittel nur 3,9 %.

Die relative Luftfeuchte im Inneren der Kammer war im Vergleich zur Außenluft bei den Versuchen mit *S. xylosus* im Mittel um 14,6 % geringer, bei den Versuchen mit nativem Stallstaub um 10,6 %. Somit sorgte der modifizierte Versuchsaufbau auch bei der relativen Luftfeuchte für geringere Differenz zwischen Innen und Außen. Unabhängig davon lagen die relativen Luftfeuchten in der Kammer während der Versuche im Bereich der in unseren Breiten natürlich vorkommenden Werte und können somit ebenfalls als repräsentativ angesehen werden.

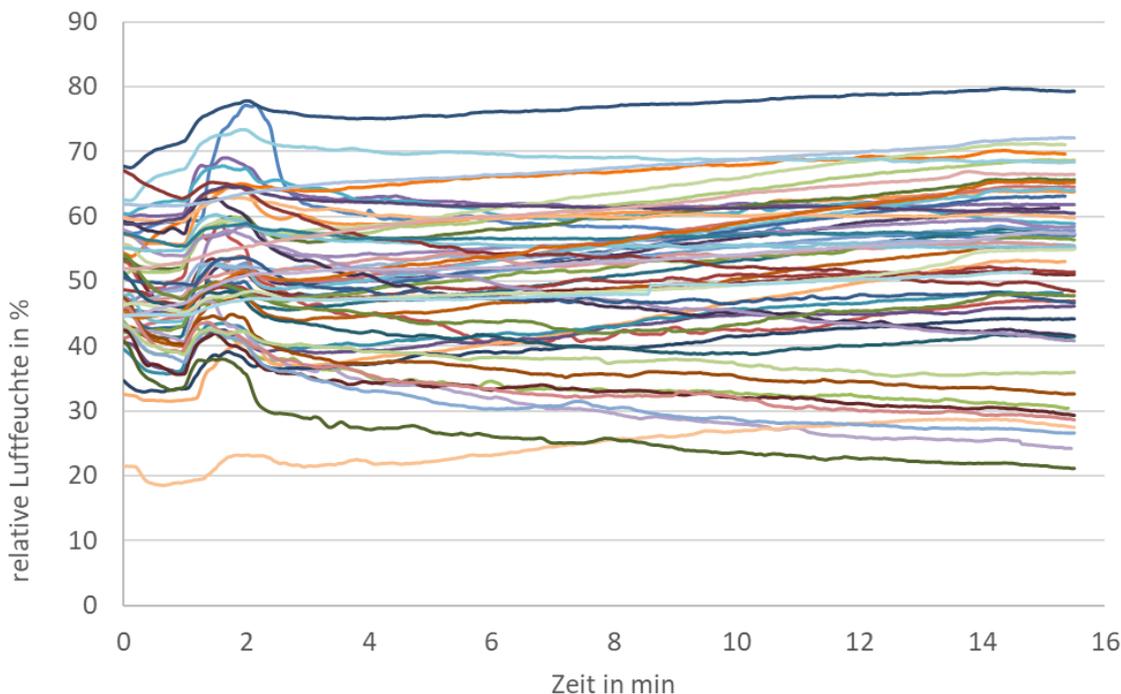


Abbildung 11: Verläufe der relativen Luftfeuchte in der Bioaerosolkammer während der 52 Versuche mit *Staphylococcus xylosus* als Testbioaerosol

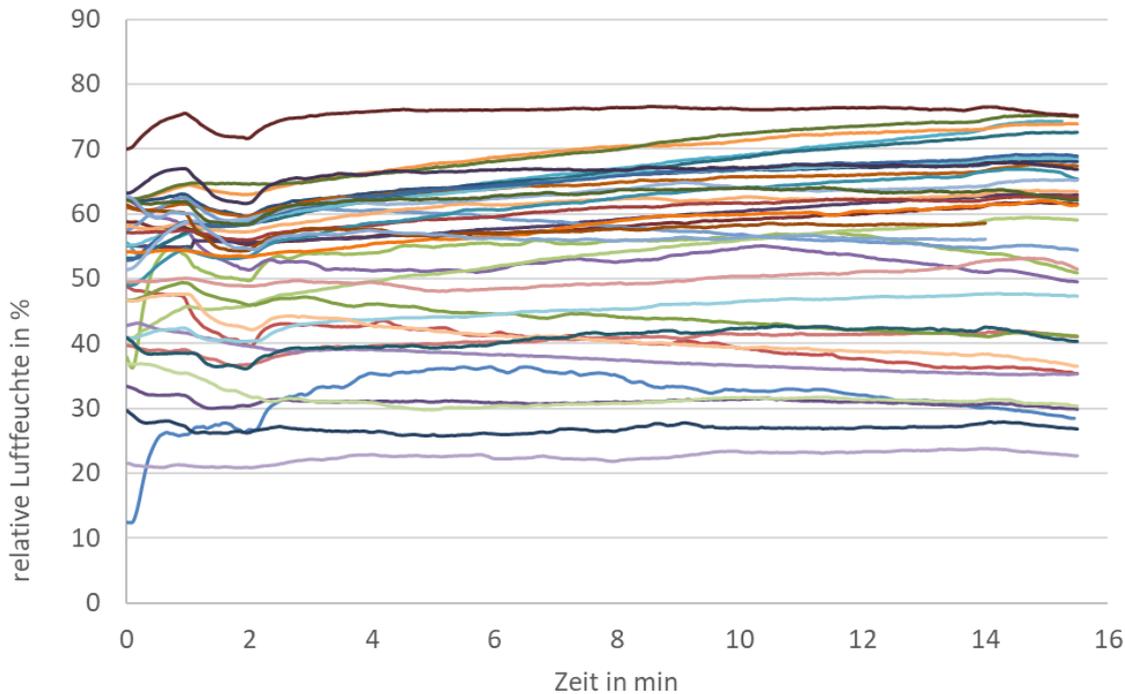


Abbildung 12: Verläufe der relativen Luftfeuchte in der Bioaerosolkammer während der 38 Versuche mit nativem Stallstaub als Testbioaerosol

7.1.3 Globalstrahlung

Die Globalstrahlung variierte stark im Jahresverlauf. Die durchschnittlichen Bestrahlungsstärken während der Versuche lagen zwischen $4,81 \text{ W/m}^2$ an einem trübem Morgen und 978 W/m^2 im Sommer bei voller Sonneneinstrahlung. Auch während der einzelnen Versuche kam es häufig zu starken Schwankungen, im Extremfall wurde ein Abfall von 831 W/m^2 auf 35 W/m^2 gemessen, als sich an einem Augusttag eine dichte Wolke vor die Sonne schob. Relevant für die Beurteilung des Einflusses der Globalstrahlung auf die Überlebensraten ist die mittlere Bestrahlungsstärke während des Versuchszeitraums, also quasi die Dosis.

Die Globalstrahlung wurde während der Versuche nur außerhalb der Kammer gemessen. Dabei war zu beachten, dass nicht die gesamte Strahlungsenergie ins Innere der Kammer gelangt. Abbildung 13 zeigt die mit einem Spektrometer gemessene relative Strahlungsintensität des natürlichen Sonnenlichtspektrums im Wellenlängenbereich von $320 \text{ nm} - 780 \text{ nm}$ im Vergleich zum Lichtspektrum in der Kammer. Der Verlauf der beiden Spektren ist annähernd gleich, die relative Strahlungsintensität in der Kammer war jedoch um durchschnittlich 11 % geringer (4 % – 16 %, abhängig von der Wellenlänge). Die Transmission der Kammerfolie für diesen Wellenlängenbereich lag somit bei durchschnittlich 89 %. Bezüglich der Inaktivierung von Mikroorganismen durch natürliches Sonnenlicht ist besonders der UV-Bereich von $320 \text{ nm} - 400 \text{ nm}$ relevant. In diesem Bereich lag die Transmission der Folie bei ca. 95 %. Die mit dem Pyranometer gemessene Globalstrahlung beinhaltet einen größeren Wellenlängenbereich von $310 \text{ nm} - 2800 \text{ nm}$, mit einem relativ großen Infrarotanteil. Für diesen gesamten Bereich lag die Transmission der Folie bei 83,5 %. Da die Globalstrahlung während der Versuche nur außerhalb der Kammer gemessen wurde, wurden bei einer konservativ angenommenen Transmission der Kammerfolie von 83,5 % die gemessenen Werte mit 0,835 multipliziert. Dieser Wert wurde dann als Globalstrahlungswert in der Kammer angenommen.

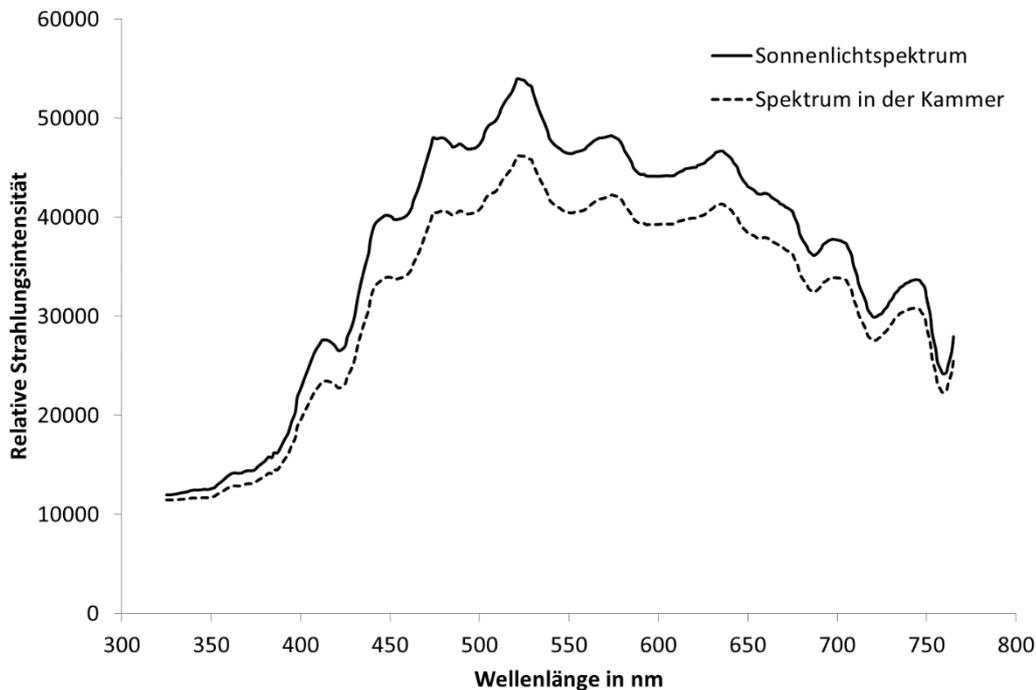


Abbildung 13: Gemessene relative Strahlungsintensität des natürlichen Sonnenlichtspektrums im Vergleich zum Lichtspektrum in der Kammer

7.1.4 Ozon

Die Ozonkonzentrationen wurden mit Hilfe eines Messstellenumschalters diskontinuierlich im Wechseln im Inneren der Kammer und außerhalb gemessen. Da nach dem Umschalten genügend Zeit zum Spülen der Messleitungen eingeplant wurde, standen im Wechsel für Innen oder Außen nur alle 4 Minuten Konzentrationswerte zur Verfügung.

In der Außenluft wurden insgesamt während der Versuche relativ niedrige Ozonkonzentrationen gemessen, bei den Versuchen mit *S. xylosus* im Durchschnitt zwischen 0,002 ppm und 0,045 ppm und bei den Versuchen mit Stallstaub zwischen 0,001 ppm und 0,041 ppm. Diese Messwerte wurden durch Vergleich der Daten mit einer 300 m Luftlinie entfernten Wetterstation des DWD bestätigt. Die Ozonkonzentrationen in der Kammer waren trotz der kontinuierlichen Frischluftzufuhr niedriger und lagen im Bereich von 0,001 ppm bis ca. 0,315 ppm. Abbildung 14 zeigt dazu die prozentualen Anteile der Ozonkonzentrationen in der Bioaerosolkammer im Vergleich zur Außenluft, jeweils im ersten bis vierten Quartal der insgesamt ca. 16 Minuten dauernden Versuchsdurchläufe. Bei den Versuchen mit *S. xylosus* lagen die Ozonkonzentrationen im Vergleich zur Außenluft bei großer Schwankungsbreite im Mittel zwischen 60 % und 70 %. Dabei wurden im Inneren der Kammer im 1. Quartal bis 3. Quartal mit steigendem Volumen der Kammer immer mehr Ozon gemessen. Im 4. Quartal, wenn die Kammer voll aufgeblasen war und die Frischluftzufuhr unterbrochen wurde, gingen die Werte wieder leicht zurück. Ozon baut sich schnell an Oberflächen ab. Während der Versuche vergrößerte sich beim Aufblasen der Kammer die Flächen der Kammerinnenwand zum Quadrat, das Volumen aber hoch drei. Je größer der Quotient von Volumen und Oberfläche wird, umso weniger Ozon wird in der Zeit abgebaut. Dieser Effekt ist auch bei den Versuchen mit Stallstaub zu erkennen. Der größte Unterschied zwischen den Ergebnissen aus den Versuchen mit *S. xylosus* und dem nativen Stallstaub ist bei den Werten im ersten Quartal zu erkennen, wenn die Testmikroorganismen bzw. der Staub zudosiert werden. Bei den Versuchen mit Stallstaub werden in der Kammer bei großer Schwankungsbreite im Mittel nur 45 % der Ozonkonzentration der Außenluft erreicht, d. h. im Mittel werden 55 % des Ozons abgebaut. Ursächlich

ist wahrscheinlich das Zudosieren des Stallstaubs selbst. Durch die Prozedur kommt zusätzlich zur ungefilterten Außenluft ozonfreie Druckluft in die Kammer, sowie große Mengen kleiner Partikel, die eine zusätzliche Oberfläche bilden, an der das Ozon abgebaut werden kann.

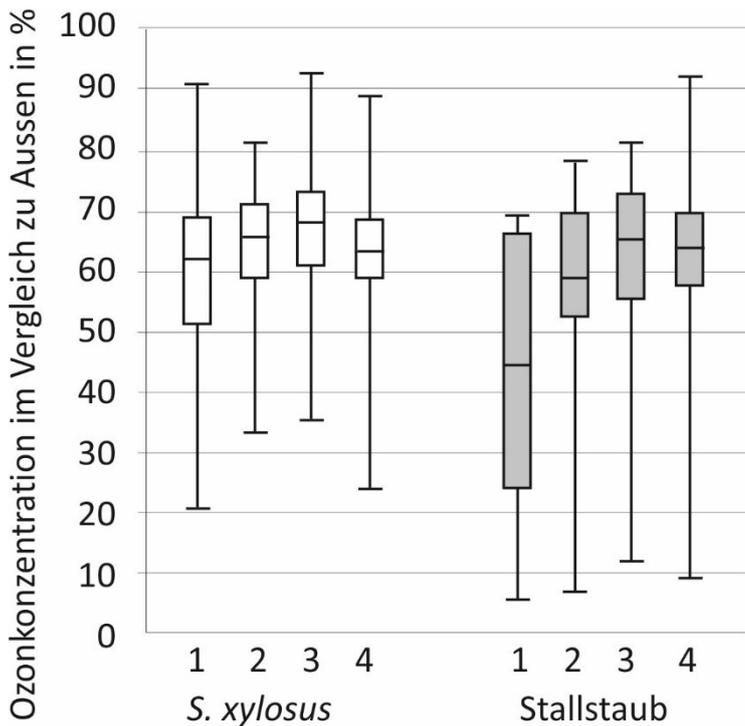


Abbildung 14: Prozentuale Anteile der Ozonkonzentrationen in der Bioaerosolkammer im Vergleich zur Außenluft im 1. bis 4. Quartal des Versuchszeitraums von 16 min bei *S. xylosus* (n = 52) und Stallstaub (n = 38) als Testbioaerosol

Insgesamt betrachtet kann trotz der Konzentrationsverluste in der Kammer davon ausgegangen werden, dass genug Ozon und damit mutmaßlich auch der OAF vorhanden waren, um bei den folgenden Untersuchungen einen Einfluss auf die Überlebensraten der Testmikroorganismen nachweisen zu können. Die Ergebnisse unterstreichen aber auch die Notwendigkeit einer kontinuierlichen Frischluftzufuhr, wenn diese Faktoren mitberücksichtigt werden sollen.

7.2 Überlebensraten von luftgetragenen *Staphylococcus xylosus*

Ziel war die Identifikation der wichtigsten meteorologischen Faktoren, die einen messbaren Einfluss auf die Überlebensrate von *S. xylosus* im 12-minütigen luftgetragenen Zustand hatten. Zudem sollte der Einfluss möglichst quantifiziert werden. Im Folgenden sind die Überlebensraten logarithmisch gegen die untersuchten Parameter Globalstrahlung, Temperatur, relative Luftfeuchte und Ozonkonzentration grafisch dargestellt. Bei den Darstellungen ist generell zu beachten, dass auch wenn nur ein Parameter betrachtet wird, die anderen synergistisch das Ergebnis beeinflussen können.

Abbildung 15 zeigt die Abhängigkeit der Überlebensrate von der Globalstrahlung. Die einzelnen Werte schwanken stark im Bereich von 2 Zehnerpotenzen, trotzdem ist deutlich ein exponentieller Abfall der Überlebensrate mit steigender Intensität der Globalstrahlung zu erkennen. Ab 500 W/m² findet konservativ betrachtet eine Reduktion von 90 % statt. Im Bereich bis 200 W/m² kommen rechnerisch auch Überlebensraten von über 100 % vor. Die in Kapitel 5.2.2 genannte Photoreaktivierung als Grund für die höheren Überlebensraten ist sehr unwahrscheinlich, vielmehr handelt es sich hier eher um verfahrensbedingte Fehlerbreiten.

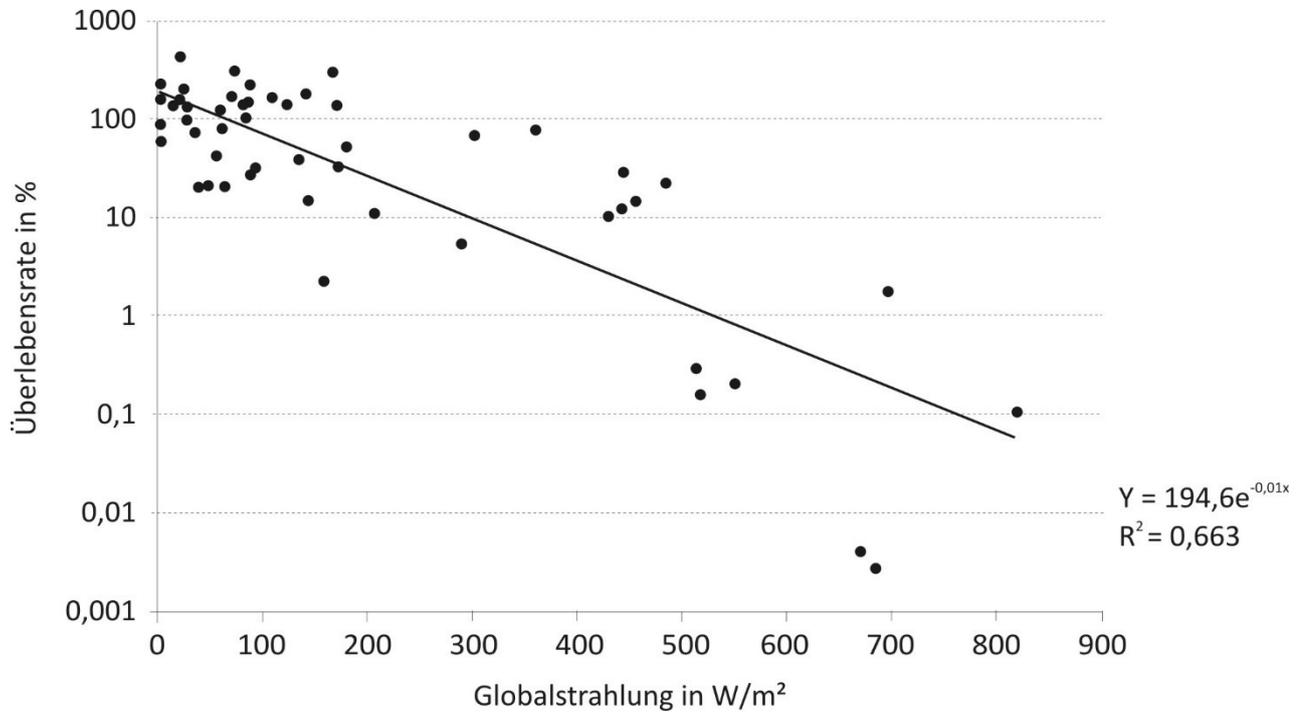


Abbildung 15: Überlebensraten von *Staphylococcus xylosus* nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der Globalstrahlung (n = 52)

Abbildung 16 zeigt den Zusammenhang der Überlebensrate mit der Temperatur. Hier ist wie bei der Globalstrahlung ebenfalls ein exponentieller Abfall der Überlebensrate mit steigender Temperatur zu erkennen, jedoch bei noch größeren Schwankungsbreiten. Vor allem ab 20 °C bis 35 °C fallen die Überlebensraten deutlich ab.

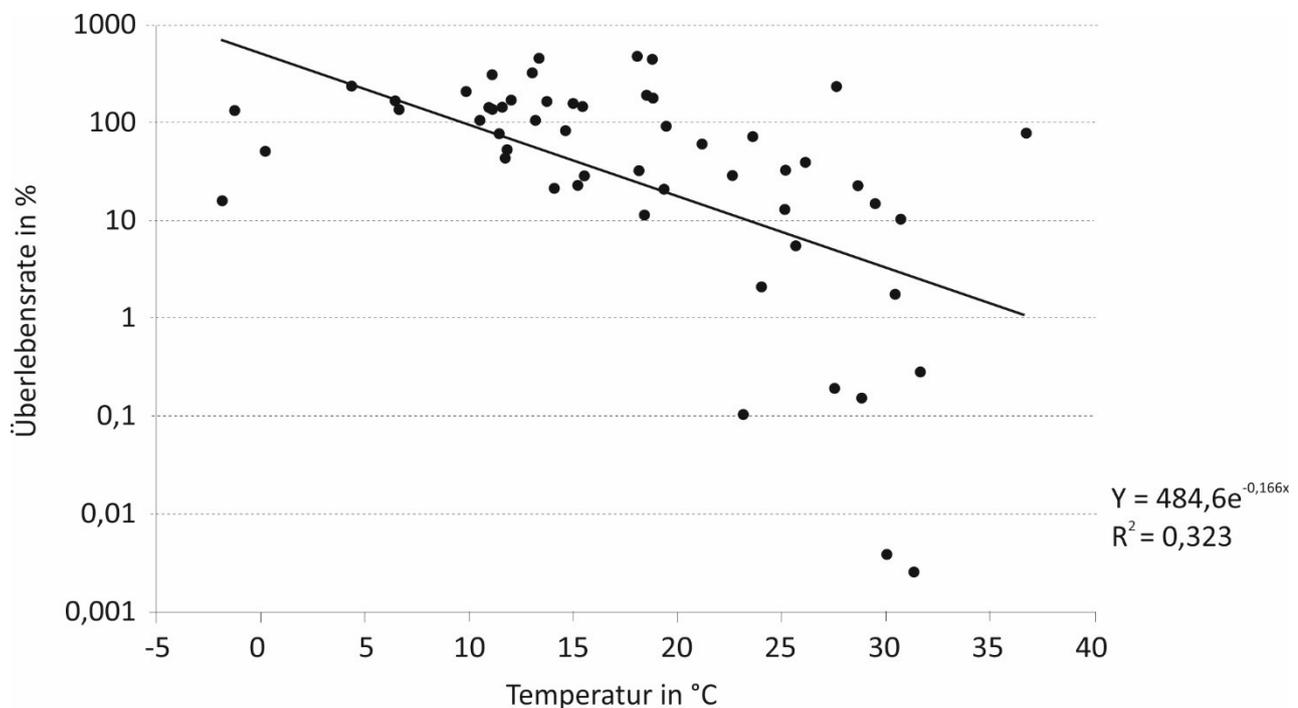


Abbildung 16: Über Überlebensraten von *Staphylococcus xylosus* nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der Temperatur (n = 52)

Abbildung 17 zeigt den Zusammenhang der Überlebensrate mit der relativen Luftfeuchte. Hier sinkt die Überlebensrate mit fallender relativer Luftfeuchte, vor allem im Bereich von 40 % bis runter auf 20 % stark ab.

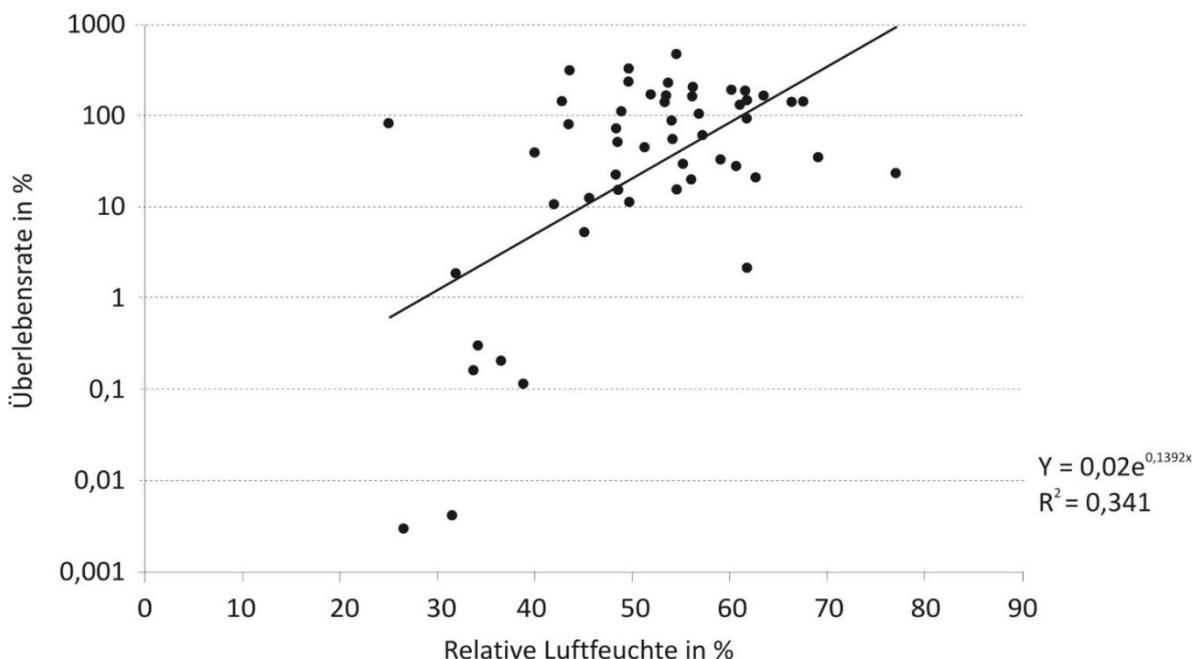


Abbildung 17: Überlebensraten von *Staphylococcus xylosus* nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der relativen Luftfeuchte (n = 52)

Abbildung 18 zeigt den Zusammenhang der Überlebensrate mit der Ozonkonzentration. Auch hier ist ein exponentieller Abfall bei noch größerer Schwankungsbreite tendenziell zu erkennen. Vor allem ab 0,025 ppm ist die Überlebensrate deutlich reduziert.

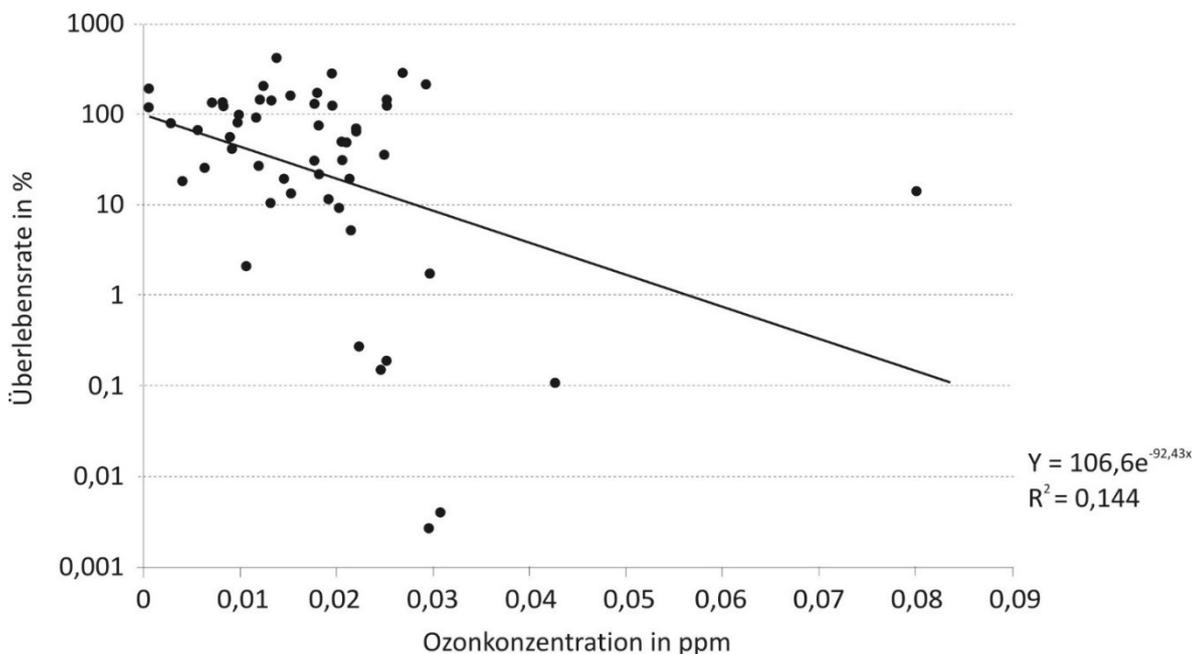


Abbildung 18: Überlebensraten von *Staphylococcus xylosus* nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der Ozonkonzentration (n = 52)

Bei der Betrachtung des Einflusses der vier meteorologischen Parameter Globalstrahlung, Temperatur, relative Luftfeuchte und Ozon war bei der Globalstrahlung trotz der großen Schwankungsbreite von 2 Zehnerpotenzen deutlich eine exponentielle Abnahme der Überlebensrate mit steigender Intensität zu erkennen. Bei den anderen Parametern waren die Schwankungen noch größer und die exponentielle Abnahme weniger deutlich ausgeprägt. Somit scheint die Globalstrahlung bezüglich des Einflusses auf die Überlebensrate von luftgetragenen *S. xylosus* der dominanteste Parameter zu sein. Zur besseren Einordnung der Ergebnisse wurde daher in den Grafiken für Temperatur, Feuchte und Ozon, zusätzlich noch die jeweilige Stärke der Globalstrahlung farblich kenntlich gemacht. Diese sind im Folgenden dargestellt.

Abbildung 19 zeigt den Zusammenhang der Überlebensrate mit der Temperatur und der Globalstrahlung. Hier ist deutlich zu erkennen, dass vor allem die niedrigen Überlebensraten unter 10 % wahrscheinlich maßgeblich von der Globalstrahlung hervorgerufen wurden, wenn diese über 400 W/m² betrug und nicht nur von der Temperatur.

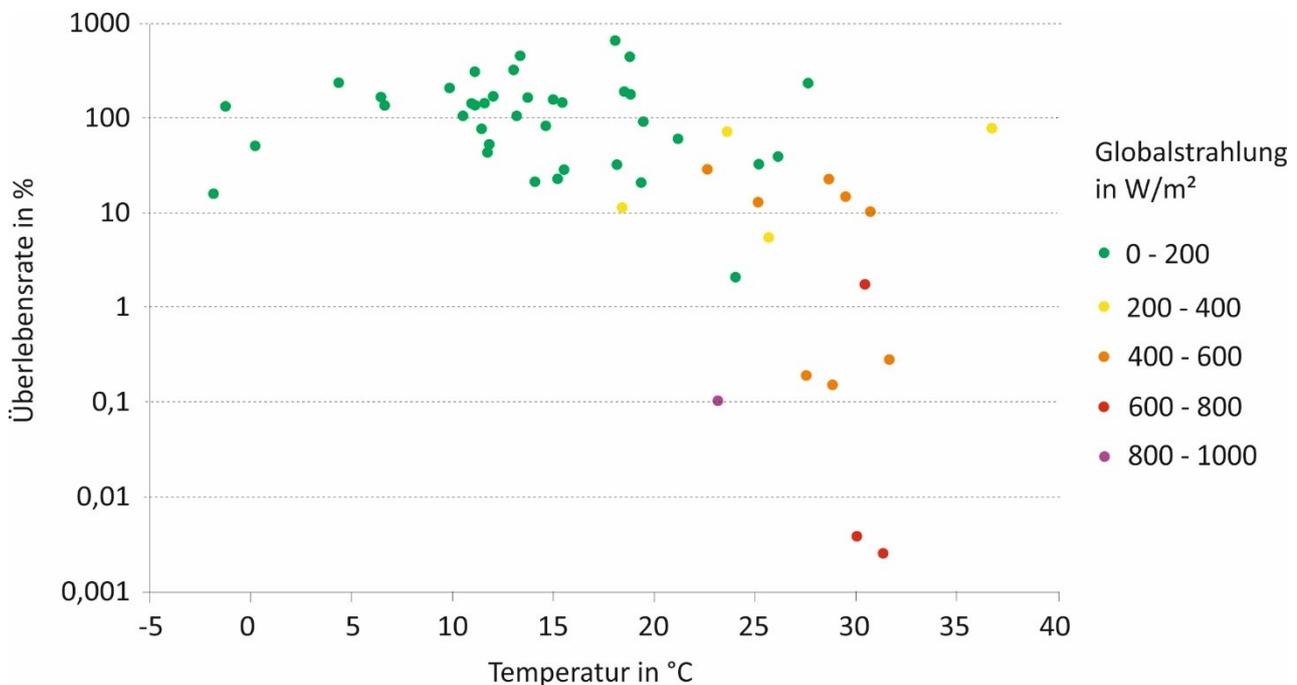


Abbildung 19: Überlebensraten von *Staphylococcus xylosus* nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der Temperatur und dem Einfluss der Globalstrahlung (n = 52)

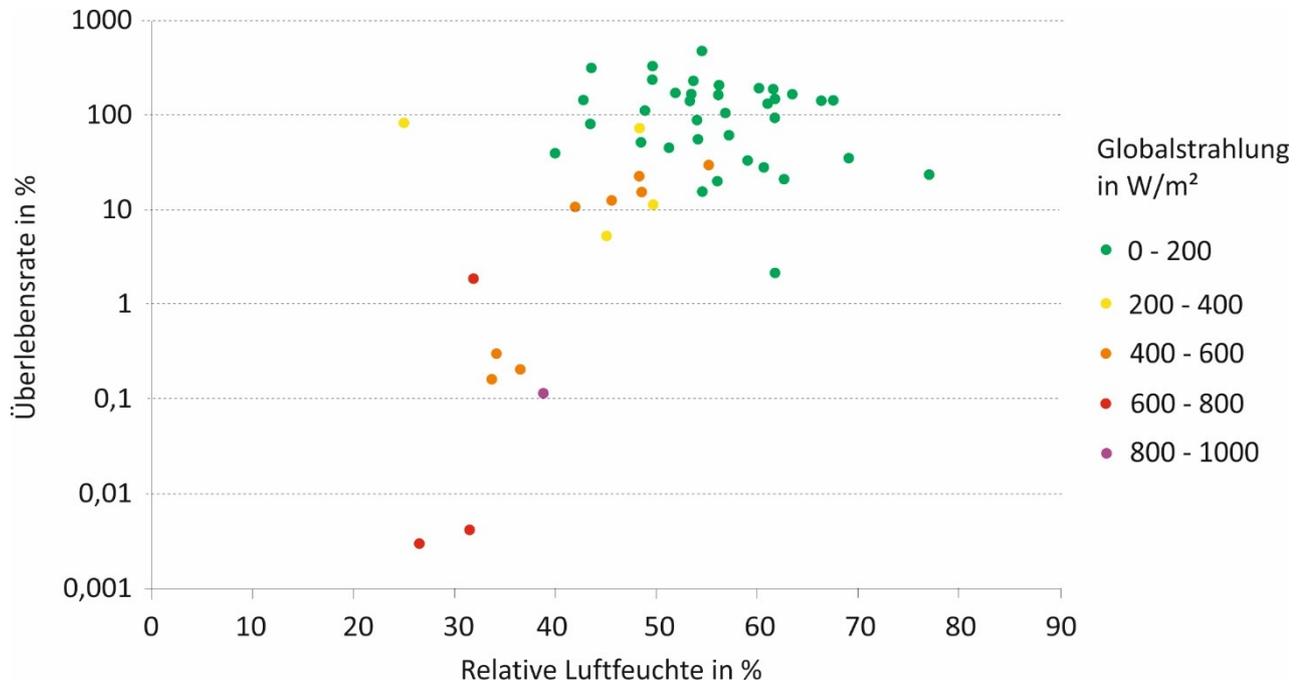


Abbildung 20: Überlebensraten von *Staphylococcus xylosus* nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der relativen Luftfeuchte und dem Einfluss der Globalstrahlung (n = 52)

Ein ähnlicher Zusammenhang zeigt sich auch in Abbildung 20 für die relative Luftfeuchte. Auch hier sind Überlebensraten unter 10 % bis im Wesentlichen bei Globalstrahlungswerten > 400 W/m² zu beobachten. Letztlich lassen sich die gleichen Zusammenhänge auch beim Ozon in Abbildung 21 erkennen.

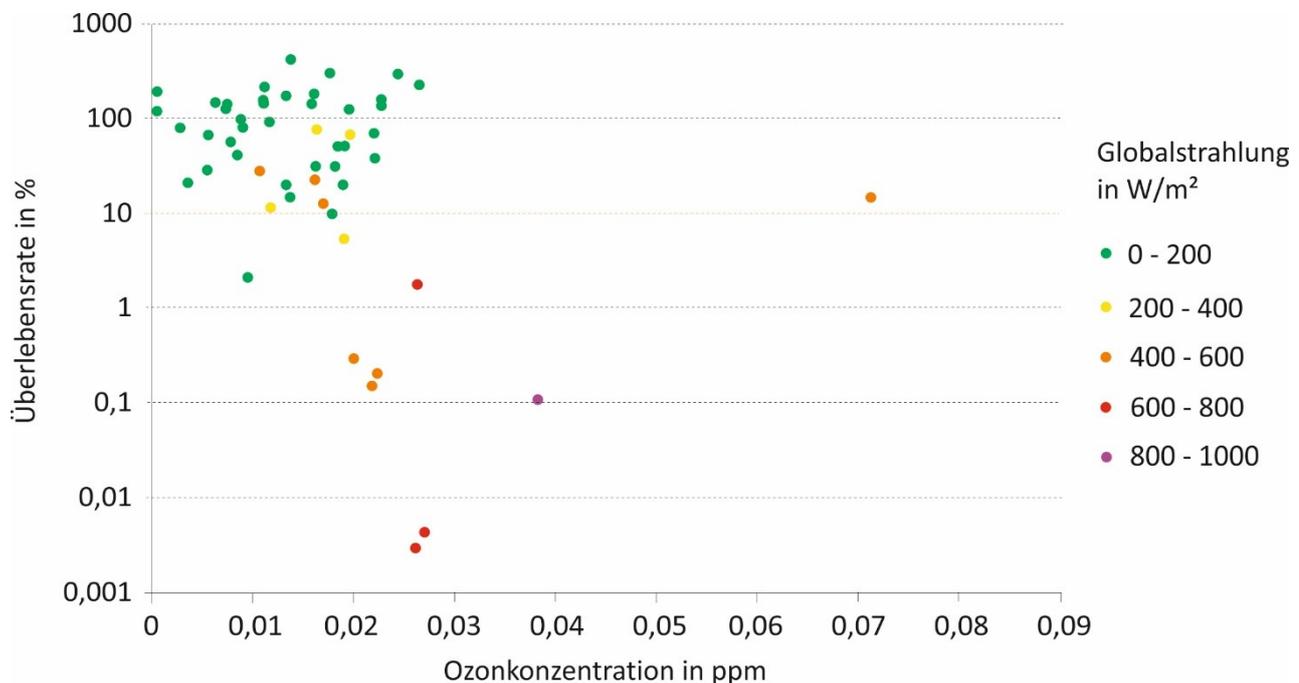


Abbildung 21: Überlebensraten von *Staphylococcus xylosus* nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der Ozonkonzentration und dem Einfluss der Globalstrahlung (n = 52)

Zusammenfassend lässt sich auf Grundlage der Daten feststellen, dass unter den Versuchsbedingungen die Globalstrahlung den größten Einfluss auf die Überlebensraten von *S. xylosus* im luftgetragenen Zustand. Bei mittleren Bestrahlungsstärken von $< 400 \text{ W/m}^2$ ist in 12 Minuten mit Reduktionen der Überlebensrate von über 90 % zu rechnen. Bei den anderen Parametern konnte in diesen Zeitraum auch aufgrund der starken Streuung der Werte keine eindeutige Abhängigkeit der Überlebensraten von Temperatur, relativer Feuchte und Ozon festgestellt werden, da die Globalstrahlung dort offensichtlich synergistisch wirkte.

7.3 Überlebensraten von luftgetragenen Staphylokokken in Hühnerstallstaub

Ziel war hier ebenfalls die Identifikation der wichtigsten meteorologischen Faktoren, die einen messbaren Einfluss auf die Überlebensrate von Staphylokokken in nativem Hühnerstallstaub nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand hatten. Im Hinblick auf die spätere Nutzung der Daten als Eingabeparameter für Ausbreitungsmodellierungen sollte der Effekt möglichst quantifizierbar sein. Im Folgenden sind die Überlebensraten logarithmisch gegen die untersuchten Parameter Globalstrahlung, Temperatur, relative Luftfeuchte und Ozonkonzentration grafisch dargestellt. Auch hier ist generell zu beachten, dass auch wenn nur ein Parameter betrachtet wird, die anderen synergistisch die Ergebnisse beeinflussen können.

Abbildung 22 zeigt die Abhängigkeit der Überlebensrate von der Globalstrahlung. Die einzelnen Werte schwanken weniger stark als bei den vorangegangenen Versuchen mit *S. xylosus*, hier im Bereich von nur ca. 1 Zehnerpotenz. Es kommen jedoch im Bereich bis 350 W/m^2 auch hier rechnerisch Überlebensraten von über 100 % vor. Generell sinkt die Überlebensrate tendenziell exponentiell mit steigender Intensität der Globalstrahlung. Reduktionen der Überlebensrate von über 90 % wurden vereinzelt bei Globalstrahlungswerten $> 200 \text{ W/m}^2$ gefunden.

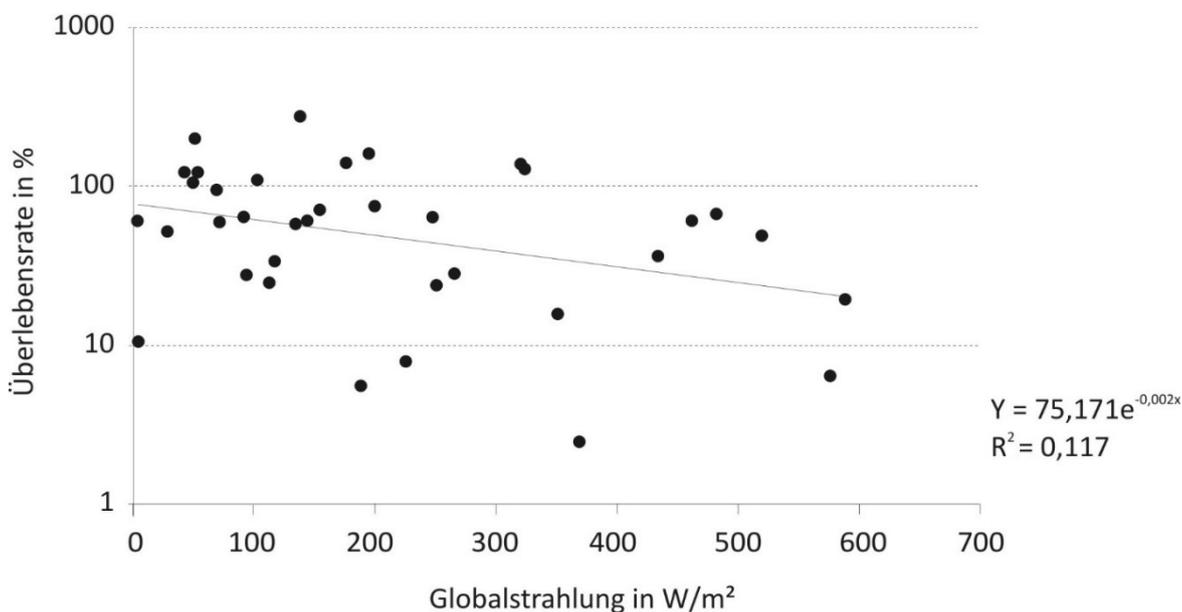


Abbildung 22: Überlebensraten von Staphylokokken in nativem Hühnerstallstaub nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der Globalstrahlung (n = 32)

Abbildung 23 zeigt den Zusammenhang der Überlebensrate mit der Temperatur. Hier ist ein exponentieller Abfall der Überlebensrate mit steigender Temperatur zu erkennen. Vor allem bei Temperaturen $> 25 \text{ °C}$ reduziert sich die Überlebensrate teilweise um über 90 %.

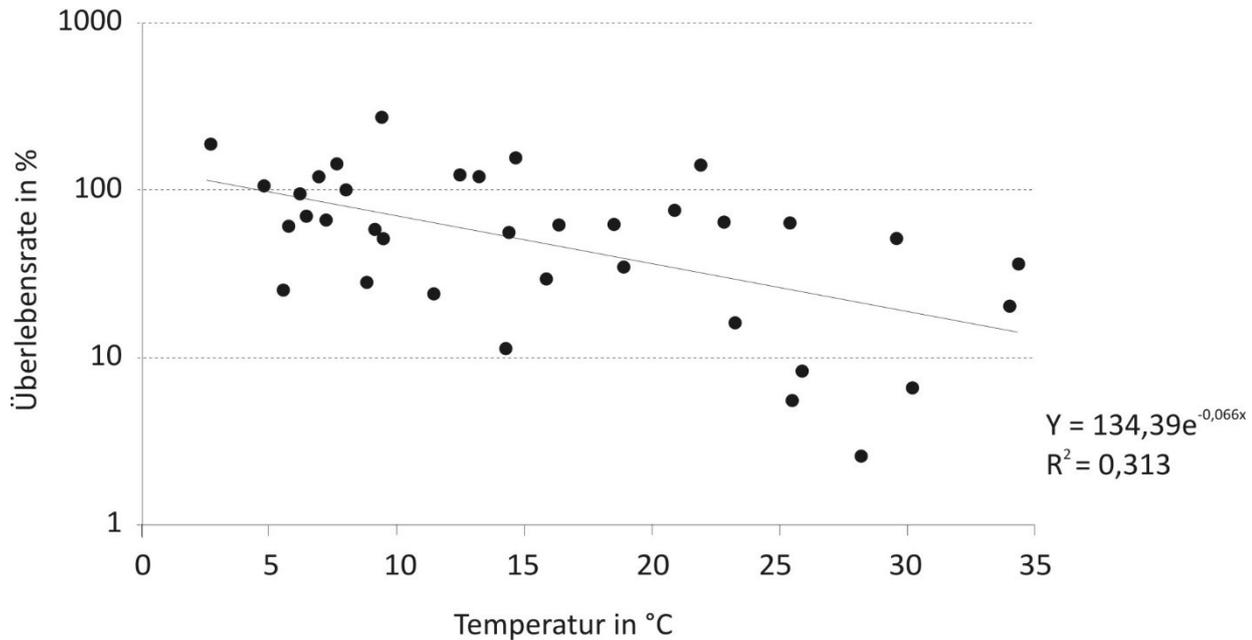


Abbildung 23: Überlebensraten von Staphylokokken in nativen Hühnerstallstaub nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der Temperatur (n = 32)

Bei Betrachtung des Einflusses der relativen Luftfeuchte auf die Überlebensrate in Abbildung 24, waren die Überlebensraten bei niedrigeren relativen Luftfeuchten höher als bei hohen relativen Luftfeuchten. Ein exponentieller Verlauf lässt sich weniger gut erkennen als bei Temperatur und Globalstrahlung und auch die Schwankungsbreite der Werte ist größer.

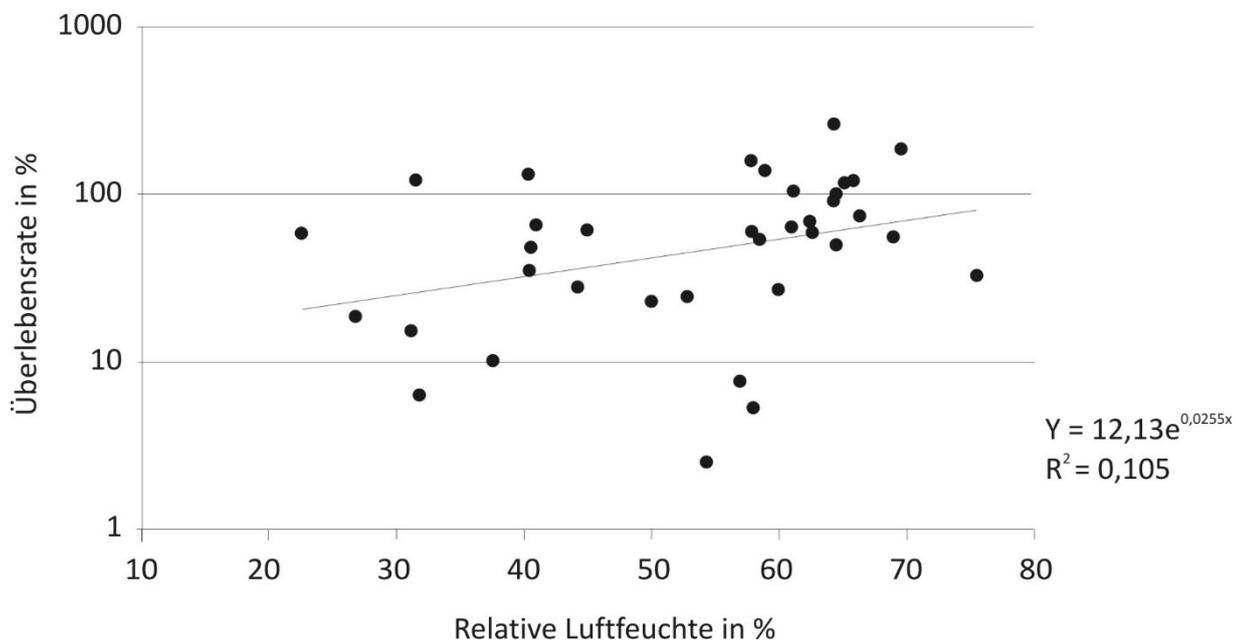


Abbildung 24: Überlebensraten von Staphylokokken in nativen Hühnerstallstaub nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der relativen Luftfeuchte (n = 32)

Abbildung 25 zeigt schließlich die Abhängigkeit der Überlebensrate von der Ozonkonzentration. Eine exponentielle Abnahme der Überlebensrate mit steigender Ozonkonzentration ist tendenziell zu erkennen. Die Werte schwanken jedoch ebenfalls stark.

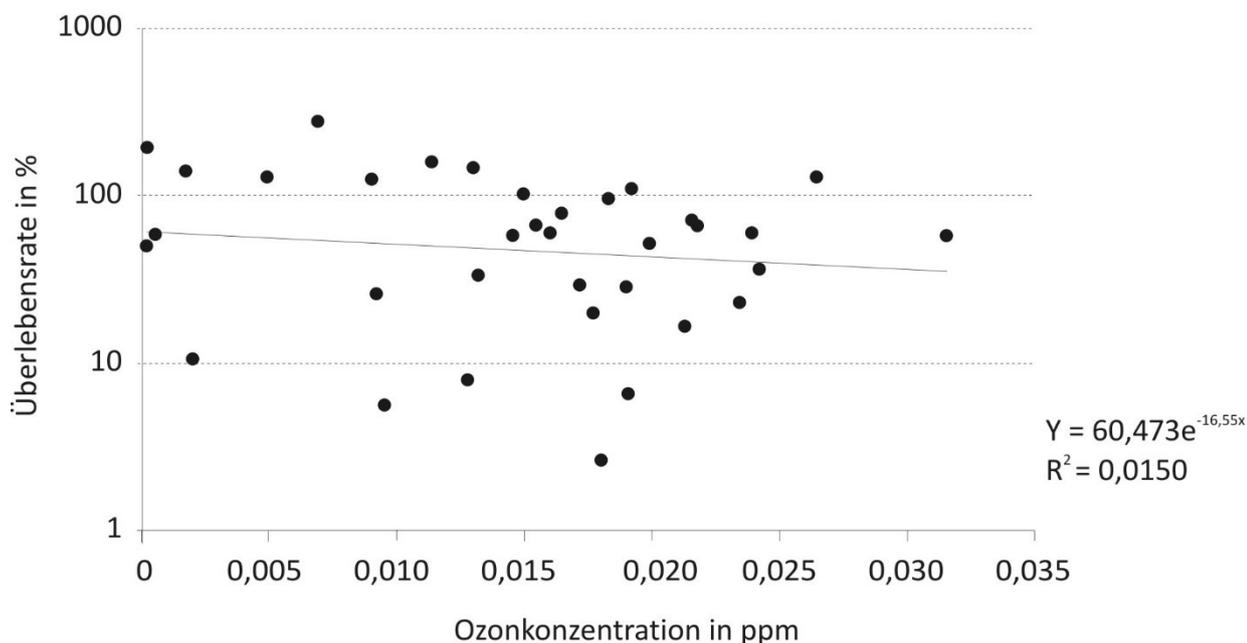


Abbildung 25: Über Überlebensraten von Staphylokokken in nativen Hühnerstallstaub nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der Ozonkonzentration (n = 32)

Zusammenfassend waren bei der Betrachtung von Staphylokokken in nativem Hühnerstallstaub dieselben Einflüsse von Globalstrahlung, Temperatur, relativer Luftfeuchte und Ozon auf die Überlebensraten zu erkennen, wie bei den Versuchen mit *S. xylosus*. Die Effekte waren insgesamt jedoch weniger stark ausgeprägt. Vor allem der Einfluss der Globalstrahlung war deutlich geringer und es konnten in Bezug auf die Überlebensraten auch keine eindeutigen synergistischen Wirkungen zwischen der Globalstrahlung und den anderen Parametern festgestellt werden, wie in der vorangegangenen Versuchsreihe für *S. xylosus*.

Bei den vorangegangenen Versuchen waren die Staphylokokken im Stallstaub ca. 12 Minuten im luftgetragenen Zustand. Diese Zeit erschien im Hinblick auf die Ausbreitungsrechnungen ausreichend und entspricht bei durchschnittlichen Windgeschwindigkeiten Ausbreitungsentfernungen von ca. 3 km. In dieser Zeit war der Einfluss der meteorologischen Parameter nicht so stark, dass er eindeutig quantifizierbar war. Daher wurden zwei Zeitreihenversuche in einer größeren Folienkammer durchgeführt, um längere Verweilzeiten im luftgetragenen Zustand zu ermöglichen und die bisherigen Daten besser einzuschätzen. Aufgrund der vorherigen Ergebnisse wurde als Zeitpunkt für die Durchführung der Versuche ein sonniger Sommertag mit möglichst hohen Temperaturen gewählt. Beide Versuche fanden hintereinander im zeitlichen Abstand von ca. 1 h statt. In Tabelle 2 sind die klimatischen Randbedingungen aufgelistet, die während der Versuche herrschten. Die Ergebnisse sind in Abbildung 26 grafisch dargestellt.

Tabelle 2: Klimatische Randbedingungen bei den Zeitreihenversuchen

	Versuch 1			Versuch 2		
	Ø	Min.	Max.	Ø	Min.	Max.
Globalstrahlung in W/m ²	609	381	757	483	164	730
Temperatur in °C	33,7	32,9	35,9	37,7	36,2	39,7
Relative Luftfeuchte in %	33	32	40	29	26	33
Ozon in ppm	0,028	0,023	0,032	0,027	0,023	0,029

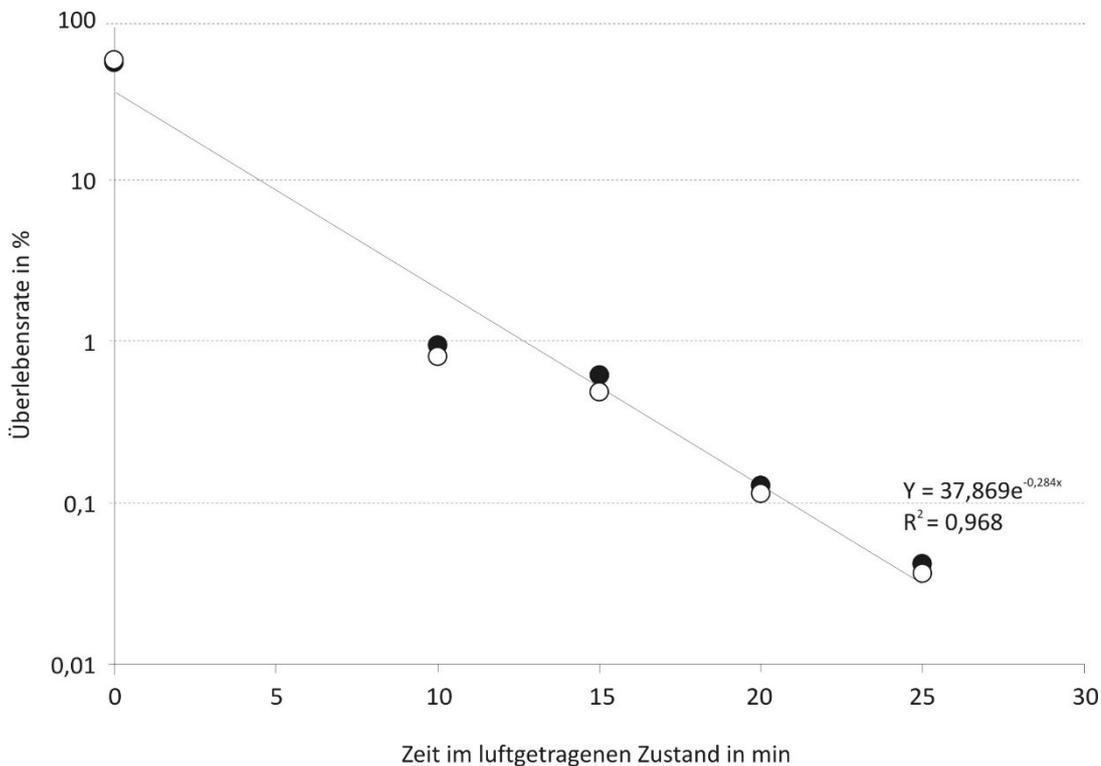


Abbildung 26: Überlebensraten von luftgetragenen Staphylokokken in nativem Stallstaub, abhängig von der Zeit (n = 2)

Die klimatischen Bedingungen waren für beide Versuche sehr ähnlich. Es zeigte sich bei geringer Schwankungsbreite ein deutlicher exponentieller Abfall der Überlebensraten von luftgetragenen Staphylokokken in nativem Stallstaub über die Zeit. Nach 25 Minuten wurden Überlebensraten von unter 0,1 % festgestellt. Nach 10 Minuten zeigten sich Reduktionen der Überlebensrate von 90 %, die bei ähnlichen meteorologischen Bedingungen manchmal auch bei den vorangegangenen Versuchen erreicht wurden. Dies stützt die These, dass vor allem an sonnigen, warmen Tagen mit einer starken Reduktion der Überlebensraten luftgetragener Staphylokokken aufgrund des Wetters zu rechnen ist.

8 Diskussion

Bei der Auswertung der Literatur haben die Ergebnisse aus Feldstudien bereits gezeigt, dass meteorologische Parameter wie Temperatur, Luftfeuchte oder UV-Strahlung die Überlebensfähigkeit von luftgetragenen Bakterien negativ beeinflussen. Dies konnte durch unsere Untersuchungen bestätigt werden. Auch die von verschiedenen Autoren beschriebenen Abhängigkeiten der Überlebensraten mit einzelnen meteorologischen Parametern wurden hier ebenfalls beobachtet. So z. B. dass die Abtötungsrate mit steigenden Temperaturen ansteigt (z. B. EHRlich ET AL. 1970), niedrige Luftfeuchten die Lebensfähigkeit verringern (z. B. MÜLLER & GRÖNING 1981) oder Sonnenlicht die Überlebensraten reduziert (z. B. PAEZ-RUBIO & PECCIA 2005). In Bezug auf die Ausbreitungsrechnungen bedeutet dies, dass vor allem an sonnigen, warmen Tagen mit einer starken Reduktion der Überlebensraten luftgetragener Staphylokokken aufgrund des Wetters zu rechnen ist. Eine Quantifizierung der Einflüsse der einzelnen Parameter, wäre auf Grundlage der in diesem Projekt erhobenen Daten im Prinzip möglich. Hierzu sollten jedoch noch einige Punkte diskutiert werden.

8.1 Methodische Überlegungen

Mit der neuartigen Bioaerosolkammer war es nach den beschriebenen baulichen Anpassungen möglich, in ihrem Inneren realistische Außenluftbedingungen zu erzeugen und für den Versuchszeitraum aufrechtzuerhalten. So konnte dort der Einfluss von Globalstrahlung, Temperatur, relativer Luftfeuchte und Ozonkonzentration auf die Überlebensraten luftgetragener Staphylokokken untersucht werden. Die Ergebnisse zeigten jedoch relativ große Schwankungsbreiten, was eine Quantifizierung der einzelnen Effekte erschwert. Ein Grund sind sicherlich die synergistischen Effekte zwischen den Parametern. Ein weiterer Einfluss liegt aber auch in der Methode begründet. Gerade in der Mikrobiologie sind die Schwankungsbreiten der Verfahren vergleichsweise hoch. Vor allem die zur Bestimmung der Zellzahl eingesetzte DAPI-Färbung, obgleich standardisiert, lässt einen gewissen Spielraum zur Interpretation zu, welche gefärbten Partikel tatsächlich eine Zelle sind. Vor allem in Umweltproben mit viel biologischem Begleitmaterial ist dies oft eine Herausforderung und erfordert viel Erfahrung und Routine. In diesem Projekt waren insgesamt 5 verschiedene Personen an der Auswertung beteiligt. Bei einem internen Ringversuch (Beobachterabgleich) wurden bei der Zellzählung Unterschiede von bis zu +/- 100 % der Ergebnisse der einzelnen Personen festgestellt. Dies ist bei der Interpretation der Daten zu berücksichtigen. Insbesondere da dieser Fehler durch die mehrfache Auswertung (Zählung der Zellzahlen in der Ausgangssuspension und in der behandelten Probe) akkumulieren kann. Dies soll für die Versuche mit *S. xylosus* anhand einer alternative Auswertemethode beispielhaft erläutert werden: Hier wurden die Bakterien vor den Versuchen unter standardisierten Bedingungen immer auf dieselbe Art und Weise und in denselben zeitlichen Abständen frisch kultiviert, die Testsuspension hergestellt und direkt danach verwendet. Der Anteil lebender Zellen in der Ausgangssuspension sollte daher sehr hoch sein. Methodisch könnte man so immer vom selben Verhältnis zwischen KBE und GZZ in der Suspension ausgehen, z. B. von 100 %. In diesem Fall wird zur Berechnung der Überlebensraten nur noch das Verhältnis zwischen KBE und GZZ in der Probe benötigt.

In Abbildung 27 ist exemplarisch der Einfluss der Globalstrahlung auf die Überlebensrate von *S. xylosus* dargestellt. Bei dieser alternativen Auswertung blieb das Verhältnis zwischen KBE und GZZ in der Ausgangssuspension unberücksichtigt und die DAPI-Färbung wurde nur zur Bestimmung des Verhältnisses in der Probe eingesetzt.

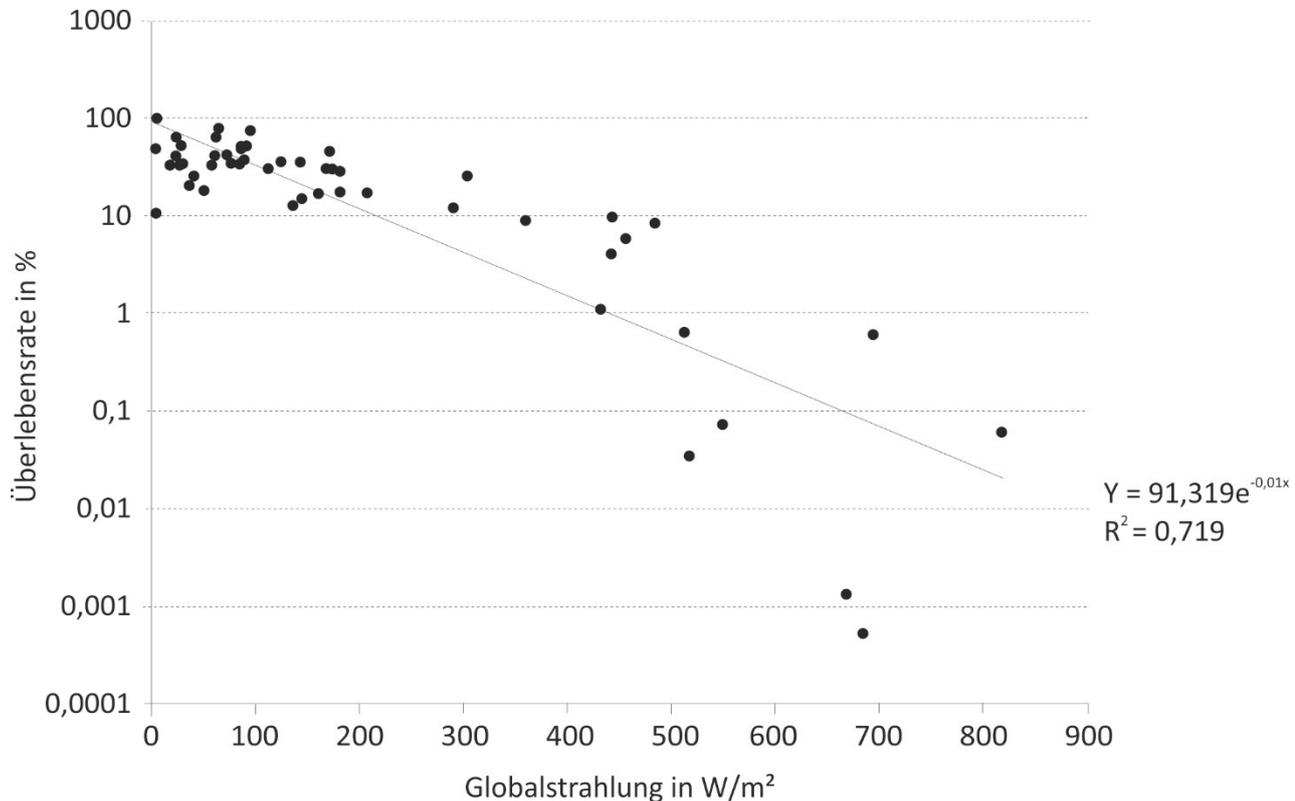


Abbildung 27: Überlebensraten von *Staphylococcus xylosus* nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand in Abhängigkeit von der Globalstrahlung, berechnet nach alternativer Methode (n = 54)

Bei dieser Art der Auswertung sind geringere Schwankungsbreiten, keine Überlebensraten über 100 % und ein deutlicherer exponentieller Abfall der Überlebensraten abhängig von der Globalstrahlung zu erkennen. Insgesamt erscheinen diese Ergebnisse plausibler und legen den Schluss nahe, dass die Akkumulation des Bestimmungsfehlers bei zweimaligem Einsatz der DAPI-Methode zur Zellzahlbestimmung offenbar zu der großen Schwankungsbreite der anderen Ergebnisse führte.

Methodisch wäre diese Herangehensweise der Auswertung bei den Versuchen mit *S. xylosus* möglich, bei den Versuchen mit nativem Stallstaub jedoch eher nicht. Hier ist die Zusammensetzung der Mikroorganismen viel diverser und auch die Bedingungen unter denen der Staub gebildet wurde, können von Versuch zu Versuch variieren. Theoretisch könnten auch die unterschiedlichen klimatischen Verhältnisse im Stall schon hier die Verhältnisse zwischen KBE und GZZ im Staub beeinflussen und nicht erst der luftgetragene Zustand. Somit bleiben diese Überlegungen für die weitere Interpretation der Daten hypothetisch.

8.2 Globalstrahlung als Schlüsselparameter?

Bei den Versuchen mit *S. xylosus* hat sich die Globalstrahlung als der Parameter herausgestellt, der augenscheinlich den größten Einfluss auf die Überlebensraten der Bakterien während der 12 Minuten im luftgetragenen Zustand hatte. Rein physikalisch erscheint dies plausibel. Die von der DNA der Bakterien absorbierten Photonen erzeugen abhängig von ihrer Anzahl und Wellenlänge in der DNA Schäden, die akkumuliert dafür sorgen, dass die Zellen nicht mehr kultivierbar sind. Die Globalstrahlung als Messparameter wurde gewählt, da sie relativ einfach zu messen ist und die Werte auch für Ausbreitungsrechnungen zur Verfügung ständen. Aus biologischer Sicht wäre aber der UV-Anteil des Spektrums sinnvoller, da diese

biologisch besonders wirksam ist. Hier ist auch zu berücksichtigen, dass der Anteil der UV-Strahlung an der Globalstrahlung z. B. stark von der Höhe über N. N. abhängt. In der Regel ist die UV-Strahlung so intensiver, je höher man kommt. Da unsere Versuche immer an derselben Stelle durchgeführt wurden, ist es für unsere Ergebnisse erstmal irrelevant. Es ist jedoch sehr wahrscheinlich, dass Versuche in größeren Höhen zu anderen Ergebnissen und zu einem noch größeren Einfluss der Sonnenstrahlung führen, weil der UV-Anteil dort höher ist.

Bei den Versuchen mit Staphylokokken in nativem Stallstaub verhält es sich dagegen etwa anders. Hier war der beobachtete Einfluss der Globalstrahlung deutlich geringer. Der Grund ist vermutlich, dass die Mikroorganismen in oder an den Staubpartikeln vor der Sonnenstrahlung besser geschützt waren, als wenn sie, wie bei *S. xylosus*, als Einzelzellen vergleichsweise ungeschützt der Strahlung ausgesetzt waren.

Unter diesen Voraussetzungen könnte diskutiert werden, ob nicht vielleicht doch die Temperatur ein geeigneterer Faktor zur Abschätzung von Überlebensraten wäre, da hohe Temperaturen i. d. R. mit größerer Sonneneinstrahlung einhergehen. Bei den Versuchen mit *S. xylosus* waren allerdings bei Temperaturen von 27 °C und in der Sonne zwar Reduktionen von über 99 % zu beobachten, bei sonst gleichen Bedingung bei 5 W/m² aber so gut wie keine Reduktion festzustellen.

8.3 Möglichkeiten der Implementierung der Daten in Ausbreitungsrechnungen

Ein wichtiger Aspekt bei der Implementierung der Daten in Ausbreitungsrechnungen ist, in wieweit später in der Praxis der Anwender in der Lage ist, die relevanten äußeren Parameter quantitativ vorzugeben. Wenn wie in unserem Fall die Überlebensrate in recht klarer Tendenz vom Wert der Globalstrahlung abhängt und es gelänge, den Wert der Überlebensrate bzw. Absterberate als Funktion der Globalstrahlung zu parametrisieren, dann erfordert das in der Anwendung, dass für die Ausbreitungsmodellierung der Wert der Globalstrahlung verfügbar sein muss. Ein weiterer Aspekt ist, dass die äußeren Parameter, die besonders relevant zu sein scheinen, sich zeitlich ändern (relevante Zeitskala von der Größenordnung einer Stunde) und räumlich inhomogen sein können. Dies stellt eine zusätzliche Herausforderung an die Vorgabe im Rahmen einer Ausbreitungsmodellierung dar. Schließlich sind die Wirkungen einzelner äußerer Parameter auf das Absterbeverhalten vermutlich nicht unabhängig voneinander. Daher ist es möglicherweise sinnvoller, die Absterberate für Wertekombinationen äußerer Parameter vorzugeben, was andererseits eine Kategorisierung und eine zeitliche Variation kompliziert.

Diese Aspekte und Fragestellungen müssen sorgfältig untersucht werden. Die Daten, die in diesem Projekt erhoben werden, bilden dafür eine solide Grundlage. Auch das Ausbreitungsmodell nach VDI 4251 Blatt 3 bzw. VDI 3945 Blatt 3 ist hierfür gut geeignet, da es eine große Bandbreite für die zeitliche und räumliche Auflösung der Konzentrationsverteilung zulässt und sehr flexibel in Bezug auf vorgegebene Emissionen, meteorologische Kenngrößen und Umsetzungsraten einsetzbar ist. Hauptaugenmerk für die Ableitung von Umsetzungsraten wird auf der Analyse der Kombination meteorologischer Einflussgrößen und auf der Validierung von daraus abgeleiteten Modellansätzen liegen. Für letzteres lassen sich eventuell auch Datensätze aus zurückliegenden Forschungsprojekten nutzen.

Letztlich ist noch zu überlegen, welchen quantitativen Einfluss z. B. eine Globalstrahlungsbasierte Berücksichtigung einer Absterberate für Staphylokokken auf die Ergebnisse von Ausbreitungsrechnungen hätte. Wenn man von einer Absterberate von 90 % in 12 Minuten bei 500 W/m² ausgeht, stellt sich die Frage, wie oft solche Wetterbedingungen, vor allem in unseren Breiten, überhaupt vorkommen. Mit Bezug auf Jahresmittel-

werte fallen 50 % der Zeiten per se in die Nacht, hinzu kommen Wolken, Regentage und die kalte Jahreszeit, wenn die Sonne tiefer am Horizont steht und ihre Intensität geringer ist. Diesbezüglich muss auch abgewogen werden, ob eine detaillierte Berechnung von Absterberaten und deren Berücksichtigung in Ausbreitungsmodellen zur Berechnung von Immissionskonzentrationen im nahen Umfeld von Tierhaltungsanlagen im Rahmen einer Kosten-Nutzen-Abwägung nicht auch pragmatisch angegangen werden kann. Beim Langstreckentransport von Mikroorganismen über die Luft sähe das jedoch sicherlich anders aus.

9 Ausblick

Eine Quantifizierung der Einflüsse von Globalstrahlung, Temperatur, relative Luftfeuchte und Ozon, auf die Überlebensraten von luftgetragenen Staphylokokken, wie sie für die Verbesserung von Ausbreitungsmodellen benötigt wird, ist auf Grundlage der in diesem Projekt erhobenen Daten im Prinzip möglich. Ein wichtiger Aspekt bei der Implementierung der Daten in Ausbreitungsrechnungen ist jedoch, in wieweit später in der Praxis entsprechende Werte für z. B. die Globalstrahlung verfügbar sind. Möglicherweise kann es auch zielführender sein, Überlebensraten für die Temperatur oder sogar für Wertekombinationen vorzugeben. Evtl. ist auch ein pragmatisches Vorgehen sinnvoll, da der Einfluss der Implementierung einer Überlebensrate nach den jetzigen Erkenntnissen voraussichtlich keinen großen Einfluss auf die Berechnung von Jahresmittelwerten der Immissionen im Umfeld von Tierhaltungsanlagen haben wird. Anders sähe es jedoch evtl. bei der Berechnung von Zeitreihen aus, oder wenn der Langstreckentransport von Mikroorganismen betrachtet werden soll. Auf Grundlage der in diesem Projekt erhobenen Daten, sowie der beschriebenen Praxisbedingungen müssen die oben genannten Aspekte und Fragestellungen sorgfältig geprüft werden. Wie die Implementierung der Daten in Ausbreitungsmodelle im Detail erfolgen kann, dazu soll zeitnah eine Arbeitsgruppe des VDI eine Empfehlung abgeben. Diese befasst sich mit Eingabeparametern für Ausbreitungsrechnungen und arbeitet z. Zt. an der Erstellung eines entsprechenden Statusreports. In diesen sind bereits die Daten des Vorgängerprojekts „DiBiEm“ eingeflossen und sollen nun durch die vorliegenden Daten ergänzt werden.

10 Danksagung

Wir danken Dr. Ulf Janicke vom Ingenieurbüro Janicke GbR, Überlingen, für seinen fachlichen Input zu Ausbreitungsrechnungen. Wir danken ebenso Frau Dr. Mietke Hoffmann von der Staatlichen Betriebsgesellschaft für Umwelt und Landwirtschaft, Nossen, für die praktische Unterstützung der Identifizierung von Staphylokokkenspezies im nativen Hühnerstallstaub.

Literaturverzeichnis

- ANDERSON, J. D. (1966): Biochemical studies of lethal processes in aerosols of *Escherichia coli*. J. Gen. Microbiol. 45(2), S. 303-313.
- ANDERSEN, J. D., COX, C. S. (1967): Microbial survival. In: Gregory PH and Monteith JL (eds.) Airborne microbes, Cambridge University Press, Cambridge, UK, S. 213-226.
- BAER, S., CLAUB, M., ESEN, C., OSTENDORF, A. (2013): Effect of internal droplet circulation in a single-axis ultrasonic levitator on the survival of *Saccharomyces cerevisiae* yeast cells. International Congress on Ultrasonics (ICU 2013), May 2-5, 2013, Singapore.
- BAILEY, R., FIELDING, L., YOUNG, A., GRIFFITH, C. (2007): Effect of ozone and open air factor against aerosolized *Micrococcus luteus*. J. Food. Prot. 70(12), S. 2769-2773.
- BAYERISCHES LANDESAMT FÜR UMWELT (2015): Ermittlung der Bioaerosolbelastung im Umfeld von Mastgeflügelanlagen; Endbericht Teil 1 zum Forschungsvorhaben P 2110
- BEARD, C. W., ANDERSON, D. P. (1967): Aerosol Studies with Avian Mycoplasma. I. Survival in the air. Avian Diseases 11(1), S. 55-59.
- BEEBE, J. M., PIRSCH, G. W. (1958): Responses of air-borne species of *Pasteurella* to artificial radiation simulating sunlight under different conditions of relative humidity. Appl. Microbiol., 6, S. 127-138.
- BEEBE, J. M. (1959): Stability of disseminated aerosols of *Pasteurella tularensis* subjected to simulated solar radiations at various humidities. J. Bacteriol. 78(1), S. 18-24.
- BENBOUGH, J. E. (1967): Death Mechanisms in Airborne *Escherichia coli*. J. gen. Microbiol. 47, S. 325-333.
- BENBOUGH, J.E., HOOD, A. M. (1971): Viricidal activity of open air. J. Hyg. (Lond). 69(4), S. 619-626.
- BERENDT, R. P., DORSEY, E. L. (1971): Effect of simulated solar radiation and sodium fluorescein on the recovery of Venezuelan Equine Encephalomyelitis virus from aerosols. Appl. Microbiol. 21(3), S. 447-450.
- BERENDT, R. F. (1980): Survival of *Legionella pneumophila* in aerosols: effect of relative humidity. J. Inf. Dis. 141, S. 689.
- BERENDT, R. F. (1981). Influence of blue-green algae (cyanobacteria) on survival of *Legionella pneumophila* in aerosols. Inf. Im. 32, S. 690-692.
- BERTOLINI V., GANDOLFI I., AMBROSINI R., BESTETTI G., INNOCENTE E., RAMPAZZO G., FRANZETTI A. (2013): Temporal variability and effect of environmental variables on airborne bacterial communities in an urban area of Northern Italy. Appl. Microbiol. Biotechnol. 97, S. 6561-6570.
- BOGOSIAN, G., BOURNEUF, E. V. (2001): A matter of bacterial life and death. EMBO reports 2(9), S. 770-774.
- BORLÉE, F., YZERMANS, C. J., AALDERS, B., ROOIJACKERS, J., KROP, E., MAASSEN, C. B. M., SCHELLEVIS, F., BRUNEKREEF, B., HEEDERIK, D., SMIT, L. A. M. (2017): Air Pollution from Livestock Farms is Associated with Airway Obstruction in Neighboring Residents. Am. J. Respir. Crit. Care Med. doi: 10.1164/rccm.201701-0021OC.
- BRĄGOSZEWSKA E., PASTUSZKA J.S. (2018): Influence of meteorological factors on the level and characteristics of culturable bacteria in the air in Gliwice, Upper Silesia (Poland). Aerobiologia. 34, S. 241-255.
- BUCHBINDER, L. (1942): Studies on microorganisms in simulated room environments. III. The survival rates of streptococci in the presence of natural daylight and sunlight and artificial illumination. J. Bacteriol., 42, S. 353-366.
- CHANG, J. C. H., OSSOF, S. F., LOBE, D. C., DORFMANN, M. H., DUMAIS, C. M., QUALLIS, R. G., JOHNSON, J. D. (1985): UV inactivation of pathogenic and indicator microorganisms. Appl. Environl. Microbiol. 49, S. 1361-1366.

- CHEMNITZ, CH, DEWITZ, I. (2021): Zoonosen: Tierproduktion, Pandemie und Gesundheit. In: Fleischatlas 2021, Heinrich Böll Stiftung, 1. Auflage, <https://www.boell.de/de/fleischatlas>
- CLAUß, M., KOLCH, A., MANNESMANN, R. (2005): Photoreactivation of *Escherichia coli* and *Yersinia enterocolitica* after irradiation with a 222 nm excimer lamp compared to a 254 nm low-pressure mercury lamp. *Acta hydrochim. hydrobiol.* 33(5), S. 579-584.
- CLAUß, M. (2006): Higher effectiveness of photoinactivation of bacterial spores, UV resistant bacteria and mold spores with 222 nm compared to 254 nm wavelength. *Acta hydrochim hydrobiol.*, 34, S. 525-532.
- CLAUß, M., HOPPE, A., HARTUNG, J. (2013): Fluorescence microscopic investigation of airborne particles and micro-organisms in an exhibition hall during an international trade fair. *Gefahrstoffe-Reinhaltung der Luft* 73(5), S. 220-226.
- CLAUß, A. C. (2014): Mikrobiologische Belastungen in alternativen Legehennenhaltungen aus Sicht des Arbeits- und Umweltschutzes. Dissertation Universität Witten/Herdecke, Fakultät für Gesundheit.
- CLAUß, M., HUF, A., SPRINGORUM, A. C. (2016): An unconventional bioaerosol chamber for tenacity studies of airborne microorganisms under almost ambient air conditions. Book of Abstracts, Bioaerosol Chamber Expert Meeting, April 14 – 15, 2016, Vienna/Austria, 4.
- CLAUß, M., LINKE, S., SPRINGORUM, A. C. (2018): Größenfraktionierte und kontinuierliche Messung von Bioaerosolen in der Emission von Geflügelhaltungen. Schriftenreihe des LfULG, Heft 5/2018, Sächsisches Landesamt für Umwelt, Landwirtschaft und Geologie, <https://publikationen.sachsen.de/bdb/artikel/31295>, letzter Zugriff am 30.10.2021.
- CLAUß, M. (2020): Emission von Bioaerosolen aus Tierhaltungsanlagen - Methoden und Ergebnisse verfügbarer Bioaerosoluntersuchungen in und um landwirtschaftliche Nutztierhaltung. Thünen Working Paper 138. https://www.thuenen.de/media/publikationen/thuenen-workingpaper/ThuenenWorkingPaper_138.pdf, letzter Zugriff am 30.10.2021.
- COX, C. S. (1966): The survival of *Escherichia coli* sprayed into air and into nitrogen from distilled water and from solutions of protecting agents, as a function of relative humidity. *J. Gen. Microbiol.* 43(3), S. 383-399.
- COX, C. S., BALDWIN, F. (1967): The Toxic Effect of Oxygen Upon the Aerosol Survival of *Escherichia coli* b. *J. gen. Microbid.* 49, S. 115-117.
- COX, C. S., GOLDBERG, L. J. (1972): Aerosol survival of *Pasteurella tularensis* and the influence of relative humidity. *Appl. Microbiol.* 23(1), S. 1-3.
- COX, C. S. (1971): Aerosol Survival of *Pasteurella tularensis* Disseminated from the Wet and Dry States. *Appl. Microbiol.* 21(3), S 482-486.
- COX C. S. (1976): Inactivation Kinetics of Some Microorganisms Subjected to a Variety of Stresses. *Appl. Environ. Microbiol.* 31(6), S. 836-846.
- COX, C. S. (1989): Airborne bacteria and viruses. *Sci. Prog.* 73, S. 469-500.
- COX, C. S. (1993): Roles of water molecules in bacteria and viruses. *Orig. Life Evol. Biosph.* 23(1), S. 29-36.
- COX C. S. (1998): The microbiology of air. In Topley & Wilson's microbiology and microbial infections (eds L. Collier, A. Balows, M. Sussman), S. 339-350, 9th edn. London, UK, Arnold, Oxford University Press.
- DARK, F. A., CALLOW, D. S. (1973): The effect of growth conditions on the survival of airborne *E. coli*. In: Hers JF, Winkler KC, eds. 4th international symposium on aerobiology, Utrecht, Oosthoek, S. 97-99.
- DARK, F. A., NASH, T. (1970): Comparative toxicity of various ozonized olefins to bacteria suspended in air. *J. Hyg.* 69, S. 619-626.
- DAVIS, G. W., GRIESEMER, R. A., SHADDUCK, J. A., FARRELL, R. L. (1971): Effect of Relative Humidity on Dynamic Aerosols of Adenovirus 12. *Appl. Microbiol.* 21(4), S. 676-679.

- DENNIS, P. J., LEE, J. V. (1988): Differences in aerosol survival between pathogenic and non-pathogenic strains of *Legionella pneumophila* serogroup 1. J. Appl. Bacteriol. 65(2), S. 135-141.
- DEOME, K. B. (1944): The effect of temperature, humidity and glycol vapour on the viability of airborne bacteria. Amer. J. Hyg. 40, S. 239-240.
- DGUV (DEUTSCHE GESETZLICHE UNFALLVERSICHERUNG) (2011): Tabelle der angezeigten und anerkannten Berufskrankheiten, In: Gesundheitsberichterstattung des Bundes.
- DIMMICK, R. L. (1960): Characteristics of dried *Serratia marcescens* in the airborne state. J. Bacteriol. 80(3), S. 289-296.
- DIN EN 13098:2001-02 Arbeitsplatzatmosphäre; Leitlinien für die Messung von Mikroorganismen und Endotoxinen in der Luft, Deutsche Fassung EN 13098:2000 (Workplace atmospheres; Guidelines for measurement of airborne microorganisms and endotoxin; German version EN 13098: 2000). Berlin, Beuth Verlag.
- DINTER, P. S., MÜLLER, W. (1984): Tenacity of bacteria in the airborne state. III. Model studies on the epidemiology of *Pasteurella multocida* influenced by a tropical climate. Zentralbl. Bakteriologie, Mikrobiologie, Hygiene. B 179, S. 139-150.
- DINTER, P. S., MÜLLER, W. (1988): The tenacity of bacteria in the airborne state. VI. Tenacity of airborne *S. senftenberg*. Zentralblatt für Bakteriologie, Mikrobiologie und Hygiene. Serie B, Umwelthygiene, Krankenhaushygiene, Arbeitshygiene, Präventive Medizin 186(3), S. 278-288.
- DONALDSON, A. I. (1972): The influence of relative humidity on the aerosol stability of different strains of foot-and-mouth disease virus suspended in saliva. J. Gen. Virol. 15(1), S. 25-33.
- DONALDSON, A. I., FERRIS, N. P. (1975): The Survival of Foot-and-Mouth Disease Virus in Open Air Conditions. J. Hyg. 74(3), S. 409-416.
- DOUGLAS, P., ROBERTSON, S., GAY, R., HANSELLA, A. L., GANT, T. W. (2018): A systematic review of the public health risks of bioaerosols from intensive farming. Int.J. Hyg. Environ. Health 221(2), S. 134-173.
- DRUETT, H. A., MAY, K.R. (1968). Unstable germicidal pollutant in rural air. Nature 220, S. 395.
- DUNKLIN, E. W., PUCK, T. T. (1948): The lethal effect of relative humidity on airborne bacteria. J. Exp. Med. 87(2), S. 87-101.
- EAMES, I., TANG, J. W., LI, Y., WILSON, P. (2009): Airborne transmission of disease in hospitals. J. R. Interface 6, S. 697-702.
- ENGLEY, F. B.; JR. (1955): The persistence (survival) of microorganisms. I. Air-borne organisms. Texas Reports on Biology and Medicine, 13, S. 712-757.
- EHRlich, R., MILLER, S., WALKER, R. (1970): Relationship between Atmospheric Temperature and Survival of Airborne Bacteria. Appl. Microbiol. 19(2), S. 245-249.
- EHRlich, R., MILLER, S. (1971): Effect of relative humidity and temperature on airborne Venezuelan equine encephalitis virus. Appl. Microbiol. 22(2), S. 194-199.
- EHRlich, R., MILLER, S. (1973): Survival of airborne *Pasteurella tularensis* at different atmospheric temperatures. Appl. Microbiol. 25(3), S. 369-372.
- EHRlich, R., MILLER, S., WALKER, R. L. (1970): Effects of atmospheric humidity and temperature on the survival of airborne *Flavobacterium*. Appl. Microbiol. 20(6), S. 884-887.
- ELAZAHARY, M.A.S.Y., DERBYSHIRE, J. B. (1979a): Effect of temperature, relative humidity and medium on the aerosol stability of Infectious Bovine Rhinotracheitis Virus. Can. J. Comp. Med. 43, S. 158-167.
- ELAZAHARY, M.A.S.Y., DERBYSHIRE, J. B. (1979b): Aerosol stability of Bovine Parainfluenza Type 3 Virus. Can. J. Comp. Med. 43, S. 295-304.
- ELAZAHARY, M.A.S.Y., DERBYSHIRE, J. B. (1979c): Aerosol stability of Bovine Adenovirus Type 3. Can. J. Comp. Med. 43, S. 305-312.

- FANG, Z., GUO, W., ZHANG, J., LOU, X. (2018): Influence of Heat Events on the Composition of Airborne Bacterial Communities in Urban Ecosystems. *Int. J. Environ. Res. Public Health* 19(15), S. 2295.
- FEDORAK, P. M., WESTLAKE, D.W.S. (1978): Effect of sunlight on bacterial survival in transparent air samplers. *Can. J. Microbiol.* 24, S. 618-619.
- GANNON, B. W., HAYES, C. M., ROE, J. M. (2007): Survival rate of airborne *Mycobacterium bovis*. *Res. Vet. Sci.* 82(2), S. :169-172.
- GERSTNER, D., WALSER, S., BRENNER, B, BÜNGER, J., EIKMANN, T., KOLB, S, KOLK, A., NOWAK, D. RAULF, M., SAGUNSKI, H., SEDLMAIER, N., SUCHENWIRTH, R., WIESMÜLLER, G., WOLLIN, K.-M., TESSERAUX, I., HERR, C. (2015): Ableitung gesundheitsbasierter Beurteilungswerte für Bioaerosole. *Das Gesundheitswesen* 77.
- GOLDBERG, L. J., WATKINS, H. M., BOERKE, E. E., CHATIGNY, M. A. (1958): The use of a rotating drum for the study of aerosols over extended periods of time. *Am. J. Hyg.* 68(1), S. 85-93.
- GOOSEN, N., MOOLENAAR, G. F. (2008): Repair of UV damage in bacteria. *DNA Repair* 7, S. 353-379.
- HAMBLETON, Y. P., BROSTER, M. G., DENNIS, P. I., HENSTRIDGE, R., FITZGERALD, R., CONLAN, J. W. (1983): Survival of virulent *Legionella pneumophila* in aerosols. *J. Hyg. Camb.* 90, S. 451-460.
- HARM, W. (1980): Biological effects of ultraviolet radiation. Cambridge University Press .
- HANDLEY, B. A., WEBSTER, A. J. F. (1995): Some factors affecting the airborne survival of bacteria outdoors. *J. Appl. Bacteriol.* 79(4), S. 368-378.
- HARPER, G. J. (1961): Airborne micro-organisms: survival tests with four viruses. *J. Hyg. Camb.* 59, S. 479-486.
- HARRISON, R. M., JONES, A. M., BIGGINS, P. D. E., POMEROY, N., COX, C. S., KIDD, S. P., HOBMAN, J. L., BROWN, N. L., BESWICK, A. (2005): Climate factors influencing bacterial count in background air samples. *Int. J. Biometeorol.* 49, S. 167-178.
- HATCH. M. T., DIMMICK, R. L. (1966): Physiological responses of airborne bacteria to shifts in relative humidity. *Bacteriol. Rev.* 30(3), S. 597-603.
- HATCH, M. T., WRIGHT, D. N., BAILEY, G. D. (1970): Response of airborne *Mycoplasma pneumonia* to abrupt changes in relative humidity. *Appl. Microbiol.* 19(2), S. 232-238.
- HAYAKAWA, I., POON, C. (1965): Short Storage Studies on the Effect of Temperature and Relative Humidity on the Viability of Airborne Bacteria. *Am. Ind. Hyg. Assoc. J.* 26(2), S.150-160.
- HEEDERIK, D. J. J., IJZERMANS, C. J. (2011): Mogelijke effecten van intensieve veehouderij op de gezondheid van omwonenden: Onderzoek naar potentiële blootstelling en gezondheidsproblemen. Utrecht: IRAS Universiteit Utrecht, Nivel, RIVM. (in niederländisch).
- HEIDELBERG, J. F., SHAHAMAT, M., LEVIN, M., RAHMAN, I., STELMA, G., GRIM, C., COLWELL, R. R. (1997): Effect of aerosolization on culturability and viability of gram-negative bacteria. *Appl. Environ. Microbiol.* 63(9), S. 3585-3588.
- HESS, G. E. (1965): Effects of Oxygen on Aerosolized *Serratia marcescens*. *Appl. Microbiol.* 13(5), S. 781-787.
- HOBDAY, R. A., DANCER, S. J. (2013): Roles of sunlight and natural ventilation for controlling infection: historical and current perspectives. *J.Hosp. Inf.* 84(4), S. 271-282.
- HOEKSMAN, P., AARNINK, A., OGINK, N. (2015): Effect of temperature and relative humidity on the survival of airborne bacteria. Wageningen UR Livestock Research Wageningen.
- HOOD, A. M. (1961): Infectivity of *Pasteurella tularensis* clouds. *J. Hyg. (Lond)* 59(4), S. 497-504.
- HOOD, A. M. (1971). An indoor system for the study of biological aerosols in open air conditions. *J. Hyg. Camb.* 69, S. 607-617.
- HOOD, A. M. (1974). Open-air factors in enclosed systems. *J. Hyg., Camb.* 72, S. 53-60.

- HOOPMANN, M., HEHL, O., NEISEL, F., WERFEL, T. (2006): Zusammenhang zwischen Bioaerosolen aus Tierhaltungsanlagen und asthmatischen Symptomen bei Kindern. *Gesundheitswesen* 68(8/09), S. 575-584.
- HUSSEIN, F. R. K. (2009): Real time detection of airborne fungal spores and investigations into their dynamics in indoor air. Thesis at Queensland university of Technology.
- IJAZ, M.K., SATTAR, S.A., JOHNSON-LUSSENBURG, C.M., SPRINGTHORPE, V.S. (1985a): Effect of relative humidity, atmospheric temperature, and suspending medium on the airborne survival of human Rotavirus. *Can. J. Microbiol.* 31, S. 681-685.
- IJAZ, M.K., BRUNNER, A.H., SATTAR, S.A., NAIR, R.C., JOHNSON-LUSSENBURG, C.M. (1985b): Survival characteristics of airborne human Coronavirus 229E. *J. Gen. Virol.* 66, S. 2743-2748.
- IJAZ, M. K., SATTAR, S.A. ALKARMI, T., DAR, F. K., BHATTI, A. R., ELHAG, K. M. (1994): Studies on the survival of aerosolized bovine rotavirus (UK) and a murine rotavirus. *Comp. Im. Microbiol. Inf. Dis.* 17(2), S. 91-98.
- JARNYCH (ZIT NACH SACHBANOV, A. A. (1970): Überlebensfähigkeit und zelluläre Veränderungen der Mikroorganismen nach Temperatureinwirkung auf ihre Aerosole. *Trydy VN IIVS* 35, S. 24-34.
- JONES, A. M., HARRISON, R. M. (2004): The effects of meteorological factors on atmospheric bioaerosol concentrations - a review. *Sci. Tot. Environ.* 326(1-3), S. 151-180.
- KAPLAN, R. (1955): Mutation und Tötung durch UV in Bakterien verschiedenen Wassergehalts. *Die Naturwissenschaften* 42(7), S. 184-185.
- KETHLEY, T. W., FINCHER, E. L., COWN, W. B. (1957): The effect of low temperatures on the survival of airborne bacteria. Arctic aeromedical laboratory LADD airforce base, Alaska. March 1957.
- KO, G., FIRST, M. W., BURGE, H. A. (2000): Influence of relative humidity on particle size and UV sensitivity of *Serratia marcescens* and *Mycobacterium bovis* BCG aerosols. *Tuber. Lung Dis.* (4-5), S. 217-228.
- KOLK, A., VAN GELDER, R., SCHNEIDER, G., GABRIEL (2009): Mikrobiologische Hintergrundwerte in der Außenluft – Auswertung der BGIA-Expositionsdatenbank MEGA. *Gefahrstoffe – Reinhaltung der Luft* 69(4), S. 130-136.
- KOURNIKAKIS, B., NETOLITZKY, D., FILDES, J. (1988): Effects of temperature and relative humidity on the survival of Newcastle Disease Virus aerosols in the rotating drum. DEFENCE RESEARCH ESTABLISHMENT SUFFIELD RALSTON, ALBERTA, SUFFIELD MEMORANDUM NO. 1261.
- KUNDSIN, R. B. (1968): Aerosols of Mycoplasmas, L Forms and bacteria: Comparison of particle size, viability, and lethality of ultraviolet radiation. *Appl. Microbiol.* 16(1), S. 143-146.
- KYAW, S. M., HARPER, G. (1983): The effect of relative humidity and temperature on the survival of bovine rotavirus in aerosol. *Arch. Virol.* 76(3), S. 211-216.
- LAI-LEITFADEN (2014): Leitfaden zur Ermittlung und Bewertung von Bioaerosol-Immissionen der Bund/Länderarbeitsgemeinschaft für Immissionsschutz.
https://www.hlnug.de/fileadmin/downloads/luft/Leitfaden-Bioaerosole_31-01-2014.pdf
- LIGHTHART, B. (1973): Survival of airborne bacteria in a high urban concentration of carbon monoxide. *Appl. Microbiol.* 25(1), S. 86-91.
- LIGHTHART, B., FRISCH, A. S. (1976): Estimation of viable airborne microbes downwind from a point source. *Appl. Environ. Microbiol.* 31(5), S. 700-704.
- LIGHTHART, B., SHAFFER, B. T. (1997): Increased Airborne Bacterial Survival as a Function of Particle Content and Size. *Aerosol Sci. Technol.* 27(3), S. 439-446.
- LIN, C.-Y., LI, C.-S. (2002): Control Effectiveness of Ultraviolet Germicidal Irradiation on Bioaerosols. *Aerosol Sci. Technol.* 36(4), S. 474-478.
- LINAKE, C., SMEDLEY, J. (2002): Respiratory illness in agricultural workers. *Occup. Med.* 52(8), S. 451-459.

- MARTHI, B. V. P., FIELAND, M., WALTER, SEIDLER, R. J. (1990): Survival of bacteria during aerosolization. *Appl. Environ. Microbiol.* 56(11), S. 3463-3467.
- MAY, K. R., DRUETT, H. A. (1968): A microthread technique for studying the viability of microbes in a simulated airborne state. *J. General Microbiol.* 51, S. 353-367.
- MAY, K. R., DRUETT, H. A., PACKMAN, L. P. (1969): Toxicity of open air to a variety of microorganisms. *Nature* 22;221(5186), S. 1146-1147.
- MCDERMID, A.S., LEVER, M.S. (1996): Survival of *Salmonella enteritidis* PT4 and *Salm. typhimurium* Swindon in aerosols <https://doi.org/10.1111/j.1472-765X.1996.tb00042.x>, letzter Zugriff am 30.10.2021.
- MILLER, W. S., ARTENSTEIN, M. S. (1967): Aerosol stability of three acute respiratory disease viruses. *Proc. Soc. Exp. Biol. Med.* 125, S. 222-227.
- MOE, K., HARPER G.J. (1983): The effect of relative humidity and temperature on the survival of Bovine Rotavirus in aerosol. *Arch. Virol.* 76, S. 211-216.
- MOULI, P.C., MOHAN S.V., REDDY S.J. (2005): Assessment of microbial (bacteria) concentrations of ambient air at semi-arid urban region: Influence of meteorological factors. *Appl. Ecol. Environ. Res.* 3, S. 139-149.
- MÜLLER, W., GRÖNING, K. (1981): Die Tenazität von Bakterien im luftgetragenen Zustand. II. Mitteilung: Experimentelle Untersuchung zur Bestimmung der Absterbekonstante beta für Kokken. *Zbl. Bakt. Hyg., I.Abt.Orig.B.* 173, S. 180-187.
- MÜLLER, W., GRÖNING, K., HARTMANN, F (1981): Die Tenazität von Bakterien im luftgetragenen Zustand. I. Mitteilung: Experimentelle Untersuchung zur Bestimmung der Absterbekonstante β_{biol} für *E. coli*, *Salmonella* spp. und *P. multocida*. *Zbl. Bakt. Hyg.* 172, S. 367-376.
- MÜLLER, W., DINTER, P-S. (1986): Die Tenazität von Bakterien im luftgetragenen Zustand. IV. Mitteilung: Experimentelle Untersuchungen zur Lebensfähigkeit luftgetragener *E. coli* unter dem Einfluss unterschiedlicher Temperatur und Luftfeuchtigkeit. *Zbl. Bakt. Hyg.* 262(3), S. 304-312.
- PAEZ-RUBIO, T., PECCIA, J. (2005). Estimating Solar and Nonsolar Inactivation Rates of Airborne Bacteria. *J. Environ. Eng.* 131(4), S. 512-517.
- PECCIA, J., WERTH, H. M., MILLER, S., HERNANDEZ, M. (2001): Effects of Relative Humidity on the Ultraviolet Induced Inactivation of Airborne Bacteria. *Aerosol Sci. Technol.* 35(3), S. 728-740.
- PUSKAR, L., TUCKERMANN, R., FROSCH, T., POPP, J., LY, V., MCNAUGHTON, D., WOOD, B. R. (2007): Raman acoustic levitation spectroscopy of red blood cells and *Plasmodium falciparum* trophozoites. *Lab Chip*, 7, S. 1125-1130.
- RADON, K., SCHULZE, A., STRIE,N R., EHRENSTEIN, V., PRAML, G., NOWAK, D. (2005): Atemwegsgesundheit und Allergiestatus bei jungen Erwachsenen in ländlichen Regionen Niedersachsens. *Pneumologie.* 59(12), S. 897-900.
- RILEY, R. L., KAUFMAN, J. E. (1972): Effect of relative humidity on the inactivation of airborne *Serratia marcescens* by ultraviolet radiation. *Appl. Microbiol.* 23(6), S. 1113-1120.
- ROLLE, M., MAYR, A. (Hrsg.) (2002): Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre. Enke Verlag Stuttgart, 7. Aufl., S. 27, 83.
- RÜDEN, H., THOFERN, E., FISCHER, P., MIHM, U. (1978): Airborne Microorganisms: Their occurrence, distribution and dependence on environmental factors – Especially on organic compounds of air – pollution. *Pageoph.* 116, S. 335-350.
- SATTAR, S. A., IJAZ, M. K., JOHNSON-LUSSENBURG, C. M., SPRINGTHORPE, V. S. (1984): Effect of relative humidity on the airborne survival of rotavirus SA11. *Appl. Environ. Microbiol.* 47(4), S. 879-881.
- SHAFFER, B.T., LIGHTHART, B. (1997): Survey of culturable airborne bacteria at four diverse locations in Oregon: Urban, rural, forest, and coastal. *Microb. Ecol.* 34, S.167–177.

- SAWYER, W. D., JEMSKI, J. V., HOGGE, A. L., EIGELSBACH, H. T., WOLFE, E. K., DANGERFIELD, H. G., GOCHENOUR, W. S., CROZIER, D. (1966): Effect of aerosol age on the infectivity of airborne *Pasteurella tularensis* for *Macaca mulatta* and man. *J. Bacteriol.* 91(6), S. 2180-2184.
- SLIEMAN, T. A., NICHOLSON, W. L. (2000): Artificial and solar UV radiation induces strand breaks and cyclobutane pyrimidine dimers in *Bacillus subtilis* spore DNA. *Appl. Environl. Microbiol.* 66(1), S. 199-205.
- SLIEMAN, T. A., NICHOLSON, W. L. (2001): Role of dipicolinic acid in survival of *Bacillus subtilis* spores exposed to artificial and solar UV radiation. *Appl. Environl. Microbiol.* 67(3), S. 1274-1279.
- SONGER, J. R. (1967): Influence of Relative Humidity on the Survival of Some Airborne Viruses. *Appl. Microbiol.* 15(1), S. 35-42.
- STATISTISCHES BUNDESAMT (letzter Zugriff 07.10.2021) https://www.destatis.de/DE/Themen/Branchen-Unternehmen/Landwirtschaft-Forstwirtschaft-Fischerei/Tiere-Tierische-Erzeugung/_inhalt.html
- STERSKY, A. K., HELDMAN, D. R. HEDRICK, T. I. (1972): Viability of Airborne *Salmonella newbrunswick* Under Various Conditions. *J. Dairy Sci.* 55(1), S. 14-18.
- TA-LUFT KABINETTSENTWURF (2020): Neufassung der Ersten Allgemeinen Verwaltungsvorschrift zum Bundes-Immissionsschutzgesetz (Technische Anleitung zur Reinhaltung der Luft – TA Luft) https://www.bmu.de/fileadmin/Daten_BMU/Download_PDF/Glaeserne_Gesetze/19._Lp/ta_luft_neu/Entwurf/ta_luft_neu_refe_bf.pdf (letzter Zugriff am 10.10.2021)
- TANG, J. W. (2009). The effect of environmental parameters on the survival of airborne infectious agents. *J. R. Soc. Interface* 6, S. 737-746.
- THEUNISSEN, H. J., LEMMENS-DEN TOOM, N. A., BURGGRAAF, A., STOLZ, E., MICHEL, M. F. (1993): Influence of temperature and relative humidity on the survival of *Chlamydia pneumoniae* in aerosols. *Appl. Environ. Microbiol.* 59(8), S. 2589-2593.
- THOMPSON, K-A., BENNETT, A. M., WALKER, J. T. (2011): Aerosol survival of *Staphylococcus epidermidis*. *J. Hospital Inf.* 78, S. 216-220.
- THORNE, P. S. (2007): Environmental health impacts of concentrated animal feeding operations: anticipating hazards searching for solutions. *Environ. Health Perspect.* 115(2), S. 296-297.
- THU, K. M. (2002): Public health concerns for neighbors of large-scale swine production operations. *J. Agric. Saf. Health* 8(2), S. 175-184.
- TONG, Y., LIGHTHART, B. (1997): A study of the relationship between pigmented outdoor atmospheric bacteria and solar radiation. *Photochem. Photobiol.* 65, S. 103-106.
- VDI 3945 Blatt 3 (2020): Umweltmeteorologie - Atmosphärische Ausbreitungsmodelle – Partikelmodell. Beuth Verlag, Berlin.
- VDI 4250 Blatt 1 (2014): Umweltmedizinische Bewertung von Bioaerosol-Immissionen – Wirkungen mikrobieller Luftverunreinigungen auf den Menschen. Beuth Verlag, Berlin.
- VDI 4250 Blatt 3 (2015): Bioaerosole und biologische Agenzien - Anlagenbezogene umweltmedizinisch relevante Messparameter und grundlegende Beurteilungswerte. Beuth Verlag, Berlin.
- VDI 4251 Blatt 3 (2015): Erfassen luftgetragener Mikroorganismen und Viren in der Außenluft – Anlagenbezogene Ausbreitungsmodellierung von Bioaerosolen. Beuth Verlag, Berlin.
- VDI 4252 Blatt 3 (2008): Abscheidung von luftgetragenen Bakterien mit Impingern nach dem Prinzip der kritischen Düse. Beuth Verlag, Berlin.
- VDI 4253 Blatt 3 (2017): Verfahren zum quantitativen kulturellen Nachweis der Bakterienkonzentration in der Luft - Verfahren nach Abscheidung in Flüssigkeiten. Beuth Verlag, Berlin.
- VDI 4253 Blatt 4 - Überprüft und bestätigt Bioaerosole und biologische Agenzien – Bestimmung der Gesamtzellzahl mittels Fluoreszenzanalyse nach Anfärbung mit DAPI. Beuth Verlag, Berlin.
- VDI 4255 Blatt 3 (2016): Emissionsfaktoren für Geflügelhaltung. Beuth Verlag, Berlin.

- VDI 4255 Blatt 4 (2017): Emissionsfaktoren für Schweinehaltung. Beuth Verlag, Berlin.
- VDI 4258 Blatt 1 (2017): Herstellung von Prüfbioaerosolen - Grundlagen und Anforderungen an Prüfbioaerosole. Beuth Verlag, Berlin.
- VDI 4258 Blatt 2 (2017): Bioaerosole und biologische Agenzien - Herstellung von Prüfbioaerosolen; Anforderungen an Testsysteme. Beuth Verlag, Berlin.
- VERREAULT, D., MARCOUX-VOISELLE, M., TURGEON, N., DUCHAINE, C. (2015): Resistance of Aerosolized Bacterial Viruses to Relative Humidity and Temperature. *Appl. Environ. Microbiol.* 81(20), DOI: 10.1128/AEM.02484-15
- VLODAVETS, V. V. (1979): Nachweis der Lebensfähigkeit von Bakterien im Aerosol. *Dok. Bw. Übers. aus d. Russ.*
- WHATES, C. M., HOWARD, K., WEBSTER, A. J. F. (1986): The survival of *Escherichia coli* in an aerosol at air temperatures of 15 and 30 °C and a range of humidities. *J. Hyg., Camb.* 97, S. 489-496.
- WEBB, S. J. (1969): The Effects of Oxygen on the Possible Repair of Dehydration Damage by *Escherichia coli*. *J. gen. Microbiol.* 58(3), S. 317-326.
- WELLS, W. R. AND RILEY, E. C. (1937): An investigation of the bacterial contamination of the air of textile mills with special reference to the influence of artificial humidification. *J. Ind. Hyg. and Toxicol.* 19, S. 513-561.
- WELLS, W. F.; ZAPPASOID, P. (1942): The Effect of Humidity on Beta Streptococci (Group C) Atomized into Air. *American Association for the Advancement of Science. Science*, S. 277-278.
- WILLIAMSON, A. E., AND GOTAAS, H. B. (1942): Aerosol Sterilization of Air-Borne Bacteria. *Am. Ind. Hyg. Assoc.* 3(1), S. 40-45.
- WON, W. D., ROSS, H. (1966): Effect of diluent and relative humidity on apparent viability of airborne *Pasteurella pestis*. *Appl. Microbiol.* 14(5), S. 742-745.
- WON, W. D., ROSS, H. (1969): Reaction of Airborne *Rhizobium meliloti* to Some Environmental Factors. *Appl. Microbiol.* 18(4), S. 555-557.
- WRIGHT, D. N., BAILEY, G. D., HATCH, M. T. (1968): Survival of airborne Mycoplasma as affected by relative humidity. *J. Bacteriol.* 95(1), S. 251-252.
- WRIGHT, D., N., BAILEY, G. D., GOLDBERG, L. J. (1969): Effect of temperature on survival of airborne *Mycoplasma pneumoniae*. *J. Bacteriol.* 99(2), S. 491-495.
- XUE, Y., NICHOLSON, W. L. (1996): The two major spore repair pathways, nucleotide excision repair and spore photoproduct lyase, are sufficient for the resistance of *Bacillus subtilis* spores to artificial UV-C and UV-B but not to solar radiation. *Appl. Environl. Microbiol.* S. 2221-2227.
- YAMAGUCHI, N., PARK, J., KODAMA, M., ICHIJO, T., BABA, T. (2014): Changes in the airborne bacterial community in outdoor environments following Asian dust events. *Microbes Environ.* 29, S. 82-88.
- ZHEN, Q., DENG, Y., WANG, Y., WANG, X., ZHANG, H., SUN, X., OUYANG, Z. (2017): Meteorological factors had more impact on airborne bacterial communities than air pollutants. *Sci. Tot. Environ.* 601-602, S. 703-712.

Anhang

Anhang 1 Daten der Versuche mit *S. xylosus*

Tabelle A 1: Klimadaten Außen: Wetter, Temperatur (T) und relative Luftfeuchte (RF)

Nr.	Datum	Wetter	Ø T. [°C]	Min. T [°C]	Max. T. [°C]	Ø RF [%]	Min. RF. [%]	Max. RF. [%]
1	07.08.2019	bedeckt	22,0	21,7	22,3	68	66	69
2	13.08.2019	wechselhaft	19,1	17,9	19,8	59	57	64
3	19.08.2019	sonnig	21,0	20,5	21,7	54	52	59
4	04.09.2019	bedeckt	17,6	17,5	17,7	66	65	68
5	12.09.2019	wechselhaft	22,1	21,7	22,5	67	64	71
6	17.10.2019	bedeckt	16,0	15,3	17,7	69	63	74
7	24.10.2019	bedeckt	12,2	12,0	12,3	92	91	92
8	28.10.2019	sonnig	12,0	11,3	13,6	66	60	70
9	07.11.2019	bedeckt, diesig	10,2	9,2	12,5	80	69	86
10	26.11.2019	bedeckt	8,1	7,2	9,8	76	68	81
11	04.12.2019	sonnig	5,3	4,6	6,9	72	64	75
12	12.12.2019	bewölkt, teilw. sonnig	5,9	4,6	9,2	71	56	77
13	19.12.2019	sonnig	9,6	9,3	10,5	70	66	72
14	08.01.2020	bedeckt, diesig	8,2	7,2	11,3	76	61	82
15	09.01.2020	bedeckt, diesig	11,2	10,2	14,2	76	63	82
16	15.01.2020	bedeckt, diesig	11,1	10,9	11,2	65	64	66
17	17.01.2020	sonnig	5,3	5,1	5,5	76	76	77
18	24.01.2020	bedeckt, kalt	-0,1	-0,1	0,0	86	83	87
19	27.01.2020	bedeckt	7,0	6,9	7,0	78	77	80
20	04.02.2020_A	bewölkt, teils sonnig	6,3	5,7	6,6	70	67	73
21	04.02.2020_B	bewölkt, teils sonnig	6,0	5,9	6,1	71	70	72

22	12.02.2020_A	bewölkt, teils sonnig	5,6	4,9	7,8	56	48	59
23	12.02.2020_B	bewölkt, teils sonnig	5,2	5,1	5,5	57	56	59
24	14.02.2020	bedeckt	6,9	6,8	7,0	84	83	86
25	19.02.2020_A	bewölkt, teils sonnig	6,1	5,7	6,7	73	70	76
26	19.02.2020_B	bewölkt, teils sonnig	6,3	5,8	7,0	68	65	72
27	26.02.2020	kalt, bedeckt, Nachts	0,6	0,5	0,7	91	90	92
28	27.05.2020_A	sonnig, teils wolkig	22,5	21,9	23,0	41	39	44
29	27.05.2020_B	sonnig	NA	NA	NA	NA	NA	NA
30	04.06.2020	bewölkt	16,7	16,2	17,0	74	71	77
31	22.07.2020_A	sonnig mit Quellwolken	19,6	18,9	20,2	54	52	56
32	22.07.2020_B	bewölkt	18,9	18,6	19,2	55	53	58
33	23.07.2020_A	klarer Himmel, sonnig	20,6	20,4	20,8	46	44	48
34	23.07.2020_B	klarer Himmel, sonnig	22,2	21,9	22,5	36	33	41
35	28.07.2020_A	sonnig und Wolken	23,4	23,2	23,9	58	56	59
36	28.07.2020_B	sonnig mit Quellwolken	23,3	22,6	23,8	56	54	58
37	30.07.2020_A	sonnig, leicht bewölkt	19,3	19,0	19,7	50	48	51
38	30.07.2020_B	klarer Himmel, sonnig	22,2	21,7	22,6	40	38	42
39	20.08.2020_A	sonnig mit Quellwolken	26,7	26,2	27,4	51	49	53
40	20.08.2020_B	Versuch in Halle	27,4	27,4	27,5	54	53	55
41	08.09.2020_A	bedeckt	16,6	16,5	16,9	65	64	66
42	08.09.2020_B	sonnig, teils bewölkt	20,1	19,8	20,3	54	52	57
43	10.09.2020_A	sonnig	19,5	18,7	20,5	62	56	67
44	10.09.2020_B	sonnig	18,8	17,4	19,5	59	55	64
45	22.10.2020_A	Versuch in Halle	21,4	21,3	21,5	52	51	53
46	22.10.2020_B	Versuch in Halle	21,9	21,8	22,1	50	49	52
47	09.12.2020_A	diesig, stark bewölkt	3,6	3,1	4,1	82	78	84
48	09.12.2020_B	diesig, stark bewölkt	3,2	3,2	3,3	86	85	87
49	01.02.2021_A	bedeckt, Schneefall	-2,4	-2,5	-2,4	80	79	82

50	01.02.2021_B	bedeckt	-1,5	-1,7	-1,4	74	72	78
51	11.02.2021_A	Sonne-Wolken-Mix	-5,3	-5,5	-4,9	70	68	70
52	11.02.2021_B	leichte Bewölkung	-3,8	-4,0	-3,4	64	62	66

NA: keine Werte vorhanden

Tabelle A 2: Klimadaten Außen: Ozonkonzentration und Globalstrahlung

Nr.	Mittelwert Ozon [ppm]	Min. Ozon [ppm]	Max. Ozon [ppm]	Mittelwert Globalstrahlung [W/m ²]
1	0,0216	0,0201	0,0231	208
2	0,0275	0,0263	0,0286	347
3	0,0273	0,0256	0,0295	613
4	0,0200	0,0173	0,0218	77
5	0,0153	0,0143	0,0170	192
6	0,0212	0,0201	0,0225	86
7	0,0049	0,0046	0,0052	61
8	0,0206	0,0195	0,0214	249
9	0,0085	0,0078	0,0096	108
10	0,0034	0,0034	0,0035	75
11	0,0134	0,0119	0,0146	69
12	0,0141	0,0134	0,0153	103
13	0,0098	0,0090	0,0104	104
14	0,0185	0,0180	0,0188	28
15	0,0113	0,0103	0,0119	21
16	0,0288	0,0276	0,0293	48
17	0,0156	0,0137	0,0168	34
18	0,0077	0,0074	0,0079	44
19	0,0188	0,0181	0,0193	28
20	0,0296	0,0289	0,0304	201
21	0,0301	0,0289	0,0307	134
22	0,0287	0,0243	0,0313	149
23	0,0325	0,0322	0,0329	92
24	0,0251	0,0244	0,0260	101
25	0,0300	0,0289	0,0308	217

26	0,0309	0,0305	0,0313	204
27	0,0203	0,0173	0,0235	5
28	0,0382	0,0334	0,0429	830
29	NA	NA	NA	978
30	0,0243	0,0215	0,0276	115
31	0,0231	0,0215	0,0242	430
32	0,0301	0,0285	0,0312	162
33	0,0285	0,0273	0,0295	619
34	0,0349	0,0330	0,0360	819
35	0,0226	0,0221	0,0234	580
36	0,0249	0,0244	0,0258	516
37	0,0313	0,0305	0,0315	658
38	0,0362	0,0342	0,0373	800
39	0,0365	0,0343	0,0386	548
40	0,0389	0,0367	0,0409	6
41	0,0237	0,0225	0,0245	171
42	0,0279	0,0270	0,0295	362
43	0,0157	0,0144	0,0173	530
44	0,0252	0,0235	0,0268	530
45	0,0139	0,0118	0,0147	5
46	0,0151	0,0124	0,0173	5
47	0,0015	0,0012	0,0020	32
48	0,0016	0,0011	0,0017	36
49	0,0125	0,0114	0,0134	73
50	0,0179	0,0151	0,0193	106
51	0,0230	0,0224	0,0238	173
52	0,0261	0,0257	0,0268	217

NA: keine Werte vorhanden

Tabelle A 3: Klimadaten in der Kammer: Temperatur (T), relative Luftfeuchte (RF), Ozonkonzentration und Globalstrahlung (GS)

Nr.	Ø T. [°C]	Min. T. [°C]	Max. T. [°C]	Ø RF [%]	Min. RF [%]	Max. RF [%]	Ø Ozon [ppm]	Min. Ozon [ppm]	Max. Ozon [ppm]	Ø GS [W/m ²]	Min. GS [W/m ²]	Max. GS [W/m ²]
1	25,2	24,2	25,8	59	57	77	0,0180	0,0144	0,0187	173	222	90
2	25,6	23,2	27,5	45	40	59	0,0190	0,0169	0,0224	290	723	694
3	31,6	28,1	33,8	34	30	43	0,0197	0,0161	0,0273	512	603	385
4	19,3	19,1	19,6	62	60	69	0,0129	0,0114	0,0145	65	76	20
5	24,1	23,2	25,0	62	59	68	0,0093	0,0073	0,0117	160	550	501
6	18,8	17,8	20,4	61	56	65	0,0134	0,0119	0,0143	72	83	19
7	15,2	14,6	16,3	77	72	80	0,0034	0,0029	0,0036	51	57	13
8	18,4	17,4	20,1	50	46	53	0,0116	0,0093	0,0140	208	267	207
9	15,6	13,8	18,1	60	52	66	0,0054	0,0048	0,0062	90	105	34
10	14,7	12,1	17,9	54	45	61	0,0024	0,0022	0,0028	63	74	21
11	11,8	9,3	15,6	51	41	58	0,0082	0,0070	0,0092	57	63	11
12	13,2	10,6	17,2	49	40	55	0,0088	0,0078	0,0098	86	99	39
13	15,0	13,2	17,9	53	45	59	0,0062	0,0058	0,0066	87	119	50
14	13,8	11,1	17,7	56	41	65	0,0109	0,0102	0,0116	23	29	10
15	15,4	13,3	18,7	62	51	69	0,0072	0,0054	0,0081	17	23	12
16	14,2	12,8	16,5	56	47	59	0,0190	0,0171	0,0209	40	49	14
17	10,6	7,8	15,7	57	44	65	0,0102	0,0080	0,0122	29	32	7
18	11,5	7,3	17,3	43	31	53	0,0050	0,0043	0,0056	37	42	11
19	13,4	10,3	18,0	54	43	63	0,0119	0,0098	0,0136	24	27	7
20	13,1	12,1	14,8	50	46	52	0,0172	0,0073	0,0214	168	275	179
21	12,1	10,4	15,5	52	42	57	0,0224	0,0203	0,0248	112	175	90
22	11,6	9,7	15,3	43	36	46	0,0174	0,0144	0,0205	124	253	198
23	11,1	8,9	15,0	43	36	48	0,0239	0,0226	0,0264	76	139	81
24	10,9	10,1	13,1	66	54	70	0,0156	0,0136	0,0171	84	115	60
25	11,8	11,0	13,6	54	46	57	0,0183	0,0165	0,0197	181	371	271
26	11,2	10,4	13,5	53	46	56	0,0225	0,0190	0,0258	171	518	488
27	6,5	4,0	10,2	63	53	71	0,0117	0,0109	0,0128	4	4	0
28	30,4	23,9	35,3	32	24	47	0,0261	0,0229	0,0355	693	723	143

29	23,2	NA	NA	39	NA	NA	0,0379	NA	NA	817	0	0
30	18,0	17,9	18,2	69	62	73	0,0157	0,0134	0,0184	96	106	16
31	36,7	32,8	43,7	25	19	29	0,0160	0,0146	0,0171	359	561	348
32	26,1	23,0	29,8	40	33	44	0,0221	0,0221	0,0234	135	207	128
33	28,9	27,4	31,1	34	29	42	0,0216	0,0189	0,0235	517	532	38
34	31,3	27,3	35,0	26	21	41	0,0259	0,0238	0,0278	684	692	18
35	28,6	24,6	31,5	48	42	63	0,0160	0,0148	0,0170	484	554	319
36	30,7	28,5	31,9	42	39	51	0,0177	0,0155	0,0207	431	754	547
37	27,5	25,1	29,8	37	33	48	0,0222	0,0200	0,0239	549	597	221
38	30,1	25,7	33,2	40	38	42	0,0271	0,0254	0,0284	668	674	17
39	29,5	27,2	32,8	51	49	53	0,0712	0,0172	0,0227	457	636	440
40	27,6	27,3	27,8	54	53	55	0,0260	0,0231	0,0275	5	7	3
41	18,6	18,3	18,8	65	64	66	0,0159	0,0150	0,0167	143	169	53
42	23,6	23,1	24,2	54	52	57	0,0193	0,0166	0,0207	302	433	199
43	22,6	19,6	25,0	62	56	67	0,0106	0,0100	0,0110	442	505	310
44	25,3	23,7	26,5	59	55	64	0,0169	0,0145	0,0183	442	672	588
45	19,4	19,3	19,7	52	51	53	0,0085	0,0072	0,0091	4	5	1
46	21,2	20,9	21,5	50	49	52	0,0080	0,0069	0,0092	4	5	1
47	9,9	7,4	13,6	82	78	84	0,0005	0,0002	0,0009	27	56	45
48	6,7	5,6	8,2	86	85	87	0,0005	0,0004	0,0006	30	35	11
49	-1,1	-1,3	-1,1	80	79	82	0,0072	0,0061	0,0088	61	69	15
50	4,4	2,5	6,5	74	72	78	0,0110	0,0095	0,0123	88	103	22
51	-1,8	-2,6	-0,7	70	68	70	0,0136	0,0113	0,0160	144	218	84
52	0,2	-0,4	1,0	64	62	66	0,0186	0,0179	0,0193	181	197	31

NA: keine Werte vorhanden

Tabelle A 4: Mikrobiologische Auswertung: KBE und GZZ in der Testsuspension und in der Probe nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand

Nr.	Testsuspension KBE/ml	Testsuspension GZZ/ml)	Probe GZZ/ml	Probe KBE/ml	$((KBE_T/GZZ_T)/(KBE_{Probe}/GZZ_{Probe})) \cdot 100$ [%]
1	5,3E+09	5,3E+09	8,2E+05	2,5E+05	30,7
2	6,8E+08	2,9E+08	3,0E+05	3,8E+04	5,3
3	1,2E+09	5,1E+08	3,2E+05	2,1E+03	0,3
4	1,5E+09	3,7E+08	8,5E+05	6,9E+05	19,8
5	1,3E+09	1,5E+08	7,5E+05	1,3E+05	2,1
6	2,5E+08	9,5E+08	4,1E+05	1,8E+05	166,7
7	4,4E+08	4,8E+08	6,1E+05	1,2E+05	21,0
8	5,2E+08	3,2E+08	6,6E+05	1,2E+05	11,1
9	1,5E+09	7,8E+08	5,1E+05	2,8E+05	27,9
10	2,2E+09	2,5E+09	3,3E+05	2,2E+05	78,9
11	1,2E+09	1,4E+09	1,7E+05	5,7E+04	42,2
12	8,8E+08	1,7E+09	3,9E+05	2,0E+05	100,5
13	1,3E+08	3,4E+08	2,1E+05	1,1E+05	144,4
14	4,8E+07	1,7E+08	2,6E+05	1,2E+05	155,7
15	1,6E+08	6,5E+08	3,2E+05	1,1E+05	137,7
16	3,7E+08	2,8E+08	2,7E+05	7,2E+04	20,2
17	7,6E+07	1,4E+08	2,1E+05	1,2E+05	99,1
18	8,8E+07	3,0E+08	3,3E+05	7,1E+04	72,9
19	1,4E+08	9,5E+08	1,4E+05	9,0E+04	437,6
20	1,5E+07	1,4E+08	2,4E+05	7,5E+04	295,5
21	2,3E+07	1,2E+08	1,4E+05	4,3E+04	159,6
22	4,9E+08	1,8E+09	2,9E+05	1,1E+05	134,5
23	2,8E+08	2,3E+09	1,6E+05	5,6E+04	296,1
24	4,8E+08	1,9E+09	1,2E+05	4,0E+04	138,0
25	7,8E+08	1,3E+09	7,1E+04	2,1E+04	50,5

26	1,2E+09	3,4E+09	8,7E+04	4,1E+04	130,9
27	6,0E+08	1,8E+09	3,6E+05	1,8E+05	154,4
28	1,0E+09	2,9E+09	1,3E+05	7,9E+02	1,8
29	9,2E+08	1,6E+09	7,8E+04	4,8E+01	0,1
30	4,6E+09	1,8E+09	3,3E+05	2,6E+05	31,0
31	6,4E+07	5,3E+08	2,4E+05	2,2E+04	76,4
32	1,2E+08	3,5E+08	2,8E+05	3,6E+04	37,8
33	2,3E+08	1,0E+09	2,1E+05	7,3E+01	0,2
34	2,9E+08	1,5E+09	1,8E+05	1,0E+00	0,003
35	4,7E+08	1,2E+09	2,6E+05	2,3E+04	21,8
36	1,9E+08	1,7E+09	1,6E+05	1,8E+03	10,1
37	2,5E+08	6,6E+08	2,2E+05	1,6E+02	0,2
38	1,6E+08	4,7E+08	7,3E+04	1,0E+00	0,004
39	7,9E+08	1,9E+09	7,4E+04	4,5E+03	14,5
40	7,0E+08	1,5E+09	1,7E+05	1,8E+05	223,6
41	2,6E+08	1,3E+09	3,6E+05	1,3E+05	175,9
42	6,6E+08	1,6E+09	1,5E+05	4,0E+04	67,1
43	3,0E+08	8,3E+08	1,4E+05	1,4E+04	27,9
44	2,3E+08	6,44E+08	1,6E+05	6,6E+03	12,2
45	5,0E+08	8,8E+08	4,2E+05	2,1E+05	87,8
46	1,8E+08	9,4E+08	4,0E+05	4,5E+04	57,7
47	4,1E+08	2,4E+09	4,8E+05	1,6E+05	197,6
48	5,3E+08	1,9E+09	4,4E+05	1,5E+05	128,2
49	5,1E+08	1,5E+09	2,4E+05	1,0E+05	124,5
50	2,5E+08	1,4E+09	2,2E+05	8,3E+04	214,7
51	5,5E+08	5,3E+08	3,0E+05	4,6E+04	14,9
52	1,9E+08	5,5E+08	1,9E+05	3,4E+04	50,4

Anhang 2 Daten der Versuche mit Staphylokokken in nativem Stallstaub

Tabelle A 5: Klimadaten Außen: Wetter, Temperatur (T) und relative Luftfeuchte (RF)

Nr	Datum	Wetter	Ø T [°C]	Min. T [°C]	Max. T. [°C]	Ø RF [%]	Min. RF [%]	Max. R [%]
1	04.08.2020	sonnig, leichte Wolken	22,1	21,3	23,0	47	44	50
2	12.08.2020	sonnig	29,6	29,4	29,8	48	47	50
3	18.08.2020	teils Sonne, teils Wolken	23,2	22,9	24,3	70	67	72
4	11.11.2020_A	stark bewölkt, diesig	5,3	5,3	5,4	86	86	87
5	11.11.2020_B	stark bewölkt, diesig	6,6	6,5	6,7	84	83	85
6	18.11.2020_A	dicht bewölkt	11,3	11,2	11,4	72	71	74
7	18.11.2020_B	Sonne und Wolken	12,6	12,0	13,3	63	61	66
8	25.11.2020_A	sonnig	0,9	0,8	1,1	86	86	87
9	25.11.2020_B	sonnig	4,2	3,9	4,5	75	73	77
10	18.02.2021_A	bewölkt	4,7	4,4	5,0	83	81	85
11	18.02.2021_B	bewölkt	7,0	6,7	7,4	76	74	77
12	25.02.2021_A	sonnig	14,4	13,9	15,0	57	55	60
13	25.02.2021_B	sonnig	16,8	16,5	17,1	50	49	52
14	09.03.2021_A	bewölkt, Schneefall	2,1	2,0	2,2	67	65	69
15	09.03.2021_B	in Werkstatthalle	16,6	16,5	16,7	30	30	30
16	16.03.2021_A	bewölkt	4,1	3,9	4,3	76	74	78
17	16.03.2021_B	bewölkt	5,3	5,2	5,4	68	66	70
18	23.03.2021_A	bewölkt, nass-kalt	5,4	5,3	5,5	77	75	79
19	23.03.2021_B	bewölkt	6,5	6,3	6,7	70	68	73
20	30.03.2021_A	sonnig	14,9	14,4	15,6	43	41	48
21	30.03.2021_B	sonnig	17,8	17,4	18,5	38	36	39
22	06.04.2021_A	Sonne-Wolken-Mix	1,5	1,4	1,6	77	75	78

23	06.04.2021_B	Sonne-Wolken-Mix	2,4	2,2	2,7	71	69	73
24	13.04.2021_A	Sonne-Wolken-Mix	4,2	3,8	4,5	74	71	75
25	13.04.2021_B	Sonne-Wolken-Mix	6,1	5,6	6,5	66	64	69
26	27.04.2021_A	sonnig	9,3	8,7	9,9	34	32	36
27	27.04.2021_B	sonnig	9,9	9,6	10,4	32	30	33
28	04.05.2021_A	in Halle	15,2	14,7	16,4	46	43	48
29	01.06.2021_A	sonnig	20,9	20,5	21,8	50	46	51
30	01.06.2021_B	sonnig	22,7	22,4	23,1	45	42	48
31	08.06.2021_A	bedeckt	17,0	16,8	17,2	85	83	86
32	08.06.2021_B	Sonne-Wolken-Mix	18,7	18,5	19,2	77	75	80
33	15.06.2021_A	leicht bewölkt	18,5	18,4	18,7	74	73	76
34	15.06.2021_B	leicht bewölkt	21,1	20,9	21,5	60	58	62
35	08.07.2021_A	leicht bewölkt	22,5	22,3	22,7	66	64	67
36	08.07.2021_B	leicht bewölkt	22,7	22,5	22,9	64	62	67

Tabelle A 6: Klimadaten Außen: Ozonkonzentration und Globalstrahlung

Nr.	Mittelwert Ozon [ppm]	Min. Ozon [ppm]	Max. Ozon [ppm]	Mittelwert Globalstrahlung [W/m²]
1	0,0272	0,0255	0,0289	692
2	0,0388	0,0321	0,0405	522
3	0,0303	0,0283	0,0324	444
4	0,0007	0,0006	0,0009	33
5	0,0016	0,0015	0,0017	86
6	0,0210	0,0196	0,0224	63
7	0,0283	0,0275	0,0291	161
8	0,0030	0,0027	0,0032	62
9	0,0058	0,0056	0,0061	212
10	0,0120	0,0071	0,0145	52
11	0,0157	0,0147	0,0169	164
12	0,0180	0,0167	0,0188	234
13	0,0212	0,0206	0,0221	384
14	0,0173	0,0169	0,0179	134
15	0,0042	0,0026	0,0058	7
16	0,0317	0,0305	0,0331	83
17	0,0344	0,0337	0,0351	110
18	0,0272	0,0250	0,0288	61
19	0,0328	0,0313	0,0338	112
20	0,0285	0,0247	0,0305	317
21	0,0346	0,0252	0,0352	422
22	0,0310	0,0305	0,0316	122
23	0,0350	0,0337	0,0354	174

24	0,0305	0,0294	0,0315	187
25	0,0319	0,0313	0,0324	302
26	0,0344	0,0285	0,0356	389
27	0,0400	0,0390	0,0411	556
28	0,0405	0,0393	0,0411	5
29	0,0228	0,0216	0,0238	580
30	0,0267	0,0247	0,0289	705
31	0,0201	0,0194	0,0211	139
32	0,0224	0,0198	0,0244	298
33	0,0237	0,0234	0,0243	241
34	0,0286	0,0277	0,0293	623
35	0,0166	0,0146	0,0177	226
36	0,0193	0,0167	0,0206	270

Tabelle A 7: Klimadaten in der Kammer: Temperatur (T), relative Luftfeuchte (RF), Ozonkonzentration und Globalstrahlung (GS)

Nr.	Ø T. [°C]	Min. T. [°C]	Max. T. [°C]	Ø RF [%]	Min. RF [%]	Max. RF [%]	Ø Ozon [ppm]	Min. Ozon [ppm]	Max. Ozon [ppm]	Ø GS [W/m ²]	Min. GS [W/m ²]	Max. GS [W/m ²]
1	30,2	27,9	34,1	32	12	36	0,0190	0,0152	0,0214	578	150	826
2	34,3	30,8	37,6	40	35	49	0,0241	0,0208	0,0279	435	416	451
3	28,1	26,7	30,6	54	36	57	0,0178	0,0143	0,0212	371	254	677
4	9,5	7,9	12,1	65	52	74	0,0001	0,0001	0,0002	28	22	33
5	9,1	8,6	10,0	69	62	74	0,0005	0,0003	0,0007	72	65	78
6	13,2	12,6	14,0	65	60	68	0,0089	0,0067	0,0103	53	44	58
7	14,3	13,5	15,1	58	55	62	0,0146	0,0133	0,0156	134	65	323
8	2,6	2,0	3,4	70	62	75	0,0002	0,0000	0,0004	52	48	56
9	7,6	6,7	9,3	59	55	63	0,0018	0,0014	0,0021	177	153	199
10	6,8	6,1	7,8	66	53	73	0,0048	0,0039	0,0067	43	37	51
11	9,3	9,1	9,7	64	60	68	0,0069	0,0013	0,0092	137	120	155
12	14,6	12,3	16,6	58	54	63	0,0113	0,0107	0,0119	195	151	220
13	21,8	21,3	22,8	40	37	42	0,0131	0,0119	0,0140	320	300	331
14	5,5	4,6	6,8	53	41	59	0,0091	0,0010	0,0114	112	105	118
15	14,2	12,7	15,4	38	35	43	0,0020	0,0010	0,0024	6	5	8
16	6,2	5,7	6,9	64	55	69	0,0184	0,0136	0,0216	69	60	74
17	7,2	6,8	8,0	61	57	64	0,0218	0,0177	0,0246	92	79	103
18	7,8	7,3	8,8	65	53	69	0,0149	0,0107	0,0180	51	48	54
19	8,8	8,5	9,6	60	56	63	0,0189	0,0155	0,0208	93	91	97
20	15,9	14,1	17,6	44	41	49	0,0171	0,0123	0,0198	265	245	281
21	23,3	22,5	24,9	31	30	33	0,0213	0,0167	0,0241	352	218	446
22	4,6	3,9	6,0	61	49	67	0,0191	0,0177	0,0203	102	79	149
23	5,7	5,0	6,8	58	53	62	0,0239	0,0224	0,0252	145	97	200

24	6,4	6,0	6,8	62	51	65	0,0217	0,0184	0,0237	156	71	400
25	11,4	10,7	12,2	50	48	53	0,0235	0,0206	0,0248	253	117	639
26	12,5	10,1	13,6	31	30	37	0,0264	0,0227	0,0274	325	169	411
27	18,3	17,5	20,4	23	21	24	0,0315	0,0301	0,0329	464	275	576
28	16,3	15,5	17,7	45	40	48	0,0315	0,0285	0,0329	4	4	4
29	25,4	22,3	28,4	41	37	48	0,0155	0,0120	0,0174	484	444	503
30	34,1	33,8	34,9	27	26	30	0,0177	0,0170	0,0183	588	549	611
31	18,9	18,4	19,4	76	70	77	0,0132	0,0120	0,0139	116	100	134
32	22,8	22,5	23,5	63	58	64	0,0160	0,0155	0,0168	249	191	388
33	20,8	20,6	21,1	67	62	68	0,0164	0,0139	0,0179	201	166	244
34	29,6	28,7	31,2	41	36	43	0,0199	0,0172	0,0209	520	377	775
35	25,4	24,7	25,7	58	54	61	0,0094	0,0079	0,0109	189	174	248
36	25,8	25,6	25,9	57	54	63	0,0126	0,0060	0,0161	226	197	265

Tabelle A 8: Mikrobiologische Auswertung: KBE und GZZ in der Testsuspension und in der Probe nach 12 Minuten im luftgetragenen Zustand

Nr.	Testsuspension KBE/ml	Testsuspension GZZ/ml)	Probe GZZ/ml	Probe KBE/ml	$((KBE_T/GZZ_T)/(KBE_{Probe}/GZZ_{Probe})) \cdot 100$ [%]
1	7,5E+04	1,5E+07	1,9E+05	6,1E+01	6,5
2	3,0E+04	2,2E+07	1,3E+05	6,4E+01	36,4
3	3,5E+04	2,4E+07	1,8E+05	6,5E+00	2,5
4	9,8E+06	1,4E+08	8,3E+05	3,1E+04	52,1
5	1,5E+07	1,6E+08	1,4E+06	7,9E+04	58,4
6	7,9E+06	1,7E+08	1,2E+06	6,8E+04	122,0
7	7,9E+06	1,7E+08	9,5E+05	2,5E+04	57,6
8	6,3E+06	2,0E+08	9,5E+05	6,0E+04	198,2
9	6,3E+06	2,0E+08	1,3E+06	6,0E+04	143,4
10	6,5E+06	1,6E+08	1,4E+06	6,9E+04	123,8
11	6,5E+06	1,6E+08	1,4E+06	1,6E+05	287,4
12	1,2E+07	2,4E+08	2,9E+06	2,2E+05	162,5
13	1,2E+07	2,4E+08	2,5E+06	1,7E+05	140,7
14	3,1E+07	3,0E+08	3,7E+06	9,6E+04	25,2
15	3,1E+07	3,0E+08	3,4E+06	3,8E+04	10,8
16	7,7E+06	2,9E+08	4,8E+06	1,2E+05	96,1
17	7,7E+06	2,9E+08	3,3E+06	5,7E+04	66,4
18	6,4E+06	2,7E+08	2,4E+06	5,8E+04	103,2
19	6,4E+06	2,7E+08	2,2E+06	1,4E+04	28,2
20	7,4E+06	2,9E+08	3,7E+06	2,7E+04	28,6
21	7,4E+06	2,9E+08	3,4E+06	1,4E+04	15,7
22	3,7E+06	3,2E+08	3,5E+06	4,5E+04	108,5
23	3,7E+06	3,2E+08	2,5E+06	1,8E+04	61,8

24	1,0E+07	2,7E+08	3,2E+06	8,4E+04	70,1
25	1,0E+07	2,7E+08	2,7E+06	2,4E+04	24,0
26	3,5E+06	1,5E+08	5,9E+06	1,8E+05	126,2
27	3,5E+06	3,5E+08	3,8E+06	2,3E+04	61,8
28	1,6E+06	2,2E+08	4,8E+06	2,2E+04	60,5
29	8,5E+06	1,7E+08	3,6E+06	1,2E+05	65,0
30	8,5E+06	1,7E+08	3,6E+06	3,5E+04	19,4
31	1,2E+07	1,7E+08	3,3E+06	8,0E+04	34,1
32	1,2E+07	1,7E+08	2,4E+06	1,1E+05	62,8
33	5,1E+06	1,5E+08	2,6E+06	6,7E+04	75,8
34	5,1E+06	1,5E+08	3,4E+06	5,8E+04	50,2
35	2,0E+07	8,2E+07	1,9E+06	2,6E+04	5,6
36	2,0E+07	8,2E+07	1,3E+06	2,6E+04	8,1

Herausgeber:

Sächsisches Landesamt für Umwelt, Landwirtschaft und Geologie
(LfULG)

Pillnitzer Platz 3, 01326 Dresden

Telefon: + 49 351 2612-0

Telefax: + 49 351 2612-1099

E-Mail: Poststelle.LfULG@smekul.sachsen.de

www.lfulg.sachsen.de

Autor:

Marcus Clauß, Stefan Linke, Christin Tautz, Sarah Bromann

Thünen-Institut für Agrartechnologie

Bundesallee 47, 38116 Braunschweig

Telefon: + 49 531 596 4253

Telefax: + 49 531 596 4199

E-Mail: marcus.clauss@thuenen.de

Redaktion:

Michael Lohberger

Abteilung 5 / Referat 52

Söbrigener Straße 3a

01326 Dresden Pillnitz

Telefon: + 49 351 2612-5216

Telefax: + 49 351 2612-5299

E-Mail: michael.lohberger@smekul.sachsen.de

Fotos:

Marcus Clauß, Thünen-Institut

Redaktionsschluss:

30.10.2021

ISSN:

1867-2868

Hinweis:

Die Broschüre steht nicht als Printmedium zur Verfügung, kann aber als PDF-Datei unter <https://publikationen.sachsen.de> heruntergeladen werden.

Verteilerhinweis

Diese Informationsschrift wird von der Sächsischen Staatsregierung im Rahmen ihrer verfassungsmäßigen Verpflichtung zur Information der Öffentlichkeit herausgegeben.

Sie darf weder von Parteien noch von deren Kandidaten oder Helfern zum Zwecke der Wahlwerbung verwendet werden. Dies gilt für alle Wahlen. Missbräuchlich ist insbesondere die Verteilung auf Wahlveranstaltungen, an Informationsständen der Parteien sowie das Einlegen, Aufdrucken oder Aufkleben parteipolitischer Informationen oder Werbemittel. Untersagt ist auch die Weitergabe an Dritte zur Verwendung bei der Wahlwerbung.

*Täglich für
ein gutes Leben.*

www.lfulg.sachsen.de