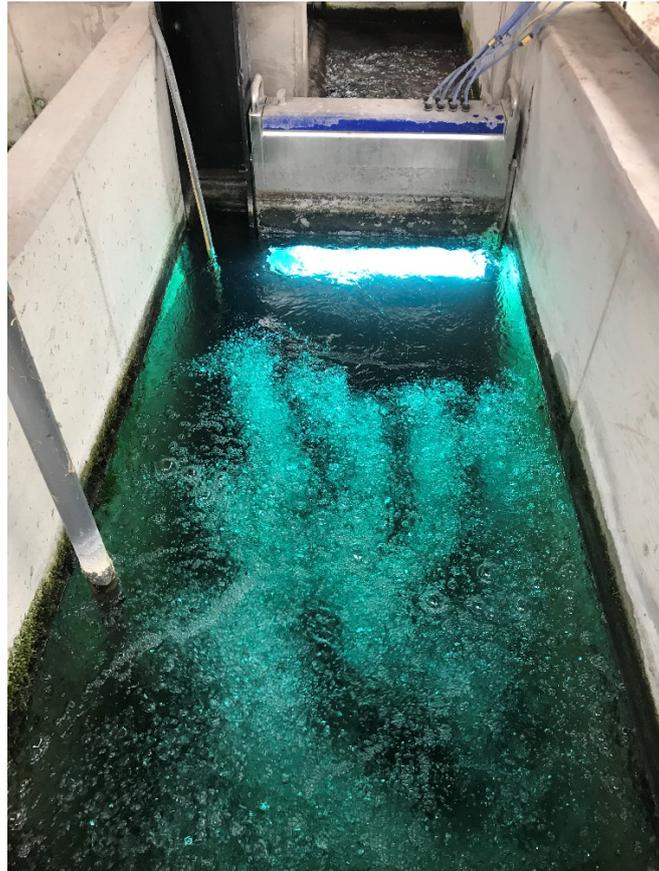


**Schriften des Instituts für Binnenfischerei e. V.
Potsdam - Sacrow**



Band 57

**Untersuchungen zu Einsatzmöglichkeiten
von Verfahren zur Keimreduzierung in
Durchflussanlagen der Forellenproduktion
mit dem Ziel der Verlustsenkung**

**Schriften des Instituts für Binnenfischerei e. V.
Potsdam - Sacrow**

Band 57 (2020)



**Untersuchungen zu Einsatzmöglichkeiten
von Verfahren zur Keimreduzierung in
Durchflissanlagen der Forellenproduktion
mit dem Ziel der Verlustsenkung**

**Herausgegeben vom Institut für Binnenfischerei e. V. Potsdam - Sacrow (IfB)
Im Königswald 2, 14469 Potsdam**

Impressum

Autoren: Christopher Naas, Dr. Michael Pietrock, Dr. Frank Rümmler,
Dr. Andreas Müller-Belecke
Institut für Binnenfischerei e. V. Potsdam - Sacrow

Titelgrafik: Christopher Naas
Herausgeber: Institut für Binnenfischerei e. V. Potsdam - Sacrow
Im Königswald 2
14469 Potsdam
Tel.: 033201/406-0
Fax: 033201/406-40
E-Mail: info@ifb-potsdam.de
Internet: www.ifb-potsdam.de

Die Erstellung dieser Schrift wurde durch Mittel der Trägerländer des Instituts ermöglicht: Brandenburg, Sachsen-Anhalt, Schleswig-Holstein und Thüringen.

**Schriften des Instituts für Binnenfischerei e. V. Potsdam - Sacrow
57 (2020) ISSN 1438-4876**

Inhalt

1.	Einleitung und Zielstellung	1
2.	Rahmenbedingungen und allgemeine fachliche Grundlagen der Keimreduzierung	2
2.1	Forellenaufzucht und Haltungsbedingungen	2
2.2	Fischpathogene Erreger: Überblick und gegenwärtige Therapiemöglichkeiten	3
2.2.1	Ichthyophthiriose.....	5
2.2.2	Proliferative Nierenerkrankung.....	5
2.2.3	Amöbose der Kiemen.....	6
2.2.4	Rotmaulkrankheit	6
2.2.5	Kaltwasser-Erdbeerkrankheit	7
2.2.6	Furunkulose	7
2.2.7	Bakterielle Kiemenerkrankung	8
2.2.8	Bakterielle Kaltwasserkrankheit.....	8
2.2.9	Zwischenfazit: Fischpathogene Erreger	9
2.3	Möglichkeiten und Grenzen verschiedener Ansätze zur Keimreduzierung.....	9
2.3.1	Peressigsäure	9
2.3.2	Ozon	16
2.3.3	UV-C-Strahlung	24
2.3.4	Calciumhypochlorit.....	30
2.3.5	Chlordioxid.....	32
2.3.6	Ultraschall	33
2.4	Messverfahren zur Bestimmung der Keimbelastung in Aquakulturanlagen ..	35
2.4.1	Adenosintriphosphat-Messung (ATP-Messung).....	35
2.4.2	„Bactiquant®-Water“-Methode	35
2.5	Keimbelastung in Aquakulturanlagen	36
2.6	Rechtliche Rahmenbedingungen und weiterführende Empfehlungen	37
3.	Eigene Untersuchungen.....	41
3.1	Peressigsäure	41
3.1.1	Der Einsatz von PES zur Wasserhygienisierung bei der Erbrütung von Salmoniden.....	41
3.1.2	Begleitung des Einsatzes von PES in einer teilgeschlossenen Kreislaufanlage.....	43
3.1.3	Effekte von PES auf die bakterielle Aktivität von Wasserproben einer Kreislaufanlage.....	45
3.1.4	Hygienisierung des Zulaufwassers einer Kreislaufanlage mit PES	46
3.1.5	Zwischenfazit zum Einsatz von PES.....	47

3.2	Ozon.....	49
3.2.1	Der Einsatz von Ozon zur Hygienisierung des Zulaufwassers einer Forellen-zuchtanlage	49
3.2.2	Der Einsatz von Ozon in Kombination mit einem Abschäumer in einer geschlossenen Warmwasser-Kreislaufanlage.....	50
3.2.3	Zwischenfazit zum Einsatz von Ozon.....	52
3.3	UV-C-Strahlung	53
3.3.1	Zulaufwasserhygienisierung in einer Forellenzucht mit Hilfe einer UV-Offenkanalanlage	53
3.3.2	Zulaufwasserhygienisierung in einer Forellenzucht mit Hilfe einer UV-Einheit ..	54
3.3.3	Optimierung einer UV-Offenkanalanlage in einem Forellenbruthaus	56
3.3.4	Der Einsatz einer UV-Inline-Anlage in einem Kaltwasserbruthaus	60
3.3.5	Der Einsatz einer UV-Inline-Anlage bei der Erbrütung von Salmoniden in einem Brutschrank	62
3.3.6	Der Einsatz einer UV-Inline-Anlage im Zulauf einer Rundbeckenanlage	65
3.3.7	Eine UV-Offenkanalanlage in einer geschlossenen Warmwasser-Kreislaufanlage	67
3.3.8	Hygienisierung des Zulaufwassers einer Kreislaufanlage mit UV-C-Strahlung....	68
3.3.9	Zwischenfazit zum Einsatz von UV-C-Strahlung.....	70
3.4	Zwischenfazit: Auswahl eines Messverfahrens zur Ermittlung der Keimlast.....	73
4.	Dimensionierungsansätze und Kostenkalkulationen	74
4.1	Peressigsäure	74
4.2	Ozon.....	76
4.3	UV-C-Strahlung	78
4.4	Zwischenfazit	81
5.	Zusammenfassung und Ausblick.....	83
6.	Danksagung	85
7.	Literaturverzeichnis.....	86

1. Einleitung und Zielstellung

In der deutschen Aquakultur nimmt die Erzeugung und Aufzucht von Forellenartigen (Salmoniden) in Kaltwasseranlagen eine führende Stellung ein. Auch in den Bundesländern Brandenburg, Sachsen-Anhalt, Schleswig-Holstein und Thüringen existieren zahlreiche Anlagen zur Salmonidenproduktion, die zur Versorgung der Bevölkerung mit gesunden und hochwertigen Lebensmitteln beitragen, Einkommen generieren und Arbeitsplätze in strukturarmen Regionen sichern oder auch Besatzfische für Wiedereinbürgerungsprogramme erzeugen.

Die meisten Unternehmen der Forellenproduktion wirtschaften auf der Grundlage von Betonbeckenanlagen. Diese werden mit Wasser aus der fließenden Welle versorgt und im einfachen Durchlauf betrieben. Besonders in den neuen Bundesländern werden größere Anlagen auch im sogenannten „offenen Kreislauf“, d. h. mit zusätzlicher künstlicher Belüftung betrieben.

Seit mehreren Jahren werden bei der Forellenproduktion in zunehmendem Maße Verluste verzeichnet, die letztlich zu beträchtlichen ökonomischen Einbußen führen. Mit Blick auf Erreger ist zu berücksichtigen, dass mit dem zugeführten Wasser verschiedenste Mikroorganismen (Viren, Bakterien, Pilze, Parasiten usw.) von außerhalb in die Aufzucht- und Haltungseinrichtungen gelangen und als krankheitsauslösende Agenzien angesehen werden. Zur Unterbrechung der Erregerzufuhr (bzw. Reduzierung der Erregerdichte) werden seit wenigen Jahren versuchsweise diverse prophylaktische Maßnahmen vorgenommen, die auf die sog. „Konditionierung“ oder exakter „Hygienisierung“ des Zulauf- oder Haltungswassers gerichtet sind. Speziell werden im Zusammenhang mit der „Hygienisierung“ bzw. Keimreduzierung Ozongeneratoren, UV-Strahler oder chemische Desinfektionsmittel eingesetzt, deren praktische Nutzbarkeit jedoch noch nicht vergleichend analysiert und bewertet wurde.

Um die möglichen Verfahren zur Keimreduzierung hinsichtlich ihrer Wirkungen, ihres Nutzens, der Einsatzbedingungen sowie Realisierungsmöglichkeiten zu beurteilen, wurde vom Institut für Binnenfischerei e.V. Potsdam-Sacrow (IfB) im Frühjahr 2018 ein von den für Fischerei zuständigen Ministerien der Bundesländer Brandenburg, Sachsen-Anhalt, Schleswig-Holstein und Thüringen finanziertes Forschungsprojekt begonnen. Bei der Analyse der Verfahren wurde der Schwerpunkt auf technische Anwendungen gelegt, die eine Breitbandwirkung erzielen, unter Produktionsbedingungen einer Fischaufzucht kontinuierlich über längere Zeiträume betrieben werden können und durch die Erregerreduzierung bereits prophylaktisch den Ausbruch von Krankheiten im Bestand verhindern können.

2. Rahmenbedingungen und allgemeine fachliche Grundlagen der Keimreduzierung

Die für das Projekt relevanten Informationen zur Fischproduktion in Kaltwasseranlagen, zu fischpathogenen Erregern, Möglichkeiten der Keimreduzierung und Messung von Keimen sowie ausgewählten rechtlichen Grundlagen sollen an dieser Stelle zusammengefasst vorgestellt werden.

2.1 Forellenaufzucht und Haltungsbedingungen

In Deutschland bildet die Aquakultur den ertragreichsten Sektor der Binnenfischerei. Den wesentlichen Anteil daran hat die Erzeugung von Satz- und Speisefischen in Kaltwasseranlagen, in denen im Jahr 2018 rund 10 300 t Speisefische aufgezogen wurden (BRÄMICK 2020).

Die Regenbogenforelle nimmt dabei innerhalb des produzierten Artenspektrums den führenden Platz ein. Darüber hinaus werden in den Anlagen auch größere Mengen an Bachforellen, Äschen und Saiblingen produziert.

Auch in Brandenburg, Sachsen-Anhalt, Thüringen und Schleswig-Holstein existieren zahlreiche Fischproduzenten, die erwerbsmäßig forellenartige Speisefische erzeugen. Darüber hinaus werden von ihnen Salmoniden für Besatz- und Wiedereinbürgerungsprogramme produziert.

Die existierenden Kaltwasseranlagen zur Forellenproduktion sind in den neuen Bundesländern als Erbe aus der DDR-Zeit in der Regel Betonbeckenanlagen.

Diese bestehen zumeist aus einer größeren Anzahl parallel durchflossener Rinnen, die der Haltung und Aufzucht der Fische dienen. Die Rinnen werden über einen gemeinsamen Zulauf mit Oberflächenwasser gespeist. Nachdem das Wasser die Haltungseinrichtungen durchlaufen hat, wird es über einen Ablaufkanal zentral abgeführt. Modifikationen dieser generellen Anlagengestaltung sind möglich. So gibt es Anlagen für Satzfische und solche für Speisefische, die sich in der Rinnengröße unterscheiden. Daneben sind zahlreiche Rinnenanlagen in den neuen Bundesländern mit Belüftungseinrichtungen ausgerüstet, über die ein Teil des genutzten Wassers zum Einlauf zurückgepumpt werden kann. Diese Verfahrensweise wird als sogenannter „offener Kreislauf“ bezeichnet.

Durch das Haltungswasser müssen eine Reihe verschiedener Wasserparameter in einem für die Fische physiologisch günstigen Bereich gehalten werden. In Kaltwasser-Durchflussanlagen der Forellenproduktion sind das insbesondere die Sauerstoff- (O_2), Ammoniak- (NH_3) und Kohlendioxidkonzentration (CO_2) sowie die Konzentration absetzbarer Stoffe. Die für forellenartige Fische optimalen, suboptimalen und kritischen Bereiche der aufgeführten Umweltfaktoren sind in **Tab. 1** aufgeführt.

Die Nutzung einer höheren Wassermenge zur Verbesserung von u. U. suboptimalen Wasserparametern ist in der Regel keine Option, da der zur Verfügung stehende Wasserdurchfluss meist bereits vollständig zur Produktion genutzt wird.

Der maximale Fischhaltebestand der im einfachen Durchlauf betriebenen Anlagen errechnet sich v. a. aus der Sauerstofffracht (O_2 -Menge in $g O_2 h^{-1}$), die die Fische aus dem Frischwasser bis zur Erreichung der festgelegten minimalen O_2 -Konzentration entnehmen können. In der Regel ist es aber erforderlich, eine Verbesserung der Wasserqualität mittels anlagentechnischer Maßnahmen, insbesondere einer künstlichen Sauerstoffanreicherung, vorzunehmen.

Tab. 1: Physiologische Ansprüche verschiedener Fischarten an die Wasserqualität (nach SCHRECKENBACH 2010, SCHRECKENBACH et al. 1987).

Umweltparameter	kritischer unterer Bereich	eingeschränkter unterer Bereich	Optimaler Bereich	eingeschränkter oberer Bereich	kritischer oberer Bereich
Temperatur ($^{\circ}C$)	bis 0,1	8...11	12...16	17...20	bis 25
Sauerstoff ($mg l^{-1}$)	bis 4,0	6,0...6,9	7,0...30	31...35	bis 40
pH-Wert	bis 5,0	5,5...6,4	6,5...8,0	8,1...8,8	bis 9,0
Kohlendioxid ($mg l^{-1}$)	bis 0,5	1...4	5...8	9...12	bis 20 ¹⁾
Alkalinität ($mmol l^{-1}$)	bis 0,5	1...2	2...6	6...7	bis 8
Ammoniak ($mg l^{-1}$)	-	-	< 0,01	0,01...0,07	bis 0,1 ²⁾
Salpetr. Säure ($mg l^{-1}$)	-	-	< 0,0002	0,0002...0,0005	bis 0,002 ³⁾
Nitrit ($mg l^{-1}$)	-	-	< 1,0	1,0...2,0	bis 3,0 ³⁾
Nitrat ($mg l^{-1}$)	-	-	< 200	200...300	bis 400

1) bei hoher Alkalinität und genügend Sauerstoff werden auch höhere CO_2 -Gehalte toleriert

2) abhängig vom Eiweißgehalt und dem Energie/Protein-Verhältnis des Futters

3) bei Cl/NO_2-N -Verhältnissen > 17 werden auch höhere HNO_2 - und NO_2 -Konzentrationen toleriert (Antagonisten: $NaCl$ -, $CaCl_2$ -Bäder)

2.2 Fischpathogene Erreger: Überblick und gegenwärtige Therapiemöglichkeiten

Neben den abiotischen Umweltbedingungen, die die Voraussetzungen für die Erzeugung von Fischen bilden, haben auch biotische Faktoren Einfluss auf die Fischproduktion.

Mit Blick auf erregerbedingte Fischkrankheiten kommen verschiedene Organismengruppen in Betracht. Als pathogene Agenzien sind insbesondere Bakterien, (Algen), Pilze, Viren, Rickettsien sowie tierische Parasiten (Protozoen, Helminthen, Mollusken, Arthropoden) von Bedeutung, von denen manche Erreger ein breites Wirtsspektrum besitzen während andere eine hohe Wirtsspezifität aufweisen (d. h. nur eine bestimmte Fischart oder -gattung infizieren).

In der deutschen Aquakultur treten alle genannten Erregergruppen im Zuge von krankheitsbedingten Verlusten bei Fischen auf.

Aufgrund ihres seuchenhaften Charakters widmen die Veterinärbehörden bestimmten viralen Erkrankungen der Salmoniden (Virale Hämorrhagische Septikämie, VHS; Infektiöse Hämato-poetische Nekrose, IHN; Ansteckende Blutarmut der Lachse, ISA) sowie der Koi-Herpesvirus-Infektion der Karpfen (KHV) besondere Aufmerksamkeit. Im Falle des Auftretens dieser Erkrankungen werden entsprechende Bekämpfungsmaßnahmen von den Veterinärbehörden eingeleitet (vgl. RL 2006/88/EG sowie TierGesG 2013 und FischSeuchV 2008) und die Europäische Kommission über den jeweiligen Krankheitsausbruch informiert (anzeigepflichtige Tierseuchen entsprechend der RL 2003/99/EG und TierSeuchAnzV 1991). Viren werden zumeist von bereits infizierten Fischen oder unzureichend desinfizierten

Arbeitsgeräten im Zuge von Besatzmaßnahmen in Fischzuchtanlagen eingetragen und führen dort oft innerhalb kürzester Zeit zu Massen- bzw. Totalverlust. Aufgrund des hohen Verlustrisikos, der tierärztlichen Überwachung und Anzeigepflicht ist die Datenlage zu Fischviren in Deutschland gut (**Abb. 1**).

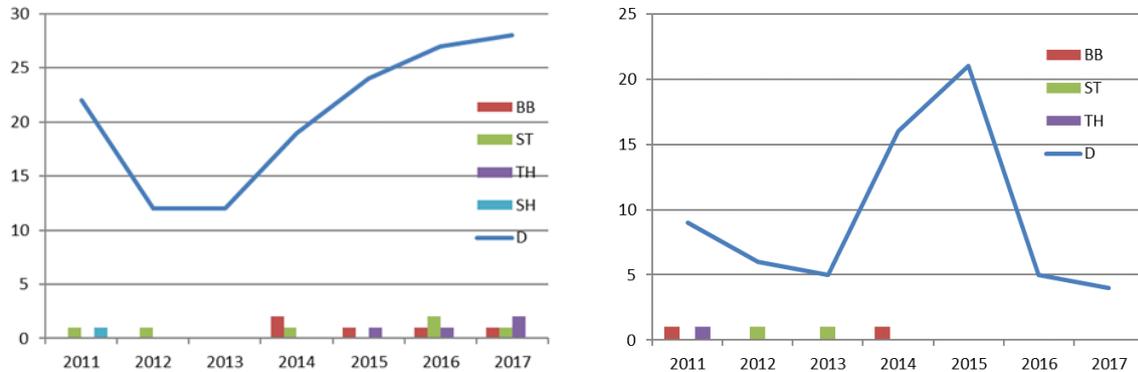


Abb 1: Anzahl von VHS- (links) und IHN-Ausbrüchen (rechts) in Deutschland (D) sowie den Bundesländern Brandenburg (BB), Sachsen-Anhalt (ST), Thüringen (TH) und Schleswig-Holstein (SH) (Quelle: Tiergesundheitsjahresberichte des Friedrich-Loeffler-Instituts, Insel Riems)

Wie der **Abb. 1** zu entnehmen ist, waren deutschlandweit in den vergangenen Jahren regelmäßig Fälle von VHS und IHN zu verzeichnen und auch in den betrachteten vier Bundesländern traten immer wieder IHN- und/oder VHS-Ausbrüche auf. Zur Desinfektion kommen bei entsprechenden Krankheitsausbrüchen außer Brantkgaben (auf Teichböden) u. a. Formaldehyd- oder Peressigsäurelösungen zum Einsatz (FISCHER et al. 2020).

Wie eingangs erwähnt treten neben den Viren auch andere erregerebedingte Erkrankungen in den Aquakulturanlagen Deutschlands auf. Dies betrifft mehrere Bakteriosen als auch Parasitosen, die regelmäßig zu erhöhten Verlusten führen. Die Datenlage ist bezüglich dieser Erregergruppen jedoch deutlich schlechter, obgleich Krankheitsausbrüche häufiger stattfinden und die Erreger oft permanent in den Anlagen (bzw. in deren Zulaufwasser) vorhanden sind. Die Ursachen für diese Situation sind vielschichtig. Nach Auskünften von Brandenburger und Sachsen-Anhaltiner Forellenzüchtern wird bei Verlusten unklarer Ätiologie oftmals kein Veterinär zu Rate gezogen, da die Bestimmung bakterieller Erreger und deren Empfindlichkeit gegen Antibiotika einen gewissen Zeitraum in Anspruch nimmt, innerhalb dessen akute Verluste u. U. schon wieder abgeklungen sind. Weiterhin stehen für die Behandlung ektoparasitärer Infektionen generell nur wenige Therapeutika zur Verfügung. Da in den Bundesländern keine zentrale Erfassung aller jährlich auftretenden Fischkrankheiten (mit Ausnahme der anzeige- und meldepflichtigen Viren) vorgeschrieben ist und auch die Therapie von Bakteriosen nur sporadisch erfolgt, stehen für die Gewinnung und Auswertung fischpathologischer Daten lediglich die Anlagenbücher der jeweiligen Fischereibetriebe zur Verfügung (SÄHN et al. 2017), die aufgrund tiergesundheitsrechtlicher, arznei- und lebensmittelrechtlicher Vorgaben zu führen sind. Weitere Erkenntnisse zum Krankheitsgeschehen in Fischzuchtbetrieben wurden im Zuge der Durchführung von Forschungsprojekten des IfB in verschiedenen Aquakulturanlagen gewonnen sowie durch Befragungen der für Fischkrankheiten zuständigen Mitarbeiter verschiedener Landesämter erzielt. Nachfolgend werden die in deutschen Durchflussanlagen der Forellenproduktion

regelmäßig auftretenden Fischparasitosen sowie bakteriell verursachten Erkrankungen kurz vorgestellt. Speziell sind v. a. folgende Erkrankungen von Bedeutung:

- Ichthyophthiriose (Weißpünktchen- oder Grießkörnchenkrankheit)
- Proliferative Nierenerkrankung (Proliferative Kidney Disease, PKD)
- Amöbose der Kiemen (Amoebic Gill Disease, AGD)
- Rotmaulkrankheit (Enteric Redmouth Disease, ERM)
- Kaltwasser-Erdbeerkrankheit (Red Mark Syndrome, RMS)
- Furunkulose der Salmoniden
- Bakterielle Kiemenerkrankung (Bacterial Gill Disease, BGD)
- Bakterielle Kaltwasserkrankheit (Cold Water Disease, CWD)

2.2.1 Ichthyophthiriose

Die Ichthyophthiriose wird durch den einzelligen Ciliaten *Ichthyophthirius multifiliis* verursacht. Der Erreger ist im Süßwasser ubiquitär verbreitet und kommt gelegentlich auch im Brackwasser vor.

In der Aquakultur führt *I. multifiliis* zu bedeutenden Verlusten sowohl bei Kaltwasser- als auch bei Warmwasserfischen. Auch aus natürlichen Gewässern werden gelegentlich Fischsterben beschrieben, die durch diesen Parasiten hervorgerufen werden (WURTSBAUGH & TAPIA 1988). Der Ciliat hat verschiedene freilebende Stadien (Tomonten, Theronten), die einer Bekämpfung mehr oder minder zugänglich sind. In der Praxis wird zur Behandlung der Ichthyophthiriose in der Aquakultur Formalin eingesetzt (LAHNSTEINER et al. 2004). Als ein weiteres potenzielles Therapeutikum hat Peressigsäure (PES) in der jüngeren Vergangenheit vermehrt Aufmerksamkeit gefunden, die ebenfalls in Form eines Bades appliziert wird (MEINELT et al. 2007 b). Auch nicht-chemische Methoden (wie etwa der Einsatz von UV-C-Strahlung und Ozon) sind zur Bekämpfung von *I. multifiliis* bekannt (GRATZEK et al. 1983, SCHMIDT mdl. Mitt.).

Exakte Angaben zu den von *I. multifiliis* hervorgerufenen Verlusten in Fischzuchtbetrieben Brandenburgs, Sachsen-Anhalts, Thüringens oder Schleswig-Holsteins liegen nicht vor. Eigene Untersuchungen in Anlagen Sachsen-Anhalts bestätigen sowohl das regelmäßige Auftreten von Infektionen als auch die hohe fischpathogene Bedeutung des Erregers in der Region. Auch in Forellenbetrieben Thüringens und Brandenburgs treten *Ichthyophthirius*-bedingte Fischverluste regelmäßig auf.

2.2.2 Proliferative Nierenerkrankung

Die Proliferative Nierenerkrankung (PKD) ist eine vom sporenbildenden Einzeller *Tetracapsuloides bryosalmonae* (Myxozoa) hervorgerufene Parasitose der Fische, die sowohl in Fischzuchtbetrieben als auch in Wildfischbeständen diagnostiziert wurde.

Nach HEDRICK et al. (1993) ist die PKD eine der wirtschaftlich bedeutendsten Erkrankungen in der Aquakultur von Regenbogenforellen. PKD-bedingte Mortalitäten in der Aquakultur belaufen sich auf etwa 10 - 15%, können aber auch auf bis zu 90 % oder 100 % ansteigen (CLIFTON-HADLEY et al. 1984, SCHUBIGER et al. 2003). Der Entwicklungszyklus von *T. bryosalmonae* ist noch nicht endgültig geklärt. Er beinhaltet jedoch Moostierchen (Bryozoa) als auch Fische.

Eine wirkungsvolle Therapie für PKD gibt es derzeit nicht. Die Bekämpfung von fischinfektiösen Sporen mittels UV-Strahlung scheint aufgrund von Ergebnissen aus Laborversuchen mit anderen Myxozoa (*Myxobolus cerebralis*, dem Erreger der Drehkrankheit) und Erfahrungsberichten möglich (HOFFMANN 1974, HEDRICK et al. 2000, HENDRICK et al. 1986). Detaillierte Untersuchungen zur Wirkung von UV-Strahlung auf *T. bryosalmonae* sowohl aus Laborversuchen oder aus Praxistests in Forellenanlagen wurden bislang jedoch nicht durchgeführt.

Auch in Deutschland ist die PKD bedeutsam. In Sachsen wurden aktuelle Verluste durch PKD beschrieben (SÄCHSISCHE TIERSEUCHENKASSE 2016). Gezielte Untersuchungen zum Vorkommen der PKD in Gewässern oder Fischzuchtbetrieben Brandenburgs, Sachsen-Anhalts, Thüringens oder Schleswig-Holsteins existieren nicht. Aktuelle Angaben zufolge verursacht die PKD jedoch auch in Thüringen hohe Verluste (KAPPE mdl. Mitt.).

2.2.3 Amöbose der Kiemen

Die Amöbose der Kiemen (AGD) ist eine Erkrankung von Süßwasser- und Meeresfischen, die insbesondere bei Salmoniden zu Verlusten führt (DYKOVÁ & LOM 2004). Sie wird durch ein- bis mehrkernige Protozoen verschiedener Taxa hervorgerufen, die sich lediglich in ihrer amöboiden Lebensform gleichen.

Amöben sind weit verbreitet und Infektionen von Fischen aus Aquakulturen wurden global nachgewiesen. Die kumulativen Mortalitäten können bei Krankheitsausbruch Werte von bis zu 50 % erreichen (BRUNO et al. 1997, MITCHELL & RODGER 2011). In Deutschland (Nordrhein-Westfalen, Thüringen, Hessen, Bayern, Baden-Württemberg) wurde die Amöbose bei Regenbogenforellen aus Teichwirtschaften und Kaltwasser-Rinnenanlagen ebenfalls diagnostiziert (BAATH et al. 1996, BRÄUER et al. 2008, KÖRTING et al. 2000, NARDY 2011).

Die Amöbose der Kiemen kann bei Süßwasserfischen durch Kochsalzbäder (NaCl) behandelt werden. Dabei ist jedoch zu bedenken, dass das Handling und die Badebehandlung zusätzlichen Stress und damit einhergehend erhöhten Sauerstoffbedarf verursachen und den kiemen-geschädigten Tieren u. U. Leistungen abverlangen, die sie nicht mehr erbringen können. Zudem wird der Erregerdruck durch die Badebehandlung meist nur reduziert und nicht völlig unterbunden, so dass aufgrund der hohen Vermehrungsrate der Amöben wiederholt therapeutische Bäder notwendig sind (MITCHELL & RODGER 2011).

Über den Einsatz von Formalin bei der Therapie der AGD liegen sowohl positive (SAWYER et al. 1974) als auch negative Erfahrungen vor (BAATH et al. 1996, DYKOVÁ et al. 1998). Über eine toxische Wirkung von Chloramin-T und Chlordioxid gegen Amöben wurde von POWELL & CLARK (2004) berichtet. Die Anwendung dieser Chemikalien wird jedoch aus Umwelt- und Arbeitsschutzgründen kritisch gesehen. Eine zweistündige Exposition mit Ozon (0,1 ppm) bewirkte eine Reduktion der Intensität des Amöbenbefalls (MITCHELL & RODGER 2011). Die Unterbindung des Eintrages freilebender Amöben über das Zulaufwasser in die Durchflussanlage mittels UV scheint prinzipiell möglich, doch liegen hierzu keinerlei Untersuchungen vor.

2.2.4 Rotmaulkrankheit

Die Rotmaulkrankheit (ERM, auch bezeichnet als Yersiniose, Rotmaulseuche, enterale Rotmaulkrankheit oder RM Enterobakteriose) ist eine akute, seuchenartige bakterielle Erkrankung der Salmoniden. Die Krankheit ist global verbreitet und verursacht bedeutende

Fischverluste in Aquakulturen weltweit (ORMSBY & DAVIES 2017). Der Erreger (*Yersinia ruckeri*) ist ein Enterobakterium, das horizontal, d. h. durch direkten Kontakt, von Fisch zu Fisch bzw. über das Wasser von infizierten Fischen oder von symptomlosen Carriern übertragen wird. Ein weiteres Erregerreservoir und mögliche Quelle für rezidivierende Krankheitsausbrüche bilden Biofilme (COQUET et al. 2002).

Einem akuten ERM-Ausbruch wird durch Gabe eines Antibiotikums begegnet. Im Labormaßstab wurden zur Abtötung von *Y. ruckeri* zudem verschiedene chemisch-physikalische Verfahren (Chlorung, Ozonierung) erfolgreich angewendet (WEDEMEYER & NELSON 1977).

Zum Vorkommen dieser Bakteriose sind in den deutschen Bundesländern keine öffentlich zugänglichen Angaben verfügbar. In Sachsen-Anhalt wurde ERM im Jahr 2016 viermal diagnostiziert (ALBRECHT et al. 2016). Nach Angaben der zuständigen Landesbehörden trat *Y. ruckeri* jedoch auch in Forellenanlagen Brandenburgs, Thüringens und Schleswig-Holsteins in der jüngeren Vergangenheit als Krankheitserreger in Erscheinung. In deutschen Forellenanlagen wird der Rotmaulseuche v. a. prophylaktisch begegnet, indem angestrebt wird, ERM-freie Setzlinge zu beziehen und somit die Erregereinschleppung zu verhindern. Gelegentlich findet die Vakzinierung mit lokalen Serotypen statt. Zur Behandlung des Zulaufwassers (mittels z. B. Ozon oder UV) zum Zwecke der Yersinioseprophylaxe liegen keine praktischen Erfahrungen vor.

2.2.5 Kaltwasser-Erdbeerkrankheit

Die Kaltwasser-Erdbeerkrankheit (RMS) ist eine akute, übertragbare, nicht-letale Hautkrankheit der Regenbogenforelle (*O. mykiss*). Als krankheitsauslösendes Agens werden Bakterien der Ordnung Rickettsiales beschrieben (METSELAAR et al. 2010), die der Familie Midichloriaceae zugehörig sind (CAFISO et al. 2016) und somit als MLO (Midichloria-like organisms) bezeichnet werden können (SCHMIDT et al. 2018).

In europäischen Forellenzuchtanlagen tauchte die Kaltwasser-Erdbeerkrankheit etwa zu Beginn des neuen Jahrtausends auf (VERNER-JEFFREYS et al. 2006). Die Morbidität beträgt in der Regel 10 - 30%, obgleich in einzelnen Anlagenteilen (Becken/Teichen) auch 90 % der vorhandenen Fische klinisch krank sein können (OIDTMANN et al. 2013). Bei der Therapie der Kaltwasser-Erdbeerkrankheit zeigten Badebehandlungen mit Chloramin-T und Formalin unter Praxisbedingungen nur eine geringe Wirksamkeit (VERNER-JEFFREYS et al. 2008), so dass bei erfolgter Diagnose durch behandelnde Veterinäre gegenwärtig verschiedene Antibiotika verabreicht werden.

Die Kaltwasser-Erdbeerkrankheit wurde ebenfalls in Forellenbeständen Deutschlands diagnostiziert und trat in der jüngeren Vergangenheit auch in Thüringen, Sachsen-Anhalt und Brandenburg auf.

2.2.6 Furunkulose

Die Furunkulose der Salmoniden ist eine nahezu weltweit verbreitete, epizootisch verlaufende Erkrankung, die entweder lokal auf der Körperoberfläche (klassische Furunkulose) oder generalisiert (septikämische Verlaufsform) auftreten kann. Als ätiologisches Agens gilt das gramnegative Bakterium *Aeromonas salmonicida* (ROBERTS 2012). Die Übertragung der Furunkulosebakterien erfolgt horizontal, d. h. durch erregerehaltiges Wasser, verschiedenste Carrier (Fische, Wirbellose, etc.), kontaminierte Arbeitskleidung oder durch blutsaugende

Parasiten (SCHLOTFELDT & ALDERMAN 1995). Eine vertikale Übertragung der Bakterien wird von ROBERTS (2012) nicht ausgeschlossen. GUDMUNSDOTTIR & BJORNSDOTTIR (2017) sehen diesen Übertragungsweg jedoch als noch unbestätigt an.

Prinzipiell können im Zuge einer Therapie verschiedene Antibiotika verabreicht werden (GUDMUNSDOTTIR & BJORNSDOTTIR 2017). Bei der Bekämpfung sollte das Hauptaugenmerk auf der Prophylaxe durch strikte Hygiene liegen und die Gefahr der Einschleppung von Erregern und Carriern reduziert werden. Auch in Fischereiunternehmen Brandenburgs, Sachsen-Anhalts und Thüringens wurden in den letzten Jahren mehrfach Furunkulosefälle diagnostiziert (ALBRECHT et al. 2016).

2.2.7 Bakterielle Kiemenerkrankung

Die bakterielle Kiemenerkrankung ist eine Infektionskrankheit der Kiemen verschiedener Süßwasserfischarten. Als ätiologisches Agens dieser Erkrankung wird heute das Gram-negative *Flavobacterium branchiophilum* angesehen, welches in Fischzuchtanlagen weltweit zu Krankheitsausbrüchen führt (WAKABAYASHI et al. 1989).

In Abhängigkeit von den Haltungsbedingungen können innerhalb von 1 - 2 Tagen Erkrankungsraten von bis zu 80 % verzeichnet werden; die Mortalität kann Werte zwischen 10 und 50 % annehmen (LOCH & FAISAL 2017). Die Ausbreitung und Übertragung des Erregers erfolgen horizontal.

Zur Bekämpfung des Erregers wurden in Feld- und Laboruntersuchungen verschiedene Therapeutika eingesetzt, wie etwa Chloramin-T (BOWKER & ERDAHL 1998), Wasserstoffperoxid (LUMSDEN et al. 1998) oder Kochsalz (HEO et al. 1990), die allesamt zur Reduzierung der Sterblichkeitsraten führten. Auch die Behandlung des Zulaufwassers mit UV-C-Strahlung (HEDRICK et al. 2000) oder Ozon (BULLOCK et al. 1996) reduzierte in Laborversuchen bzw. Mesokosmen *Flavobacterium*-bedingte Mortalitäten.

Spezielle Angaben zu den durch *F. branchiophilum* verursachten Krankheitsausbrüchen in deutschen Aquakulturen wurden im jüngeren Schrifttum nicht gefunden. Das Vorkommen des Erregers und seine Beteiligung an auftretenden Fischkrankheiten werden jedoch auch für Thüringen angenommen (KAPPE mdl. Mitt.).

2.2.8 Bakterielle Kaltwasserkrankheit

Die bakterielle Kaltwasserkrankheit ist eine mit Septikämie oder ausgedehnten Hautaffektionen einhergehende Erkrankung der Salmoniden. Als ätiologisches Agens gilt das weltweit verbreitete Gram-negative *Flavobacterium psychrophilum* (STARLIPER & SCHILL 2011).

Im Zuge der Erkrankung können massive Verluste auftreten und insbesondere bei Jungfischen sind Sterblichkeitsraten von 70 % keine Ausnahme (ROBERTS 2012). Die Ausbreitung und Übertragung der Erreger sind sowohl horizontal als auch vertikal möglich (HOLT 1987).

Bei Krankheitsausbruch können zur Bekämpfung des Erregers bzw. zur Desinfektion verschiedene Chemikalien eingesetzt werden (MAINOUS et al. 2012, LOCH & FAISAL 2017). Darüber hinaus gelang es unter Laborbedingungen, *F. psychrophilum* durch Bestrahlung mit UV-Licht abzutöten (HEDRICK et al. 2000). In Deutschland ist der Erreger der bakteriellen Kaltwasserkrankheit ebenfalls weit verbreitet und führte u. a. auch in Thüringen zu Krankheitsfällen.

2.2.9 Zwischenfazit: Fischpathogene Erreger

Zur Krankheitsprophylaxe und -therapie lässt sich zusammenfassen, dass verschiedene nicht-chemische Verfahren existieren, die prinzipiell geeignet wären, einige oder mehrere der o. a. Erreger (oder deren Überträger) wirksam zu bekämpfen. Derartige Erkenntnisse stammen jedoch in der Regel aus Labor- bzw. Mesokosmenversuchen und die Verfahrensweisen wurden unter Praxisbedingungen oft nicht wissenschaftlich untersucht. Bei anderen Erkrankungen (z. B. RMS, Amöbose) wurde die Wirkung nicht-chemischer Verfahren auf das Krankheitsgeschehen noch nicht erprobt. Aufgrund der Wirkungsweise technischer Verfahren, wie etwa die DNA-Schädigung durch UV-C-Exposition oder die Zerstörung von Zellmembranen durch Ozon, scheint eine effektive Bekämpfung der Erreger jedoch prinzipiell möglich. Die hierfür notwendigen effektiven Dosen (Konzentrationen) sind erregerspezifisch und den jeweiligen örtlichen Gegebenheiten (Wasserqualität und -quantität, Erregerdruck) anzupassen.

Am vielversprechendsten scheinen in dieser Hinsicht der Einsatz von UV-C sowie Ozon zur Erregerbekämpfung und Minderung der Keimlast zu sein. Aktuell ist die Anwendung dieser Verfahren in Durchflussanlagen der Forellenproduktion jedoch nur bedingt umgesetzt. Insbesondere aufgrund der Kosten für Investitionen in diese beiden Verfahren konzentrieren sich gegenwärtig viele Anlagenbetreiber auf den bedarfsweisen Einsatz von chemischen Mitteln, insbesondere von PES.

2.3 **Möglichkeiten und Grenzen verschiedener Ansätze zur Keimreduzierung**

Aus der Trinkwasseraufbereitung und der Abwasserbehandlung sind verschiedene technische Verfahren bekannt, die zur Reinigung von Wässern unterschiedlicher Qualität seit Jahren in großtechnischem Maßstab angewandt werden. Von diesen Verfahren wurden im vorliegenden Projekt diejenigen betrachtet, die auch in der Binnenfischerei und Aquakultur zur Reduktion des Keimdrucks bereits zum Einsatz kommen bzw. in der Praxis zum Einsatz kommen können.

Nachfolgend werden daher die Möglichkeiten der Keimreduzierung mittels Peressigsäure (PES), Ozon, ultravioletter Strahlung (UV-C) sowie chlorhaltigen Verbindungen und Ultraschall betrachtet.

2.3.1 Peressigsäure

Peressigsäure (PES) ist eine klare, stechend riechende Flüssigkeit, die ebenfalls unter dem Namen „Peroxyessigsäure“ bekannt ist. Sie gehört zur Gruppe der organischen Peroxide und kombiniert die aktiven Sauerstoffeigenschaften eines Peroxids (sog. *Aktivsauerstoffe*) innerhalb eines Essigsäuremoleküls (KITIS 2004). Die PES-Synthese erfolgt über das Mischen von Wasserstoffperoxid mit konzentrierter Essigsäure, wobei die Wirksamkeit des Endprodukts größer als die der beiden Ausgangsstoffe ist (BÜTZER 2012). Es handelt sich bei diesem Produkt trotz des Namens allerdings nicht um eine Säure, sondern um eine Esterverbindung.

PES bildet eine Gleichgewichtsmischung mit den folgenden vier Verbindungen aus: Essigsäure (CH₃COOH), Wasserstoffperoxid (H₂O₂), Peroxyessigsäure (CH₃COOOH) und Wasser (H₂O):



Die Komponenten dieser Mischung stehen in einem festen Verhältnis zu einander. Zur Aufrechterhaltung des Gleichgewichtes werden den PES-Gemischen Stabilisatoren wie z. B. Phosphonate beigelegt (YUAN et al. 1997). Bei der Anwendung in z. B. wässrigen Lösungen kommt es zu einer Verdünnung des verwendeten Stabilisators und folglich zu einer Veränderung der Gleichgewichtsmischung.

Die Endprodukte des PES-Zerfalls sind Essigsäure, Sauerstoff und Wasser und somit für die Umwelt unbedenklich. Die Essigsäure kann von heterotrophen Bakterien biologisch abgebaut werden.

Die desinfizierende Wirkung von PES ist seit über 115 Jahren bekannt (FREER & NOVY 1902). Heute werden PES-haltige Produkte weitläufig in verschiedenen Bereichen zur Desinfektion eingesetzt, wie z. B. bei der Behandlung von häuslichen Abwässern (KITIS 2004, LUUKKONEN & PEHKONEN 2017), von medizinischen Produkten (LOUKILI et al. 2006) und Nahrungsmitteln (ALVARO et al. 2009) sowie in der Nutztierhaltung und dem Nutztiertransport (BÖHM 1998).

In der Aquakultur werden PES-haltige Produkte sowohl für die Oberflächendesinfektion von bspw. Arbeitsgerätschaften sowie fischfreien Becken aber auch zur Keimreduzierung des Anlagenwasser herangezogen (STRAUS et al. 2012, PEDERSEN et al. 2013, LIU et al. 2018).

Die Wirkung von PES beruht auf der hohen Oxidationsfähigkeit, die eine Zerstörung von Zellstrukturen ermöglicht. Die lipid-löslichen PES-Moleküle sind in der Lage, den Katalase-Schutzschild von Zellen zu durchbrechen und mit ihrem Aktivsauerstoff direkt in der Zelle zu wirken, wodurch der Verlust der Funktionstüchtigkeit des Zellstoffwechsels herbeiführt wird (SCHREINER et al. 1999), welcher letztendlich zum Zelltod führt. Das Oxidationspotential von PES Produkten ist größer als das von beispielsweise Chlor und Chlordioxid (KITIS 2004).

In der Anwendung weist PES ausgeprägte Vorteile gegenüber anderen Desinfektionsmitteln auf, da es sich um ein Mikrobiozid mit einem breiten Wirkungsspektrum handelt, das bereits bei sehr niedrigen Anwendungskonzentrationen effektiv gegen grampositive und gramnegative Bakterien sowie Hefen, Schimmelpilze und Viren eingesetzt werden kann (WALLHÄUSER 1995).

Da PES unspezifisch auf die verschiedenen Keime wirkt, werden keine Resistenzen ausgebildet (SCHREINER et al. 1999). Dies ist ein bedeutender Vorteil beim Einsatz von organischen Peroxiden. Zusätzlich weisen PES-haltige Produkte im Vergleich zu bspw. Formaldehyd keinen bzw. nur einen geringen Kältefehler auf (BAUR et al. 2010), was den Einsatz bei niedrigen Temperaturen ermöglicht. Da PES in einem pH-Wert Bereich von 2 bis 8 eingesetzt werden kann, handelt es sich um ein Produkt mit einem weiten Anwendungsspektrum. Allerdings weist PES einen hohen Eiweißfehler auf (BAUR et al. 2010). Dies bedeutet, dass PES zu einer Koagulation von Proteinen führt. Es besteht demnach die Möglichkeit, dass etwaige Erreger von den koagulierten Proteinen vor dem Desinfektionsmittel abgeschirmt werden, wodurch die Keimreduzierung/-abtötung eingeschränkt sein kann. Bei der Oberflächendesinfektion setzt ein Eiweißfehler eines Produktes eine gründliche Reinigung des zu desinfizierenden Objektes voraus.

In den vergangenen Jahren sind verschiedene Studien veröffentlicht worden, in denen die Effekte von PES-Produkten zur Wasserhygienisierung in der Aquakultur untersucht wurden. PES kam dabei sowohl im Bruthaus (STRAUS et al. 2012) als auch in herkömmlichen Durchflussanlagen (PEDERSEN et al. 2013, PEDERSEN & HENRIKSEN 2017), teilgeschlossenen (PEDERSEN et al. 2013) und geschlossenen Kreislaufanlagen (LIU et al. 2017 a, 2018) zum Einsatz.

Zudem wurden eine Reihe von Untersuchungen durchgeführt, die sich mit der PES-induzierten Inaktivierung von fischpathogenen Krankheitserregern, wie z. B. *Aeromonas salmonicida* (MEINELT et al. 2015 a), *Flavobacterium columnare* (MARCHAND et al. 2012), *Yersinia ruckeri* (MEINELT et al. 2015 a), *Ichthyobodo necator* (FARMER et al. 2013, JAAFAR et al. 2013), *Ichthyophthirius multifiliis* (MEINELT et al. 2007 a, b, 2009, STRAUS & MEINELT 2009, PEDERSEN & HENRIKSEN 2017, SUDOVÁ et al. 2010), ISAV (Virus der Infektiösen Lachsanämie, SMAIL et al. 2004) und *Saprolegnia parasitica* (MARCHAND et al. 2012) beschäftigten.

Peressigsäure stellt sich als ein vielversprechendes Produkt zur Bekämpfung von fischpathogenen Erregern in der Aquakultur dar und wird von vielen Praktikern im Bedarfsfall zur Wasserhygienisierung eingesetzt.

Für die Wasserhygienisierung in Aquakulturanlagen gibt es mindestens drei verschiedene Applikationsstrategien, die in der Praxis zur Anwendung kommen (PEDERSEN et al. 2014):

- einmalige Pulsdosierung,
- wiederholte Pulsdosierung (z. B. dreimal wöchentlich),
- kontinuierliche Dosierung (niedrige Dosis über längeren Zeitraum).

Die Applikationsstrategie muss dabei vom Anlagenbetreiber individuell für die jeweilige Problemstellung der Fischzucht festgelegt werden.

Die in der Literatur angegebenen Dosierungen von PES in produzierenden Aquakulturanlagen variieren deutlich voneinander. Die Angaben zu eingesetzten Dosierungen von PES-haltigen Produkten schwanken dabei zwischen 0,3 und 20 ml m⁻³, wobei nominale PES Konzentrationen von 0,15 bis 3,0 mg PES l⁻¹ realisiert werden können (PEDERSEN et al. 2013, 2014, PEDERSEN & HENRIKSEN 2017).

Alle Dosierungen sind ausschließlich als Orientierungswerte für andere Anlagen zu verstehen und nur bedingt übertragbar, da der zielgerichtete Einsatz von Peressigsäure zur Wasserhygienisierung in Aquakulturanlagen von vielen verschiedenen Faktoren abhängt.

LIU et al. (2014) haben diese Faktoren in nachstehender Reihenfolge in ihrer Veröffentlichung aufgelistet: Wasserquelle, Wasserbeschaffenheit, Grad der Wasserrezirkulation und Futtergaben, Wasseraufbereitung, Fischart, Fütterungsraten, Bestandsdichten, Salzgehalt, Wasserhärte, gelöster organischer Kohlenstoff (DOC). Es ist offensichtlich, dass die aufgezählten Variablen für jeden Anlagenstandort und Anlagentyp verschieden sind. LIU et al. (2014) fanden beispielsweise in Laborstudien heraus, dass der Salzgehalt und das Vorhandensein von organischer Substanz im Wasser den PES-Abbau signifikant beeinflussten. So war etwa der Abbau von PES bei höheren gelösten organischen Kohlenstoffkonzentrationen (24 mg DOC l⁻¹) schneller als der Abbau in der Kontrolle (destilliertes Wasser). Für die Aquakultur bedeutet dies, dass in Systemen mit geringeren organischen Frachten (Durchflussanlagen) potentiell auch geringere PES-Dosen für die Wasserhygienisierung benötigt werden, als in Anlagen mit tendenziell höheren organischen Frachten (geschlossene Kreislaufanlagen).

Zusätzlich zu den Wasser- und Anlagencharakteristika ist die Wahl des PES-Produktes beim Einsatz zur Hygienisierung der Haltungsumwelt entscheidend. Der Grund dafür ist, dass die Zusammensetzung und Stärke der PES-haltigen Produkte in ihrer aktiven Konzentration im Bereich von 5 bis 40 % PES l⁻¹ variieren können (PEDERSEN et al. 2014). Damit hat die Produktwahl einen maßgeblichen Einfluss auf die letztendliche PES-Konzentration, die in der Haltungsumwelt der Fische wirken kann. Die zu applizierende Dosis sollte daher vorzugsweise auf Basis des PES-Anteils des Produktes berechnet werden.

Zudem können PES-haltige Lösungen je nach Produkt in ihrer molekularen Zusammensetzung (PES:H₂O₂-Verhältnis) variieren. Die Berücksichtigung der Zusammensetzung kann mit Blick auf die Behandlung von fischpathogenen Erregern wichtig sein. So führten in Untersuchungen zur Inaktivierung von *A. salmonicida* und *Y. ruckeri* die Produkte mit hohen molekularen PES:H₂O₂-Verhältnissen zu einer ausgeprägteren Reduktion der Erreger als Produkte mit niedrigen Verhältnissen (MEINELT et al. 2015 a).

Unter Berücksichtigung von Herstellerangaben sowie den DVG-Empfehlungen und einer entsprechend notwendigen Leistung als Biozidprodukt erfordert der praktische Einsatz von PES im Aquakulturbetrieben immer die Berücksichtigung der jeweiligen örtlichen Bedingungen. Eine Übersicht zur Wasserhygienisierung und Inaktivierung von Erregern mittels PES sind in **Tab. 2** und **Tab. 3** dargestellt.

Tab. 2: Dosierungen von Präparaten auf Peressigsäurebasis für die Wasserhygienisierung in Aquakulturanlagen.

Anlagentyp	Konzentration	Exposition	Spezifikation		Referenz
Durchflussanlage	1,0 ml m ⁻³	10 h d ⁻¹	15 % PES	bei Auffälligkeiten	PEDERSEN & HENRIKSEN (2017)
	1,5 ml m ⁻³	24 h d ⁻¹	40 % PES		ANONYM (mdl. Mitt.)
	4,0 ml m ⁻³		12 % PES		PEDERSEN et al. 2013
Kreislaufanlage	1,0 - 3,0 mg l ⁻¹	1 x	12 % PES		PEDERSEN et al. 2009

Tab. 3: Dosierungen von Präparaten auf Peressigsäurebasis für die Inaktivierung verschiedener fisch-pathogener Erreger. Für Virosen lagen keine Angaben vor.

Erreger	Konzentration	Exposition	Spezifikation		Referenz
Bakterien					
<i>Aeromonas salmonicida</i>	$\geq 0,5 \text{ mg l}^{-1}$	zeit-abhängig	produkt-abhängig	<i>in vitro</i>	MEINELT et al. (2015 a)
<i>Flavobacterium columnare</i>	$\geq 1,0 \text{ mg l}^{-1}$	24 h	produkt-abhängig	<i>in vitro</i>	MARCHAND et al. (2012)
<i>Yersinia ruckeri</i>	$2,0 \text{ mg l}^{-1}$	zeit-abhängig	produkt-abhängig	<i>in vitro</i>	MEINELT et al. (2015 a)
Pilze					
<i>Saprolegnia parasitica</i>	$\geq 4,0 \text{ mg l}^{-1}$	24 h	produkt-abhängig	<i>in vitro</i>	MARCHAND et al. (2012)
<i>Saprolegnia</i> spp.	$2,5 - 5,0 \text{ mg l}^{-1}$	2 d^{-1}	15 % PES	<i>in vivo</i>	STRAUS et al. (2012)
Protozoen					
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	$1,0 \text{ mg l}^{-1}$	kontinuierlich für 4 d	40 % PES	<i>in vivo</i>	SUDOVÁ et al. (2010)
	$2,5 \text{ ml m}^{-3}$	4 h Standbad	15 % PES	Teilgeschlossene KLA	EHRMANN (mdl. Mitt.)
	$1,5 - 2,5 \text{ mg m}^{-3}$	kontinuierlich für 24 h d^{-1}	40 % PES	Durchfluss-anlage	ANONYM (mdl. Mitt.)
	$3,5 \text{ ml m}^{-3}$	1 d^{-1}	40 % PES	Durchfluss-anlage	ANONYM (mdl. Mitt.)
-Tomonten	$0,6 - 0,9 \text{ mg l}^{-1}$	48 h	40 % PES	<i>in vitro</i>	MEINELT et al. (2009)
-Theronten	$\geq 2,0 \text{ mg l}^{-1}$	12 h	40 % PES	<i>in vitro</i>	MEINELT et al. (2009)

Peressigsäurehaltige Produkte werden im Aquakulturbetrieb zum einen zur Desinfektion und zum anderen zur Keimreduzierung/Wasserhygienisierung eingesetzt. Diese beiden Vorgänge unterscheiden sich jedoch in ihrem Ziel wesentlich voneinander. Der Einsatz von PES zu Desinfektionszwecken von bspw. Teichwänden, der Fischverarbeitung oder einem Fischtransportfahrzeug zielt auf die vollständige Inaktivierung/Abtötung von Keimen ab. Die Desinfektion von Teichen oder Arbeitsgerätschaften erfolgt in Abwesenheit von Fischen und setzt immer eine gründliche Reinigung voraus. Da PES hochgradig korrosiv wirkt, wird bei dieser Form der Anwendung in der Regel ein Neutralisationsmittel benötigt (z. B. Natriumhydroxid).

Im Gegensatz dazu zielen Wasserhygienisierungsmaßnahmen darauf ab, die Keimlast im Wasser in An- oder auch Abwesenheit von Fischen zu reduzieren. Es handelt sich nicht um eine vollständige Inaktivierung bzw. Abtötung von Keimen. Das PES-Produkt kommt hierbei ohne etwaige Konditionierer und in den meisten Fällen als pures Produkt entweder mit Wasser verdünnt oder unverdünnt direkt in der Haltungsumwelt der Tiere zur Anwendung.

Zur Durchführung von Wasserhygienisierungsmaßnahmen muss PES sicher appliziert werden können. Für die Applikation von PES stehen dem Fischzuchtbetrieb verschiedene Möglichkeiten zur Verfügung (Tab. 4).

Tab. 4: Beispielhafte Ausbringungsmethoden (kontinuierlich und diskontinuierlich) für verdünnte und unverdünnte PES Produkte in einem Aquakulturbetrieb.

Unverdünnte Ausbringung	Verdünnte Ausbringung
- Spritze	- Spritze
- Messbecher	- Messbecher
- Injektionslanze	- Gießkanne inkl. Brausemundstück
- Tropfflasche mit Dosierer	- Vorratsbehälter mit definiertem Lochdurchmesser
	- Saugheber
- Vorratsbehälter mit elektr. Dosierpumpe	- Vorratsbehälter mit elektr. Dosierpumpe

Mittels Spritze und Messbecher können kleinere PES-Mengen ausgebracht werden. Dies gilt bspw. für PES-Applikationen im Bruthaus und Teichen mit geringen Volumina. Ebenso wird von Praktikern über den Einsatz von Tropfflaschen inkl. Dosiereinheit (Infusionsmaterial) in Bruthäusern berichtet (DETTMEYER mdl. Mitt.), die es ermöglichen, über einen ausgedehnten Zeitraum kontinuierlich PES zu applizieren und bspw. Verpilzungen von Forelleneiern zu verhindern.

Der Einsatz von Injektionslanzen wird hingegen in dänischen Anlagen betrieben, um an verschiedenen Punkten in teilgeschlossenen Kreislaufanlagen PES-Produkte zu injizieren (BERNHARD mdl. Mitt.). Des Weiteren werden in Teich- und Rinnenanlagen Plastik-Gießkannen mit Brausemundstücken verwendet, um die vorverdünnten PES-Produkte gleichmäßig über die gesamte Wasseroberfläche in die Anlage einzubringen (BARTSCHAT mdl. Mitt.). Die Ausbringung von PES-Produkten direkt aus einem Vorratsbehälter gehört ebenfalls zur gängigen Praxis, insbesondere in der Salmonidenaquakultur. Die Dosierung kann hierbei über einen definierten Lochdurchmesser im Vorratsbehälter (Kanister), nach dem Saugheber-Prinzip (**Abb. 2**, links), oder aber mit Hilfe einer elektrischen Dosierpumpe erfolgen (**Abb. 2**, rechts) (PEDERSEN & HENRIKSEN 2017, REUTER & RINAST mdl. Mitt., WINKELMANN mdl. Mitt.).



Abb. 2: Zwei Ausbringungsmethoden für PES-Produkte in Aquakulturbetrieben. Links: Saugheber-Prinzip, rechts: elektrische Dosierpumpe.

Eine Vorverdünnung der PES mit Wasser macht dessen Applikation weniger gefährlich, da sowohl eine Überdosierung in der Haltungseinrichtung als auch möglicher Kontakt mit bspw.

der Haut etc. reduziert werden kann. Nachteilig zu bewerten ist jedoch der PES-Abbau im Vorratsbehälter, mit dem Resultat einer sich verringernenden Konzentration (PEDERSEN et al. 2014) sowie das notwendige Handtieren mit der Flüssigkeit.

Als eine Herausforderung für die Praxis wird die sichere Anwendung und Ausbringung von PES-haltigen Produkten angesehen. Die verlässliche, technische Realisierung der Einbringung befindet sich noch in einer Phase der Erprobung. Insbesondere sind Dosieranlagen, die die genaue und arbeitsschutzgerechte Einleitung in den Wasserkörper ermöglichen, noch im Entwicklungs- bzw. Einführungsstadium und haben sich in der Aquakulturpraxis noch nicht durchgesetzt. Beim Umgang mit Produkten, die organische Peroxide enthalten, ist aus arbeitsschutzrechtlichen Vorgaben die direkte Applikation ohne Umfüllvorgänge o. ä. empfohlen (IFA 2020, DGUV 1997).

Mit Hinblick auf den Arbeitsschutz müssen die drei Säulen der technischen, organisatorischen und persönlichen Schutzmaßnahmen beachtet werden. Diese sind in **Tab. 5** für den Einsatz im Aquakulturbetrieb zusammenfassend dargestellt.

Tab. 5: Hinweise und Arbeitsschutzmaßnahmen beim Umgang mit Peressigsäure.

Säulen	Hinweise und Schutzmaßnahmen
Technische Schutzmaßnahmen	<ul style="list-style-type: none"> - Von Zündquellen fernhalten! - Rauchverbot beachten!
Organisatorische Schutzmaßnahmen	<ul style="list-style-type: none"> - Erstellen von Betriebsanweisungen - Unterweisung von Beschäftigten (1 x Jahr) - Flucht- und Rettungsplan - Beschäftigungsbeschränkungen einhalten (> 16/18 Jahre) - Anbringen von Hinweisschildern
Persönliche Schutzmaßnahmen	<ul style="list-style-type: none"> - Körper- und Handschutz Schürze, Stiefel, undurchlässige Handschuhe - Atemschutz - Augenschutz Schutzbrille und ggf. Schutzschirm - Arbeitshygiene Auf Einnahme von Nahrungsmitteln verzichten, Berührungen mit Haut/Augen vermeiden, Dämpfe und Nebel nicht einatmen, Hautreinigung und Hautpflege beachten.

Beim praktischen Umgang mit PES-haltigen Produkten im Aquakulturbetrieb sind verschiedene Aspekte, wie z. B. die Lagerung, das Handling, der Arbeitsschutz und Erste-Hilfe-Maßnahmen unbedingt zu beachten. Die Vorgaben der entsprechenden Sicherheitsdatenblätter müssen vor, während und nach der PES-Anwendung berücksichtigt und eingehalten werden. Generell gilt, dass ein Unternehmer den Umgang mit organischen Peroxiden (auch PES) nur versicherten Personen erlauben darf, die das 18. Lebensjahr vollendet haben. Es dürfen jedoch auch Jugendliche über 16 Jahren diese Stoffe handhaben, solange es für die Erreichung ihres Ausbildungszieles erforderlich ist, eine aufsichtführende Person den Schutz gewährleistet und

eine betriebsärztliche und sicherheitstechnische Betreuung sichergestellt sind (DGUV 1997). Folglich besteht die Möglichkeit, dass Auszubildende im Berufsfeld Fischwirt, unter Aufsicht PES-Produkte einsetzen.

Der Lagerung von Peressigsäure kommt eine besondere Bedeutung zu (IFA 2020). Zum einen handelt es sich um eine reaktive Chemikalie. Zum anderen kann PES an Wirkkraft, insbesondere als Verdünnung, im zeitlichen Verlauf verlieren. Eine 40%ige PES-Lösung verliert bis zu 2 % ihrer Aktivität pro Monat (KITIS 2004). PES ist an trockenen, lichtgeschützten, feuerbeständigen, gut belüfteten Orten mit einer empfohlenen Umgebungstemperatur von 2 bis 8 °C zu lagern. Die Lagerung soll ausschließlich in unzerbrechlichen Originalbehältern erfolgen, welche im Idealfall über eine geeignete Entlüftungsvorrichtung verfügen. Insbesondere die Verwendung und das Umfüllen in Lebensmittelgefäße (Verwechslungsgefahr!) und Glasbehälter (Bruchgefahr!) sind zu unterlassen. Lagergebäude und -räume für organische Peroxide müssen den geltenden Bestimmungen entsprechen (DGUV 1997). Die Bedingungen zur gemeinsamen Lagerung von organischen Peroxiden mit anderen Chemikalien sind der GESTIS-STOFFDATENBANK (IFA 2020) zu entnehmen.

Bei der Verwendung von PES-haltigen Produkten zur Keimreduzierung in Aquakulturbetrieben wird das jeweilige Produkt direkt in der Haltungsumwelt appliziert, wo es innerhalb kurzer Zeit (Minuten-Stunden) in seine Endprodukte Essigsäure, Sauerstoff und Wasser zerfällt. Aufgrund des Einsatzes von nur geringen nominalen PES-Konzentrationen und des zügigen Zerfalls des Produktes kann davon ausgegangen werden, dass die PES-Anwendung nicht zu Beeinträchtigungen in der Vorflut führt, solange der Einsatz im Einklang mit der „Guten fachlichen Praxis“ erfolgt.

Abfälle und Rückstände, die organische Peroxide (also auch PES) enthalten, sind sachgerecht und nach den nationalen und regionalen Vorschriften zu entsorgen. Restmengen sind unter keinen Umständen mit anderen Stoffen zu mischen. Peroxide gelten als gefährliche Abfälle (Sondermüll); die Abfallnummer lautet 16 09 03 (AVV 2001).

2.3.2 Ozon

Ozon (O_3) ist ein aus drei Sauerstoffatomen bestehendes Molekül, welches natürlicherweise in der Erdatmosphäre vorkommt. Ozon bildet sich u. a. bei intensiver Sonneneinstrahlung (Photodissoziation), bei Gewittern sowie bei der Reaktion von Stickoxiden mit Sauerstoff. Ozon ist ein starkes Oxidationsmittel, welches in der Lage ist, Materialien und Lebewesen zu schädigen. Die desinfizierende Wirkung des Ozons beruht auf seiner hohen Reaktivität mit organischen und anorganischen Molekülen (LAWSON 1995). Ozon oxidiert Moleküle von Zellmembranen, wodurch die Zellen zerstört werden und zerfällt dabei unmittelbar zu Sauerstoff.

Der Einsatz von Ozon in der Wasseraufbereitung wird seit über 100 Jahren praktiziert und heutzutage routinemäßig in der Ab-, Trink- und Waschwasserbehandlung zur Anwendung gebracht (GOTTSCHALK et al. 2009, VON GUNTEN 2003, SELMA et al. 2008). In Deutschland ist die Verwendung von Ozon zur Desinfektion von Trinkwasser zugelassen (TrinkwV (2001) / Liste der Aufbereitungsmittel und Desinfektionsverfahren gemäß § 11 der TrinkwV (UBA 2019)), wobei der Gehalt möglicher Reaktionsprodukte (Trihalogene, Bromat) zu berücksichtigen ist (UBA 2019). Das keimreduzierende Potential von Ozon wurde ebenfalls vom Aquakultursektor erkannt und wird seit den 1990er Jahren regelmäßig zur

Wasserhygienisierung genutzt (LAWSON 1995). Beim Einsatz dieser Methode ist insbesondere der hinreichende Abbau von im Wasser gelösten Ozon, vor dem Kontakt mit dem Fischbestand herausfordernd.

Die Effektivität des Ozoneinsatzes ist, wie bei allen keimreduzierenden Verfahren, von der eingesetzten Konzentration und der Kontakt- bzw. Einwirkzeit abhängig. Zusätzlich werden die Wirkung und Schädlichkeit von Ozon von der Wasserqualität (insbesondere der organischen Belastung) und des Zielorganismus beeinflusst (LAWSON 1995).

Da Ozon sehr reaktiv, aber nicht speicherbar ist, besteht die Notwendigkeit, das Gas direkt am Ort der Verwendung zu produzieren. Für die Erzeugung von Ozon in technisch relevanten Mengen kommt das Verfahren der Spaltung von molekularem Sauerstoff (O_2) mit Hilfe der „stillen elektrischen Entladung“ (Corona-Entladungsverfahren) zur Anwendung. Dabei wird eine Hochspannung zwischen zwei parallelen Platten, die durch ein Dielektrikum getrennt sind, angelegt und Luft oder Sauerstoff hindurchgeleitet (TIMMONS & EBELING 2013). Dieses Verfahren kommt zumeist auch in der Aquakultur zum Einsatz (SUMMERFELT 2003).

In der intensiven Aquakultur werden in zunehmendem Maße Ozonanlagen eingesetzt. In geschlossenen Kreislaufanlagen führt Ozon aufgrund seiner oxidativen Wirkung zu einer allgemeinen Reduzierung der Keimlast im Haltungswasser sowie zu einer Verringerung der partikulären und gelösten organischen Substanz (KUHN et al. 2017). Des Weiteren ist es möglich, mit Hilfe von Ozon fischtoxisches Nitrit (NO_2^-) in weniger schädliches Nitrat (NO_3^-) zu oxidieren und Gelbstoffe zu entfernen, die sich in geschlossenen Kreislaufanlagen im Laufe eines Produktionszyklus anreichern (SCHROEDER et al. 2011). In Kreislaufanlagen wird mit Ozon primär eine anlageninterne Hygienisierung des wiederholt genutzten Prozesswassers vorgenommen.

Die Hygienisierung des Zulaufwassers von Kreislaufanlagen wird in Situationen empfohlen, in denen das Risiko einer Einschleppung fischpathogener Erreger nicht auszuschließen ist (BREGNBALLE 2015) oder aber die Konzentration gelöster Kationen (z. B. Eisen) im Zulaufwasser reduziert werden muss (WEDEMEYER 1996). Ebenso kann die Desinfektion von Ablauf- und Abwasser notwendig sein, wenn dies auf Grund rechtlicher Vorgaben erforderlich ist (GONÇALVES & GAGNON 2011).

Für Fischzuchtanlagen und Bruthäuser, die im einfachen Durchfluss oder offenem Kreislauf betrieben werden, gelten die dargestellten Situationen in ähnlicher Weise. Allerdings liegen zur Wasseraufbereitung/-hygienisierung in derartigen Anlagen nur vereinzelte Berichte vor (BÖSSER mdl. Mitt., EUGSTER & STANLEY o. J., FORNERIS et al. 2003, RÜMMLER 2008). Von einigen Autoren wird der Ozoneinsatz in Durchflussanlagen als ungeeignet eingestuft (SCHMIDT 2018). Es ist jedoch bekannt, dass zahlreiche fischpathogener Erreger sehr sensibel auf Ozon reagieren (TIMMONS & EBELING 2013).

Die Anwendung von Ozon in der Aquakultur erfordert, dass eine Vielzahl von Verfahrensschritten kombiniert werden müssen. Das Schema einer Ozonanlage für den Einsatz in einer Fischaufzuchtanlage ist in **Abb. 3** dargestellt.

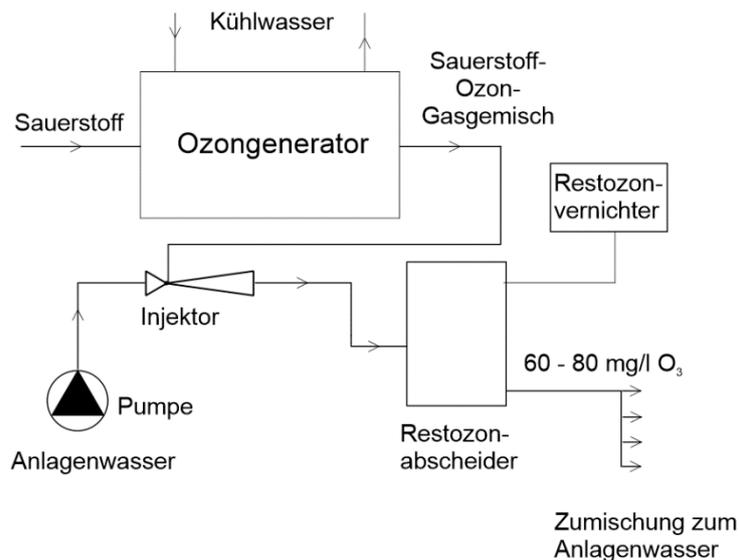


Abb. 3: Schema einer Ozonanlage für den Einsatz in der Forellenaufzucht (nach RÜMMLER 2008).

Die Ozonanlage setzt sich aus verschiedenen Komponenten zusammen. Im Ozongenerator wird das Ozongas erzeugt. Das Sauerstoff-Ozon-Gasgemisch wird hiernach mittels eines Injektors in den entsprechenden Wasserstrom eingetragen. Dieser wird wiederum in einen Reaktionsbehälter geleitet. In diesem Behälter findet zum einen die Reaktion des Ozons mit den Wasserinhaltsstoffen statt. Zum anderen wird im Reaktionsstank das überschüssige Ozon aufgefangen (Restozonabscheider) und hiernach in einem Restozonvernichter unschädlich gemacht. In der Trinkwasserbehandlung werden für die Restozonvernichtung thermische, katalytische oder auf Aktivkohle basierende Verfahren eingesetzt (ROESKE 2007). Das hoch mit Ozon angereicherte Wasser wird dann mit dem Zufluss- oder Kreislaufwasser der Fischproduktionsanlage vermischt, so dass der Ozon-Grenzwert für Fische eingehalten wird. Bereits geringe O₃-Konzentrationen von 0,01 mg l⁻¹ können, in Abhängigkeit von der Fischart und dem jeweiligen Lebensstadium letal wirken (TIMMONS & EBELING 2013).

Über gegenüber der Atmosphäre nicht abgeschlossene Verfahren ohne Restozonaufbereitung, z. B. Niederdruckbegaser (Low Head Oxygenator, LHO), U-Rohrbegaser, Venturidüsen oder Luftblasenausströmer/Sprudelsteine wird aus den USA berichtet (LILTVELD & SUMMERFELT 2013). Für diese Verfahren sind die Arbeitsschutzvorgaben in Deutschland zu beachten (vgl. DGUV 2005).

Für die Wasserhygienisierung mittels Ozon in Aquakulturanlagen gibt es prinzipiell drei verschiedene Anwendungsstrategien (vgl. GONÇALVES & GAGNON 2011):

- einmalige Anwendung (im Bedarfsfall),
- wiederholte Anwendung (z. B. mehrmals täglich),
- kontinuierliche Anwendung (niedrige Dosis über längeren Zeitraum).

Die Applikationsstrategie muss dabei vom Anlagenbetreiber individuell für die jeweilige Problemstellung der Fischzucht definiert werden. Insbesondere der Anlagentyp und die Intensität der Wassernutzung haben einen entscheidenden Einfluss auf die Art und Weise der Ozonanwendung.

Während für den Einsatz von Ozon zur Wasserhygienisierung in Kreislaufanlagen die Anpassung der Ozongaben an das Fütterungsregime empfohlen ist (GONÇALVES & GAGNON

2011), wird zur Desinfektion von Zulaufwasser in Durchflussanlagen immer eine kontinuierliche Ozonierung notwendig sein, um etwaige Keime abzutöten, bevor sie mit dem Fischbestand in Kontakt kommen können. Zusätzlich muss unterschieden werden, ob (ähnlich wie in Kreislaufanlagen) nur ein Teilstrom des Prozesswassers im Bypass ozoniert werden soll oder aber die Ozonbehandlung des gesamten Hauptstroms einer Durchflussanlage gewünscht bzw. erforderlich ist. Bei Untersuchungen zum Einsatz von Ozon in einer offenen Kreislaufanlage (30 t Haltebestand), in dem Ozon im Bypass eingesetzt wurde, wurde deutlich, dass bereits die Gabe von 60 g Ozon h⁻¹ in einer zeitnahen und deutlichen Absenkung der Keimbelastung in der gesamten Anlage resultierte, die selbst nach der Ozonabschaltung weiter anhielt (RÜMMLER 2008). Auch die kontinuierliche Desinfektion von Zulaufwasser einer mit Oberflächenwasser gespeisten Fischbrutanstalt beschreiben EUGSTER & STANLEY (o. J.) sowohl mit Blick des Schutzes der Fische vor pathogenen Mikroorganismen als auch bezüglich einer allgemeinen Verbesserung der Wasserqualität, als positiv.

Um mit Hilfe von Ozon Wasser hygienisieren zu können, muss eine definierte Ozonkonzentration für eine bestimmte Zeit auf das zu behandelnde Wasservolumen einwirken können (SUMMERFELT 2003). Das zu behandelnde Wasser kann dabei sowohl hinsichtlich der Quantität (m³ h⁻¹) als auch Qualität (Trübstoffe, organische Substanz etc.) variieren. Diese Variablen müssen bei der Auslegung einer Ozonanlage berücksichtigt werden. Einen Überblick zur Wechselwirkung von Wasserqualität und der Zerfallsrate von Ozon im wässrigen Medium ist in **Tab. 6** dargestellt.

Tab. 6: Wechselwirkungen zwischen Wasserqualität und Zerfallsrate von Ozon (KUHN et al. 2017)

Wasserparameter	Einfluss auf die Zerfallsrate von Ozon
pH-Wert ↑	Ozonzerfallsrate ↑
Salinität ↑	Ozonzerfallsrate ↓
Organischer Kohlenstoff ↑	Ozonzerfallsrate ↑
Bicarbonatkonzentration ↑	Ozonzerfallsrate ↑

Die letztendlich für die Keimreduzierung benötigte Dosis setzt sich aus wenigstens zwei Komponenten zusammen. Zum einen hat Wasser, zumindest in der Theorie, zunächst einen initialen Ozonbedarf. Dieser basiert auf der Ozonoxidation unter den vorliegenden Wassercharakteristika (Wassertemperatur, organische Substanz, Stickstoffverbindungen, Kationen etc.). Zum anderen muss zusätzlich zum initialen Ozonbedarf eine effektive Ozonkonzentration im Wasser gewährleistet werden, um vorhandene Keime (Bakterien, Viren, Pilze etc.) abtöten zu können (vgl. GONÇALVES & GAGNON 2011). Folgende **Tab. 7** gibt eine Orientierung zu den notwendigen Konzentrationen und Kontaktzeiten.

Tab. 7: Effektive Ozonkonzentrationen und Kontaktzeiten in Abhängigkeit des zu behandelnden Wassers (NSW 2016).

Wasser	Effektive Ozonkonzentration (mg l ⁻¹)	Kontaktzeit (min.)
Wasser (<i>rein</i>)	0,01 - 0,10	0,25
natürliches Gewässer (<i>Süß-, Brackwasser, marin</i>)	0,10 - 0,20	1 - 5
Ablaufwasser (<i>Aquakultur</i>)	0,20 - 0,40	1 - 5

Die letztendliche Effektivität der Keimreduzierung mit Ozon ist abhängig von der verbleibenden Ozonkonzentration im Wasser im Anschluss an den initialen Ozonverbrauch multipliziert mit der Kontaktzeit (Ct-Wert) (SUMMERFELT et al. 2009).

$$\text{Ct-Wert} = \text{mg O}_3 \text{ l}^{-1} * \text{min} \quad (2)$$

C = Ozonkonzentration nach initialem Verbrauch (mg O₃ l⁻¹)

t = Kontaktzeit (min)

Zur Sicherstellung einer effektiven Ozonkonzentration nach initialem Verbrauch wird ein ausreichend dimensionierter Kontaktbehälter mit einer definierten Retentionszeit benötigt.

Die große Mehrzahl der wissenschaftlichen Studien zum Einsatz von Ozon in Aquakulturanlagen befasst sich auf dessen Verwendung in geschlossenen Kreislaufanlagen (DAVIDSON et al. 2011, GOOD et al. 2011, 2017, REISER et al. 2011, SCHRADER et al. 2010, SILVA et al. 2011, SPILIOPOULOU et al. 2018, SUMMERFELT 2003, SUMMERFELT et al. 2004, 2009). Dem gegenüber steht eine wesentlich geringere Anzahl an Informationen, die sich mit dem Einsatz von Ozon in teilgeschlossenen Kreislaufanlagen (BULLOCK et al. 1997), offenen Kreislaufanlagen (RÜMMLER 2008), Durchflussanlagen (BÖSSER mdl. Mitt., TIPPING 1988) sowie in Bruthäusern auseinandersetzen (EUGSTER & STANLEY o. J., FORNERIS et al. 2003). Die hier aufgezählten Studien kommen übereinstimmend zu dem Ergebnis, dass Ozon sich prinzipiell positiv auf die Wasserqualität und Fischgesundheit auswirken kann.

FORNERIS et al. (2003) untersuchten den Einsatz von Ozon an Forelleneiern (*Salmo trutta fario*) zur Reduzierung von *Saprolegnia*-sp.-Infektionen. Eine Ozonbehandlung des Zulaufwassers erwies sich als vielversprechend, um Verpilzungen während der Entwicklung der Bachforelleneier effektiv vorzubeugen. Allerdings merkten FORNIERS et al. (2003) an, dass die Applikation einer Ozonkonzentration von ~ 0,3 mg l⁻¹ alle 48 Stunden für 10 min. zu fischtoxischen Effekten (reduzierte Schlupfrate) führen kann.

Der Einsatz von verschiedenen Ct-Werten (mg O₃ l⁻¹ x min.) ist in einer für die Forellenaufzucht genutzten, flusswassergespeisten Durchflussanlage untersucht worden (TIPPING 1988). Ab einer Ozonkonzentration von 0,143 mg O₃ l⁻¹ und einer Einwirkzeit von 5,9 min (Ct-Wert 0,84) war es möglich, die Infektion mit *Ceratomyxa shasta* (Syn. *Ceratomyxa shasta*) und daraus resultierende Mortalitäten von 81,2 % (Kontrolle) auf 1,4 % (Ozonbehandlung) zu reduzieren. Zeitgleich erreichte die Versuchsgruppe im mit Ozon behandelten Wasser höhere Endstückmassen und Körperlängen als die Forellen der unbehandelten (=infizierten) Gruppe.

Wichtig ist an dieser Stelle anzumerken, dass auch in verendeten Tieren der Ozonbehandlungsgruppe *C. shasta* nachgewiesen wurden (TIPPING 1988). Eine Infektion mit dem parasitären Erreger ließ sich demnach nicht gänzlich verhindern, wohl aber die z. T. deutlich negativen Effekte auf den Fischbestand.

Während der Aufzucht von Regenbogenforellen in einer mit Quellwasser gespeisten teilgeschlossenen Kreislaufanlage untersuchten BULLOCK et al. (1997) den Einsatz von Ozon mit dem Ziel der allgemeinen Reduzierung von heterotrophen Bakterien im Anlagenwasser sowie der Bekämpfung der wiederholt auftretenden bakteriellen Kiemenschwellung (Bacterial Gill Disease, BGD). Pro Kilogramm verfüttertem Futter wurden während der Versuche zwischen 0,025 und 0,039 kg Ozon mit Hilfe der Sauerstoffbegasungseinheiten in die Anlage eingebracht. Auf Grund der Konfiguration der Begaser konnte eine Kontaktzeit von 35 Sekunden zwischen Ozon und Wasser realisiert werden. Während die BGD in der Kontrollgruppe innerhalb von zwei Wochen ausbrach und diese Gruppe therapeutisch behandelt werden musste, wurden in drei von vier mit Ozon behandelten Gruppen keine sichtbaren Symptome der BGD festgestellt. Allerdings wurden auch hier die BGD-Erreger (*Flavobacterium branchiophilum*) auf den Kiemen der Forellen detektiert (BULLOCK et al. 1997). Mit Hilfe von Ozon ist es demnach möglich, den Ausbruch der bakteriellen Kiemenerkrankung erfolgreich zu verhindern, die Bakterien vollständig zu eliminieren jedoch nicht. Ebenso beobachteten BULLOCK et al. (1997), dass die Anzahl der heterotrophen Bakterien um lediglich eine Log₁₀-Einheit reduziert werden konnte und schlossen daraus, dass die Kontaktzeit von 35 s zu gering für eine effektive Ozonierung war.

Der Einsatz von Ozon für die Keimreduzierung bzw. -abtötung in Aquakulturanlagen mit verschiedenen Wassernutzungsintensitäten erscheint im Kontext der vorgestellten Literatur als eine vielversprechende Methode.

Während für geschlossene Kreislaufanlagen bereits ein Richtwert für die Ozondosierung zur Optimierung der Wasserqualität und Fischgesundheit von 10 - 24 g Ozon pro Kilogramm verabreichtem Futter existiert (GONÇALVES & GAGNON 2011, TIMMONS & EBELING 2013), sind derartige „allgemein gültige“ Konzentrationen für den Einsatz von Ozon zur Keimreduzierung in mit Oberflächenwasser gespeisten Anlagen gegenwärtig nicht ableitbar.

In **Tab. 8** sind verschiedene fischpathogene Erreger aufgeführt, die wiederholt in der Süßwasser-basierten Salmoniden-Aquakultur auftreten sowie die für eine zielgerichtete Inaktivierung benötigten Ozonkonzentrationen und Kontaktzeiten und die daraus resultierenden Ct-Werte.

Tab. 8: Inaktivierung fischpathogener Erreger mit Hilfe von Ozon in Süßwasser.

Erreger	Konzentration (mg O ₃ l ⁻¹)	Kontaktzeit (min)	Ct-Wert	Log _x Reduktion *	Referenz
Bakterien					
<i>Aeromonas salmonicida</i>	0,01	10	0,1	~ Log ₆	(1)
	0,04	0,5	0,02	~ Log ₆	(1)
	0,15 - 0,20	1	0,15 - 0,20	Log ₄	(2)
<i>Vibrio anguillarum</i>	0,15 - 0,20	1	0,15 - 0,20	Log ₄	(2)
<i>Vibrio salmonicida</i>	0,15 - 0,20	1	0,15 - 0,20	Log ₄	(2)
<i>Yersinia ruckeri</i>	0,01	10	0,1	~ Log ₆	(1)
	0,15 - 0,20	1	0,15 - 0,20	Log ₄	(2)
Pilze					
<i>Saprolegnia</i> sp.	0,15	Permanent (Rogen)			(3)
	0,03				(1)
Protozoen					
<i>Myxobolus cerebralis</i>	0,3	10	3		(4)
<i>Ceratomyxa shasta</i>	0,143	5,9	0,84	~ Log ₂	(5)
Viren					
IPNV (Infektiöse Pankreasnekrose)	0,01	1	0,01	~ Log ₆	(1)
	0,10 - 0,20	1	0,10 - 0,20	~ Log ₄	(2)
IHNV (Infektiöse hämatopoetische Nekrose)	0,01	1	0,01	~ Log ₆	(1)

* Reduktion um x Zehnerpotenzen, z. B. Log₁: 90 %, Log₂: 99 %, Log₃: 99,9 % usw.

(1) WEDEMEYER et al. (1979), (2) LILTVED et al. (1995), (3) GHOMI et al. (2007), (4) WEDEMEYER (1996), (5) TIPPING (1988)

Anhand **Tab. 8** lässt sich ableiten, dass (zumindest bei ausgewählten Erregern) eine effektive Bekämpfung mittels Ozon möglich ist. Für eine überschlagshafte Kalkulation des Ozonbedarfs werden 0,5 bis 2,0 mg O₃ l⁻¹ empfohlen (RÜMLER mdl. Mitt.). Alle der in **Tab. 8** aufgezählten Mikroorganismen ließen sich theoretisch mit dieser Konzentration inaktivieren. Bei der Erregerinaktivierung muss jedoch der initiale Ozonbedarf des jeweiligen Wassers berücksichtigt werden, da organische Substanzen und Stickstoffverbindungen ebenfalls vom Ozon oxidiert werden. SUMMERFELT et al. (2008) berichteten bspw. für Oberflächengewässer, dass bei einem Einsatz von 2,0 bis 3,0 mg O₃ l⁻¹ nach 10-minütiger Kontaktzeit eine verbleibende Ozonkonzentration von 0,2 mg l⁻¹ realisiert werden konnte. Diese Empfehlungen hinsichtlich des initialen Ozonbedarf von mit Oberflächenwasser gespeisten Anlagen decken sich folglich mit denen von RÜMLER (mdl. Mitt.).

Im Vergleich zwischen geschlossenen Kreislaufanlagen und mit Oberflächenwasser gespeisten Durchflussanlagen (mit einer einmaligen Nutzung des Wassers) ist bei letzteren von einem bis zu 10-mal höheren Ozonbedarf auszugehen (SUMMERFELT et al. 2009).

Das hohe Oxidationspotential von Ozon birgt Gesundheitsrisiken für Fische. Bereits geringe Restozonkonzentrationen, die mit dem Zulaufwasser in Haltungseinrichtungen gelangen, können Fische nachhaltig schädigen. Die toxischen Effekte hängen dabei jedoch immer auch

von der Fischart, dem jeweiligen Lebensstadium und anderen Faktoren ab (TIMMONS & EBELING 2013).

Für Regenbogenforellen (*Oncorhynchus mykiss*) wird eine letale Konzentration von 0,01 - 0,06 mg O₃ l⁻¹ angegeben (ROSELUND 1975). Der von WEDEMEYER et al. (1979) ermittelte 96-h-LC₅₀-Wert für diese Fischart liegt mit 0,0093 mg O₃ l⁻¹ dabei nur wesentlich unterhalb des Letalwertes von ROSELUND (1975). Bei 96-stündiger Einwirkung von 0,007 mg O₃ l⁻¹ wurden deutliche pathologische Veränderungen (Hyperplasien der Kiemenlamellen) festgestellt. Bei einem weiteren Anstieg der Ozonkonzentration stieg auch die Mortalität an (WEDEMEYER et al. 1979). Neben histopathologischen Effekten von Ozon auf Fischkiemen sind weitere physiologische Reaktionen auf Ozonexpositionen ermittelt worden. Für Amerikanische Streifenbarsche (*Morone americana*) wurde bei zunehmenden Ozonkonzentrationen eine Abnahme des Blut-pH-Wertes sowie eine Zunahme des Hämatokritgehaltes des Blutes festgestellt (RICHARDSON et al. 1983). Informationen zu Ozonkonzentrationen, die permanent auf Wirtschaftsfischarten einwirken können ohne dabei gesundheitliche Beeinträchtigungen der Fische hervorzurufen, liegen nach Kenntnisstand der Autoren nicht vor.

Bezüglich des Arbeitsschutzes ist beim Umgang mit Ozon darauf hinzuweisen, dass es bereits in sehr geringen Konzentrationen stark reizend und gesundheitsschädlich auf den menschlichen Organismus wirkt. Aufgenommen wird Ozon v. a. über die Atemwege und die Augen. Der Geruchsschwellenwert beträgt unter Laborbedingungen 40 - 50 µg m⁻³ (LfU 2018). Zum langfristigen Schutz der menschlichen Gesundheit ist ein Schwellenwert von maximal 120 µg m⁻³ (8-Stunden-Mittelwert) angegeben (BImSchV 2010). Eine Übersicht der physiologischen Wirkungen von Ozon in Abhängigkeit der vorliegenden Konzentration ist in folgender **Tab. 9** dargestellt.

Tab. 9: Physiologische Wirkungen von Ozon auf den Menschen unter verschiedenen Konzentrationen (ROESKE 2007).

Ozonkonzentration (ml m ⁻³)	Physiologische Wirkung
0,02	- Geruchsschwelle ¹
0,02 - 0,5	- Betäubung der Geruchsnerve nach etwa 5-minütiger Exposition, weshalb Ozon ggf. nicht mehr wahrgenommen wird, Trockenheit von Nase und Rachen, Husten- und Niesreiz, Tränenbildung der Augen, Kopfschmerzen
0,1	- Arbeitsplatzgrenzwert ² / Maximale Arbeitsplatz-Konzentration
0,5 - 2	- Reizung der Atemwege und Augen, die bei anhaltender Exposition weiter zunehmen (Geschmacksstörungen und Erbrechen möglich)
> 10	- Bewusstlosigkeit, Lungenbluten, bei anhaltender Einwirkdauer Tod durch Lungenödem
> 5 000	- tödliche Wirkung innerhalb weniger Minuten

¹ kann je nach Person stark variieren.

² gilt seit 2005 nicht mehr, stattdessen: Maximale Arbeitsplatz-Konzentration.

Neben akuten Effekten auf die menschliche Gesundheit ist Ozon zusätzlich als möglicherweise krebserregend für den Menschen eingestuft (BAUA 2016). Aus diesem Grund wird der Arbeitsplatzgrenzwert für Ozon nicht herangezogen, sondern stattdessen auf die Maximale

Arbeitsplatz-Konzentration verwiesen (DGUV 2020). Die Konzentrationen ($0,1 \text{ ml m}^{-3}$) der beiden Angaben unterscheiden sich dabei jedoch nicht.

Da Ozongeneratoren i. d. R. herstellerseitig trocken aufgestellt sein müssen, werden diese vorzugsweise in geschlossenen Räumen installiert. Wird ein Ozongenerator in einem geschlossenen Raum aufgestellt, darf es sich dabei nicht um einen ständigen Arbeitsplatz handeln.

Der Geruch von Ozon wird als unangenehm und stechend beschrieben, wobei in höheren Konzentrationen auch ein chlorähnlicher Geruch vorliegen kann (IFA 2020). In **Tab. 10** sind die notwendigen Erste-Hilfe-Maßnahmen nach einem Kontakt mit Ozon aufgelistet.

Tab. 10: Hinweise und Erste-Hilfe-Maßnahmen nach Kontakt mit Ozon (IFA 2020).

Kontakt	Hinweise und Maßnahme
Lunge	<ul style="list-style-type: none"> - unter Selbstschutz die Person aus dem Gefahrenbereich an die frische Luft bringen - ruhige Lagerung, vor Unterkühlung schützen - bei Atemnot Sauerstoffinhalation - für ärztliche Behandlung sorgen!
Auge	<ul style="list-style-type: none"> - Tränen, Brennen und Sehbeeinträchtigungen - Auge unter Schutz des unverletzten Auges 10 min. unter fließendem Wasser bei weitgespreiztem Lid spülen - Für ärztliche Behandlung sorgen!
Haut	<ul style="list-style-type: none"> - Ozonwirkung und -aufnahme über die Haut finden praktisch nicht statt
Mund	<ul style="list-style-type: none"> - gelangt i. d. R. nicht in den Magen

Ozon kann auf Grund seiner Reaktionsfreudigkeit nur bedingt gelagert werden und wird aus diesem Grund bei der Anwendung in einer Fischzucht direkt vor Ort mit Hilfe von Ozongeneratoren erzeugt. Während der Lagerung des Ozons also eine untergeordnete Rolle zukommt, muss ein Ozongenerator jedoch nach den jeweiligen Herstellerbestimmungen aufgestellt und betrieben werden.

Da Ozongas im zeitlichen Verlauf zu Sauerstoff zerfällt, besteht keine weitere Notwendigkeit der Entsorgung (IFA 2020).

Mit Blick auf die Verwendung von Ozon zur Keimreduzierung in der Aquakultur sind jedoch die Bestimmungen der Biozid-Verordnung (2012) zu beachten. Ozongeneratoren unterliegen hierbei keiner Zulassungs- oder Meldepflicht. Da Ozon direkt am Ort der Verwendung bspw. aus Luft hergestellt wird, handelt es sich Ozon jedoch um einen sog. *in situ* Wirkstoff. Das Ozon stellt hierbei das eigentliche Biozidprodukt dar. Ozon selbst befindet sich derzeit im Genehmigungsverfahren (Stand 23.07.2020). Die Pflicht zur Zulassung des Wirkstoffes Ozon liegt theoretisch bei den Betreibern/Anwendern der entsprechenden Ozongeneratoren. Es wird jedoch diskutiert, ob nicht die Hersteller stellvertretend für die Betreiber eine Zulassung für *in situ* hergestellte Biozidprodukte beantragen können (BAUA 2020).

2.3.3 UV-C-Strahlung

Ultraviolette Strahlung (UV-Strahlung) ist Licht mit einer Wellenlänge von 100 bis 400 nm und zählt zum energiereichsten Teil elektromagnetischer Strahlung. Auf Grund verschiedener

Wellenlängen und damit einhergehender Eigenschaften wird UV-Strahlung in drei Bereiche (UV-A, UV-B und UV-C) eingeteilt.

UV-C-Strahlung ist in der Lage, in Gewebe und Zellen einzudringen und dort pathologische Veränderungen hervorrufen. Ebenso können an der DNA Schäden durch UV-Strahlung entstehen, die in weiterer Folge zum Zelltod führen. Der desinfizierende Effekt von UV-Strahlung ist abhängig von der eingesetzten Wellenlänge. Innerhalb des Bereiches der UV-C-Strahlung (100 bis 280 nm) sind die Wellenlängen von 255 - 265 nm diejenigen, die von Nukleinsäuren, DNA und RNA am stärksten absorbiert werden (WEDEMEYER 1996). Allerdings verfügen Mikroorganismen über effektive Reparaturmechanismen (Photoreaktivierung), die die toxischen Effekte von UV-C-Strahlung wieder rückgängig machen können (DVGW 2006 a, LILTVED & LANDFALD 1996, LINDENAUER & DARBY 1994). Der Einsatz von ultraviolettem Licht wird zu den physikalischen Methoden gezählt. Das Verfahren hat den entscheidenden Vorteil, dass keine gefährlichen Stoffe hergestellt, gehandelt, transportiert oder gelagert werden müssen (US EPA 1999). Zusätzlich dazu generiert UV-Strahlung im Wasser keinerlei toxische Nebenprodukte und ändert bspw. weder die Farbe noch den Geruch des behandelten Wassers, da letztendlich ausschließlich Energie in Form von Licht zugeführt wird (SRIKANTH 1995).

Ultraviolette Strahlung wird sowohl von natürlichen (Sonne) als auch künstlichen Quellen (Lampen) emittiert. Zur künstlichen Erzeugung von Licht im Wellenbereich der UV-C-Strahlung werden Quecksilberstrahler mit Vorschaltgeräten eingesetzt. Die von monochromatischen Quecksilberstrahlern emittierte Wellenlänge von 254 nm wird optimaler Weise zur Abtötung von Keimen eingesetzt. Die keimreduzierende Wirkung von UV-C-Strahlern wird weitläufig in der Trink- (DIZER et al. 1993, HIJNEN et al. 2006, KHEYRANDISH et al. 2017) und Abwasserbehandlung genutzt (HASSEN et al. 2000, LIBERTI et al. 2003).

Der Einsatz von UV-Strahlung in der Aquakultur hat eine lange Tradition. So wird in der Teichwirtschaft von der desinfizierenden Wirkung von Sonnenlicht (UV-A, UV-B) Gebrauch gemacht, um etwaige Keime auf fischereilichen Gerätschaften (Kescher, Netz, Kübel) oder auch in trockengelegten Teichen zu inaktivieren (BAUR et al. 2010, WEDEMEYER 1996). Die vollständige Trocknung inklusive der Einwirkung von Sonnenlicht gilt dabei als kostengünstige und eine der effektivsten Desinfektionsmaßnahmen in der Aquakultur.

In der Aquakultur werden UV-C-Strahler insbesondere dort eingesetzt, wo eine erhöhte Wassernutzungsintensität (Kreislaufführung) eine etwaige Keimreduzierung notwendig macht (BLANCHETON et al. 2007, JOKUMSEN & SVENDSEN 2010, TIMMONS & EBELING 2013). Dabei muss zwischen einer Keimreduzierung im Zuge der Behandlung von zulaufendem Frischwasser mit geringer organischer Fracht und einer Behandlung von rezirkulierendem Haltungswasser in Kreislaufanlagen mit höherer organischer Fracht unterschieden werden (TIMMONS & EBELING 2013). Mit der Hygienisierung des Zulaufwassers ist beabsichtigt, etwaige fischpathogene Erreger vor Eintritt in die Fischzucht abzutöten und somit das Risiko einer Infektion des Fischbestandes zu senken. Dies kann insbesondere bei der Nutzung von Oberflächenwasser sinnvoll sein, welches nicht frei von anderen Wasserorganismen ist. Der Einsatz von UV-Strahlung in rezirkulierendem Prozesswasser von Kreislaufanlagen zielt hingegen in der Regel darauf ab, die sich im zeitlichen Verlauf aufbauende Keimfracht zu senken und somit der Anreicherung von Erregern in der Anlage entgegenzuwirken.

Beim Einsatz von Ozon zur Wasserhygienisierung kann UV-C-Strahlung zudem im Anschluss an die Ozonierung eingesetzt werden, um den Abbau von Ozonrückständen zu gewährleisten (SUMMERFELT 2003) und den Grad der Keimreduzierung zu steigern (SUMMERFELT et al. 2009).

In der Aquakultur kommen zwei wesentliche Bauformen von UV-Einheiten zum Einsatz: unter Druck stehende Rohrleitungserweiterungen, sog. Inline-Anlagen, sowie drucklose Offenkanaalsysteme. Die zumeist zylindrischen Inline-Anlagen mit innenliegenden Strahlern sind über Rohre oder Schläuche mit dem zu behandelnden Wasserstrom verbunden. Mögliche Lichtemissionen an die Umgebung werden durch die Außenhülle der UV-Einheit unterbunden. In dieser Bauform fließt das Wasser vom Zu- zum Ablauf und wird dabei von der UV-C-Strahlung durchdrungen. Je länger die Fließstrecke und je geringer der Wasserdurchsatz sowie der Gehäusequerschnitt sind, umso höher ist die UV-C-Dosis, die potenziell auf die Erreger einwirken kann.

Offenkanaalsysteme werden ähnlich wie eine herkömmliche Abgitterung in einem Kanal installiert. Die UV-Lampen können dabei senkrecht oder schräg zur Strömungsrichtung mit den Anschlüssen außerhalb des Wassers oder parallel zur Strömungsrichtung mit den Anschlüssen unter Wasser eingebaut werden. Im ersten Fall sind Abdeckungen zum Schutz vor der UV-Strahlung erforderlich. Zur Erhöhung der UV-Dosis können die Fließgeschwindigkeit und der Querschnitt herabgesetzt oder aber mehrere Strahler in Reihe geschaltet werden. Durch das schräge Verbauen kann der für den sicheren Betrieb der UV-Anlage vorzuhaltende Mindestwasserstand reduziert werden.

Moderne UV-Einheiten, die zur Keimreduzierung von größeren Wasservolumina genutzt werden, sind häufig neben einem Schaltkrank zusätzlich mit einer Benutzerschnittstelle ausgestattet. Diese Schnittstelle dient der Visualisierung verschiedener Parameter, die Auskunft über die UV-Einheit geben (Anzeige der Leistungsaufnahme, Lebensdauer der Lampen, individuelle Statusanzeige der Lampen, ggf. manuelles Dimmen der Lampen, Temperaturüberwachung der UV-Einheit sowie des Schaltschrankes etc.).

Ein wichtiger Parameter beim Einsatz von UV-Strahlung im Wasser ist die Strahlungsminderung durch Trübstoffe im Bereich von 240 bis 290 nm (DVGW 2006 a). Die Ermittlung dieses Parameters erfolgt über den spektralen Schwächungskoeffizienten (SSK) nach DIN 38404-3:2005-07 (2005). Der SSK gibt an, wie viel Prozent der emittierten UV-C-Strahlung nach dem Durchdringen einer definierten Wasserschicht nicht absorbiert wurden. In der englischsprachigen Literatur, aber auch bei der Dimensionierung bzw. Auslegung von UV-Einheiten, wird die Strahlungsminderung jedoch vorrangig über die Transmissionsrate des Lichtes im Wasser bestimmt (ultraviolet transmittance - UVT). Entsprechende Umrechnungstabellen von SSK zu UVT bei verschiedenen Schichtdicken sind verfügbar (DVGW 2006 a). In der Aquakultur variieren die UVT-Werte des Wassers zwischen 70 und 98 % (PENTAIR 2017), wobei das zu behandelnde Zulaufwasser von Durchflussanlagen typischerweise UVT-Werte von 90 bis 95 % aufweist (**Tab. 11**).

Tab. 11: Typische UVT-Werte (in %) verschiedener Wasserquellen bzw. Nutzungsarten.

Applikation	UVT-Wert (%)	Referenz
Destilliertes Wasser	100	ATG UV TECHNOLOGY
Trinkwasser	90 - 95	ATG UV TECHNOLOGY
Abwasser	50 - 80	ATG UV TECHNOLOGY
Aquakultur	70 - 98	PENTAIR (2017)
- Durchflussanlage	90 - 95 (Ø 96)	PENTAIR (2017)
- Kreislaufanlage	88 - 98 (Ø 93)	SUMMERFELT (2003)
- Vollkreislaufanlage	88 - 98	SUMMERFELT (2003)
- Ablaufwasser	70 - 95 (Ø 90)	SUMMERFELT (2003)
- Ablauf- und Reinigungswasser	30 - 50 (Ø 40)	SUMMERFELT (2003)

Es ist zu berücksichtigen, dass Reinigungs- und Wartungsarbeiten den UVT-Wert des Wassers deutlich beeinflussen können (SUMMERFELT 2003). Dieser Fall ist bei Durchflussanlagen ebenfalls im Anschluss an Niederschlagsereignisse (Regen/Schnee) zu erwarten. Eine Optimierung des UVT-Wertes könnte bspw. durch den Einsatz einer angepassten Vorfiltrierung (bspw. durch Siebtrommelfilter) realisiert werden.

Ein Rückschluss des UVT-Wertes auf Grundlage einer Trübungsmessung ist nur bedingt empfehlenswert, da UVT auch die für das menschliche Auge nicht zu erkennenden trübenden Wasserinhaltsstoffe (z. B. Eisen) berücksichtigt. Unabhängig davon kann die Berücksichtigung der Trübung des Wassers jedoch prinzipiell erste Hinweise auf die Effektivität einer UV-Bestrahlung liefern (GULLIAN et al. 2012).

Zur gezielten Inaktivierung bzw. Tötung von Keimen mit UV-C-Strahlung muss eine erforderliche UV-C-Dosis festgelegt werden. Die UV-C-Dosis ist das Produkt aus der UV-C-Intensität und der Expositionszeit mit UV-Licht einer Wellenlänge von 254 nm. Zusätzlich muss die Transmissionsrate (UVT-Wert) berücksichtigt werden.

$$\text{UV-C-Dosis} = \text{UV-C-Int. (mW cm}^{-2}\text{)} * \text{Zeit (s)} * \text{Transmission (\%)} \quad [\text{mWs cm}^{-2}] \quad (3)$$

Für die ausführlichen funktionellen Zusammenhänge wird an dieser Stelle auf das DVGW-Arbeitsblatt W 294-1 (DVGW 2006 a) sowie auf die DIN 5031-1 (1982) verwiesen.

Einen Überblick über die benötigten UV-C-Dosen zur Inaktivierung von Bakterien, Protozoen und Viren bieten SRIKANTH (1995) und CHEVREFILS et al. (2006). Darüber hinaus existiert eine Vielzahl von Veröffentlichungen, in denen die Inaktivierung einzelner fischpathogener Erreger mittels UV-Licht untersucht wurde (ELMORE 2016, GRATZEK et al. 1983, HUYBEN 2012, LILTVED et al. 2006). Eine Übersicht benötigter UV-Dosen zur Inaktivierung verschiedener, für die Aquakultur relevanter Erreger bietet **Tab. 12**.

Nur eine geringe Anzahl von wissenschaftlichen Veröffentlichungen beschäftigt sich tatsächlich mit dem Einsatz von UV-C-Strahlung zur Keimreduzierung in Aquakulturbetrieben bzw. praxisnahen Anlagen. Weiterführend wird hier auf die Arbeiten von GULLIAN et al. (2012) und SHARRER et al. (2005) verwiesen.

Tab. 12: Benötigte UV-C-Dosen zur Inaktivierung fischpathogener Erreger.

Fischpathogener Erreger	UV-Dosis (mWs cm ⁻²)	Log _x Reduktion *	Referenz
Algen			
<i>Chlorella vulgaris</i>	22	k. A.	PENTAIR (2018)
Bakterien			
<i>Aeromonas hydrophila</i>	3,62 5 22,1	Log ₃ k. A. k. A.	AQUAFINE (2015) WEDEMEYER (1996) VANDER LAAN (2012)
<i>Aeromonas salmonicida</i>	4 5,9 13,1 - 29,4	Log ₃ Log ₄ k.A.	WEDEMEYER (1996) LILTVED & LANDFALD (1996) VANDER LAAN (2012)
<i>Vibrio anguillarum</i>	2 4 30	Log ₄ Log ₃ k. A.	LILTVED & LANDFALD 1996 WEDEMEYER (1996) PENTAIR (2018)
<i>Pseudomonas fluorescens</i>	5 11 13,1 - 29,4	Log ₃ Log ₃ k. A.	WEDEMEYER (1996) PENTAIR (2018) VANDER LAAN (2012)
<i>Yersinia ruckeri</i>	2,7 5 30	k. A. Log ₄ k. A.	AQUAFINE (2015) LILTVED & LANDFALD (1996) PENTAIR (2018)
Pilze			
<i>Saprolegnia diclina</i>	40 - 170	k. A.	PENTAIR (2018)
<i>Saprolegnia</i> sp.	230	k. A.	WEDEMEYER (1996)
<i>Saprolegnia</i> sp. (Sporen)	39,6	k. A.	VANDER LAAN (2012)
Protozoen			
<i>Costia necatrix</i>	318	Log ₃	PENTAIR (2018)
<i>Myxobolus cerebralis</i>	27,6 40 40 40	Log ₂ k. A. k. A. k. A.	WEDEMEYER (1996) PENTAIR (2018) VANDER LAAN (2012) AQUAFINE (2015)
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	91,9 100	k. A. k. A.	GRATZEK et al. (1983) PENTAIR (2018)
<i>I. multifiliis</i> (Tomiten)	> 300	k. A.	VANDER LAAN (2012)
<i>Trichodina</i> sp.	35	Log ₃	PENTAIR (2018)
Viren			
IPNV (Infektiöse Pankreasnekrose)	150 150 246 246	Log ₂ k. A. k. A. Log ₃	WEDEMEYER (1996) VANDER LAAN (2012) PENTAIR (2018) LILTVED et al. (2006)
IHNV (Infektiöse hämatopoetische Nekrose)	2 6 - 9 30 30	Log ₂ k. A. k. A. k. A.	WEDEMEYER (1996) AQUAFINE (2015) PENTAIR (2018) VANDER LAAN (2012)
ISAV (Infektiöse Lachsanämie)	7,7 8 120	Log ₃ k. A. k. A.	LILTVED et al. (2006) PENTAIR (2018) VANDER LAAN (2012)
KHV (Koi-Herpesviriose)	4	k. A.	PENTAIR (2018)
VHSV (Virale hämorrhagische Septikämie)	5 32	k. A. k. A.	VANDER LAAN (2012) PENTAIR (2018)
Kreislaufanlagen			
Rezirkulationswasser	30	k. A.	WEDEMEYER (1996)

* Reduktion um x Zehnerpotenzen, z. B. Log₁: 90 %, Log₂: 99 %, Log₃: 99,9 % usw.

Obwohl der Einsatz von UV-C-Strahlung die Eigenschaften des behandelten Wassers nicht verändert (PILKINGTON 1995), kann die Strahlung als potentieller Stressor für Fische angesehen werden. Zum Schutz der Tiere ist eine UV-Einheit daher in einem fischfreien Kompartiment oder Bypass der Anlage zu installieren. Dies gilt insbesondere für die oben geschriebenen Offenkanalanlagen, da sich diese im Gegensatz zu zylindrischen Inline-Anlagen frei in der Wassersäule befinden.

Die Wirkung von UV-Strahlung ist photochemischer Natur und wirkt im Wesentlichen auf die Zielorgane Auge und Haut ein (BROSE et al. 2013). Beim Menschen kann sie bereits nach kurzzeitiger Einwirkung zu Hornhaut- und Bindehautentzündungen führen (auch bekannt als „verblitzte Augen“ bzw. „Schneeblindheit“). UV-strahlungsexponierte Haut reagiert je nach individuellem Hauttyp mit „leichten Rötungen“ bis hin zu „Blasenbildung“ und „starken Schmerzen“ (BROSE et al. 2013). Beim potentiellen Kontakt mit UV-Strahlung ist es daher wichtig, sich ausreichend vor der Strahlenquelle zu schützen.

Der Umgang mit nicht-ionisierender Strahlung ist in Deutschland gesetzlich geregelt. Grundlage hierfür ist die europäische Richtlinie RL 2006/25/EG, die 2010 mit der Arbeitsschutz-Verordnung zu künstlicher optischer Strahlung (OStrV 2010) in nationales Recht übernommen wurde. Die Verordnung regelt den Umgang mit künstlicher optischer Strahlung mit Wellenlängen in einem Bereich von 100 nm bis 1 mm. Folglich fällt UV-Strahlung (100 - 400 nm) aus künstlichen Quellen in den Wirkungsbereich dieser Verordnung.

Damit eine Gefährdung von Beschäftigten ausgeschlossen oder aber so weit wie möglich reduziert ist, hat der Arbeitgeber nach §7 der OStrV Schutzmaßnahmen nach dem Stand der Technik durchzuführen.

Im Falle von UV-Anlagen in Aquakulturbetrieben sind Arbeitsschutzmaßnahmen vorzugsweise auf jene UV-Einheiten zu richten, in denen UV-Strahlung ungeschützt an die Umgebung abgegeben wird (UV-Offenkanalanlagen). Die nach außen geschlossenen zylindrischen Inline-Anlagen verfügen über eine Ummantelung, die die Exposition mit ultravioletter Strahlung stark einschränkt. Hier kann eine UV-Exposition theoretisch nur nach Beschädigung der Außenhaut oder bei unsachgemäßer Öffnung des Gehäuses erfolgen.

Im Falle eines Unfalles mit UV-Strahlung bzw. einer UV-Einheit können verschiedene Erste-Hilfe-Maßnahmen eingeleitet werden. Diese sind in **Tab. 13** aufgelistet.

Tab. 13: Hinweise und Erste-Hilfe Maßnahmen bei Unfällen mit UV-C-Quellen.

Kontakt	Erste-Hilfe-Maßnahmen
Elektrischer Schlag	<ul style="list-style-type: none"> - Notruf 112 absetzen - Eigenschutz beachten - Stromkreis unterbrechen - Betroffene unter keinen Umständen mit leitenden Hilfsmitteln von der Stromquelle wegziehen - bewusste Person in stabile Seitenlage bringen, ggf. Wiederbelebensmaßnahmen durchführen
Verbrennung	<ul style="list-style-type: none"> - umgehend Kühlung einleiten - Brandblasen nicht öffnen - u. U. Arztbesuch
Schnittverletzung	<ul style="list-style-type: none"> - Eigenschutz beachten - je nach Stärke der Blutung: Pflaster oder Verbandsmaterial - u. U. Arztbesuch, Absetzen eines Notrufs
Quecksilber	<p>Beim Zerschneiden eines UV-Strahlers kann es zur Freisetzung von Quecksilber kommen. Nach Glasbruch daher:</p> <ul style="list-style-type: none"> - für Belüftung sorgen - Verunreinigungen beseitigen
Augen	<ul style="list-style-type: none"> - bei „verblitzten Augen“ eine augenärztliche Behandlung einleiten
Haut	<ul style="list-style-type: none"> - ggf. Kühlen - Feuchtigkeitscreme

Die Lagerung der UV-Einheit bzw. der UV-Strahler (Lampen) richtet sich nach den jeweiligen Herstellerangaben. Da es sich im Gegensatz zu PES nicht um eine Chemikalie handelt, gibt es keine weiteren Lagerungsbestimmungen zu beachten. Die Entsorgung von Elektro- und Elektronik-Altgeräten ist in Deutschland gesetzlich geregelt (ElektroG 2015). UV-Einheiten und UV-Strahler sind somit über lokale Schadstoff-Sammelstellen zu entsorgen.

2.3.4 Calciumhypochlorit

Bei der Aufzucht aquatischer Organismen können verschiedene chlorhaltige Biozidprodukte zum Einsatz gelangen, die als Desinfektions- und Algenbekämpfungsmittel vermarktet werden dürfen (BAUA 2019) und gelegentlich zur Desinfektion von Gerätschaften bzw. zur Wasserhygienisierung eingesetzt werden. Der desinfizierende Effekt chlorhaltiger Biozide beruht dabei vor allem auf dem starken Oxidationsvermögen des Chlors (bzw. der chlorhaltigen Zerfallsprodukte). Generell ist bei der Anwendung von chlorhaltigen Bioziden zu berücksichtigen, dass diese Produkte einen Eiweißfehler (d. h. eine Wirksamkeitsminderung aufgrund des Kontaktes mit Eiweißen, wie Schleim, Sekrete, Faeces etc.) aufweisen und vor einer Desinfektion daher eine gründliche Reinigung zu erfolgen hat (LAVES 2020).

Aus dem Bereich der Binnenaquakultur liegen u. a. auch Erfahrungen mit Calciumhypochlorit vor, welches in der Vergangenheit zur Desinfektion bzw. Wasserhygienisierung eingesetzt wurde. Calciumhypochlorit ($\text{Ca}(\text{OCl})_2$) ist ein weißer, nach Chlor riechender Feststoff (ROESKE & MÜLLER 2003). Der Gehalt an wirksamem Chlor (Aktivchlorgehalt) beträgt bei dieser Verbindung ca. 65 - 75 % (MUTSCHMANN & STIMMELMAYR 2007). Bei der Zugabe von

Calciumhypochlorit zum Wasser entsteht hypochlorige Säure (HClO), die nach FRITSCH et al. (2014) den eigentlichen Desinfektionswirkstoff darstellt:



Hypochlorige Säure dissoziiert in Abhängigkeit vom pH-Wert und bildet bei dieser Reaktion Hypochloritionen (ClO^-). Der desinfizierende Effekt des Hypochlorits ist deutlich geringer als der der hypochlorigen Säure und mit zunehmendem pH-Wert des Wassers vermindert sich die Desinfektionswirkung (FRITSCH et al. 2014). Bei Vorliegen von Ammonium (und Aminen) kommt es zur Bildung von Chloraminen, welche ebenfalls ein deutlich niedrigeres Desinfektionsvermögen als die hypochlorige Säure aufweisen, zur geruchlichen (und geschmacklichen) Beeinträchtigung des Wassers führen (POTTS & BOYD 1998, FRITSCH et al. 2014) und nach Übertritt in die Luft in höheren Konzentrationen gesundheitsschädigend sind (UBA 2011).

Die Dosierung des Calciumhypochlorits ist schwierig, da es im Wasser nicht stabil ist bzw. mit anderen Wasserinhaltsstoffen neue Produkte bildet (FROHBERG 2017). Die erforderliche (effektive) Desinfektionsmitteldosis ist somit vom Zehrungsverhalten des Wassers abhängig (MUTSCHMANN & STIMMELMAYR 2007).

Zur akuten Fischtoxizität (96-h-LC₅₀) liegen nur wenige Angaben vor:

- Blauer Sonnenbarsch (*Lepomis macrochirus*): 0,088 mg l⁻¹ (CLEARTECH 2008),
- Regenbogenforelle (*O. mykiss*): 0,160 mg l⁻¹ (CLEARTECH 2008).

Weitere Daten zur akuten Fischtoxizität sind für Hypochlorit (ClO^-) verfügbar (ESCUADERO-OÑATE 2014).

In der Aquakultur ist Calciumhypochlorit gelegentlich bei der Aufzucht Getüpfelter Gabelwelse (*I. punctatus*) in Teichen appliziert worden, um eine Verminderung des Keimdrucks zu bewirken, die Phytoplanktondichte zu regulieren und die Wasserqualität zu verbessern. Die dabei regelmäßig applizierten Aktivchlor-Dosen von 0,1 mg/l werden von POTTS & BOYD (1998) jedoch als wirkungslos bewertet. Um über mehrere Stunden hinweg bakterizide Effekte zu verursachen wären nach Angaben dieser Autoren deutlich höhere Aktivchlor-Dosen (≥ 5 mg/L) erforderlich, die jedoch bereits akut fischtoxisch wären.

In der deutschen Aquakultur wurden Calciumhypochlorit-Produkte bei Regenbogenforellen mit massiven Kiemenschwellungen und *Flexibacter*-Infektionen angewandt und führte bei wiederholter Applikation (3 x täglich) zu verbesserter Fischgesundheit und einem Rückgang der Verluste (FROHBERG 2017). In ähnlicher Weise wurde in einer Forellen-Rinnenanlage von einer deutlichen Reduktion des Hautparasitenbefalls aufgrund der Anwendung von Calciumhypochlorit berichtet (FROHBERG 2017). Der Einsatz dieser Präparate wird jedoch kritisch gesehen (MEINELT et al. 2017), da durch Reaktion des Calciumhypochlorits mit organischen (und anorganischen) Wasserinhaltsstoffen Trihalogenmethane entstehen können, die als kanzerogen anzusehen sind (BOYD & MASSAUD 1999, VILLANUEVA et al. 2007, FRITSCH et al. 2014).

Beim Umgang mit Calciumhypochlorit ist entsprechende Schutzkleidung und -ausrüstung anzulegen (ROTH 2018); die maßgebenden Unfallverhütungsvorschriften sind unbedingt zu beachten (DGUV 2017).

2.3.5 Chlordioxid

Aus der Trinkwasseraufbereitung sind verschiedene Verfahren bekannt, bei denen die Desinfektion des Wassers durch Chlorung erzielt wird. Als Desinfektionsmittel kann dabei u. a. auch Chlordioxid (ClO_2) zur Anwendung kommen (ROESKE & MÜLLER 2003), welches unter Beachtung der DVGW-Arbeitsblätter W 224 und W 624 unter Verwendung von z. B. Natriumchloritlösung und Salzsäure vor Ort hergestellt und dosiert wird (UBA 2019).

Bei Raumtemperatur ist Chlordioxid ein stechend riechendes, wasserlösliches Gas. Es ist stark oxidierend und zersetzt sich als reines Gas explosionsartig in Chlor und Sauerstoff; bei Konzentrationen unter 10 Vol. % in Luft besteht keine Explosionsgefahr mehr (DGUV 2020). Auf dem Markt wird es meist als wässrige Lösung gehandelt.

Chlordioxid hat bakterizide, sporizide, viruzide und algizide Eigenschaften (JUNLI et al. 1997 a, b). Die toxische Wirkung von Chlordioxid beruht auf der Zerstörung von Zellmembranen und DNA. Zur Fischtoxizität liegen u. a. Ergebnisse aus Experimenten mit der Regenbogenforelle (*O. mykiss*), der Dickkopfelritze (*Pimephales promelas*), dem Blauen Sonnenbarsch (*Lepomis macrochirus*) und dem Zebraärbling (*Danio rerio*) vor (SVECEVIČIUS et al. 2005, WILDE et al. 1983, WM AQUATEC 2019). Die ermittelten Werte der akuten Toxizität sind wie folgt:

- Regenbogenforelle (adult):	96-h-LC ₅₀ :	8,3 mg l ⁻¹
- Regenbogenforelle (Larven):	96-h-LC ₅₀ :	2,2 mg l ⁻¹
- Zebraärbling:	96-h-LC ₅₀ :	> 500 mg l ⁻¹
- Dickkopfelritze (adult, Pulsdosierung):	96-h-LC ₅₀ :	0,17 mg l ⁻¹
- Dickkopfelritze (juvenil, Pulsdosierung):	96-h-LC ₅₀ :	0,02 mg l ⁻¹
- Blauer Sonnenbarsch (juvenil, Pulsdosierung):	96-h-LC ₅₀ :	0,15 mg l ⁻¹

Weitere Untersuchungen zur akuten Toxizität von Chlordioxid wurde an marinen Fischen (Hirame (*Paralichthys olivaceus*), Seebarsch (*Sebastes pachycephalus*), Seebrasse (*Acanthopagrus schlegelii*) und Medaka (*Oryzias latipes*) durchgeführt (KIM et al. 2008, BORISUTPETH et al. 2010); zahlreiche weitere Studien fokussieren auf die Toxizität des Abbauprodukts Chlorit, ClO_2^- (FISHER et al. 2003).

Die toxische Wirkung von Chlordioxid (25-50 mg l⁻¹) auf Amöbenbefall von Atlantischen Lachsen wurde von POWELL & CLARK (2004) in Mesokosmen (350-l-Aquarien) untersucht. Die Applikation reduzierte die Erregerzahl bei genannter Konzentration innerhalb von drei Stunden um etwa 50 %.

In fester Form wird Chlordioxid im Zierfischsektor zur Hygienisierung der Haltungsumwelt von Koikarpfen vermarktet, wobei es zur Reduktion anaerober Bakterien, Viren und Pilze beworben wird. Mit Blick auf den Aquakultursektor existiert (mindestens) ein auf Chlordioxid basierendes Patent zur Behandlung erkrankter bzw. infizierter Fische. Das als Kurz- oder Langzeitbad eingesetzte Therapeutikum kam u. a. bei Koi, Wels (*Ictalurus punctatus*), Regenbogenforelle und Giebel (*Carassius auratus*) zur Anwendung und richtete sich gegen diverse fischpathogene Bakterien als auch Protozoen (ALCIDE CORP. 1995). In Deutschland sind Chlor und chlorhaltige Verbindungen (inklusive Chlordioxid) in den „Empfehlungen zur Desinfektion bei Tierseuchen“ des Friedrich-Loeffler-Instituts als Desinfektionsmittel aufgeführt (FLI 2020), wohingegen Chlordioxid in der „Desinfektionsmittelliste für den Tierhaltungsbereich“ der Deutschen Veterinärmedizinischen Gesellschaft nicht erscheint (DVG 2020). In der deutschen Forellenaquakultur findet Chlordioxid nach eigenen Erkenntnissen keine Anwendung zur Hygienisierung des Haltungswassers, was nicht zuletzt in der nicht ungefährlichen Handhabung dieser Verbindung als auch in den ökotoxikologisch

kritisch zu bewertenden Eigenschaften von Chlordioxid und seiner Zerfallsprodukte Chlorit und Chlorat begründet sein mag (IGB 2020).

Trotz des Vorhandenseins kleiner, mobiler Anlagen zur Chlordioxid dosierung ist zu berücksichtigen, dass Chlordioxid und sämtliche zu seiner Herstellung benötigten Chemikalien Gefahrstoffe im Sinne der Gefahrstoffverordnung sind. Diese und die zugehörigen technischen Regeln, DIN-Normen und produktspezifischen Sicherheitsdatenblätter sind unbedingt zu beachten (FRITSCH et al. 2014).

Bei Unfällen mit Chlordioxidlösungen sind Betroffene aus dem Gefahrenbereich zu bringen und hinzulegen (Selbstschutz beachten!). Ein Arzt ist unmittelbar hinzuzuziehen. Nach Einatmen von Chlordioxid sind Betroffene an die frische Luft zu bringen. Bei Haut- oder Augenkontakt sind die Organe gut zu spülen, u. U. für mehrere Minuten. Nach Verschlucken ist reichlich Wasser zu trinken, wobei Erbrechen vermieden werden soll (WM AQUATEC 2019). Zur Vermeidung von Unfällen ist entsprechende Sicherheitsausrüstung anzulegen, wie etwa Schutzbrille, Atemschutzgerät und Schutzhandschuhe (WM AQUATEC 2019).

2.3.6 Ultraschall

Der Einsatz von Ultraschalltechnik ist eine weitere Möglichkeit, Keimlasten im Wasser zu reduzieren. Ultraschall sind Schallfrequenzen oberhalb der menschlichen Hörschwelle von 20 kHz. In Abhängigkeit der Frequenz wird Ultraschall in drei Kategorien eingeteilt. Hierbei handelt es sich um niederfrequenten Ultraschall (20 - 100 kHz), hochfrequenten Ultraschall (100 kHz - 1 MHz) und diagnostischen Ultraschall (1 - 500 MHz) (WU et al. 2013).

Nieder- und hochfrequenter Ultraschall sind in der Lage, Keime durch eine Reihe von physikalischen, mechanischen und chemischen Effekten abzutöten. Ein Vorteil hierbei ist, dass ausschließlich Energie in Form von Schallwellen ins Wasser übertragen wird und dabei in der Regel keine möglicherweise gefährlichen Nebenprodukte entstehen (HULSMANS et al. 2010).

Der keimreduzierende Effekt von Ultraschall basiert auf akustischer Kavitation. Das Phänomen der Kavitation umschließt die Bildung, das Wachstums und das anschließende Kollabieren von Mikrobubbles im Wasser. Beim Kollaps der Mikrobubbles bzw. Kavitationen wird Energie freigesetzt (SUSLICK 1990). Der der Kavitation zugrundeliegende Mechanismus, welcher letztendlich zur Inaktivierung von Mikroorganismen führt, ist jedoch noch nicht abschließend untersucht (HULSMANS et al. 2010). Die antimikrobielle Wirkung von Ultraschall wird einer Kombination gleichzeitig wirkender Mechanismen zugesprochen (GOGATE 2007):

- (1) mechanische Effekte (Turbulenzen, Zirkulationsströmungen, Scherspannungen),
- (2) chemische Effekte und die Bildung aktiver freier Radikale und
- (3) Wärmeeffekte (Erzeugung von lokalen Hotspots mit hohen Temperaturen und Drücken).

Bei der Behandlung mit Ultraschall werden primär die auftretenden mechanischen Effekte für die keimreduzierende Wirkung verantwortlich gemacht und sekundär chemische und thermische Effekte (MASON et al. 2003).

Ultraschall kann bei der Behandlung von Wasser mit verschiedenen Herkünften zum Einsatz kommen. So wird Ultraschall beispielsweise bei der Desinfektion von Abwasser (BLUME & NEIS 2004), der Behandlung von rezirkulierendem Prozesswasser (HULSMANS et al. 2010) oder auch zur Keimreduzierung in Ballastwasser eingesetzt (SULLIVAN et al. 2002). Zudem besteht die Möglichkeit, Ultraschall in Verbindung mit anderen Methoden der Keimreduzierung, wie z. B. UV-C-Strahlung oder Ozon, zu verwenden (BLUME & NEIS 2004, LAKEH et al. 2013, SETAREH et al. 2020) und so die Effektivität der Maßnahme zu steigern bzw. zu optimieren.

Die Effizienz der Inaktivierung von Keimen mit Hilfe von Ultraschall ist dabei abhängig von Parametern wie der Frequenz bzw. Schallintensität (W m^{-2}), der entsprechenden Ultraschalldosis und zudem auch von weiteren äußeren Bedingungen wie der Temperatur und der Oberflächenspannung des Wassers (NAM-KOONG et al. 2020).

Das Potential von Ultraschall zur Keimreduzierung bei der Aufzucht und Haltung von aquatischen Organismen ist prinzipiell auch in der Aquakultur anwendbar. Allerdings ist laut NAM-KOONG et al. (2020) der Einsatz dieser Technik bisher nur unzureichend untersucht. Bei den veröffentlichten Studien, die die Aquakultur im Fokus haben, handelt es sich zudem ganz überwiegend um kleinskaligere Untersuchungen im Labormaßstab (bspw. LAKEH et al. 2013, NAM-KOONG et al. 2016, 2020, SRISUKSOMWONG et al. 2011). Gegenstand der verschiedenen Untersuchungen war u. a. die Entfernung von geschmacksbeeinträchtigenden Substanzen aus dem Haltungswasser (NAM-KOONG et al. 2016, SONG & O'SHEA 2007) aber insbesondere auch die Reduktion von Algen, Bakterien, Parasiten und Zooplankton (NAM-KOONG et al. 2020, WOLBER & PIETROCK 2004, ZIMBA & GRIMM 2008).

In Laborversuchen wurde u. a. die Möglichkeit der Inaktivierung von Zerkarien eines fischpathogenen Parasiten (*Bucephalus polymorphus*) mittels Ultraschall verschiedener Stärken (33,6 bis 105,7 W) und Expositionszeiten (1 bis 3 Sekunden) untersucht. WOLBER (2004) beobachtet dabei, dass die Zahl der nicht durch Ultraschall beeinflussten Parasiten sowohl mit steigender Intensität als auch Expositionsdauer abnahm. In Abhängigkeit der Ultraschalldosis wurde entweder der Verlust der Gabelschwanzanhänge, eine Punktion der Körperhüllen sowie ein Austreten von Körperflüssigkeiten oder aber ein vollständiges Zerreißen der Parasiten festgestellt. Unabhängig von der eingesetzten Ultraschalldosis wurden in den Laborversuchen Reduktionen der Pathogene um jeweils über 50 % festgestellt.

Prinzipiell scheint der Einsatz von Ultraschall also eine vielversprechende Methode zur Keimreduzierung in der Aquakultur zu sein. Insbesondere in den betonierten Zulaufkanälen von Forellentränken ließe sich diese Technik installieren und betreiben. Allerdings lässt die geringe Anzahl von Literatur zum Einsatz von Ultraschall in der Praxis (PRADO 2014, WOLBER & PIETROCK 2004, ZIMBA & GRIMM 2008) den Rückschluss zu, dass ein Transfer dieser Technologie bisher nicht im größeren Maßstab erfolgt ist.

Der entscheidende Faktor wird hierbei ökonomischer Natur sein, denn sowohl die zu erwartenden Kosten für die Anschaffung als auch den Unterhalt der Ultraschaltechnik sind sehr hoch. Für die Behandlung von 500 l s^{-1} Zulaufwasser mit Ultraschall kalkulierte WOLBER (2004) auf Basis eines durchgeführten Freilandversuches einen theoretischen Leistungsbedarf von 1 174 kW und folglich Anschaffungskosten von 6.000.000 € sowie monatliche Energiekosten von 120.000 € ($0,16 \text{ € kWh}^{-1}$). Alleine die Kosten für den Strom dürften sich seit dem Aufstellen der Kalkulationen nahezu verdoppelt haben. Ferner müssen Kosten für die Wartung und etwaige Ersatzteile Berücksichtigung finden.

Bei Ultraschall handelt es sich also prinzipiell um eine vielversprechende Technik, die sich jedoch in Forellentränken unter den gegebenen Bedingungen (hohe Wasserdurchsätze etc.) derzeit ökonomisch nicht durchsetzen kann.

2.4 Messverfahren zur Bestimmung der Keimbelastung in Aquakulturanlagen

Zur Prüfung der generellen Wirksamkeit von Verfahren der Keimreduzierung in Durchflussanlagen der Forellenproduktion muss der keimreduzierende Effekt vor und nach der entsprechenden Verfahreseinheit bzw. in zeitlicher Abhängigkeit nach Einschalten der Anlage oder Einbringung der Chemikalie untersucht werden können. Für die quantitative Bestimmung der Gesamt-Keimbelastung in Aquakulturanlagen wurden anhand von Literaturrecherchen verschiedene Methoden als prinzipiell anwendbar eingestuft:

- Biologischer Sauerstoffbedarf (BSB),
- Wasserstoffperoxid-Degradationsmethode,
- Anzucht auf Nährböden,
- Fluoreszenz-in-situ-Hybridisierung (FISH),
- Adenosintriphosphat-Messung (ATP-Messung),
- „Bactiquant[®]-Water“-Methode.

Die genannten Bestimmungsverfahren wurden mit Blick auf ihre Einsatzmöglichkeiten und Wirkungsweise analysiert und ihre Vor- und Nachteile hinsichtlich ihres praktischen Einsatzes betrachtet. Wesentliche Bewertungskriterien waren dabei die Einsetzbarkeit der Messmethode unter Feldbedingungen, die Höhe des Arbeits- und Wartungsaufwandes sowie die zeitnahe, genaue und reproduzierbare Ermittlung der Ergebnisse. Im Zuge dieser Bewertung stellten sich zur Bestimmung der Keimlast die Adenosintriphosphat-Messung und die „Bactiquant[®]-Water“-Methode als am besten geeignet heraus.

2.4.1 Adenosintriphosphat-Messung (ATP-Messung)

Adenosintriphosphat (ATP) ist der universelle Energieträger, der in allen Lebewesen (Tieren, Pflanzen, Bakterien, Pilzen) vorhanden ist. Das ATP liefert die Energie, die eine Zelle für ihre mechanische, chemische und osmotische Arbeit benötigt. Bei der Ermittlung der mikrobiologischen Belastungen einer Wasserprobe wird eine Probe der zu untersuchenden Flüssigkeit in ein Messgerät (Luminometer) überführt. Die Messung des ATPs erfolgt mit Hilfe einer enzymatischen Reaktion, in deren Folge die Probe zur Biolumineszenz angeregt wird. Deren Stärke wird dann vom Messgerät ermittelt. Einige Geräte können sowohl ATP als auch AMP (Adenosinmonophosphat) messen, das wesentlich stabiler ist und somit die Sensitivität der Methode erhöht. Angaben zur Bestimmung der mikrobiologischen Belastung von Trinkwasser-, Oberflächen- und Abwasserproben mittels der ATP-Methode sind bei BERNEY et al. (2008), HAMMES et al. (2010) und VANG et al. (2014) zu finden. Nach ROJAS-TIRADO (2017 a) wurden für den Aquakultursektor bisher keine Studien veröffentlicht, in denen die ATP-Methode zur Quantifizierung der bakteriellen Aktivität im Zufluss- oder Fischhaltungswasser zum Einsatz kam.

2.4.2 „Bactiquant[®]-Water“-Methode

Bei der „Bactiquant[®]-Water“-Methode handelt es sich um ein minutenschnelles Analyseverfahren, das unabhängig von verschiedenen Wasserparametern (Trübung, Leitfähigkeit, pH-Wert) zur Quantifizierung von planktischen, partikel-assoziierten sowie aeroben und auch anaeroben Bakterien genutzt werden kann. Die „Bactiquant[®]-Water“-Methode beruht auf dem Nachweis bakterieller Enzymaktivität, die mit der Bakterienbiomasse

in einer Wasserprobe korreliert. Bei der Untersuchung wird eine definierte Wassermenge (10 bis 1 000 ml) filtriert (0,22 µm) und anschließend ein Substrat zugegeben, das mit dem Bakterienenzym reagiert. Innerhalb einer zu definierenden Inkubationszeit (bis zu 30 min) erfolgt die Freisetzung einer fluoreszierenden Substanz, die in eine Messküvette überführt und anschließend gemessen wird. Der ermittelte Bactiquant Wert (BQW) spiegelt die bakterielle Aktivität der untersuchten Wasserprobe wider. Der Bactiquant Wert ist das Resultat des Fluoreszenzwerts, dem verwendeten Wasservolumen, der Inkubationstemperatur und der Reaktionszeit. Obwohl die drei letztgenannten Variablen nach Bedarf angepasst werden können, bezieht sich der Bactiquant Wert immer auf die Standardbedingungen der Methode (Inkubation einer Wasserprobe von 250 ml bei 23°C für 30 min). In der Aquakulturforschung wurde die „Bactiquant®-Water“-Methode bereits eingesetzt (PEDERSEN et al. 2017, ROJAS-TIRADO 2017 a, b, ROJAS-TIRADO et al. 2018).

2.5 Keimbelastung in Aquakulturanlagen

Die Keimbelastung des Wassers von Aquakulturanlagen variiert. Insbesondere die Wasserquelle, die Bestandsdichten, entsprechende Fütterungsraten und die Intensität der Wassernutzung haben Auswirkungen auf die Keimlast. Zur groben Orientierung ist anhand von Literaturdaten die Keimlast im Wasser von verschiedenen Anlagentypen zusammengefasst worden (**Tab. 14**). Wie der Übersicht zu entnehmen ist, steigt unter Berücksichtigung der unterschiedlichen Methoden mit zunehmender Wassernutzungsintensität tendenziell auch die Keimlast an.

Tab. 14: Tabellarische Übersicht über die quantitative Keimlast verschiedener Anlagentypen aus bisherigen Veröffentlichungen zur Darstellung von Orientierungswerten.

	Keimlast	Einheit (Methode)	Referenz
Trinkwasser	$10^3 - 10^6$	Zellen ml ⁻¹	PREST et al. (2016)
Erdteich - Standgewässer	$10^3 - 10^4$ $\sim 0,9 \cdot 10^2$	KBE ml ⁻¹ (1) KBE ml ⁻¹ (1)	PAKINGKING et al. (2015) KAKTCHAM et al. (2017)
Durchflussanlage	$\sim 1,2 \cdot 10^5 - \sim 1,8 \cdot 10^5$ $2,3 \cdot 10^6$ $0,4 \cdot 10^6$	Zellen ml ⁻¹ (2) Zellen ml ⁻¹ (3) KBE ml ⁻¹ (1)	ATTRAMADAL et al. (2014) ATTRAMADAL et al. (2012) ATTRAMADAL et al. (2012)
Durchflussanlage - mit O₂-Anreicherung	$2,5 \cdot 10^3 - 5 \cdot 10^3$	BQW (4)	NAAS (2014)
Teilgeschlossene Kreislaufanlage	$4 \cdot 10^4$ $< 1 \cdot 10^2 - > 3 \cdot 10^6$ $1,7 \cdot 10^3 - 2,1 \cdot 10^4$ $3,1 \cdot 10^4$	BQW (4) KBE ml ⁻¹ (1) KBE ml ⁻¹ (1) KBE ml ⁻¹ (1)	VON AHNEN (2012) MEINELT et al. (2015 b) SHARRER et al. (2005) BULLOCK et al. (1997)
Geschlossene Kreislaufanlage	$< 2 \cdot 10^5$ $< 5 \cdot 10^5$ $1,6 \cdot 10^5$ $3 \cdot 10^4 - 1,5 \cdot 10^5$ $10^6 - 10^7$ $2,7 \cdot 10^6 - 9,5 \cdot 10^7$ $10^6 - 7,5 \cdot 10^6$ $6,9 \cdot 10^6$ $1,6 \cdot 10^6$ $2,4 \cdot 10^4 - 6,0 \cdot 10^5$	BQW (4) BQW (4) BQW (4) BQW (4) Zellen ml ⁻¹ (2) Zellen ml ⁻¹ (2) Zellen ml ⁻¹ (2) Zellen ml ⁻¹ (3) KBE ml ⁻¹ (1) KBE ml ⁻¹ (1)	PEDERSEN et al. (2017) PEDERSEN et al. (2017) ROJAS-TIRADO et al. (2017 b) ROJAS-TIRADO et al. (2018) ATTRAMADAL et al. (2014) ROJAS-TIRADO et al. (2018) WOLD et al. (2014) ATTRAMADAL et al. (2012) ATTRAMADAL et al. (2012) GULLIAN et al. (2012)

(1): Nährboden (Koloniebildende Einheiten (KBE) ml⁻¹), (2): Durchflusszytometrie (Zellen ml⁻¹), (3) FM: Fluoreszenz-Mikroskopie (Zellen ml⁻¹), (4) Bactiquant Wert (BQW)

2.6 Rechtliche Rahmenbedingungen und weiterführende Empfehlungen

Beim Einsatz der aufgeführten Verfahren zur Keimreduzierung bzw. bei der Anwendung der genannten Chemikalien sind u. a. aus tierschutz-, umwelt- und lebensmittelrechtlichen Gründen verschiedene Vorgaben zu berücksichtigen. Laut § 3 des Tiergesundheitsgesetzes (TierGesG 2013) ist ein Tierhalter gesetzlich dazu verpflichtet, zu unterbinden, dass Seuchen in den Bestand eingeschleppt oder aus diesem verschleppt werden.

Für die moderne Fischzucht ist es daher erforderlich, regelmäßig Biosicherheitsmaßnahmen durchzuführen, um so den wertvollen Tierbestand effektiv vor fischpathogenen Erregern zu schützen (vgl. auch Fischseuchenverordnung, FischSeuchV 2008).

Als tragende Säulen der zur Anwendung kommenden Biosicherheitsmaßnahmen sind neben der Bildung von anlagenspezifischen seuchenepidemiologischen Einheiten, dem Beachten der Zu- und Verkaufshygiene sowie der Abwehr von Prädatoren, die Reinigung und Desinfektion von Gerätschaften, aber auch die Keimreduktion des Produktionswassers zu nennen.

Während die Desinfektion zum Ziel hat, Krankheitserreger zu inaktivieren, so dass diese nicht mehr infektiös sind, soll bei der Keimreduzierung prioritär die Haltungsumwelt der Fische optimiert werden. Dabei muss das Wasser jedoch nicht vollständig desinfiziert, also keimfrei werden, sondern der Keimdruck muss soweit reduziert werden, dass das körpereigene Abwehrsystem der Fische diesem begegnen kann. Aus diesem Grund wird für die Keimreduzierung im Wasser häufig der Begriff der „Wasserhygienisierung“ verwendet. Die Keimreduzierung im Wasserkörper kann dabei sowohl in An- als auch bei Abwesenheit von Fischen erfolgen (NATURLAND 2020). In beiden Fällen darf der Fischbestand keinen Schaden nehmen.

Von chemischen Mitteln, die zur Keimreduzierung angewandt werden (sog. Biozidprodukte), können potenziell Gefahren für Mensch, Tier und Umwelt ausgehen. Aus diesem Grund werden das Inverkehrbringen und die Verwendung von Biozidprodukten durch die europäische Biozid-Verordnung (2012) geregelt sowie deren „Verkehrsfähigkeit“ auf dem Markt durch das Chemikaliengesetz (ChemG 2013) festgelegt.

Wird ein Biozidprodukt zur Hygienisierung der Haltungsumwelt von Fischen verwendet, ist dieser Stoff grundsätzlich kein Arzneimittel (AMG § 2 Absatz 3 Nr. 4). Die Auswahl des Biozidproduktes hat dabei so zu erfolgen, dass die Mittel umweltschonend und rückstandstoxikologisch unbedenklich sind (Desinfektionsrichtlinie des BMEL, Version 2009). Zusätzlich wird empfohlen, nur Produkte zu verwenden, die sich auch auf der Desinfektionsmittelliste der Deutschen Veterinärmedizinischen Gesellschaft e.V. befinden (DVG 2020). Da es zu Abweichungen zwischen den Herstellerangaben und den DVG-Empfehlungen kommen kann, empfiehlt das LAVES (2020) vorsorglich den Herstellerangaben zu folgen, um so die Produkthaftung nicht erlöschen zu lassen.

Generell können bei der Durchführung von Wasserhygienisierungsmaßnahmen Gefährdungen von Mensch, Tier und Umwelt entstehen. Aus diesem Grund müssen zum einen das Chemikaliengesetz (ChemG 2013) und speziell die Gefahrstoffverordnung (GefStoffV 2010) inklusive der dazugehörigen Sicherheitsdatenblätter sowie die Arbeitsschutzverordnungen beim Einsatz von UV-C und Ozon berücksichtigt werden. Zusätzlich sind die Herstellervorgaben des verwendeten chemischen Produktes in der jeweils aktuellen Version bei der Durchführung von Wasserhygienisierungsmaßnahmen einzuhalten.

Bei der Anwendung von Wasserhygienisierungsmaßnahmen kann es je nach Verfahren potenziell auch zu einem Eintrag von Biozidprodukten bzw. deren Um- und Abbauprodukten in Gewässer kommen. Für Durchflussanlagen wären demnach grundsätzlich auch das Wasserhaushaltsgesetz (WHG 2009) sowie die Oberflächengewässerordnung (OGewV 2016) von Bedeutung.

Ebenso müssen bei der Lagerung der verschiedenen Chemikalien, die zur Wasserhygienisierung eingesetzt werden, die jeweiligen Lagerungsbestimmungen gemäß Gefahrstoffverordnung Berücksichtigung finden (bspw. DGUV 1997).

Tab. 15 gibt einen Überblick über die wichtigsten rechtlichen Grundlagen sowie ausgewählten weiterführenden Empfehlungen bei der Durchführung von Wasserhygienisierungsmaßnahmen in Aquakulturbetrieben.

Tab. 15: Übersicht über die wichtigsten rechtlichen Grundlagen der Verfahren zur Keimreduzierung in der Aquakultur sowie weiterführenden Empfehlungen.

Rechtliche Grundlage	Volltitel
Biozid-Verordnung (2012)	Verordnung (EU) Nr. 528/2012 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 22. Mai 2012 über die Bereitstellung auf dem Markt und die Verwendung von Biozidprodukten
Chemikaliengesetz (ChemG 2013)	Chemikaliengesetz in der Fassung der Bekanntmachung vom 28. August 2013 (BGBl. I S. 3498, 3991), zuletzt geändert durch Art. 2 des Gesetzes vom 18. Juli 2017 (BGBl. I S. 2774)
Desinfektionsrichtlinie des BMEL (2007)	Richtlinie des Bundesministeriums für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz über Mittel und Verfahren für die Durchführung der Desinfektion bei anzeigepflichtigen Tierseuchen (323-35130/0001, Stand Februar 2007)
Fischseuchenverordnung (FischSeuchV 2008)	Fischseuchenverordnung vom 24. November 2008 (BGBl. I S. 2315), die zuletzt durch Artikel 5 der Verordnung vom 19. November 2019 (BGBl. I S. 1862) geändert worden ist
Gefahrstoffverordnung (GefStoffV 2010)	Gefahrstoffverordnung vom 26. November 2010 (BGBl. I S. 1643, 1644), die zuletzt durch Artikel 148 des Gesetzes vom 29. März 2017 (BGBl. I S. 626) geändert worden ist
Tiergesundheitsgesetz (TierGesG 2013)	Tiergesundheitsgesetz in der Fassung der Bekanntmachung vom 21. November 2018 (BGBl. I S. 1938), das zuletzt durch Artikel 100 des Gesetzes vom 20. November 2019 (BGBl. I S. 1626) geändert worden ist
TrinkwV (2001)	Verordnung über die Qualität von Wasser für den menschlichen Gebrauch
§ 11 TrinkwV (2001)	Liste der Aufbereitungsmittel und Desinfektionsverfahren gemäß § 11 der Trinkwasserverordnung (UBA 2019)
OStrV (2010)	Verordnung zum Schutz der Beschäftigten vor Gefährdung durch künstliche optische Strahlung (Arbeitsschutzverordnung zu künstlicher optischer Strahlung)

Tab. 15: Fortsetzung.

Empfehlungen	
LAVES (2020)	Hinweise und Empfehlungen zur Desinfektion in der Fischzucht (Merkblatt)
BAUA (2019)	Suche nach Biozidprodukten Bundesanstalt für Arbeitsschutz und Arbeitsmedizin
IFA (2020)	Gefahrstoffinformationssystem der Deutschen Gesetzlichen Unfallversicherung
DVG (2020)	Desinfektionsmittel für den Einsatz in der Tierhaltung
DGUV (1997)	Unfallverhütungsvorschrift Organische Peroxide
DGUV (2005)	Richtlinie: Verwendung von Ozon zur Wasseraufbereitung
DGUV (2010)	Sauerstoff als Gefahrstoff
DGUV (2017)	Chlorung von Trinkwasser. Information 203-086.
DGUV (2/2020)	Organische Peroxide. Information 213-096.
DVGW (2006 a)	Technische Regel: UV-Geräte zur Desinfektion in der Wasserversorgung, Teil 1: Anforderungen an Beschaffenheit, Funktion und Betrieb
DVGW (2006 b)	Technische Regel: UV-Geräte zur Desinfektion in der Wasserversorgung, Teil 2: Prüfung von Beschaffenheit, Funktion und Desinfektionswirksamkeit
DVGW (2015 a)	Technische Regel: Ozon in der Trinkwasseraufbereitung
DVGW (2010)	Technische Regel: Verfahren zur Desinfektion von Trinkwasser mit Chlordioxid
DVGW (2015 b)	Technische Regel: Dosieranlagen für Desinfektionsmittel und Oxidationsmittel; Bereitungs- und Dosieranlagen für Chlordioxid

3. Eigene Untersuchungen

Für die durchzuführenden Messungen zur Ermittlung der Keimzahlen in Wasserproben wurden entsprechende Messgeräte (Lumitester PD30, Bactiquant[®]-Handfluorometer) angeschafft und Mitarbeiter des IfB qualifiziert.

Die praktische Erprobung der beiden Messverfahren (ATP-Methode, „Bactiquant[®]-Water“-Methode) zur Bestimmung der Keimbelastung in wässrigen Medien erfolgte seit August 2018 in unregelmäßigen zeitlichen Abständen. Die Wasserproben entstammten verschiedenen Anlagen der Fischeaufzucht und -produktion in Brandenburg, Sachsen-Anhalt, Schleswig-Holstein, Thüringen sowie Hessen, Mecklenburg-Vorpommern und Nordrhein-Westfalen.

Zusätzlich zu den Gesprächen mit den Anlagenbetreibern wurden nach Möglichkeit Wasserproben für entsprechende Analysen genommen. Die Entnahme der Wasserproben erfolgte zumeist am jeweiligen Zu- und Ablauf einer Wasserhygienisierungseinheit. Diese ersten orientierenden Messungen zeigten z. T. signifikante Änderungen der Messwerte als Reaktion auf Maßnahmen der Keimreduzierung mit Peressigsäure, Ozon und UV-C-Strahlung. Zeitgleich zu den Messungen erfolgte auch immer die Aufnahme der entscheidenden Parameter der Wasserhygienisierungseinheit sowie die Bestimmung wichtiger Wasserparameter.

3.1 Peressigsäure

3.1.1 Der Einsatz von PES zur Wasserhygienisierung bei der Erbrütung von Salmoniden

Am Standort Alt-Mühlendorf in Schleswig-Holstein befindet sich eine Fischbrutanstalt, in der u. a. Salmonideneier erbrütet werden. Das Frischwasser der Fischbrutanstalt wird der Mühlenau entnommen und in einem zentralen Hochbehälter zwischengespeichert.

Die Salmonideneier werden in Brutschränken inkubiert. Die Hauptkomponenten eines Brutschrankes setzen sich aus einem Hochbehälter zur Wasserspeicherung und Kühlung, einer variablen Anzahl von Einsätzen zur Eiinkubation, einer Ablauf- bzw. Sammelrinne, eines Pumpensumpfes inkl. Pumpe und entsprechender Verrohrung zusammen (**Abb. 4**).

Die Brutschränke können dabei sowohl im einfachen Durchfluss als auch im Kreislauf betrieben werden. In der Regel wird die Führung des Wassers im Kreislauf vorgenommen, da so der Wasserbedarf der Einheiten reduziert werden kann. Zur Havariesicherung wird während der Kreislaufführung jede vertikale Reihe von Bruteinsätzen zusätzlich mit einer geringen Menge Frischwasser beaufschlagt. Dies sorgt für einen stetigen Zwangswasserwechsel in dem Brutschrank. Überschüssiges Wasser läuft über den Pumpensumpf ab. Die Spezifikationen des Brutschrankes sind in **Abb. 4** sowie **Tab. 16** dargestellt. Zusätzlich sind in **Tab. 17** die Wasserparameter vor der Hygienisierung aufgelistet.

Im Laufe der Entwicklung der Eier in den Brutschränken kommt es regelmäßig zu Verlusten, die sich u. a. auf Verpilzungen zurückführen lassen. Mit dem Ziel der Optimierung der Haltungsumwelt und der Senkung von Erbrütungsverlusten wurde eine Hygienisierung des Wassers mit Peressigsäure in einem Brutschrank vorgenommen und mit Hilfe der „Bactiquant[®]-Water“-Methode begleitet.



Abb. 4: Foto des Brutschranks.

Tab. 16: Spezifikation des mit Peressigsäure behandelten Brutschranks zum Zeitpunkt der Untersuchung.

Brutschrank	Messwert	Einheit
Volumen	250	l
Frischwasserzufuhr ¹	0,05	l s ⁻¹
Hydraulische Retentionszeit	83,3	min
Frischwasseraustausch h ⁻¹	72	%

¹ Ausgelitert

Tab. 17: Ermittelte Wasserparameter vor der Wasserhygienisierung.

Parameter	Messwert	Einheit
Säurebindungsvermögen	2,88	mmol l ⁻¹
Chem. O ₂ -Bedarf ¹	23,3	mg l ⁻¹
Trübung ²	5,31	FNU
Spektraler Schwächungskoeffizient (λ) ³	22,3	m ⁻¹

¹ Hach Lange Küvettentest, DR 5000

² Hach Lange 2100 Q is

³ spektraler Schwächungskoeffizient SSK (λ) mit Trübungskorrektur nach DIN 38404-3:2005-07 bei 245 nm und 550 nm; Photometer: Hach Lange DR 5000. Der Koeffizient summiert die gelösten organischen Wasserinhaltsstoffe und lässt Rückschlüsse auf die Absorption von UV-Strahlung durch im Wasser vorhandene organische Substanz zu.

Im Zuge der Hygienisierung wurde in einem ersten Schritt die Frischwasserversorgung unterbrochen. Im Anschluss erfolgte die Bestimmung der bakteriellen Aktivität von Wasserproben und eine Applikation von 2,5 ml m⁻³ eines PES-Produktes (Wofasteril classic; 40 % PES). Das PES-Produkt wurde hierfür in einem Liter Wasser vorverdünnt und anschließend gleichmäßig auf der gesamten Länge des Hochbehälters verteilt. Hiernach erfolgte eine weitere Bestimmung der bakteriellen Aktivität nach 10 und 60 min sowie nach 18 Stunden. Nach der 60-minütigen Einwirkzeit der Peressigsäure wurde die Frischwasserversorgung des Brutschranks wieder eingeschaltet.

In **Tab. 18** sind die Ergebnisse der Bestimmung der bakteriellen Aktivität im Wasser des Brutschranks dargestellt.

Tab. 18: Die bakterielle Aktivität in Wasserproben aus dem Brutschrank zu verschiedenen Zeitpunkten während der Messkampagne.

Zeit	Messwert (MW \pm SD, als BQW)	n	Probe- nahme
0 h <i>Brutschrank ohne PES</i>	$1,2 * 10^3 \pm 7,2 * 10^1$	3	Pumpensumpf
0,16 h <i>nach Zugabe von 2,5 ml m⁻³</i>	$9,1 * 10^2 \pm 2,5 * 10^1$	3	Pumpensumpf
1 h <i>nach Zugabe von 2,5 ml m⁻³</i>	$8,0 * 10^2 \pm 4,9 * 10^0$	3	Pumpensumpf
18 h <i>nach Zugabe von 2,5 ml m⁻³ mit Frischwasserversorgung</i>	$6,6 * 10^2 \pm 2,7 * 10^1$	3	Pumpensumpf

Vor der Zudosierung von Peressigsäure wies das Wasser des Brutschrankes eine mittlere bakterielle Aktivität von $1,2 * 10^3$ BQW auf. Bereits nach einer 10-minütigen Einwirkzeit der Peressigsäure war die mittlere bakterielle Aktivität um 21 % reduziert. Im Vergleich zum Versuchsstart war nach weiteren 50 Minuten die mittlere bakterielle Aktivität im Brutschrank bereits um 31 % geringer. Im Anschluss an diese Beprobung wurde die Frischwasserversorgung des Brutschrankes wieder aufgenommen. Nach weiteren 17 Stunden bzw. nach über zwölf vollständigen Wasserwechseln wurde die bakterielle Aktivität im Brutschrank erneut bestimmt. Mit durchschnittlich $6,6 * 10^2$ BQW war diese im Mittel etwa 43 % niedriger als vor der Wasserhygienisierung.

3.1.2 Begleitung des Einsatzes von PES in einer teilgeschlossenen Kreislaufanlage

An einem Standort in Sachsen-Anhalt wird eine mit Grundwasser gespeiste teilgeschlossene Kreislaufanlage zur Aufzucht von Regenbogenforellen betrieben (weiterführende Informationen in RÜMMLER & EHRMANN 2016). Ende September 2018 wurden schleichende Fischverluste festgestellt. Aus diesem Grund wurde eine fischpathologische Untersuchung an moribunden Fischen durchgeführt. Die äußerliche Begutachtung offenbarte einen massiven *Ichthyophthirius*-Befall (**Kapitel 2.2.1**), der durch Schleimhautabstriche und Kiemenuntersuchungen bestätigt wurde.

Aufgrund des Befalls wurde durch den Betriebsleiter eine Behandlung des Wassers mit wiederholten Peressigsäuregaben festgelegt. Das Ziel der Maßnahmen war es, die freilebenden Stadien von *Ichthyophthirius* (Theronten, Tomonten) zu inaktivieren und zeitgleich die Keimbelastung des Wassers zu reduzieren. Eines dieser vierstündigen Standbäder konnte durch das IfB begleitet werden.

Zum Untersuchungszeitpunkt betrug die Wassertemperatur der Anlage 9,9 °C. In Rinne 1 befanden sich etwa 20.800 Forellen mit einer Stückmasse von 30,0 g (624 kg Gesamtbiomasse) und in Rinne 2 waren etwa 24.200 Fische mit einer Stückmasse von 55,7 g (1.348 kg Gesamtbiomasse) vorhanden. Am Tag der Behandlung erfolgte keine Fütterung. Die beiden zu behandelnden Rinnen hatten jeweils ein Wasservolumen von etwa 26 m³. Pro Kubikmeter Wasser wurden 2,5 ml eines Peressigsäureproduktes (15 % PES) vorverdünnt mittels einer Gießkanne (20 l) auf der gesamten Länge der Rinnen appliziert. Da es sich um eine Behandlung im Standbad handelte, wurden der Wasserstrom durch absperren der Zu- und Abläufe unterbrochen. Die Aufrechterhaltung optimaler Sauerstoffverhältnisse wurde gewährleistet.

Die Bestimmungen des ATP-Gehaltes sowie der bakteriellen Aktivität des Wassers innerhalb des vierstündigen Dauerbades mit PES ist in den **Abb. 5** und **6** dargestellt.

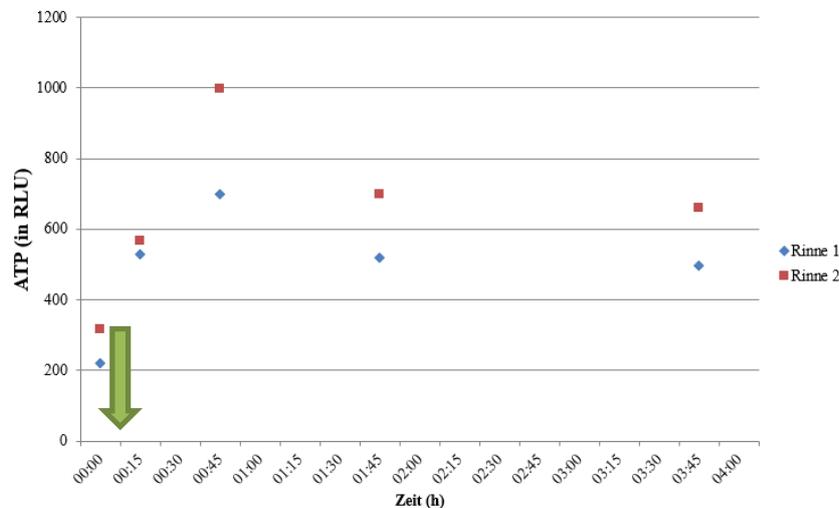


Abb 5: Darstellung der Konzentration von ATP (in RLU) der Rinne 1 und 2 im zeitlichen Verlauf nach einer PES-Applikation von $2,5 \text{ ml m}^{-3}$. Der grüne Pfeil stellt den Zeitpunkt der PES-Applikation dar.

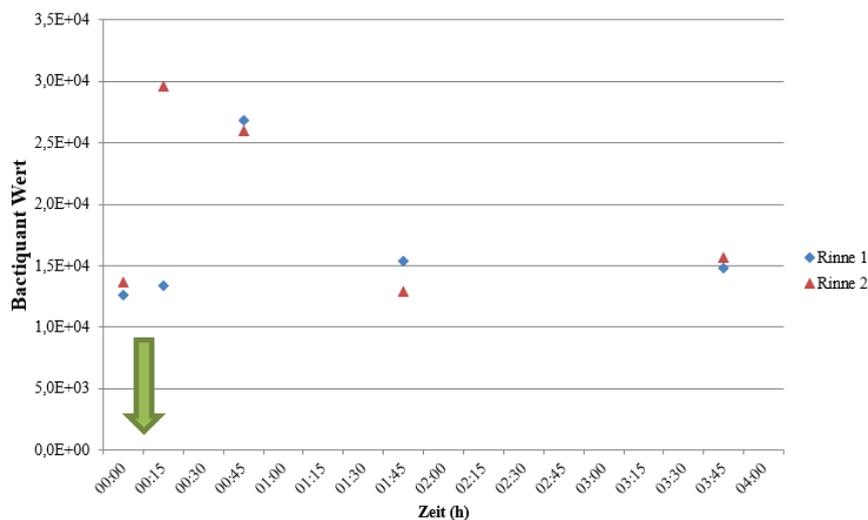


Abb. 6: Darstellung der bakteriellen Aktivität (Bactiquant Wert) in den Rinnen 1 und 2 im zeitlichen Verlauf nach einer PES-Applikation von $2,5 \text{ ml m}^{-3}$. Der grüne Pfeil stellt den Zeitpunkt der PES-Applikation dar.

Im Anschluss an die Applikation von PES kam es in beiden Rinnen zu einem Anstieg der Messwerte. Der Anstieg der Keimbelastung war in beiden Rinnen in etwa ähnlich. Die ATP-Werte verdreifachten sich von etwa 250 - 300 RLU innerhalb von 45 min. auf bis zu 1.000 RLU. Nach vierstündiger Einwirkzeit der PES waren die ATP-Werte im Wasser der Rinnen im Vergleich zum Untersuchungsstart doppelt so hoch (550 - 660 RLU). Die Werte der bakteriellen Aktivität erhöhten sich innerhalb der ersten 15 min. von $1,2 \cdot 10^4$ BQW auf bis zu $2,7 \cdot 10^4$ BQW. Dies entspricht einer Zunahme von rund 115 %. Im Folgenden fielen die Werte der bakteriellen Aktivität nahezu auf das Ausgangsniveau zurück ($1,5 \cdot 10^4$ BQW).

3.1.3 Effekte von PES auf die bakterielle Aktivität von Wasserproben einer Kreislaufanlage

Im Vergleich zum Einsatz von UV-C-Strahlung erhöhte die Applikation von PES die bakterielle Aktivität von Wasserproben in der Aquakultur. Zur Evaluierung dieser Beobachtung in einer teilgeschlossenen Kreislaufanlage wurde am IfB ein Versuch mit PES im Labormaßstab durchgeführt. Hierfür wurden an zwei aufeinanderfolgenden Tagen Wasserproben einer Kreislaufanlage halbertechnischen Maßstabs, die zum Zeitpunkt der Untersuchung zur Aufzucht von Salmoniden (40 kg Gesamtbioasse) genutzt wurde, mit drei PES-Konzentrationen exponiert (2,5, 5 und 10 ml m⁻³) und die zeitliche Entwicklung der bakteriellen Aktivität bei einer Wassertemperatur um 14 °C beobachtet. An beiden Versuchstagen wurden 5 l Wasser aus dem Pumpensumpf der Versuchskreislaufanlage entnommen, homogenisiert, die bakterielle Aktivität ermittelt und anschließend jeweils 1 l Anlagenwasser in vier verschiedene Gefäße überführt. Die physikalisch-chemischen Wassercharakteristika zum Zeitpunkt der Versuchsdurchführung sind in **Tab. 19** dargestellt.

Tab. 19: Wasserparameter (MW) der Versuchskreislaufanlage während der Untersuchungen (n = 2).

	WT (°C)	O ₂ (%)	pH- Wert	SBV (mmol l ⁻¹)	NH ₄ (mg l ⁻¹)	NO ₂ (mg l ⁻¹)	NO ₃ (mg l ⁻¹)	LF (µs cm ⁻¹)	Sal. (‰)	Trüb. (FNU)
Anlage	14,2	97	7,7	1,0	0,05	0,01	42,5	2.985	1,4	0,55

In jedem der vier Gefäße befand sich ein Ausströmerstein zur Belüftung und Durchmischung der jeweiligen Wasserprobe (**Abb. 7**). Direkt nach dem Befüllen der Gefäße wurde den Wasserproben eine definierte PES Konzentration (Wofasteril classic; 40 % PES) mit Hilfe von Pipetten zugesetzt und hiernach chronologisch beprobt. Das PES Gebinde wurde am Tag der ersten Versuchsdurchführung geöffnet.



Abb. 7: Aufbau des kleinskaligen Versuches mit Wasser aus einer Kreislaufanlage und der Applikation von verschiedenen PES-Konzentrationen.

Die bakterielle Aktivität im Wasser (BQW) in Abhängigkeit der applizierten PES-Konzentration und der Zeit sind in **Tab. 20** dargestellt.

Tab. 20: Bakterielle Aktivität im Wasser (BQW, als MW \pm SD) in Abhängigkeit der Konzentration des PES-Produktes und der Zeit (n = 2). # Homogenisierte Probe, die zu gleichen Teilen in alle Gefäße überführt wurde.

	Zeit (min.)	Konzentration PES-Produkt (ml m ⁻³)			
		0	2,5	5	10
BQW \pm SD	0 [#]		$2,6 \cdot 10^3$ $\pm 4,9 \cdot 10^1$		
	10	$2,8 \cdot 10^3$ $\pm 2,2 \cdot 10^2$	$3,2 \cdot 10^3$ $\pm 1,7 \cdot 10^1$	$3,1 \cdot 10^3$ $\pm 2,4 \cdot 10^2$	$3,1 \cdot 10^3$ $\pm 1,9 \cdot 10^2$
	60	$2,8 \cdot 10^3$ $\pm 2,7 \cdot 10^2$	$2,2 \cdot 10^3$ $\pm 4,6 \cdot 10^1$	$2,2 \cdot 10^3$ $\pm 4,1 \cdot 10^1$	$2,5 \cdot 10^3$ $\pm 1,1 \cdot 10^2$

In der Wasserprobe ohne PES-Zugabe nahm die bakterielle Aktivität an beiden Versuchstagen geringfügig um rund 8 % zu. Wurden PES-Konzentrationen von 2,5 bis 10 ml m⁻³ appliziert, so erhöhte sich nach 10-minütiger Einwirkzeit die bakterielle Aktivität im Wasser um etwa 20 %. 60 min nach dem Start der Exposition war die mittlere bakterielle Aktivität in allen mit PES behandelten Wasserproben jedoch unterhalb des Ausgangswertes. Hierbei wurden im Mittel Reduktionen der bakteriellen Aktivität von 4 bis 15 % festgestellt.

3.1.4 Hygienisierung des Zulaufwassers einer Kreislaufanlage mit PES

Das Frischwasser der geschlossenen Warmwasser-Kreislaufanlagen am IfB wird aus dem Sacrower See gewonnen und in Vorratsbecken konditioniert bevor es in die Kreislaufanlagen eingespeist wird. Das Konditionierungsprotokoll sieht mehrere Schritte vor. Zunächst wird die Wasserleitung über einen definierten Zeitraum vollständig abgelassen. Im Anschluss werden 1 300 l Wasser durch ein 100 μ m GazeNetz gefiltert und hierbei gleichzeitig in das bzw. die entsprechenden Becken gefüllt. In den Becken wird das Wasser mit Hilfe zweier Luftausströmer belüftet und über die Raumluft erwärmt. In Abhängigkeit des Spülwasserbedarfs des Siebtrommelfilters läuft Frischwasser in die Anlage.

Anstatt das Frischwasser wie üblich mit UV-Strahlung zu hygienisieren (vgl. **Kapitel. 3.3.8**) wurde in diesem Ansatz der keimreduzierende Effekt von PES innerhalb eines Zeitraumes von 24 h untersucht. Die Untersuchungen fanden im September 2020 statt, so dass die Wasserqualität „Sommerbedingungen“ widerspiegelt.

Insgesamt wurden einmalig fünf verschiedene PES Konzentrationen (0, 2,5, 5, 10 und 20 ml m⁻³, Wofasteril classic; 40 % PES) appliziert und verschiedene Messparameter (bakterielle Aktivität, Trübung, Redoxpotential) direkt vor der Applikation (0 Stunden) und nach weiteren 24 Stunden aufgenommen. Die Wasserproben wurden aus der Beckenmitte in ca. 30 cm Tiefe entnommen und ohne zeitlichen Verzug analysiert. Die Messung von residueller Peressigsäure war nicht möglich. **Tab. 21** stellt die Ergebnisse dar.

Tab. 21: Bakterielle Aktivität (BQW) und Redoxpotential (mV) von Wasser in Abhängigkeit von der Konzentration des applizierten PES-Produktes und der Zeit.

PES-Konz. (ml m ⁻³)	Zeit (h)	BQW	Reduktion BQW (%)	Redoxpotential (mV)
0	0	5,8 * 10 ⁵	-	125
	24	4,8 * 10 ⁵	16	145
2,5	0	5,9 * 10 ⁵	-	125
	24	2,9 * 10 ⁵	51	168
5	0	5,2 * 10 ⁵	-	126
	24	1,9 * 10 ⁵	64	285
10	0	5,0 * 10 ⁵	-	118
	24	1,3 * 10 ⁵	74	303
20	0	6,1 * 10 ⁵	-	132
	24	2,0 * 10 ⁵	67	183

Innerhalb eines Zeitraumes von 24 Stunden wurde bei der Kontrolle sowie bei jeder PES-Behandlung eine Reduktion der bakteriellen Aktivität von 16 bis 74 % im Wasser festgestellt. Eine Erhöhung der PES-Konzentration oberhalb von 10 ml m⁻³ führte zu keiner weiteren Reduktion der bakteriellen Aktivität. Mit Ausnahme des Redoxpotentials nach der 24-stündigen Einwirkung von 20 ml m⁻³ PES nahm dieser Wert im Wasser mit steigender PES-Konzentration zu. Eine Konzentrationsabhängigkeit zum Redoxpotential ist unter Vorbehalt ableitbar. Im vorliegenden PES-Versuch wurde zudem eine sicht- und messbare Reduktion der Trübung des Wassers festgestellt (**Abb. 8**).

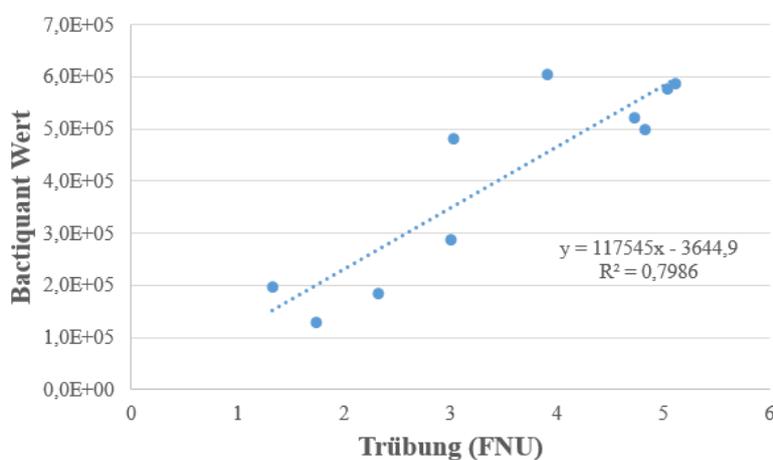


Abb. 8: Zusammenhang zwischen der Trübung (FNU) und der bakteriellen Aktivität (Bactiquant Wert) von Wasserproben (n=10).

3.1.5 Zwischenfazit zum Einsatz von PES

Insgesamt konnten im Rahmen des Projektes in einem Brutschrank, einer Forellenanlage sowie in zwei Versuchen am Institut für Binnenfischerei e.V. Potsdam-Sacrow erste orientierende Messungen zur Keimreduzierung mittels PES begleitet bzw. durchgeführt werden.

Der Einsatz von $2,5 \text{ ml m}^{-3}$ PES (Wofasteril classic, 40 % PES) in einem im Kreislauf geführten Brutschrank reduzierte die bakterielle Aktivität im Wasser deutlich. Innerhalb von 10 min konnte die Keimlast im Wasser um rund 21 % gesenkt werden und weitere 50 Minuten später war die Keimlast um etwa 31 % niedriger als vor der Hygienisierung. Demzufolge hat die PES insbesondere innerhalb der ersten Minuten die höchste Wirkung entfalten können. Der zügige Abbau von PES in der Süßwasseraquakultur ist eine bekannte Eigenschaft dieses Stoffes (PEDERSEN et al. 2013). Dabei beschleunigen insbesondere hohe organische Frachten, wie sie auch im Wasser des Brutschrankes festgestellt wurden, den Abbau von PES (PEDERSEN et al. 2013, LIU et al. 2014). Allerdings stieg trotz der darauffolgenden Wiederaufnahme der Frischwasserversorgung die bakterielle Aktivität im Brutschrank auch nach weiteren 18 Stunden bzw. mehr als zwölf vollständigen Wasserwechseln nicht an sondern fiel weiter ab. 18 Stunden nach der einmaligen Applikation von PES wurde eine um 43 % geringere bakterielle Aktivität festgestellt. Diese Beobachtung deutet daraufhin, dass PES zusätzlich zu ausgeprägten kurzfristigen Effekten ebenso eine längerfristige bzw. anhaltende Wirkung auf die Keimlast in Brutschränken haben kann. Diese Tatsache sollte bei der Anwendung berücksichtigt werden.

Die tatsächliche Konzentration von PES im Wasser des Brutschrankes konnte nicht ermittelt werden, weshalb keine Daten zum zeitlichen Abbau der Substanz vorliegen. Unabhängig davon wird jedoch vermutet, dass die residuelle und sich durch das Frischwasser langsam verdünnende PES für die weitere Reduktion der bakteriellen Aktivität im Brutschrank verantwortlich gemacht werden kann. Um negative Effekte von PES auf die Entwicklung der Fischembryonen auszuschließen (vgl. STRAUS et al. 2012), könnte im Anschluss an eine Wasserhygienisierung eine Änderung des Wasserdurchsatzes erforderlich sein. Das zeitlich begrenzte Betreiben von (eigentlich im Kreislauf geführten) Brutschränken im einfachen Durchfluss könnte so ein zügiges Ausspülen möglicher residueller PES gewährleisten.

Im Gegensatz dazu resultierte die PES-Applikation in der untersuchten teilgeschlossenen Kreislaufanlage in beiden Rinnen unabhängig voneinander zunächst in einem Anstieg der Keimlast im Wasser. Die bakterielle Aktivität stieg hierbei um bis zu 115 % an. Am Ende der vierstündigen Standbadbehandlung konnte keine keimreduzierende Wirkung durch den Einsatz von PES festgestellt werden. Die ermittelten Start- und Endwerte waren nahezu identisch. In einem anderen Versuch wurde im Anschluss an eine Ozonierung von Wasser ebenfalls ein Anstieg von ATP festgestellt (HAMMES et al. 2008). Es wird daher vermutet, dass durch die oxidative Wirkung der PES sowohl ATP als auch entsprechende Enzyme der Bakterien freigesetzt wurden oder aber deren Aktivität bspw. durch Reparaturmechanismen erhöht war. Unterstützt wird diese Vermutung dadurch, dass auch bei den kleinskaligen Versuchen mit PES und Wasser aus einer Kreislaufanlage ähnliche Beobachtungen zum Anstieg der bakteriellen Aktivität gemacht wurden (s. **Tab. 20**).

Während jedoch in der teilgeschlossenen Kreislaufanlage auch nach vier Stunden kein genereller Rückgang der Keimbelastung festgestellt werden konnte, war die bakterielle Aktivität in den drei mit PES behandelten Wasserproben aus einer Versuchskreislaufanlage am Versuchsende nach 60 Minuten um bis zu 15 % niedriger. Folglich ist PES bei der Anwendung im Standbad unter Abwesenheit von Fischen ebenso in der Lage, die Keimlast im Wasser zu senken. Dies wurde gleichsam bei der Zulaufwasserhygienisierung festgestellt. Hier resultierten bereits $2,5 \text{ ml m}^{-3}$ PES (Wofasteril classic, 40 % PES) bei einer 24-stündigen Einwirkzeit in einer Halbierung der bakteriellen Aktivität im Wasser.

Der ausbleibende Abfall der bakteriellen Aktivität in der teilgeschlossenen Kreislaufanlage wird sehr wahrscheinlich auf die Prozedur der Standbadbehandlung in Anwesenheit von Fischen zurückzuführen sein. Möglicherweise hat das notwendige Stoppen der Wasserzirkulation bei gleichzeitiger Aktivität der Fische dafür gesorgt, dass sich Keime in dieser Zeit in der Wassersäule anreichern konnten und nicht wie sonst üblich mechanisch herausgefiltert oder mit dem Ablaufwasser ausgetragen wurden. In Aquakulturanlagen stellen insbesondere Partikel und deren Oberflächen Besiedlungsräume für Bakterien dar (PEDERSEN et al. 2017).

Bei den Versuchen zur Zulaufwasserhygienisierung stellte sich heraus, dass es auch ohne den Einsatz von PES (0 ml m^{-3}) zu einer Reduktion der bakteriellen Aktivität kommt. Möglicherweise ist diese Reduktion auf Sedimentations- und Biofilmanlagerungsprozesse zurückzuführen. Vergleichbare Reduktionen der bakteriellen Aktivität ($\sim 15 \%$ in 24 Stunden) wurden auch in der Kontrollgruppe während des UV-C Versuches festgestellt (**Kapitel 3.3.8**), was die Beobachtung in diesem Versuch bestätigt.

Der Einsatz von 10 ml m^{-3} PES (Wofasteril classic, 40 % PES) stellte sich unter den wasserspezifischen Charakteristika als ideal für die Zulaufwasserhygienisierung da. Unter den gegebenen Versuchsbedingungen konnten innerhalb einer 24-stündigen Einwirkzeit über 70 % der bakteriellen Aktivität im Wasser reduziert werden. Da aus dem Vorratsbehälter nur geringe Mengen Wasser diskontinuierlich in die Kreislaufanlage gelangen, kann u. U. noch vorhandene residuelle PES als problemlos für die Wasserchemie der Anlage betrachtet werden. Nach der Einspeisung des hygienisierten Wassers konnten keine Veränderungen der Wasserparameter in der Kreislaufanlage festgestellt werden (Daten nicht dargestellt). Eine Hygienisierung von Zulaufwasser in Durchflussanlagen o. ä. mit solchen Konzentrationen sollte allerdings nur dann durchgeführt werden, wenn ein ausreichender Abbau der PES gewährleistet ist.

Die Trübung stellte sich als ein praxisrelevanter Parameter bei der Hygienisierung von Wasser dar. Bei den Versuchen konnten mit Hilfe der Trübung des Mediums Rückschlüsse auf dessen bakterielle Aktivität gezogen werden. Je niedriger die Trübung des Wassers war, desto geringer war auch dessen bakterielle Last. Vergleichbare Beobachtungen zur bakteriellen Aktivität und Partikeln, die das Wasser ebenfalls trüben, wurden bereits in Aquakulturanlagen gemacht (PEDERSEN et al. 2017). Folglich kann bei der Hygienisierung von Zulaufwasser die Trübung als ein relativ einfach zu bestimmender Indikator für die Keimlast mit herangezogen werden.

3.2 Ozon

3.2.1 Der Einsatz von Ozon zur Hygienisierung des Zulaufwassers einer Forellenzuchtanlage

In einer hessischen Forellenzucht wird das zulaufende Wasser mit Ozon hygienisiert. Es handelt sich bei dem Betrieb um eine quellwassergespeiste Anlage, die während verschiedener Produktionszyklen wiederholt Probleme mit *Yersinia ruckeri*, Flavobakterien und gelegentlich *Ichthyophthirius multifiliis* hatte. Das mit Kohlenstoffdioxid angereicherte Quellwasser wird zunächst mit Hilfe von Kaskaden entgast und im Anschluss mit Ozon beaufschlagt. Hierfür wird ein mit technischem Sauerstoff betriebener Ozongenerator (*C-Lasky*, Fa. AirTree Europe GmbH) verwendet, der bis zu $10 \text{ g O}_3 \text{ h}^{-1}$ produzieren kann. Der Ozoneintrag ($\sim 5 \text{ g h}^{-1}$) in die Wassersäule wird mit Hilfe eines Ausströmersteins realisiert.

Der Ablauf der Ozonhygienisierung zur Fischzuchtanlage ist dabei so gestaltet, dass theoretisch kein Wasser ohne Ozonkontakt in die Fischhalteeinrichtungen gelangen kann. Rechnerisch wird jeder Liter zulaufendes Quellwasser mit 0,09 mg Ozon beaufschlagt. Die hydraulische Retentionszeit des Wassers im Mischbehälter beläuft sich dabei auf etwa 12,33 min. Dies entspricht einem theoretischen Ct-Wert von 1,11. Allerdings wird das Wasser nicht direkt, sondern über Rohrleitungen in die Fischhalteeinrichtungen geleitet. Demnach ist die Einwirkzeit höher, der genaue Wert jedoch nicht abschließend kalkulierbar.

Zur Kontrolle der Ozonierung wird das Redoxpotential (in mV) an verschiedenen Stellen in der Anlage regelmäßig ermittelt. Der angestrebte Zielwert im Anschluss an die Ozonierung und dessen Reaktion mit dem Wasser wurde vom Anlagenbetreiber mit etwa 200 - 230 mV angegeben. Etwaige Änderungen an den Einstellungen des Ozongenerators werden nur in minimalen Schritten durchgeführt, da eine Kontrolle hinsichtlich etwaiger Fluktuationen der Ozonkonzentration erst zeitversetzt nach etwa 24 Stunden möglich ist.

Bisher konnten vom Betriebsleiter keine makroskopischen Veränderungen der Kiemen oder auf Ozon zurückzuführende Mortalitäten festgestellt werden. Vielmehr traten, nach Aussagen des Betreibers, etwaige erregungsbedingte Fischverluste seit der Inbetriebnahme des Gerätes bisher nur in einem von vier Produktionszyklen auf.

Aufgrund der Bauweise und Wasserführung war es nicht möglich, aussagekräftige Daten hinsichtlich der Keimlast zu generieren.

3.2.2 Der Einsatz von Ozon in Kombination mit einem Abschäumer in einer geschlossenen Warmwasser-Kreislaufanlage

Die Landesforschungsanstalt Mecklenburg-Vorpommern (LFA M-V) betreibt am Standort Hohen Wangelin eine geschlossene Warmwasser-Kreislaufanlagen, die zur Aufzucht von Zandern (*Sander lucioperca*) genutzt werden. Zur kontinuierlichen Wasserhygienisierung eines Modules mit 75 m³ Wasservolumen ist versuchsweise eine mobiler, mit Ozon (O₃) betriebener Süßwasserabschäumer installiert worden (**Abb. 9**).



Abb. 9: Der mobile Süßwasserabschäumer inkl. Ozon-Einheit am Standort Hohen Wangelin.

Die einzelnen Komponenten des Süßwasserabschäumers sind in **Tab. 22** übersichtshalber aufgelistet. Da die Behälter und Leitungen bis zur Vermischungseinrichtung unter Unterdruck

stehen und die Ozonerzeugung des Generators auf max. 2 g h^{-1} begrenzt ist, darf diese Anlage ohne eine Raumlüftüberwachung betrieben werden (ZH 1/474 (2005)).

Tab. 22: Komponenten des mobilen Süßwasserabschäumers.

Komponente	Spezifikation	
Süßwasserabschäumer	Sander Fresh-Skim 300	
Höhe	2 070	mm
Durchmesser	300	mm
Volumen	100	l
Kompressor	Nitto KOHKI Medo Blower LA-120A	$\leq 120 \text{ l min}^{-1}$
Ozon-Generator	Sander XT2000	$\leq 2 \text{ g O}_3 \text{ h}^{-1}$
Ozonrestvernichter	Sander 110	
Redoxpotential-Steuergerät	Sander	
Wasserversorgung	AquaMedic AC Runner 12.0	$\leq 12.000 \text{ l h}^{-1}$

Insgesamt erfolgte zu zwei verschiedenen Zeitpunkten eine Überprüfung der Funktionalität des Süßwasserabschäumers. Zu jedem dieser Termine unterschieden sich die Betriebsbedingungen. Eine Übersicht ist in **Tab. 23** dargestellt.

Tab. 23: Betriebsbedingungen des mobilen Süßwasserabschäumers.

Datum	Ozon (g h^{-1})	Q_{Wasser} (l h^{-1})	HRT (min.) ¹	Q_{Luft} (l h^{-1})	Redox- potial (mV)	Nom. O ₃ Konz. (mg l^{-1})	Ct- Wert ²
12/2019	1	3 500	1,7	600	264	0,29	0,49
01/2020	1	3 750	1,6	500	295	0,27	0,43

¹ HRT: Hydraulische Retentionszeit

² Ct-Wert = $\text{mg O}_3 \text{ l}^{-1} \cdot \text{HRT}$

Die Keimbelastung des Zu- und Ablaufwassers des Abschäumers ist in **Tab. 24** dargestellt. Die Lumineszenzintensität (ATP) war vom Abschäumer unbeeinflusst. Im Gegensatz dazu war die bakterielle Aktivität des aus dem Reaktor ablaufenden Wassers an beiden Untersuchungstagen signifikant reduziert. Aus Basis der mittleren Bactiquant Werte konnten Reduktionen von 16,2 bis 30,9 % festgestellt werden.

Tab. 24: Keimbelastung des Zu- und Ablaufwassers des Süßwasserabschäumers. Signifikante Unterschiede sind mit einem unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (t-Test; $p = 0,05$).

	Datum	vor O ₃	nach O ₃	n	p-Wert
ATP (in RLU)	12.19	224 ± 39^a	229 ± 12^a	4	0,415
	01.20	157 ± 35^a	191 ± 37^a	5	0,110
Bactiquant Wert	12.19	$9,1 \cdot 10^3 \pm 7,4 \cdot 10^2^a$	$6,3 \cdot 10^3 \pm 3,9 \cdot 10^2^b$	4	0,000
	01.20	$1,1 \cdot 10^4 \pm 1,1 \cdot 10^3^a$	$8,9 \cdot 10^3 \pm 1,3 \cdot 10^3^b$	5	0,038

Am Zu- und Ablauf des Süßwasserabschäumers wurden zusätzlich Wasserproben zur Bestimmung der Ozonkonzentration genommen. Sowohl mit dem Photometer-System MD200 (Tintometer® Group) als auch DR300 (HACH) wurden an beiden Messtagen ausschließlich Werte von $0,00 \text{ mg O}_3 \text{ l}^{-1}$ ermittelt (jeweils $n = 6$).

3.2.3 Zwischenfazit zum Einsatz von Ozon

In Gesprächen mit verschiedenen Forellenbetrieben wurde wiederholt ein ausgeprägtes Interesse am Einsatz von Ozon zur Wasserhygienisierung bekundet. Hohe Anschaffungskosten sowie entsprechende Arbeitsschutzanforderungen stellen jedoch eine entscheidene Hürde für den Einsatz in der Praxis dar.

Im Rahmen des Projektes wurde ein Forellenzuchtbetrieb in Deutschland gefunden, in dem Ozon zur Hygienisierung des Zulaufwassers eingesetzt wird. Aufgrund der Wasserführung konnten leider keine belastbaren Daten zur Keimbelastung des Wassers und den Effekten einer Ozonierung gewonnen werden.

Aus diesem Grund wurde auf einen mit Ozon beaufschlagten Süßwasserabschäumer zurückgegriffen, der im Bypass an einer geschlossenen Warmwasser-Kreislaufanlage installiert war. Der Süßwasserabschäumer reduzierte die Keimbelastung des Wassers deutlich. Bereits beim Einsatz von $1 \text{ g O}_3 \text{ h}^{-1}$ konnten bei einfacher Passage des Wassers durch die Einheit im Mittel zwischen 16 bzw. 31 % der bakteriellen Aktivität reduziert werden.

Hierbei wurde deutlich, dass insbesondere die effektive Beaufschlagung des Durchmischungstanks mit dem Luft-Ozon-Gemisch wichtig ist. Trotz der vergleichbaren Beaufschlagung der Einheit mit Luft war bei der zweiten Messkampagne sowohl die Anzahl der Luftblasen reduziert als auch deren Durchmesser erhöht (nicht quantifizierbare, makroskopische Feststellung). Es liegt nahe, dass der veränderte Betriebszustand des Abschäumers die Durchmischung des Wassers mit Ozon verringert hat und deshalb eine geringere Reduktion der bakteriellen Aktivität beobachtet wurde. Für die Praxis liefert dies wichtige Hinweise zur Bedeutung des Eintrages von Ozon im Durchmischungstank. So wurde in vorliegendem Fall bei einer Veränderung/Verschlechterung der Durchmischung eine um rund 50 % geringe Keimreduktion festgestellt.

Im Ablauf der Ozoneinheit wurden bei beiden Messkampagnen leicht erhöhte ATP-Werte beobachtet. Im Anschluss an eine Ozonierung von Wasser wurde auch von HAMMES et al. (2008) ein Anstieg von ATP festgestellt. Es wird daher vermutet, dass durch die oxidative Wirkung des Ozons ATP freigesetzt wurde, weshalb die mittleren Werte im Ablauf des Abschäumers höher waren als im Einlauf. Damit deutet sich an, dass ein Anstieg der ATP-Konzentration im Ablauf einer Ozoneinheit als Indikator für eine funktionierende Ozonierung interpretiert werden könnte.

Während der beiden Messkampagnen wurde die Keimlast in der gesamten Kreislaufanlage nur indirekt über das Zulaufwasser in den Ozonabschäumer aufgenommen. Ob eine kontinuierliche Anwendung im Bypass auch Effekte auf die Keimbelastung der gesamten Kreislaufanlage hat, sollte Gegenstand zukünftiger Untersuchungen sein. Hierüber könnten Erkenntnisse für den Einsatz in offenen oder teilgeschlossenen Kreislaufanlagen abgeleitet werden. Erste orientierende Untersuchungen von RÜMMLER (2008) mit Ozon in einer brandenburgischen Forellenzucht stellten sich bereits in diesem Zusammenhang als vielversprechend dar.

3.3 UV-C-Strahlung

3.3.1 Zulaufwasserhygienisierung in einer Forellenzucht mit Hilfe einer UV-Offenkanalanlage

Eine Forellenzucht nutzt Quellwasser zur Speisung einer Durchflussanlage. Ein Teilstrom dieses Wassers durchfließt eine Beckenanlage, die zur Aufzucht von Salmoniden genutzt wird. Bevor das Wasser in die Becken geleitet wird, findet u. a. eine Wasseraufbereitung mittels ultravioletter Strahlung (UV-C) statt. Hierfür wird die UV-Offenkanalanlage *MR 4-220 PP* (Fa. Ultraaqua) inkl. zugehörigem Schaltschrank verwendet. Die Spezifikationen der Einheit sind in **Tab. 25** dargestellt.

Tab. 25: Spezifikation der UV-Einheit.

UV-Einheit <i>MR 4-220 PP</i>	Messwert	Einheit
Höhe	175	cm
Breite	60	cm
Tiefe	18	cm
max. Wasserdurchsatz ¹	25	l s ⁻¹
Ist-Wasserdurchsatz	20	l s ⁻¹
Anzahl Röhren	4	Stk.
Leistung je Röhre ¹	220	W
Fläche Strahlungskammer	0,56	m ² (125 x 45 cm)
Volumen Strahlungskammer	101,25	l (Tiefe: 18 cm)
rechn. Wasseraufenthaltszeit	5,1	s
rechn. Strömungsgeschwindigkeit	3,6	cm s ⁻¹
UV-C-Intensität (254 nm) ²	25,9 ± 2,8	mW cm ⁻²
UV-C-Intensität (254 nm) ³	3,2 ± 0,6	mW cm ⁻²
rechn. UV-C-Dosis ²	132,1	mW s cm ⁻²
Restbrenndauer der Strahler	15 769	h

¹ Herstellerangaben

² UV Radiometer SXL 55 - auf dem Glasmantel (n = 22)

³ UV Radiometer SXL 55 - 7 cm Abstand zum Glasmantel (n = 22)

Die Einheit ist passgenau in den Zulaufkanal eingebaut worden. In Fließrichtung gesehen befindet sich vor der UV-Einheit ein Gitter, welches die Aufgabe hat, gröbere partikuläre Frachten zurückzuhalten.

Die Lumineszenzintensität (ATP) und der Bactiquant Wert wurden jeweils aus derselben Wasserprobe ermittelt. Die Wasserproben vor und nach der UV-Einheit wurden in 60 cm Tiefe und jeweils mit einem Abstand von 30 cm zur Einheit gezogen.

Für die Lumineszenzintensität des Zulaufwassers der UV-Einheit wurde ein Wert von $43,8 \pm 15,3$ RLU (n = 6) ermittelt. Nach der Passage des Wassers durch die UV-Einheit sind höhere Lumineszenzintensität gemessen worden und betragen im Mittel $47,8 \pm 15,5$ RLU (n = 6). Durch die UV-Einheit kam es zu einem Anstieg der Lumineszenzintensität des Wassers, der jedoch statistisch nicht signifikant war (p = 0,331).

In der Forellenzucht wurde für das Quellwasser vor der UV-Einheit ein Bactiquant Wert von $8,2 * 10^2 \pm 7,5 * 10^1$ BQW (n = 6) errechnet (**Abb. 10**). Nachdem das Wasser die UV-Einheit durchströmt hatte, wurde mit $4,1 * 10^2 \pm 3,0 * 10^1$ BQW (n = 6) ein um etwa 50 % geringerer Wert gemessen. Die bakterielle Aktivität in den Wasserproben nach der UV-Einheit war statistisch signifikant reduziert (p ≤ 0,001).

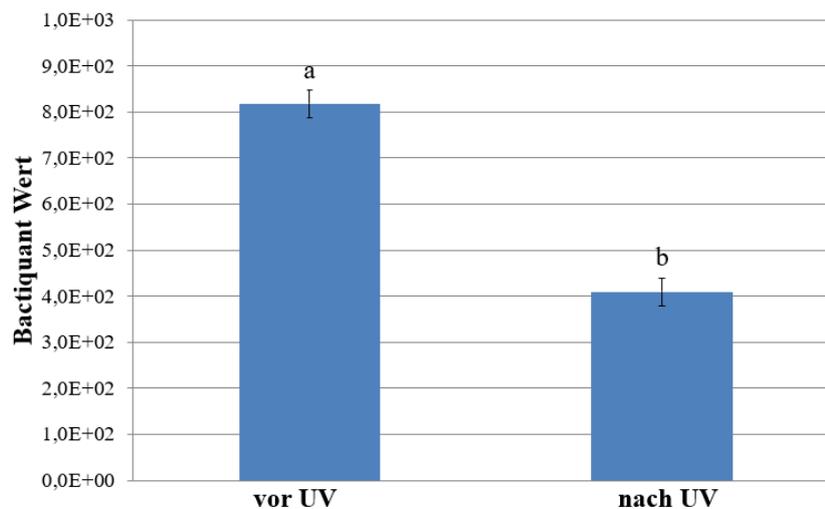


Abb. 10: Darstellung der bakteriellen Aktivität (Bactiquant Wert) von Quellwasser vor und nach (je $n = 6$) der Durchströmung einer UV-Einheit ($4 \times 220 \text{ W}$). Signifikante Unterschiede sind mit einem unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (t-Test; $p = 0,05$).

Verglichen mit bisherigen Untersuchungsergebnissen anderer quellwassergespeister Anlagen befanden sich sowohl der mittlere Bactiquant Wert des zulaufenden Quellwassers als auch die Lumineszenzintensität des im Wasser vorkommenden ATPs auf einem geringen Niveau. Trotz der geringen bakteriellen Aktivitäten wurden bei einer einfachen Passage des Wassers durch die UV-Offenkanalanlage mit $4 \times 220 \text{ W}$ etwa 50 % der Bakterien inaktiviert. Insbesondere der geringe Wasserdurchsatz (20 l s^{-1}) und die augenscheinlich sehr gleichmäßige Anströmung der Einheit scheinen hierfür verantwortlich zu sein.

3.3.2 Zulaufwasserhygienisierung in einer Forellenzucht mit Hilfe einer UV-Einheit

Eine Forellenzucht in Thüringen nutzt Quellwasser zur Speisung der im einfachen Durchfluss betriebenen Anlage. Bevor das Wasser in die Forellenzucht gelangt, findet eine Wasseraufbereitung mittels ultravioletter Strahlung (UV-C) statt. Zu diesem Zweck ist eine UV-Einheit inkl. zugehörigem Schaltschrank installiert (UMEX GmbH, **Abb. 11**). In Fließrichtung gesehen befindet sich 120 cm vor der UV-Einheit ein grobes Gitter (10 mm Gitterabstand), welches die Aufgabe hat, partikuläre Frachten zurückzuhalten. Im Anschluss fließt das Wasser durch zwei Betonröhren ($D = 60 \text{ cm}$) direkt zur UV-Einheit.

Die verwendeten UV-Röhren (Philips TUV 36T5 4P-SE 40 W) sind mittig im V4A-Abdeckkasten angeordnet (**Abb. 11**). Der Abstand der äußeren Leuchtmittel zur zentralen Röhre beträgt 30 cm. Die äußeren Leuchtmittel haben wiederum einen Abstand von 30 bzw. 50 cm zueinander. Die Länge der Leuchtmittel inkl. Sockel beträgt knapp 85 cm. Die Leuchtmittel ($D = 0,15 \text{ cm}$) sind in schützenden Quarzglasröhren installiert. Der Wasserstand im Zulauf der Forellenzucht variiert im Jahresverlauf nur um wenige Zentimeter. Zwischen der Wasseroberfläche und dem fest verbauten Abdeckkasten befinden sich die UV-Strahler daher für 30 cm in der Luft. Die Spezifikationen der UV-Einheit am Tag der Beprobungen sind in **Tab. 26** dargestellt.



Abb.11: Die UV-Einheit im Zulauf der Forellenzucht.

Tab. 26: Spezifikation der UV-Einheit.

UV-Einheit	Messwert	Einheit
Breite	150	cm
Länge	100	cm
Tiefe (V4A Kasten)	30	cm
Wassertiefe	90	cm
Ist-Wasserdurchsatz ¹	22	l s ⁻¹
Anzahl Röhren	5	Stk.
Leistung je Röhre	40	W
Volumen Strahlungskammer	1 350	l (Tiefe: 90 cm)
rechn. Wasseraufenthaltszeit	61	s
Brenndauer der Strahler	13 000 bzw. 0	h
Spektraler Schwächungskoeffizient (λ) ²	2,47	m ⁻¹

¹ Fa. Marsh Mc BIRNEY, FlowMate Model 2000 (n = 24).

² spektraler Schwächungskoeffizient SSK (λ) mit Trübungskorrektur nach DIN 38404-3:2005-07 bei 245 nm und 550 nm; Aufgrund starker Trübung erfolgte eine Vorfilterung mit 0,45 μ m; Photometer: Hach Lange DR 5000. Der Koeffizient summiert die gelösten organischen Wasserinhaltsstoffe und lässt Rückschlüsse auf die Absorption von UV-Strahlung durch im Wasser vorhandene organische Substanz zu.

Die für die Bactiquant Analyse benötigten Wasserproben wurden vor dem Grobgitter und nach der UV-Einheit gezogen. Die Probenahme erfolgte mit Hilfe eines Schöpfers in 30 cm Wassertiefe. Aufgrund der geschlossenen Bauweise der UV-Einheit konnte die UV-C-Strahlung der Leuchtmittel nicht erfasst werden.

Insgesamt wurden zwei Messkampagnen durchgeführt. Zunächst wurde die bakterielle Aktivität des Wassers beim Betreiben der UV-Einheit mit UV-Strahlern mit einer bisherigen Brenndauer von rund 13 000 h bestimmt (vormittags). Im Anschluss erfolgte ein Wechsel der Leuchtmittel (0 h Brenndauer) und die entsprechenden Messungen wurden erneut vorgenommen (nachmittags).

Während der ersten Messkampagne wurde für das Quellwasser vor der UV-Einheit ein Bactiquant Wert von $3,2 \cdot 10^3 \pm 2,1 \cdot 10^2$ BQW (n = 4) ermittelt (Abb. 12, links). Nach dem Durchströmen des Wassers durch die UV-Einheit wurde ein im Mittel um 4,9 % niedrigerer

Wert von $3,0 \cdot 10^3 \pm 2,2 \cdot 10^2$ BQW ($n = 4$) gemessen. Die bakterielle Aktivität an den beiden Messpunkten unterschied sich statistisch nicht signifikant voneinander ($p = 0,205$).

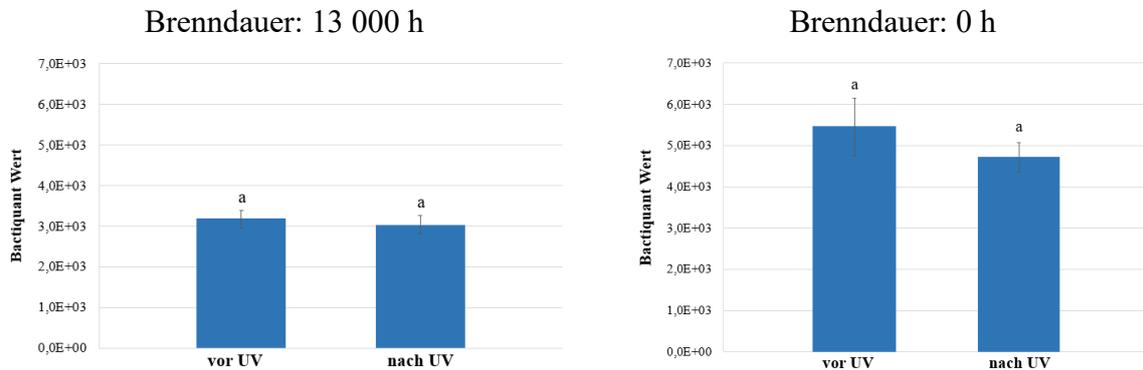


Abb. 12: Darstellung der bakteriellen Aktivität (Bactiquant Wert) von Quellwasser vor und nach (je $n = 4$) der Durchströmung einer UV-Einheit (5 x 40 W) mit unterschiedlicher Brenndauer der UV-Strahler (t-Test; $p = 0,05$).

Im Anschluss an den Lampenwechsel wurde im Zulauf der UV-Einheit ein Bactiquant Wert von $5,5 \cdot 10^3 \pm 7,0 \cdot 10^2$ BQW ($n = 4$) und im Ablauf ein Wert von $4,7 \cdot 10^3 \pm 3,5 \cdot 10^2$ BQW ($n = 4$) ermittelt (**Abb. 12, rechts**). Die bakterielle Aktivität im Ablauf der UV-Einheit war dabei im Mittel um 13,5 % reduziert, aufgrund der Streuung der einzelnen Messwerte war die Minderung allerdings statistisch nicht signifikant ($p = 0,076$).

Bei der Betrachtung der Ergebnisse muss berücksichtigt werden, dass das Niveau der bakteriellen Aktivität zwischen der ersten und zweiten Messkampagne deutlich angestiegen war. Hierfür können zwei Ursachen verantwortlich gemacht werden. Zum einen wurden vom Inhaber der Forellenzucht Stockenten im Oberlauf beobachtet, die das Wasser durch ihre Fressaktivität sichtbar eintrübten. Zum anderen war zwischen beiden Kampagnen ein Baum im Zulauf der Anlage aufgrund von starken Windböen umgestürzt.

3.3.3 Optimierung einer UV-Offenkanalanlage in einem Forellenbruthaus

Eine Forellenzucht nutzt ein Verschnitt aus Quell- und Brunnenwasser zur Speisung einer Brutanlage. In einem Abschnitt dieser Anlage wird Wasser im Kreislauf geführt. Die Anlage wird mit etwa 10 l Frischwasser pro Sekunde gespeist. Das aus den Haltungseinheiten ablaufende Wasser wird zunächst mit Hilfe eines Siebtrommelfilters (Hydrotech HDF802-2H, Fa. Veolia-Hydrotech, 60 μm Gaze) aufbereitet. Das von partikulärer Substanz gereinigte Wasser durchfließt anschließend eine Einheit zur Wasserhygienisierung mittels ultravioletter Strahlung (UV-C). Hierfür ist eine UV-Offenkanalanlage des Typs *MR 6-220 SS* (Fa. Ultraqua) (**Abb. 13**) inkl. des zugehörigen Schaltschranks verbaut worden. Die Spezifikationen der Einheit sind in **Tab. 27** dargestellt.

Tab. 27: Spezifikation der UV-Einheit.

UV-Einheit MR 6-220 SS	Messwert	Einheit
Höhe	175	cm
Breite	86	cm
Tiefe	18	cm
max. Wasserdurchsatz ¹	72	l s ⁻¹
Anzahl Röhren	6	Stk.
Leistung je Röhre ¹	220	W
Fläche Strahlungskammer	0,94	m ² (125 x 75 cm)
Volumen Strahlungskammer	168,75	l (Tiefe: 18 cm)

¹ Herstellerangaben



Abb. 13: Die UV-Offenkanalanlage in der Forellenbrutanlage. Oben links: Siebtrommelfilter mit Ablaufkanal bzw. Zulaufkanal zur UV-Einheit mit einer mittleren Tiefe von 7,5 cm. Im Vordergrund (=stromabwärts der UV-Einheit) findet eine Druckluftspeisung statt.

Der Ist-Zustand der UV-Offenkanalanlage zum Zeitpunkt der ersten Messkampagne ist in **Tab. 28** dargestellt.

Tab. 28: Ist-Zustand der UV-Einheit bei der 1. Messkampagne.

UV-Einheit MR 6-220 SS	Messwert	Einheit
Ist-Wasserdurchsatz ¹	39,4 ± 6,6	l s ⁻¹
rechn. Wasseraufenthaltszeit	4,28	s
UV-C-Intensität (254 nm) ²	13,1 ± 2,8	mW cm ⁻²
UV-C-Intensität (254 nm) ³	2,5 ± 0,6	mW cm ⁻²
rechn. UV-C-Dosis ²	56,1	mW s cm ⁻²
Restbrenndauer der Strahler	1 082	h
Spektraler Schwächungskoeffizient (λ) ⁴	2,73	m ⁻¹

¹ Marsh McBIRNEY FlowMate Model 2000 (n = 50)

² UV Radiometer SXL 55 - auf dem Glasmantel (n = 41)

³ UV Radiometer SXL 55 - 7 cm Abstand zum Glasmantel (n = 33)

⁴ spektraler Schwächungskoeffizient SSK (λ) mit Trübungskorrektur nach DIN 38404-3:2005-07 bei 245 nm und 550 nm; Photometer: Hach Lange DR 5000

Mit Hilfe der ATP- und „Bactiquant[®]-Water“-Methode wurde die Keimbelastung des Wassers jeweils vor und nach der UV-Einheit ermittelt.

Für die Lumineszenzintensität des Zulaufwassers der UV-Einheit wurde ein Wert von $755,4 \pm 310,5$ RLU ($n = 5$) gemessen. Nach der Passage des Wassers durch die UV-Einheit war eine höhere Lumineszenzintensität von im Mittel $779,2 \pm 263,5$ RLU ($n = 5$) feststellbar. Der Anstieg der Lumineszenzintensität des Wassers war statistisch nicht signifikant ($p = 0,449$). In der Anlage wurde für das Wasser vor der UV-Einheit ein Bactiquant Wert von $8,9 \cdot 10^3 \pm 3,1 \cdot 10^3$ BQW ($n = 5$) ermittelt (**Abb. 14**). Nachdem das Wasser die UV-Einheit durchströmt hatte, wurde mit $9,4 \cdot 10^3 \pm 3,3 \cdot 10^3$ BQW ($n = 5$) ein im Mittel um 5,7 % höherer Wert gemessen. Die Werte der bakteriellen Aktivität vor und nach der UV-Einheit unterschieden sich statistisch nicht signifikant voneinander ($p = 0,404$).

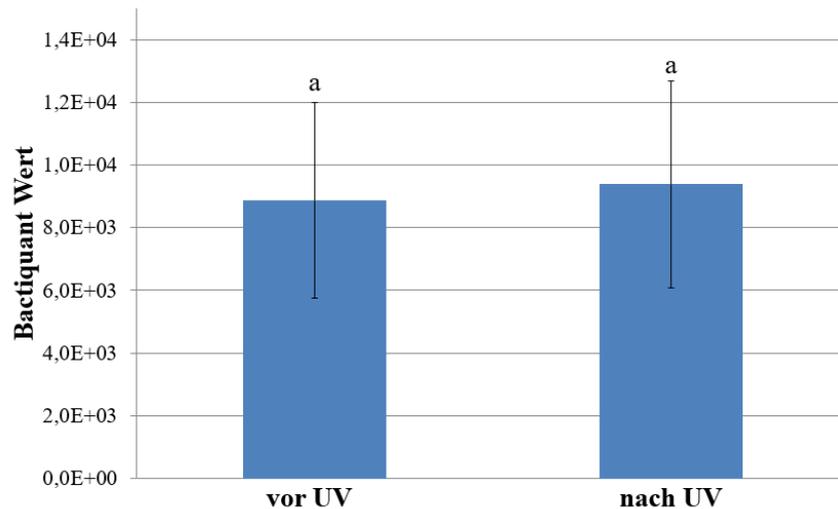


Abb. 14: Die bakterielle Aktivität (Bactiquant Wert) von Wasserproben aus einem Forellenbruthaus vor und nach (je $n = 5$) deren Durchströmung einer UV-Einheit (6 x 220 W). Es wurden keine signifikanten Unterschiede festgestellt (t-Test; $p = 0,05$).

Am Tag der Messung der UV-Einheit konnte keine Reduzierung der Keimlast festgestellt werden. Die bakterielle Aktivität war im Ablauf der Anlage im Mittel sogar höher als im Zulauf der UV-Einheit. Ob die UV-Einheit die Keimbelastung der im Kreislauf geführten Anlage beeinflusst, kann an dieser Stelle nicht abschließend beantwortet werden, da keine Messwerte für Zeiträume vorliegen, in denen die UV-Einheit inaktiv war.

Es ist anzumerken, dass die Lebensdauer der Lampen schon weit vorangeschritten war und eine geschätzte Restbrenndauer von 1 082 h besaßen. Dies bedeutet, dass die Lampen bereits für knapp 15 000 h in der Anlage genutzt worden waren.

Die Erhöhung der Keimlast / bakteriellen Aktivität im Ablauf der UV-Einheit ist möglicherweise durch den Eintrag von Druckluft, die eine Gegenströmung im Ablaufkanal erzeugte, zu erklären. Durch die beobachtete Gegenströmung können bspw. disperse Biofilme zurück in Richtung der UV-Einheit transportiert werden.

Neben der Gegenströmung wurde die UV-Einheit nicht optimal angeströmt. Zum einen variierte der Wasserdurchsatz, da die Gaze des Siebtrommelfilters intervallartig gespült wurde. Zum anderen floss das zu behandelnde Wasser ungleichmäßig und mit einer erhöhten Geschwindigkeit durch die UV-Einheit. Da das Wasser nach dem Siebtrommelfilter schwallhaft über eine Staustufe fiel, fand ein „Durchrutschen“ des Wassers in der unteren Hälfte der UV-Einheit statt. Hierbei wurden zudem Luftblasen in die Strahlungskammer eingetragen, was den Wirkungsgrad der UV-Einheit potentiell reduzierte.

Zur Optimierung der UV-Offenkanalanlage wurde die Installation von Leitblechen vorgenommen, die das Wasser nach der Staustufe grundnah in die UV-Einheit einspeisen und mit Hilfe eines zweiten Leitbleches oberflächennah wieder in den Ablaufkanal einleiten (U-förmige Durchführung des Wassers durch die UV-Einheit zur Maximierung der Kontaktzeit und zum zusätzlichen Ausschluss von Luftblasen). Zeitgleich wurden die UV-C-Strahler erneuert.

Die UV-Offenkanalanlage des Typs *MR 6-220 SS* (Fa. Ultraaqua) zum Zeitpunkt der zweiten Messkampagne mit installierten Leitblechen ist in **Abb. 15** dargestellt. In **Tab. 29** ist zudem der Ist-Zustand der Einheit dargestellt.



Abb. 15: Die UV-Offenkanaleinheit in dem Forellenbrutanlage mit installierten Leitblechen.

Tab. 29: Ist-Zustand der UV-Einheit bei der zweiten Messkampagne.

UV-Einheit MR 6-220 SS	Messwert	Einheit
Ist-Wasserdurchsatz ¹	$32,0 \pm 7,4$	$l\ s^{-1}$
rechn. Wasseraufenthaltszeit	5,27	s
UV-C-Intensität (254 nm) ²	$18,0 \pm 3,4$	$mW\ cm^{-2}$
UV-C-Intensität (254 nm) ³	$2,7 \pm 0,4$	$mW\ cm^{-2}$
rechn. UV-C-Dosis ²	94,9	$mW\ s\ cm^{-2}$
Restbrenndauer der Strahler	15 268	h
Spektraler Schwächungskoeffizient (λ) ⁴	2,75	m^{-1}

¹ Marsh McBIRNEY FlowMate Model 2000 (n = 50)

² UV Radiometer SXL 55 - auf dem Glasmantel (n = 54)

³ UV Radiometer SXL 55 - 7 cm Abstand zum Glasmantel (n = 33)

⁴ spektraler Schwächungskoeffizient SSK (λ) mit Trübungskorrektur nach DIN 38404-3:2005-07 bei 245 nm und 550 nm; Photometer: Hach Lange DR 5000

Für die Lumineszenzintensität des Zulaufwassers der UV-Einheit wurde ein Wert von $466,6 \pm 107,4$ RLU (n = 5) ermittelt. Nach der Passage des Wassers durch die UV-Einheit traten höhere Lumineszenzintensität von im Durchschnitt $482,4 \pm 93,0$ RLU (n = 5) auf. Der gemessene Anstieg der Lumineszenzintensität war statistisch nicht signifikant (p = 0,588).

Für das Wasser vor der UV-Einheit wurde ein Bactiquant Wert von $3,2 * 10^3 \pm 1,6 * 10^2$ BQW (n = 5) gemessen. Nachdem das Wasser die UV-Einheit durchströmt hatte, wurde mit $2,3 * 10^3 \pm 2,8 * 10^2$ BQW (n = 5) ein im Mittel um 28,7 % niedrigere Wert festgestellt. Die bakterielle Aktivität nach der UV-Einheit war signifikant reduziert (p = 0,0002) (**Abb. 16**).

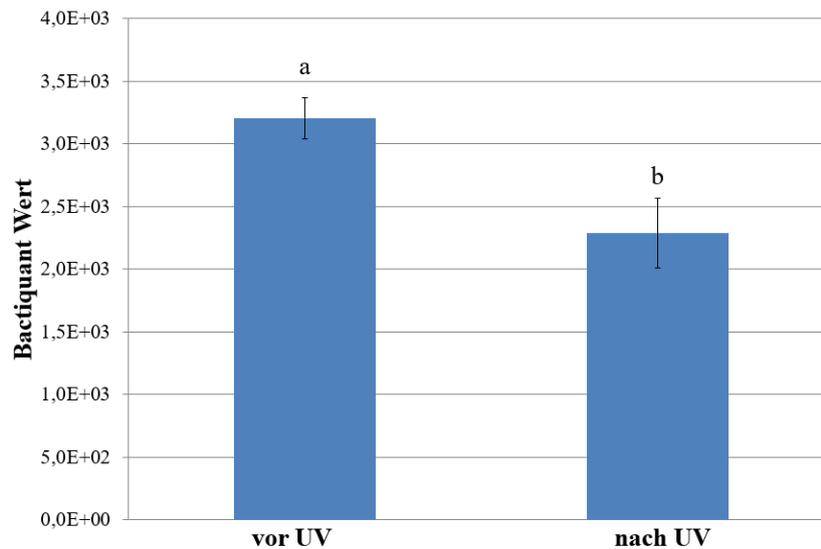


Abb. 16: Die bakterielle Aktivität (Bactiquant Wert) von Wasserproben aus einem Forellenbruthaus vor und nach (je $n = 5$) deren Durchströmung durch eine UV-Einheit (6 x 220 W). Signifikante Unterschiede sind mit einem unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (t-Test; $p = 0,05$).

Das Niveau der Keimbelastung war zum Zeitpunkt der zweiten Messkampagne geringer als bei der Ersten. Hierfür können, neben der nun messtechnisch nachweisbaren Steigerung der Effektivität der UV-Einheit, niedrigere Besatzdichten und dementsprechend angepasste Futtergaben verantwortlich gemacht werden (Daten nicht dargestellt).

Die Lumineszenzintensität des Wassers vor und nach der UV-Anlage war an beiden Messtagen unbeeinflusst. Dies wurde im laufenden Projekt auch für andere UV-C-Einheiten beobachtet. Die Ursache hierfür ist derzeit unklar. Es wird vermutet, dass sich die Effekte von UV-Strahlung über die Lumineszenzintensität (ATP) nicht abbilden lässt.

Am Tag der zweiten Untersuchung der UV-Einheit konnte im Vergleich zur ersten Beprobung eine signifikante Reduzierung der bakteriellen Aktivität festgestellt werden. Bei einer einfachen Passage des Wassers durch die UV-Offenkanalanlage wurden im Durchschnitt 28,7 % der Bakterien inaktiviert. Da zeitgleich zur Veränderung der Hydraulik der UV-Einheit auch ein Wechsel der UV-C-Strahler stattgefunden hatte, ist eine Trennung der Effekte dieser beiden Maßnahmen nicht möglich.

Die Installation von Leitblechen mit dem Ziel einer optimierten An- bzw. Durchströmung der UV-Einheit ist als positiv zu bewerten. Sowohl das bautechnisch bedingte „Durchrutschen“ des Wassers, als auch der Rückstrom von bereits hygienisiertem Wasser in Richtung der UV-Einheit konnten nicht mehr festgestellt werden. Ferner hatte sich die Anzahl der Luftblasen in der Strahlungskammer deutlich reduziert. Lediglich zum Zeitpunkt der Rückspülung des Siebtrommelfilters gelangten (bedingt durch den höheren Wasserdurchsatz) weiterhin Luftblasen in die UV-Einheit.

3.3.4 Der Einsatz einer UV-Inline-Anlage in einem Kaltwasserbruthaus

Am Standort Kirchhudem-Albaum des Landesamtes für Natur, Umwelt und Verbraucherschutz Nordrhein-Westfalen (LANUV, Fachbereich 26, Fischökologie) wird zur Keimreduzierung des Wassers eines Kaltwasserbruthauses eine UV-Einheit eingesetzt (WEDECO BX20).

Zum Zeitpunkt der Beprobung wurden Lachseier in Brutschränken inkubiert. Das aus den Schränken ablaufende Wasser wird zentral gesammelt und mittels einer Pumpe (Fa. TSURUMI, LB-480) in einen Milchkühler gefördert, der das Wasser auf 4,5 °C kühlt. In der Druckleitung zwischen Pumpe und Milchkühler ist eine UV-Rohrleitungseinheit aus Edelstahl installiert. Die unter Druck stehende Anlage dient der kontinuierlichen Hygienisierung des vollständigen Wasserstromes (**Abb. 17**). Es ist kein Bypass installiert. Die Spezifikationen sind in **Tab. 30** dargestellt.



Abb. 17: UV-Rohrleitungsanlage zur Keimreduzierung des Wassers eines im Kreislaufbetriebenen Kaltwasserbruthauses für Lachseier. Der Zulauf wird über den rechten Flanschanschluss realisiert.

Tab. 30: Spezifikation der UV-Einheit.

UV-Einheit Wedeco BX20	Messwert	Einheit
Länge	90	cm
Durchmesser	20	cm
Volumen - Strahlungskammer	30	l
max. Wasserdurchsatz ¹	2,2	l s ⁻¹
Ist-Wasserdurchsatz ²	1,89	l s ⁻¹
Anzahl Röhren	2	Stk.
Leistung je Röhre ¹	70	W
UV-C-Output (254 nm) ¹	25	W
UV-C-Intensität (254 nm) ³	5,0 - 5,3	mW cm ⁻²
rechn. UV-C-Dosis	79,4 - 79,8	mW s cm ⁻²
Restbrenndauer der Strahler	2 018	h
Chem. O ₂ -Bedarf ⁴	2,8	mg l ⁻¹
Spektraler Schwächungskoeffizient (λ) ⁵	0,51	m ⁻¹

¹ Herstellerangaben

² Ausgelitert

³ Interner Sensor (254 nm, \pm 4 % Genauigkeit)

⁴ Hach Lange Küvettentest, DR 5000 (Wasserprobe aus Pumpensumpf)

⁵ spektraler Schwächungskoeffizient SSK (λ) nach DIN 38404-3:2005-07 bei 245 nm und 550 nm; Photometer: Hach Lange DR 5000

Im Kaltwasserbruthaus wurden die Wasserproben im zentralen Pumpensumpf (vor UV) und am Ablassventil auf der Ablaufseite der UV-Einheit (nach UV) gewonnen. Aufgrund der vollständigen Verrohrung war die Probengewinnung nur über das Ablassventil möglich.

Unabhängig von der Probenahmestelle wurde im Kaltwasserbruthaus eine mittlere Lumineszenzintensität von 16 ± 3 RLU ermittelt ($n = 6$). Für die Lumineszenzintensität des Zulaufwassers der UV-Einheit wurde ein Wert von 15 ± 3 RLU ($n = 3$) gemessen. Nach der Passage des Wassers durch die UV-Einheit traten höhere Lumineszenzintensitäten von im Mittel 17 ± 2 RLU ($n = 3$) auf. Durch die UV-Einheit kam es zu einem Anstieg der Lumineszenzintensität des Wassers, der jedoch nicht signifikant war ($p = 0,264$).

Die Bestimmung der bakteriellen Aktivität ($n = 6$) lieferte (unter Einhaltung der Richtwerte für die Inkubationsdauer und das Probenvolumen) sowohl vor als auch nach der UV-Einheit ausschließlich Messwerte unterhalb der Nachweisgrenze.

3.3.5 Der Einsatz einer UV-Inline-Anlage bei der Erbrütung von Salmoniden in einem Brutschrank

Am Standort Alt-Mühlendorf in Schleswig-Holstein befindet sich eine Fischbrutanstalt, in der u. a. Salmoniden erbrütet werden. Das Frischwasser der Fischbrutanstalt wird der Mühlenau entnommen und in einem zentralen Hochbehälter zwischengespeichert. Die Salmonideneier werden in Brutschränken inkubiert (**Abb. 18**). Weitere Informationen zum Brutschrank sowie zur Wasserversorgung und -führung wurden in **Kapitel 3.3.1** dargelegt.

Im Laufe der Entwicklung der Eier in den Brutschränken kommt es zu Verlusten, die sich u. a. auf Verpilzungen zurückführen lassen. Mit dem Ziel der Optimierung der Haltungsumwelt und der Senkung von Erbrütungsverlusten wird seit der Saison 2020 versuchsweise eine UV-C-Einheit zur Wasserhygienisierung bzw. Keimreduzierung in einem Brutschrank betrieben (**Abb. 18**, oben). Die Spezifikationen des untersuchten Brutschrankes und der entsprechenden zylindrischen UV-C-Einheit (AquaMedic Helix Max UV 55W) sind in **Tab. 31** dargestellt.



Abb. 18: Foto des untersuchten Brutschrankes und der zylindrischen UV-C-Einheit (oben).

Tab. 31: Spezifikation des Brutschrankes und der UV-C-Einheit zum Zeitpunkt der Untersuchung.

Brutschrank	Messwert	Einheit
Volumen	730	l
Frischwasser ¹	0,03	l s ⁻¹
Hydraulische Retentionszeit	405	min
Frischwasseraustausch h ⁻¹	14,8	%
UV-C-Einheit		
Außenmaße	64 x 11,5	cm
Volumen Brennkammer	3,53	l
Ist-Wasserdurchsatz ¹	0,43	l s ⁻¹
Aufenthaltszeit des Wassers	8,2	s
Anzahl Leuchtmittel	1	Stk.
Brenndauer der Strahler	0	h
Leistung	55	W

¹ Ausgelitert

Aufgrund der geschlossenen Bauweise der Einheit konnte die UV-C-Intensität des Leuchtmittels nicht ermittelt werden.

In **Tab. 32** sind die Wasserparameter des kontinuierlich zulaufenden Frischwassers sowie des im Kreislauf gepumpten Wassers dargestellt. Es bestanden keine wesentlichen Unterschiede zwischen den beiden Wasserproben. Der chemische Sauerstoffbedarf und der spektrale Schwächungskoeffizient können als hoch eingestuft werden und weisen auf eine deutliche organische Vorbelastung des Wassers aus der Mühlenau hin.

Tab. 32: Wasserparameter des Zulauf- und Kreislaufwasser des Brutschrankes.

Parameter	Zulaufwasser	Kreislaufwasser	Einheit
Chem. O ₂ -Bedarf ¹	21,9	21,0	mg l ⁻¹
Trübung ²	5,73	6,29	FNU
Spektraler Schwächungskoeffizient (λ) ³	20,6	21,0	m ⁻¹

¹ Hach Lange Küvettentest, DR 5000

² Hach Lange 2100 Q is

³ spektraler Schwächungskoeffizient SSK (λ) mit Trübungskorrektur nach DIN 38404-3:2005-07 bei 245 nm und 550 nm; Photometer: Hach Lange DR 5000. Der Koeffizient summiert die gelösten organischen Wasserinhaltsstoffe und lässt Rückschlüsse auf die Absorption von UV-Strahlung durch im Wasser vorhandene organische Substanz zu.

In einem ersten Schritt wurde die bakterielle Aktivität im Wasser der Bruteinheit bestimmt. Im Anschluss wurde die UV-C-Einheit aktiviert und hiernach in regelmäßigen Abständen Analysen im Zu- und Ablauf durchgeführt. Im Anschluss an einen 24-stündigen Dauerbetrieb erfolgte die Deaktivierung der UV-C-Einheit für 24 Stunden und danach eine erneute Aktivierung. Änderungen an der UV-Einheit wurden messtechnisch begleitet. **Tab. 33** stellt die entsprechenden Ergebnisse zusammenfassend dar.

Tab. 33: Die bakterielle Aktivität in Wasserproben aus dem Brutschrank zu verschiedenen Zeitpunkten während der Messkampagne.

Zeit	Messwert (MW ± SD, als BQW)	n	Probe- nahme
0 h <i>Brutschrank ohne UV</i>	9,7 * 10 ² ± 1,7 * 10 ²	3	Pumpensumpf
1 - 24 h <i>UV aktiv</i>	4,0 * 10 ² ± 3,6 * 10 ¹	10	Mischproben
24 - 25 h <i>1 h UV inaktiv</i>	4,8 * 10 ² ± 4,2 * 10 ¹	3	Pumpensumpf
42 h <i>18 h UV inaktiv</i>	6,2 * 10 ² ± 3,4 * 10 ¹	3	Pumpensumpf
45 h <i>3 h UV aktiv</i>	3,7 * 10 ² ± 4,8 * 10 ¹	3	Pumpensumpf

Während der 24-stündigen Nutzung der UV-C-Einheit war die mittlere bakterielle Aktivität im Wasser des Brutschrankes um 60 % reduziert. Im Anschluss an die Deaktivierung der Wasserhygienisierung stieg die mittlere bakterielle Aktivität innerhalb von einer Stunde um 22 % und nach 18 Stunden um 57 % an. Eine erneute Aktivierung der UV-C-Einheit resultierte innerhalb von drei Stunden in einer erneuten Reduktion der mittleren bakteriellen Aktivität von rund 40 %.

Während des Untersuchungszeitraumes wurde zusätzlich wiederholt die bakterielle Aktivität von Mischproben des Zulaufwassers (n = 5) der Bruteinheit bestimmt. Das in den Brutschrank kontinuierlich zulaufende Wasser (0,03 l s⁻¹) wies hierbei eine mittlere bakterielle Aktivität von 3,1 * 10³ ± 4,3 * 10² BQW auf.

Die bakterielle Aktivität von Wasser aus dem Brutschrank vor und nach dem Durchströmen der UV-C-Einheit ist in **Abb. 19** separat dargestellt.

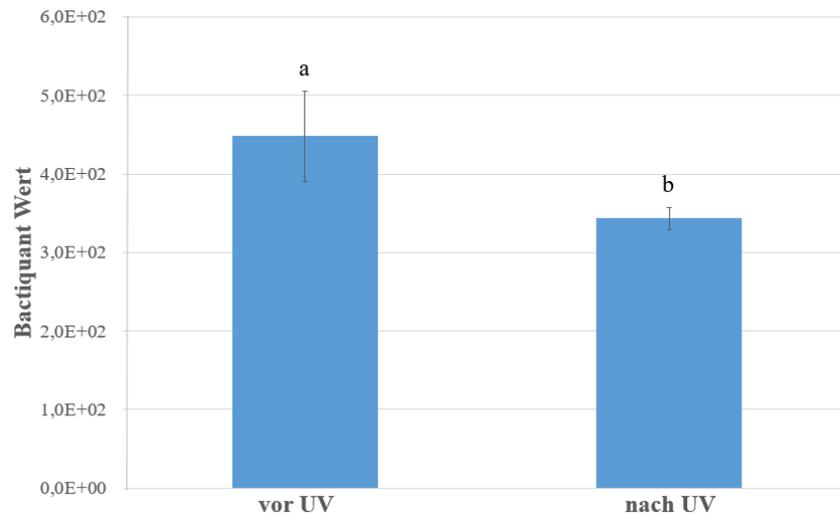


Abb. 19: Die bakterielle Aktivität von Wasserproben (n = 5) aus dem Brutschrank vor und nach der Durchströmung der UV-C-Einheit (55 W). Signifikante Unterschiede sind mit einem unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (t-Test; p = 0,05).

Das der UV-Einheit zulaufende Wasser wies eine mittlere bakterielle Aktivität von $4,5 * 10^2$ BQW und das aus der UV-Einheit ablaufende Wasser von $3,4 * 10^2$ BQW auf. Dies entspricht einer Reduktion von rund 24 %. Die Reduktion der bakteriellen Aktivität war statistisch signifikant (p = 0,024).

3.3.6 Der Einsatz einer UV-Inline-Anlage im Zulauf einer Rundbeckenanlage

Am Standort Kirchhudem-Albaum des Landesamtes für Natur, Umwelt und Verbraucherschutz Nordrhein-Westfalen (LANUV, Fachbereich 26, Fischökologie) wird zur Keimreduzierung des Zulaufwassers einer Rundbeckenanlage eine UV-Einheit eingesetzt (WEDECO BX80).

Die Beckenanlage wurde zum Zeitpunkt der Beprobung im einfachen Durchfluss betrieben und zur Aufzucht verschiedener Altersstufen lachsartiger Fische verwendet. Das Frischwasser wird aus dem Heinsberger Bach und dem Aabach in die Anlage geleitet. Hierfür passiert es zunächst einen Lamellenfilter zur Entfernung von organischer Substanz und anschließend fließt das Wasser einem freien Gefälle folgend durch die UV-Einheit, bevor es letztendlich in die Rundbeckenanlage gelangt. Die UV-Rohrleitungseinheit aus Edelstahl dient der kontinuierlichen Wasserhygienisierung (**Abb. 20**). Es ist kein Bypass installiert, sodass das zulaufende Wasser vollständig durch die UV-Einheit fließt, bevor es in die Anlage gelangt. Die Spezifikationen sind in **Tab. 34** dargestellt.



Abb. 20: UV-Rohrleitungsanlage zur Keimreduzierung des Wassers einer im einfachen Durchfluss betriebenen Rundbeckenanlage zur Lachsaufzucht. Der Zulauf wird über den rechten Flanschanschluss realisiert.

Tab. 34: Spezifikation der UV-Einheit.

UV-Einheit Wedeco BX80	Messwert	Einheit
Länge	150	cm
Durchmesser	21,5	cm
Volumen - Strahlungskammer	51	l
max. Wasserdurchsatz ¹	12,5	l s ⁻¹
Ist-Wasserdurchsatz ²	6,16	l s ⁻¹
Anzahl Röhren	2	Stk.
Leistung je Röhre ¹	290	W
UV-C-Output (254 nm) ¹	150	W
UV-C-Intensität (254 nm) ³	6,0	mW cm ⁻²
rechn. UV-C-Dosis	49,7	mW s cm ⁻²
Restbrenndauer der Strahler	6 265	h
Chem. O ₂ -Bedarf (Zulauf) ⁴	4,6	mg l ⁻¹
Spektraler Schwächungskoeffizient (λ) ⁵	0,47	m ⁻¹

¹ Herstellerangaben

² Ausgelitert

³ Interner Sensor (254 nm, $\pm 4\%$ Genauigkeit)

⁴ Hach Lange Küvettentest, DR 5000 (Wasserprobe Zulauf UV-Einheit)

⁵ spektraler Schwächungskoeffizient SSK (λ) nach DIN 38404-3:2005-07 bei 245 nm und 550 nm; Photometer: Hach Lange DR 5000

Die Beprobung der Rundbeckenanlage erfolgte nach dem Lamellenfilter (vor UV) sowie an der ersten Abzweigung der Ringleitung bzw. am ersten Beckeneinlauf (nach UV).

Für die Lumineszenzintensität des Zulaufwassers der UV-Einheit ist ein Wert von 22 ± 7 RLU ($n = 6$) ermittelt worden. Nach der Passage des Wassers durch die UV-Einheit sind im Mittel höhere Lumineszenzintensität von 23 ± 5 RLU ($n = 6$) gemessen worden. Durch die UV-Einheit kam es zu einem nicht signifikanten Anstieg der Lumineszenzintensität ($p = 0,893$).

Im Zulaufwasser der Rundbeckenanlage wurde vor der UV-Einheit ein Bactiquant Wert von $8,5 \cdot 10^2 \pm 4,6 \cdot 10^1$ BQW ($n = 6$) ermittelt (**Abb. 21**). Nachdem das Wasser die UV-Einheit durchströmt hatte, wurde mit $7,5 \cdot 10^1 \pm 7,3 \cdot 10^1$ BQW ($n = 6$) ein um etwa 12 % geringerer

Wert gemessen. Die bakterielle Aktivität in den Wasserproben nach der UV-Einheit war hierbei signifikant reduziert ($p = 0,013$).

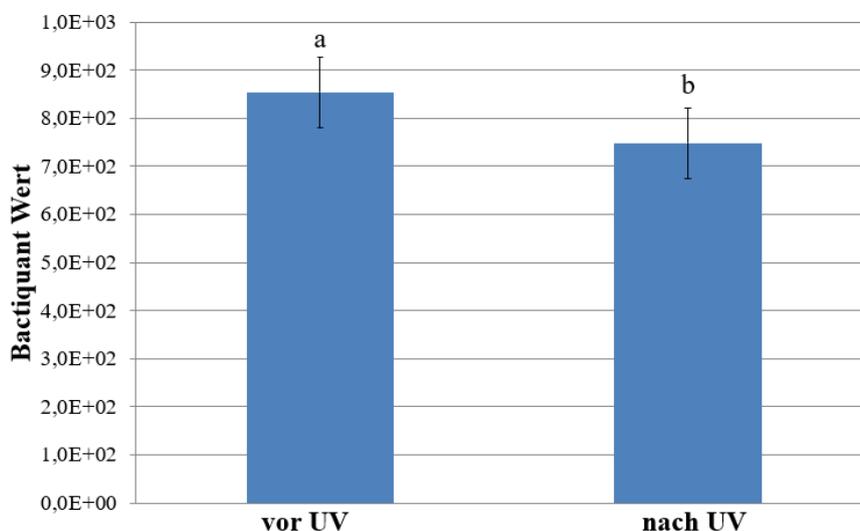


Abb. 21: Darstellung der bakteriellen Aktivität (Bactiquant Wert) von Oberflächenwasser vor und nach (je $n = 6$) der Durchströmung einer UV-Einheit (2 x 290 W). Signifikante Unterschiede sind mit einem unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (t-Test; $p = 0,05$).

3.3.7 Eine UV-Offenkanalanlage in einer geschlossenen Warmwasser-Kreislaufanlage

An Mecklenburg-Vorpommern befindet sich eine Kreislaufanlage, die für die Aufzucht von Garnelen verwendet wird. Zur kontinuierlichen Wasserhygienisierung ist in einem Modul eine UV-Einheit installiert worden.

Die Einheit der Fa. UV-Tech Silberberger & Co GmbH ist in einem kanalähnlichen Abschnitt der Anlage platziert worden. Die Spezifikationen der aus insgesamt fünf Einzelrohren bestehenden UV-Einheit sind in **Tab. 35** dargestellt. Die Röhren ermöglichen eine maximale Ausnutzung der UV-Strahlung, da diese parallel zur Fließrichtung des Wassers angeordnet sind.

Tab. 35: Spezifikation der UV-Einheit.

UV-Einheit	Messwert	Einheit
Breite	52	cm
Länge	155	cm
Wasserstand ¹	19 - 25	cm
Wasserdurchsatz	34,9	$l\ s^{-1}$
Anzahl Röhren	5	Stück
Abmessungen je Röhre ²	1 500 x 25	mm
Leuchtlänge	1 398	mm
Außendurchmesser mit Mantel	36	mm
Leistung je Röhre ²	270	Watt
UV-C-Intensität (254 nm) ³	$18,4 \pm 3,0$	$mW\ cm^{-2}$
rechn. UV-C-Dosis	77,3 - 101,2	$mW\ s\ cm^{-2}$

¹ in Abhängigkeit der Spülenfunktion des Siebtrommelfilters

² Herstellerangaben

³ UV Radiometer SXL 55

Der ermittelte Wert der UV-C-Intensität von $18,4 \text{ mW cm}^{-2}$ war das Resultat von Doppelbestimmungen direkt auf dem Glasmantel der fünf Röhren ($n = 10$). Auf Basis des mittleren Wasserstandes in der UV-Einheit (22 cm) ergab sich eine rechnerische Aufenthaltszeit des zu hygienisierenden Wassers von 4,9 s und eine Fließgeschwindigkeit von $0,31 \text{ m s}^{-1}$.

Mit Hilfe von drei Methoden wurde die Keimbelastung jeweils einer Wasserprobe des Zu- und Ablaufwassers der UV-Einheit ermittelt. Zusätzlich zur Anwendung der Bactiquant- und ATP-Verfahren wurde die Anzahl der koloniebildenden Einheiten (KBE ml^{-1}) von der Landesforschungsanstalt für Landwirtschaft und Fischerei M-V (Institut für Fischerei, Dr. R. Bochert) bestimmt und für einen Vergleich zur Verfügung gestellt.

Die Ergebnisse der Keimbelastung jeweils einer Wasserprobe vor und nach der UV-Einheit sind in **Tab. 36** dargestellt. Bei einer einfachen Passage des Wassers durch die UV-Einheit wurde die Anzahl der koloniebildenden Einheiten um etwa 42 % reduziert. Die mittels Bactiquant ermittelte bakterielle Aktivität war am Ablauf der Einheit um etwa 52 % niedriger als am Einlauf. Im Gegensatz zu den ersten beiden Methoden nahm die Lumineszenzintensität des Wassers um etwa 82 % zu.

Tab. 36: Keimbelastung des Wassers vor und nach einer UV-Einheit.

Methode	vor UV	nach UV	Einheit
Koloniebildende Einheiten	$1,2 * 10^3$	$0,7 * 10^3$	KBE ml^{-1}
Bactiquant Wert	$1,9 * 10^5$	$0,9 * 10^5$	BQW
Lumineszenzintensität (ATP)	330	600	RLU

Zusätzlich zur Beprobung der UV-Einheit wurden zwei weitere Wasserproben am Standort gewonnen und analysiert. Die Daten der Keimbelastung von Bactiquant und KBE ml^{-1} korrelierten signifikant positiv miteinander ($r = 0,978$; $R^2 = 0,957$, $p = 0,021$, $n = 4$), nicht aber ATP und KBE ml^{-1} ($p = 0,829$) sowie ATP und Bactiquant ($p = 0,804$).

3.3.8 Hygienisierung des Zulaufwassers einer Kreislaufanlage mit UV-C-Strahlung

Das Frischwasser der geschlossenen Warmwasser-Kreislaufanlagen am IfB wird aus dem Sacrower See gewonnen und in Vorratsbecken konditioniert, bevor es in die Kreislaufanlagen eingespeist wird (Konditionierungsprotokoll s. **Kapitel 3.1.4**). Direkt nach der Befüllung des Beckens wurde die Hygienisierung mittels UV-C-Strahlung gestartet. Hierzu wurde das Wasser im Bypass (200 l h^{-1} , Eheim Universal Pumpe 1250, 1200 l h^{-1}) wiederholt durch eine UV-Einheit geleitet (Trop-Electronic GmbH, UV-C-Entkeimer 42 W Amalgam, Wellenlänge 254 nm, $1,4 - 4,0 \text{ m}^3 \text{ h}^{-1}$). Die Untersuchungen fanden im September 2020 statt, so dass die Wasserqualität „Sommerbedingungen“ widerspiegelt.

Insgesamt wurden jeweils einmalig drei verschiedene Betriebsweisen untersucht (kein UV-C, UV-C-Strahler gegen Lebensende ($> 10\,000 \text{ h}$ Brenndauer), werksneuer UV-C-Strahler) und verschiedene Parameter direkt vor der Applikation (0 h) und alle 24 h aufgenommen (bakterielle Aktivität, Trübung). Die Wasserproben wurden aus der Beckenmitte in ca. 30 cm Tiefe entnommen und ohne zeitlichen Verzug analysiert. Die Messung der UV-Intensität war aufgrund des zylindrischen Aufbaus der UV-C-Einheit nicht möglich. **Abb. 22** stellt den

Rückgang der bakteriellen Aktivität in Abhängigkeit der Zeit und nach verschiedenen Methoden dar.

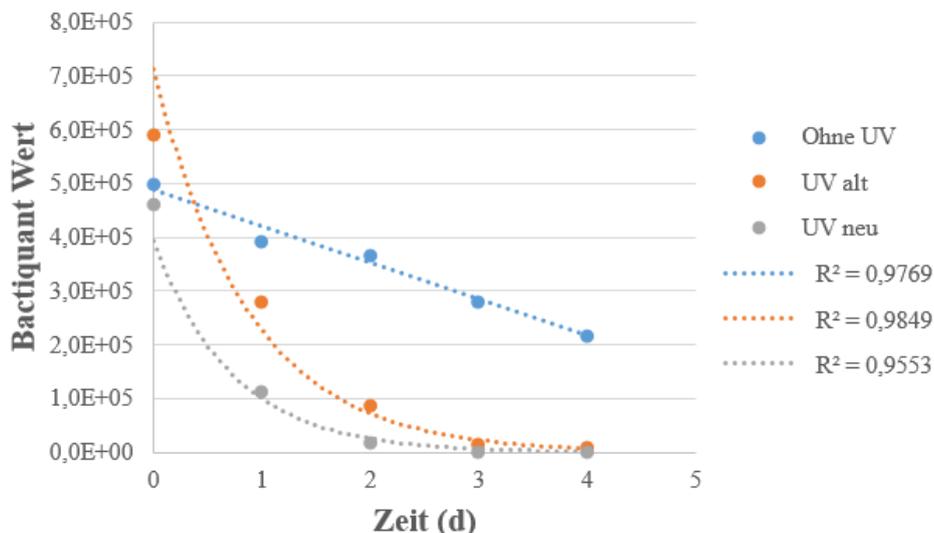


Abb. 22: Veränderung der bakteriellen Aktivität (Bactiquant Wert) von Wasserproben, im Laufe des Versuchszeitraumes und in Abhängigkeit der Hygienisierungsmethode (kein UV-C, alter UV-C- (> 10 000 h Brenndauer) und neuer UV-C-Strahler (0 h Brenndauer)).

Die zügigste Reduktion der bakteriellen Aktivität wurde in dem Wasser festgestellt, das mit einem neuen UV-C-Strahler behandelt worden war ($y = 394364e^{-1,377 * x}$). Bereits nach einer eintägigen Behandlung mit UV-C-Strahlung wurde eine 75%ige Reduktion festgestellt. Die Reduktion der Keimlast mit Hilfe eines alten Strahlers innerhalb des ersten Tages war geringer (-52 %; $y = 712648e^{-1,144 * x}$), erreichte allerdings nach 4 Tagen identische Werte (99 %) wie der neue UV-C-Strahler. Die Reduktion der bakteriellen Aktivität im Zeitraum von Tag 3 zu Tag 4 war sehr gering. Eine viertägige Behandlung des Wassers ohne UV-C-Strahlung reduzierte dessen bakterielle Aktivität um 57 % ($y = -68127 * x + 489505$).

Bei der Interpretation der Ergebnisse gilt es zu beachten, dass durch die kontinuierliche Speisung der Kreislaufanlage eine Abnahme der Wassermenge im Vorratsbecken stattfand (etwa 200 l d^{-1}). Dies erhöhte dementsprechend die UV-C-Dosis pro verbleibender Einheit Wasser im Laufe des Versuches entsprechend proportional. Zudem war es nur möglich, die drei Einzelversuche konsekutiv durchzuführen. Aus diesem Grund unterscheiden sich die Werte der bakteriellen Aktivität zu Beginn der Versuchsdurchläufe voneinander. Es ist wahrscheinlich, dass dies die Keimreduzierung beeinflusst hat.

Als ein weiterer Indikator für die Keimlast des Wassers stellte sich die sicht- und messbare Veränderung der Trübung (in FNU) dar (**Abb. 23**). Je geringer die Trübung des Wassers war, desto geringer war auch die ermittelte bakterielle Aktivität.

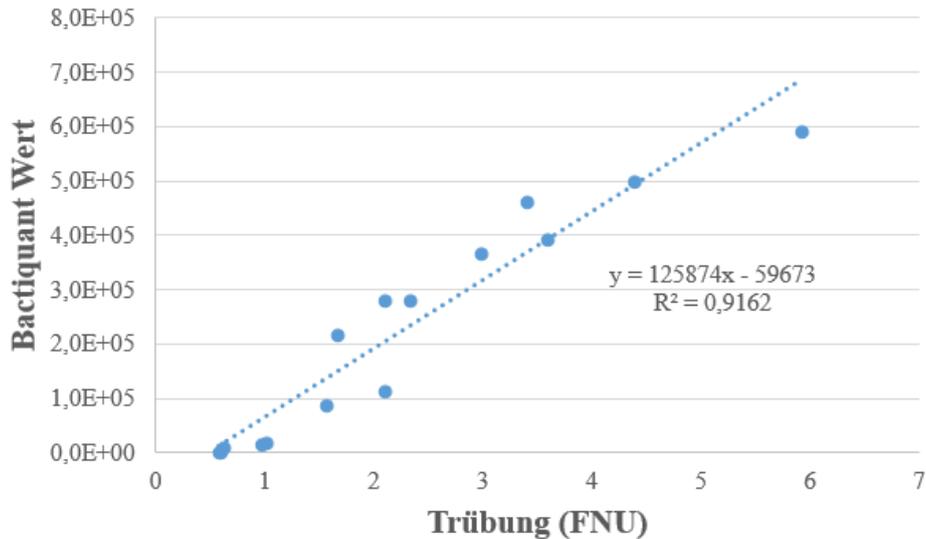


Abb. 23: Linearer Zusammenhang zwischen Wassertrübung (FNU) und der ermittelten bakteriellen Aktivität (Bactiquant Wert) der entsprechenden Wasserproben (n = 15).

3.3.9 Zwischenfazit zum Einsatz von UV-C-Strahlung

Der Einsatz von UV-C-Strahlung zur Keimreduzierung konnte im Rahmen des Projektes an verschiedenen Standorten untersucht werden. Anhand der Anlagenbesuche lassen sich verschiedene für die Praxis relevante Erkenntnisse zum Einsatz von UV-C-Strahlung in produktionsorientierten Aquakulturanlagen ableiten.

Unabhängig vom Auf- und Einbau der verschiedenen UV-C-Einheiten sowie anlagen-spezifischen Charakteristika wurden bei einfacher Passage des Wassers durch UV-C-Einheiten Minderungen der bakteriellen Aktivität im Bereich von etwa 5 bis 50 % festgestellt.

Die deutlichsten Reduktionen wurden dabei bei jenen UV-Einheiten vermerkt, die gleichmäßig mit dem zu hygienisierenden Wasser angeströmt wurden. Insbesondere eine laminare und gleichmäßige Anströmung der UV-Einheiten ohne zusätzlichen Eintrag von bspw. Luftblasen ermöglichte eine entsprechend effektive Keimreduzierung.

Diese Beobachtung hat Auswirkungen auf den empfohlenen Installationsort einer UV-C-Einheit. Anlagenspezifisch sollte eine UV-C-Einheit dementsprechend dort eingebaut werden, wo homogene hydraulische Bedingungen realisiert werden können. Wasserstürze oder auch andere Punkte, an denen sich die Fließrichtung und -dynamik des Wassers aufgrund baulicher Gegebenheiten ändern, sind als ungeeignet einzustufen.

Mit Blick auf die Hydraulik von UV-Offenkanalanlagen zeigte sich in diesem Zusammenhang, dass die Verwendung von Leitblechen dort hilfreich sein kann, wo keine gleichmäßigen hydraulischen Bedingungen gegeben sind. Ordnungsgemäß installierte Leitbleche ermöglichen es, einen gleichmäßigen Kontakt zwischen Wasser und der UV-C-Einheit herzustellen und so die auf das Wasser wirkende UV-C-Dosis zu maximieren. In einem untersuchten Betrieb verhinderte die Installation der Bleche ein ungleichmäßiges „Durchrutschen“ des Wassers durch die UV-Einheit. Bei einfacher Passage konnte die Keimlast durch verbesserte hydraulische Bedingungen und Einsatz neuer UV-C-Strahler um knapp 29 % gesenkt werden. Dementsprechend können bei der Verwendung von Leitblechen UV-Offenkanalanlagen auch unter eigentlich ungünstigen hydraulischen Bedingungen betrieben werden.

Zur Sicherstellung einer effektiven Hygienisierung des Wassers mit UV-C-Strahlung wird die Installation einer entsprechenden Einheit in einem definierten Raum, bspw. einem betonierten Kanal, empfohlen. Nur unter definierten Bedingungen kann ein ausreichender Kontakt zwischen Medium und UV-C-Strahlung gewährleistet werden. Von einer freien Installation einer UV-C-Einheit im Zulauf, ohne abgegrenzte Strukturen, wird an dieser Stelle abgeraten.

Mit Blick auf die UV-C-Dosis werden zur Breitband-Keimreduzierung in der Aquakultur mindestens 30 mW s cm^{-1} empfohlen (SUMMERFELT 2003). Bei den untersuchten UV-Einheiten wurde diese Empfehlung übertroffen. Während der verschiedenen Messkampagnen variierten die ermittelten UV-C-Dosen zwischen 49,7 und $132,1 \text{ mW s cm}^{-2}$. Hierbei war anhand der Ergebnisse zudem ein positiver Zusammenhang zwischen zunehmender UV-C-Dosis und steigender Reduktion der bakteriellen Aktivität zu verzeichnen (**Abb. 24**).

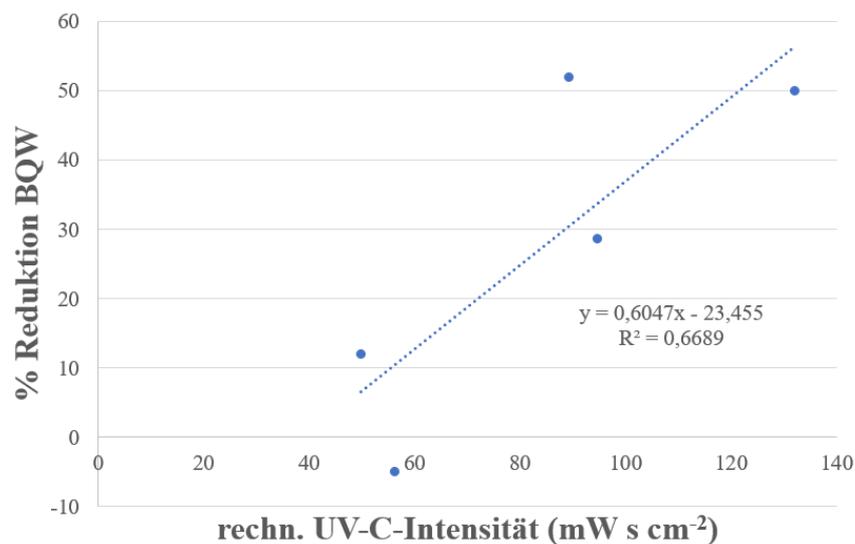


Abb. 24: Zusammenhang zwischen der ermittelten UV-C-Dosis (in mW s cm^{-2}) und der prozentualen Reduktion der bakteriellen Aktivität (BQW) beim Durchfließen des Wassers durch die entsprechende UV-C-Einheit.

Mit Blick auf eine kontinuierliche Hygienisierung des Haltungswassers, bspw. in Brutschränken, wurde festgestellt, dass eine entsprechend dimensionierte UV-C-Einheit innerhalb von 24 Stunden die bakterielle Aktivität um rund 60 % reduzierte, obwohl kontinuierlich Frischwasser mit einer höheren Keimlast in die Bruteinheit geleitet wurde. Diesem Hinweis auf Möglichkeiten hygienischer Vorteile bei Kreislaufführung des Haltungswassers gegenüber Durchflussbedingungen sollte in zukünftigen Untersuchungen nachgegangen werden.

Im Praxisbetrieb sollten stets Überlegungen angestellt werden, welche Form der Keimreduzierung sinnvoller erscheint. Neben der Hygienisierung des Kreislaufwassers könnte ebenso die Bestrahlung des zulaufenden Frischwassers das Eindringen von fischpathogenen Erregern verringern. Vor der Anschaffung und Installation einer UV-C-Einheit wird deshalb empfohlen, in einem ersten Schritt die tatsächliche Ursache für die erhöhte Keimbelastung ausfindig zu machen.

In den Gesprächen mit den Anlagenverantwortlichen wurde deutlich, dass im Rahmen der täglichen Routine die Möglichkeit einer einfachen, benutzerfreundlichen Funktionskontrolle der Einheit bestehen sollte. Insbesondere die Funktionstüchtigkeit der einzelnen Röhren muss zu jedem Zeitpunkt gegeben sein, da andernfalls die Wasserhygienisierung nur eingeschränkt erfolgt. Ferner muss die maximale Betriebsdauer der Strahler mit den aktuellen Arbeitsstunden regelmäßig verglichen werden. Neben einer unkomplizierten Sichtkontrolle (Arbeitsschutz beachten) wurden in der Praxis hierfür insbesondere die Benutzerschnittstellen zum Status der UV-Einheit als hilfreich angesehen und werden deswegen an dieser Stelle empfohlen.

Die Notwendigkeit, die Betriebsstunden von UV-C-Strahlern zu berücksichtigen, zeigte sich u. a. beim Vergleich der Zulaufwasserhygienisierung einer Kreislaufanlage mit einem alten und einem neuen UV-C-Brenner. Im Versuchsaufbau mit einem neuen UV-C-Strahler (0 h Brenndauer) war innerhalb von einem Tag eine ausgeprägtere Reduktion der bakteriellen Aktivität (75 %) erkennbar als bei dem alten Strahler (> 10 000 h Brenndauer, 52 % Reduktion), auch wenn am Ende des Versuches nach vier Tagen ähnliche Reduktionen (99 %) erreicht wurden.

Auch bei der Begleitung des Wechsels von UV-C-Strahlern in einem Praxisbetrieb wurde eine erhöhte Effektivität der Keimreduzierung festgestellt. Bei alten Strahlern resultierte die einfache Passage des Wassers durch die Einheit in eine Reduktion der bakteriellen Aktivität um etwa 5 %. Nach dem Tausch der Strahler wurde hingegen eine Reduktion der bakteriellen Aktivität von rund 13 % festgestellt. Unabhängig von den veränderten Umweltbedingungen vor und nach dem Strahlerwechsel hatte sich die Effektivität der Keimreduzierung, wenn auch auf einem geringen Niveau, folglich mehr als verdoppelt. Die Einhaltung bzw. Berücksichtigung der maximalen Brenndauer von UV-C-Strahlern ist demnach ein wichtiger Parameter bei der Keimreduzierung in Aquakulturanlagen.

Im Zusammenhang mit der täglichen Bewirtschaftung einer UV-Einheit besteht die Notwendigkeit - so denn keine Automatisierung vorgenommen werden soll - in der regelmäßigen Reinigung der Einheit. Insbesondere Ablagerungen auf den Quarzglasröhren können in eine reduzierte Effektivität der UV-C-Strahlung resultieren. Aus diesem Grund sollte die UV-Einheit für die regelmäßige Bewirtschaftung möglichst frei zugänglich sein.

Bei UV-Inline-Anlagen können sich zudem Sedimente in der Brennkammer ablagern und so die Effektivität der UV-C-Bestrahlung reduzieren. Für notwendige Wartungsarbeiten an UV-Inline-Anlagen wird deshalb die Installation einer entsprechend dimensionierten Bypassleitung empfohlen. Eine solche Bypassleitung würde die Aufrechterhaltung der Wasserversorgung während notwendiger Arbeiten an der UV-C-Einheit ermöglichen.

Der Kauf und Unterhalt einer UV-C-Einheit ist für einen Betrieb mit entsprechenden Kosten verbunden. Abschließend wird deshalb empfohlen, die tatsächliche Funktionalität einer erworbenen und installierten UV-C-Einheit im praktischen Betrieb zu überprüfen. Es sollte eine Funktionskontrolle mit dem Nachweis einer Keimreduzierung durchgeführt werden. Eine solche Überprüfung kann u. a. im Anschluss an die Inbetriebnahme oder aber nach Veränderungen wesentlicher hydraulischer Gegebenheiten absolviert werden. Eine Überprüfung auf die Wirksamkeit könnte dabei bspw. direkt vom Hersteller nach der Vor-Ort-Installation oder aber durch ein entsprechendes Labor übernommen werden.

3.4 Zwischenfazit: Auswahl eines Messverfahrens zur Ermittlung der Keimlast

Im Rahmen der Untersuchungen sind zwei Methoden zur Bestimmung der Keimlast in den Wasserproben zur Anwendung gekommen. Hierbei handelte es sich um die Messung von Adenosintriphosphat (ATP), einem universellen Energieträger, sowie um die Messung der bakteriellen Aktivität mittels der „Bactiquant[®]-Water“-Methode.

Im Vergleich der beiden Methoden ist festzustellen, dass die ATP-Messung insbesondere bei der Behandlung des Wassers mit UV-C-Strahlung keine Veränderung der Keimlast angezeigt hat. In der Mehrzahl der Untersuchungen waren die Zu- und Ablaufwerte nahezu identisch. Die Ursache hierfür könnte durch die Wirkungsweise von UV-C-Strahlung begründet sein. Denn im Gegensatz zu PES oder auch Ozon werden durch UV-C die Keime nicht oxidativ aufgespalten, sondern es dringt Energie in den Organismus ein und führt so zu Schädigungen der DNA und zum Zelltod. Im Vergleich dazu könnte der festgestellte Anstieg der ATP-Werte beim Einsatz von PES und ferner Ozon auf die Freisetzung dieses Energieträgers bei der Oxidation der Mikroorganismen zurückzuführen sein (s. a. HAMMES et al. 2008).

Beim Einsatz der „Bactiquant[®]-Water“-Methode konnte im Gegensatz dazu die Funktionalität von entsprechenden Maßnahmen der Keimreduzierung wiederholt nachgewiesen werden, und bspw. beim Vergleich mit der Anzahl koloniebildender Einheiten bestätigt werden.

Hieraus lassen sich zwei Schlussfolgerungen ableiten. Zum einen erscheint auf Grundlage der Ergebnisse eine Funktionskontrolle der drei untersuchten Methoden mittels ATP-Messung in Praxisbetrieben als nicht aufschlussreich. Dies gilt insbesondere bei der Überprüfung von UV-C-Einheiten. Zum anderen erwies sich die „Bactiquant[®]-Water“-Methode bei der Bestimmung der Keimlast bzw. bakteriellen Aktivität unter den gegebenen Bedingungen in Praxisbetrieben als verlässlich. Diese Methode erlaubte eine zeitnahe Beprobung und anschließende Evaluierung von Einheiten, die zur Keimreduzierung in der Aquakulturpraxis verwendet werden.

4. Dimensionierungsansätze und Kostenkalkulationen

Im Folgenden werden Dimensionierungsansätze für die Nutzung von Peressigsäure, Ozon und UV-C-Strahlung zur kontinuierlichen Wasserhygienisierung bei der Forellenaufzucht beispielhaft dargestellt.

Für die Betrachtungen wurden zwei praxisnahe Zulaufwasservolumina von 10 und 200 l s⁻¹ ausgewählt. Ferner wurde bei den Kalkulationen von einem kontinuierlichen Einsatz der jeweiligen Methode über sieben Monate (210 d) von April bis Oktober ausgegangen, da in diesem Zeitraum der Bedarf der Keimreduzierung prioritär ist.

Da jede Fischzuchtanlage mit ihren spezifischen Charakteristika (Wasserparameter, Fischart, Besatzdichte, Futterregime etc.) einzigartig ist, können für die betrachteten Methoden keine allgemeingültigen Aussagen getroffen werden. Dementsprechend handelt es sich nachfolgend um orientierende Werte, die jedoch einen prinzipiellen Vergleich der drei Methoden ermöglichen sollen. Letztendlich ist jeder Betrieb dazu angehalten, die standortspezifischen Erfahrungen und die jeweilige Bewirtschaftung bei der Planung und Dimensionierung einer Wasserhygienisierung zu berücksichtigen. Eine Einzelfallbetrachtung ist immer erforderlich.

4.1 Peressigsäure

In diesem beispielhaften Modellfall wird zur kontinuierlichen Hygienisierung des Zulaufwassers einer Forellentränenanlage (10 und 200 l s⁻¹) ein herkömmliches PES-Produkt mit einem PES-Anteil von 40 % verwendet. Um das Produkt unter Berücksichtigung des Arbeitsschutzes nicht weiter handhaben zu müssen, wird die Applikation unverdünnter PES aus 25 kg Kanistern vorgenommen. Für den Einsatz soll eine Schlauchpumpe verwendet werden. Das Einbringen der PES soll im Zulauf der Anlage erfolgen. Der Ort der Zugabe ist dabei so zu wählen, dass im Idealfall eine vollständige Durchmischung des Wassers mit PES gewährleistet wird. Hierfür könnten nach Bedarf Strömungsumlenker, Durchmischungsboxen, o. ä. installiert werden. In diesen Boxen wird eine Umlenkung des Wasserstromes realisiert, die eine Durchmischung angeregt. Soll die Installation in einer im „offenen Kreislauf“ betriebenen Durchflussanlage erfolgen, so könnte die PES je nach Bedarf auch dort appliziert werden, wo das Frisch- sowie rezirkulierende Wasser aufeinandertreffen. Die ausgebrachte Menge PES müsste in diesem Fall anlagenspezifisch angepasst werden. Vorteilhaft wäre hierbei die Reduzierung der Keime in der ganzen Anlage. Allerdings wäre bei einer solchen Variante von einem höheren PES-Aufwand auszugehen.

Hinsichtlich der zu applizierenden PES-Konzentrationen sollen bisher publizierte Erfahrungen eine Orientierung bieten. In Laborversuchen tolerierten Regenbogenforellen bei einer kontinuierlichen PES-Anwendung eine Konzentration von 0,2 mg PES l⁻¹ (LIU et al. 2017 b). Auch unter Praxisbedingungen einer dänischen Forellenzucht wurden ähnliche Konzentrationen im Zulauf der verschiedenen Teiche ermittelt (PEDERSEN & HENRIKSEN 2017). Folglich kommt in der modellhaften Dimensionierung die theoretische PES-Konzentration von 0,2 mg l⁻¹ zum Einsatz. Es soll jedoch nochmals darauf hingewiesen werden, dass letztendlich für den tatsächlichen Anwendungsfall die jeweiligen ortsspezifischen Gegebenheiten und der daraus resultierende PES-Bedarf unbedingt zu berücksichtigen sind.

Die folgende **Tab. 37** gibt einen Überblick über die im Modellfall verwendeten PES-Dosierungen bei Durchflussanlagen, die mit 10 bzw. 200 l s⁻¹ Frischwasser gespeist werden.

Ferner sind die benötigten PES-Tagesrationen sowie resultierenden Kosten und technische Wartungen der Gerätschaften bei einem kontinuierlichen Einsatz von 210 Tagen dargestellt.

Tab. 37: Beispielhafte Auslegung und Kostenkalkulation beim Einsatz von Peressigsäure zur Hygienisierung von Zulaufwasser.

	Durchfluss		Einheit
	10 l s ⁻¹	200 l s ⁻¹	
Anteil PES im Produkt	40	40	%
PES-Produkt im Zulaufwasser	0,5	0,5	ml m ⁻³
Theor. PES-Konz. ¹	0,2	0,2	mg l ⁻¹
PES-Produkt d ⁻¹	0,43	8,64	l
PES-Produkt 210 d ⁻¹	90,7	1 814,4	l
Bruttokosten (PES-Produkt kg ⁻¹)	9	9	€
Pumpe ²	600	600	€
Aufwand tägl. Routine	30	30	min
Kosten tägl. Routine	10	10	€
Gesamtkosten für 210 d	3.100	18.613	€
Kosten pro m³	0,017	0,005	€

¹ vgl. LIU et al. (2017b), PEDERSEN & HENRIKSEN (2017)

² Schlauchpumpe (550 €, Nutzungsdauer: 3 Jahre), sowie 50 € für Zubehör und elektr. Energie

Bei den benötigten PES-Mengen für eine 210tägigen Behandlung und einem Preis von 9 € kg⁻¹ PES sind, ohne Anschaffung einer Ersatzpumpe und weitere Ersatzteile, Kosten in Höhe von rund 3.100 € für die kontinuierliche Behandlung von 10 l s⁻¹ und von rund 18.613 € für 200 l s⁻¹ zu erwarten. Pro Kubikmeter hygienisiertem Wasser ergeben sich Kosten von 0,017 bzw. 0,005 €.

Eine Herausforderung bei der kontinuierlichen Zudosierung von PES besteht in der Verhinderung etwaiger Unter- oder Überdosierungen, die entweder keine effektive Keimreduzierung gewährleisten oder aber den Fischbestand negativ beeinflussen könnten.

Auch wenn plötzliche Veränderungen der Frischwasservolumina in Durchflussanlagen nur bedingt zu erwarten sind, können in diesem Zusammenhang einfache Vorsichtsmaßnahmen getroffen werden. So ist insbesondere in den betonierten Rinnenanlagen die Installation einer Pegellatte mit geringem Aufwand möglich. Bei den täglichen Kontrollen der Anlagen kann auf diese Weise der Wasserstand abgelesen und damit die Zulaufwassermenge kontrolliert werden. In dänischen Anlagen wird zudem durch die Vorverdünnung von PES mit Wasser einer versehentlichen Überdosierung mit PES vorgebeugt (PEDERSEN et al. 2015). Die Vorverdünnung der PES-Tagesration könnte auch im oben genannten Beispielfall prinzipiell zur Anwendung kommen. Da das Hantieren mit PES jedoch nach Möglichkeit unterbunden werden sollte, könnte bspw. über die Eintauchtiefe des Schlauches auf der Saugseite der Pumpe in den PES-Vorratsbehälter die maximale Tagesration näherungsweise vorgelegt werden und eine Überdosierung somit verhindert werden.

Ebenso wäre die Installation von Messsonden möglich, die die PES-Konzentration im Wasser kontinuierlich bestimmen und die Dosierpumpe entsprechend regeln. Hierbei handelt es sich allerdings um eine kosten-, technik- und wartungsintensivere Variante, die sich deshalb in den Betrieben sehr wahrscheinlich nicht durchsetzen würde. Derzeit wird jedoch eine praxisnahe Messmethode zur Bestimmung von PES entwickelt (MEINELT & LIU, mdl. Mitt.). Zukünftig

soll mittels Teststreifen die PES-Konzentration direkt im Wasser von Fischzuchtanlagen bestimmen werden können.

Neben der unverdünnten Ausbringung von PES-Produkten durch geeignete Pumpen gibt es weitere Alternativen für den Einsatz in der Aquakultur. So kann PES mit Hilfe von mobilen Dosier- und Abfülleinheiten appliziert werden. Hierbei kann eine definierte Menge PES an einem gewünschten Ort in der Fischzucht eingebracht werden, ohne dass dabei ein direktes Hantieren mit der Chemikalie notwendig ist. Allerdings muss in regelmäßigen Abständen der Vorlagebehälter der Einheit mit PES befüllt werden. Insbesondere das Befüllen erfordert die Berücksichtigung des Arbeitsschutzes. Zum Einsatz von mobilen Dosiereinheiten liegen bisher noch keine eigenen Erkenntnisse aus den Praxisbetrieben der Trägerländer vor. Für die Anschaffung einer batteriebetriebenen Dosier- bzw. Abfülleinheit, mit einem Vorlagevolumen von 100 l, können überschlagsweise Kosten von rund 5.000 € (netto) veranschlagt werden. Die Anschaffung kann damit als kostenintensiv eingeordnet werden. Zudem bleibt den Anlagenbetreibern die Möglichkeit, auf die in **Tab. 4** aufgelisteten Methoden zurückzugreifen.

4.2 Ozon

Bei der vorliegenden Betrachtung soll Ozon (O_3) in einer Forellentränenanlage zur Wasserhygienisierung eingesetzt werden. Damit die mit dem Zulaufwasser in die Anlage eingetragenen fischpathogenen Erreger abgetötet werden können, ist die Installation im Zulauf der Anlage notwendig. Wird die Forellentränenanlage im Kreislauf betrieben, wäre ebenfalls eine Installation am Ort des Zusammentreffens von Frisch- und Kreislaufwasser möglich. Dies würde zum einen das Zulaufwasser hygienisieren, aber ebenso die Keimlast in der gesamten Fischzuchtanlage reduzieren. Unabhängig davon soll in diesem Beispiel die Installation im Zulauf erfolgen und damit der Fokus auf die alleinige Hygienisierung des Zulaufwasser gelegt werden.

Das zu desinfizierende Wasser kann sowohl hinsichtlich der Quantität ($m^3 h^{-1}$) als auch Qualität (Trübstoffe, organische Substanz etc.) variieren. Derartige Schwankungen müssen bei der Dimensionierung einer Ozonanlage Berücksichtigung finden.

Im Beispielfall sollen wiederum zwei verschiedenen Zulaufwasservolumina (10 und $200 l s^{-1}$) kontinuierlich mit Ozon behandelt werden. Es wird zugrunde gelegt, dass Schwankungen in Qualität und Quantität des Wasserdurchsatzes nicht auftreten. Ebenfalls wird bei der mit Oberflächenwasser gespeisten Anlage davon ausgegangen, dass es sich um Wasser mit einer geringen organischen Vorbelastung handelt. Für solche Gewässer werden Ozonkonzentration von $0,1$ bis $0,2 mg l^{-1}$ mit Kontaktzeiten von 1 bis $5 min.$ empfohlen (NSW 2016). Darauf basierend (sowie nach Rücksprache mit verschiedenen Herstellern von Ozonerzeugungsanlagen) wird eine Ozon-Konzentration von $0,2 mg l^{-1}$ festgelegt, mit der das zulaufende Wasser beaufschlagt werden soll. Wenn die Höhe der Investitionskosten eine sekundäre Rolle spielt, empfiehlt sich die Anschaffung eines Ozongenerators mit einer gewissen Produktionsreserve. Mit diesem könnten dann u. U. höhere Ozonkonzentration bei der Keimreduzierung erzielt werden.

Die eigentliche Zudosierung von Ozon wird in der Regel im Bypass realisiert. Konkret bedeutet dies, dass nur ein Teilstrom des zulaufenden Wassers mit einer hohen Ozonkonzentration angereichert wird und erst dann dem Hauptzulaufwasserstrom wieder zugegeben wird. Für den

zu behandelnden Teilwasserstrom kann überschlagsweise ein Volumen von 1 bis 2 m³ h⁻¹ veranschlagt werden. Die für den Teilstrom notwendige Pumpe dient gleichfalls zur Beaufschlagung des Injektors, mit dessen Hilfe das Ozon ins Wasser eingetragen wird. Bei geringen Zulaufwassermengen muss das Volumen des Teilstromes dementsprechend reduziert werden, sodass die Wasserströme in ähnlichen Verhältnissen stehen. Pauschale Angaben zur Höhe des Volumenstromes können an dieser Stelle nicht getroffen werden.

Die Ozon-Anreicherung des Teilwasserstromes erfolgt in einem gasdichten Reaktionsbehälter aus PVC oder PE. Der Behälter muss mit einem Zulauf und einem Ablauf für das ozonhaltige Wasser ausgestattet sein. Das sich im oberen Bereich des Reaktionsbehälter sammelnde Ozongas wird entsprechend einem Restozonvernichter zugeführt (WIELAND 2003).

Anschließend erfolgt die Rückführung des mit Ozon angereicherten Wassers in den Hauptstrom. Der Eintrag des mit Ozon angereicherten Wassers kann im Zulauf der Fischzuchtanlage realisiert werden. Wichtig ist, dass eine ausreichende Durchmischung der beiden Wasserströme erfolgt, ein zügiger Ozonabbau in der Wassersäule stattfindet und somit die Sicherheit des Tierbestandes gewährleistet ist.

Um einer Ozonüberdosierung vorzubeugen, wird die Installation eines entsprechenden Ozon-Messgerätes im Hauptstrom der Anlage empfohlen. Dieses sollte in der Lage sein, bei der Überschreitung eines gewählten Grenzwertes die Zudosierung zu regulieren bzw. die Produktion von Ozon zu stoppen. Für die Aquakulturpraxis wird hierfür die indirekte Messung der Ozonkonzentration über das Redoxpotential des Wassers empfohlen. Im Süßwasser sollte das Redoxpotential dabei einen Wert von 300 mV nicht überschreiten (KUHN et al. 2017).

Die folgende **Tab. 38** gibt einen Überblick über die im Modellfall verwendeten Ozon-Dosierungen bei im Durchfluss betriebenen Anlagen mit 10 bzw. 200 l s⁻¹ Frischwasserbedarf. Ferner sind die resultierenden Kosten und technische Wartungen der Gerätschaften bei einem kontinuierlichen Einsatz von 210 Tagen dargestellt.

Der Betriebsraum eines Ozongenerators muss belüftet, staubfrei, kühl und trocken sein. Zudem werden bei der Erstinbetriebnahme einer Ozonanlage weitere kundenseitige Eigenleistungen notwendig. Dies betrifft insbesondere die Verfügbarkeit von technischem Sauerstoff sowie entsprechende Armaturen und die Zuleitung zum Ozongenerator. Zudem kann u. U. die Bereitstellung von Kühlwasser (Trinkwasserqualität) für den Generator notwendig sein. Die Kosten für einen Betriebsraum sowie die weiteren kundenseitigen Aufwendungen sind in der Kalkulation nicht berücksichtigt.

Tab. 38: Beispielhafte Auslegung und Kostenkalkulation beim Einsatz von Ozon zur Hygienisierung von Zulaufwasser.

	Durchfluss		Einheit
	10 l s ⁻¹	200 l s ⁻¹	
O ₃ -Konzentration	0,2	0,2	mg l ⁻¹
O ₃ -Bedarf h ⁻¹	7,2	144	g h ⁻¹
Techn. O ₂ -Bedarf h ⁻¹	0,2	2,0	m ³ h ⁻¹
Kosten O ₃ -Anlage (brutto) ¹	10.000	60.000	€
Abschreibung ²	1.000	6.000	€
kWh 210 d ⁻¹ ³	272	4.800	€
Kosten tech. O ₂ (210d) ⁴	380	3.780	€
Aufwand tägl. Routine	30	30	min
Kosten tägl. Routine	10	10	€
Gesamtkosten für 210 d	3.752	16.680	€
Kosten pro m³	0,021	0,005	€

¹inkl. Ozongenerator (2,4 kW), Ozoneintrag, Ozonmessung, Ozon-Raumluftüberwachung, Betriebssteuerung /Kontrolle Anlagentechnik. Annahme: Luftkühlung des Generators, Wasserkühlung ist je nach Ozonerzeuger zu berücksichtigen. Preise beruhen auf bis zu drei Angeboten.

²Abschreibung: 10 Jahre, Basis: Brutto-Kaufpreis

³kWh: 0,30 €

⁴Annahme: 300 € m⁻³ techn. Sauerstoff

Bei einem kontinuierlichen Einsatz von Ozon über 210 Tage können für die Hygienisierung eines Durchflusses von 10 l s⁻¹ Kosten von etwa 3.752 € angenommen werden. Unter Berücksichtigung der Gesamtwassermenge sind dies Kosten von 0,021 € pro m³ Wasser. Besteht die Notwendigkeit 200 l s⁻¹ mit Ozon für einen Zeitraum von 210 d zu hygienisieren, so kann mit Kosten von 16.680 € gerechnet werden. Bezogen auf die Wassermenge entspricht dies einem Kosteneinsatz von 0,005 € pro m³ Wasser.

Zusätzlich zur Messung der Ozonkonzentration im Hauptstrom des Zulaufwassers muss der Ozongehalt in der Raumluft überwacht werden. Die Raumluftüberwachung gewährleistet die Sicherheit der Mitarbeitenden bei einer Störung der Ozonanlage und löst die Abschaltung selbiger aus. Für weiterführende Hinweise bei der Verwendung von Ozon zur Wasseraufbereitung wird auf die Abhandlung der DGUV (2005) verwiesen.

4.3 UV-C-Strahlung

Bei der vorliegenden Betrachtung sollen UV-Offenkanalanlagen in einer Forellentrinnenanlage zur Wasserhygienisierung eingesetzt werden. Um die Einschleppung von fischpathogenen Erregern zu verhindern, ist die Installation einer UV-Einheit im Zulauf der betreffenden Anlage erforderlich. Die Errichtung einer UV-Einheit im Kreislaufkanal birgt den Nachteil, dass der Kreislauf im Zusammenhang mit der Wasserhygienisierung kontinuierlich betrieben werden muss und dann in der Regel ein Vielfaches des Volumens des Zulaufwassers behandelt werden müsste. Vorteilhaft wäre hierbei hingegen die wiederholte Passage des Wasservolumens durch die UV-Einheit.

Wird eine UV-Offenkanalanlage in einer Rinne installiert, so wird es zu einer hydraulischen Verlusthöhe im entsprechenden Kanal kommen. Da die UV-Einheit zudem durch ein Absperrgitter vor Treibgut geschützt werden sollte, wird sich hierdurch der hydraulische Widerstand der Anlage weiter erhöhen. Hiermit verbunden ergibt sich die Notwendigkeit, die Gitter nach Bedarf regelmäßig zu reinigen (manuell oder automatisiert mittels Rechen), um so den hydraulischen Widerstand der UV-Einheit zu minimieren. Bei der Planung sind zudem etwaige Schwankungen des Wasserstands im Zulaufkanal zu berücksichtigen. Ein teilweises Trockenfallen der UV-Einheit durch unzureichende Durchströmung o. ä. ist zu unterbinden, da dies zu Schäden an den Lampeneinheiten führen kann. Im Idealfall treten keine nennenswerten Wasserstandsschwankungen auf bzw. werden der bei Dimensionierung der UV-C-Einheit entsprechend berücksichtigt.

In Forellenrinnenanlagen sind sowohl im Zulaufkanal als auch Kreislaufkanal hohe Strömungsgeschwindigkeiten zu erwarten. Da sich die Strahlungsleistung mit zunehmendem Abstand vom Strahler exponentiell verringert, müssen zur sicheren Wasserhygienisierung in der Regel mehrere Strahler parallel im Wasserkörper installiert werden. Hierbei können die Strahler z. B. parallel zur Strömung unter Wasser angeordnet werden und dabei gleichmäßig über die Strömungs-Querschnittsfläche verteilt werden. Der Elektroanschluss der Strahler liegt bei dieser Variante unter Wasser. Die Länge des Bestrahlungsweges bzw. des Expositionsweges entspricht der Baulänge der Strahler oder der von mehreren hintereinander angeordneten Strahlerbatterien.

Eine weitere Möglichkeit besteht darin, eine oder mehrere Strahlerreihen senkrecht bzw. schräg im Kanal anzuordnen. Die Baulänge der Strahler muss hierbei die Wassertiefe des Kanals übersteigen. Bei dieser Variante befindet sich der Elektroanschluss außerhalb des Wassers. Die Länge des Bestrahlungsweges wird bei einer Strahlerreihe durch den Abstand der einzelnen Strahler zueinander bzw. bei mehreren hintereinander angeordneten Strahlerreihen durch ihre Anzahl bestimmt. Diese Einbauvariante erfordert eine höhere Anzahl von Strahlern, ist dabei jedoch wartungsärmer.

Neben der Reinigung des Absperrgitters vor der Einheit ist es ebenfalls erforderlich, die Strahler bzw. die entsprechenden Quarzglasröhren regelmäßig zu reinigen und zu warten. Eine Realisierung von automatischen Reinigungsmöglichkeiten der Strahlerreihen bzw. -bündel sollte hierbei in Betracht gezogen werden. Unter Umständen kann zudem auch die Möglichkeit der Installation von Hebezügen zum Heben und Senken der UV-Einheit(en) berücksichtigt werden. Auf diese Weise wären die UV-Einheiten dann ortsveränderlich und somit flexibler einsetzbar.

Beim Einsatz im wässrigen Medium werden die UV-C-Strahler in Quarzglasröhren installiert. Die Verwendung dieser Hüllkörper führt wiederum zu einer Reduktion des UV-C Outputs der Strahler ins Wasser. Übersichtsweise kann hier ein Verlust von 5 % angenommen werden (LILTVED & SUMMERFELT 2013). Ferner muss berücksichtigt werden, dass UV-Strahler mit zunehmender Betriebsdauer an Leistung verlieren. Der Leistungsverlustes der Strahler beträgt dabei etwa 3 % pro Monat bzw. rund 40 % pro Jahr (LILTVED & SUMMERFELT 2013). Aus diesem Grund ist es erforderlich, dass die realisierbare UV-C-Intensität (und damit auch Dosis) am Ende der Lebensdauer der Strahler bei der Dimensionierung entsprechend berücksichtigt wird.

Neben diesen bautechnischen Gedanken zum Einsatz von UV-C-Strahlern im Aquakulturbetrieb muss als wesentlicher Schritt die erforderliche UV-Dosis festgelegt werden, die zur Inaktivierung bzw. Abtötung der entsprechenden Keime notwendig ist. Für die Inaktivierung

einzelner fischpathogener Erreger werden Werte im Bereich von unter 30 mW s cm⁻² bis zu einem Bereich von 250 bis über 300 mW s cm⁻² für verschiedene Viren und Protozoen angegeben (Tab. 12). Aufgrund dieser deutlichen Spannbreite kann keine allgemeingültige Dosis zur Keimabtötung getroffen werden. Zur Breitband-Keimreduzierung wird von verschiedenen Anlagenherstellern jedoch häufig pauschal eine UV-C-Dosis von 30 mW s cm⁻² veranschlagt.

Die UV-C-Dosis wird zudem durch die Strahlungsminderung vorhandener Trübstoffe beeinflusst (DVGW 2006 a). Der UVT-Wert des zu hygienisierenden Wassers sollte sich immer an den niedrigsten zu erwartenden Werten orientieren. Hinsichtlich dieses Parameters kann die Funktionalität der UV-Einheit dann auch unter ungünstigen Umweltbedingungen gewährleistet werden.

Die folgende Tab. 39 gibt einen Überblick über beispielhaft verwendete UV-Einheiten in Durchflussanlagen, die mit 10 bzw. 200 l s⁻¹ Frischwasser gespeist werden. Ferner sind die resultierenden Kosten und technische Wartungen der Gerätschaften bei einem kontinuierlichen Einsatz von 210 Tagen dargestellt. Aufgrund der kostenintensiven Anschaffung der einzelnen UV-Einheiten wurde auf einen redundanten Erwerb verzichtet.

Tab. 39: Beispielhafte Auslegung und Kostenkalkulation von UV-Offenkanalanlagen zur Hygienisierung von Zulaufwasser.

	Durchfluss		Einheit
	10 l s ⁻¹	200 l s ⁻¹	
Dimension Kanal (B x L)	50 x 20	200 x 100	cm
Wasserstand	50	80	cm
Min. UV-C-Dosis	≥ 30	≥ 30	mW s cm ⁻²
UVT	65	65	%
Anzahl Rahmen	1	2	Stk.
Anzahl Strahler Rahmen ⁻¹	4	12	Stk.
Leistung Strahler	75	75	W
kWh 210 d ⁻¹	1 512	9 072	kWh
Kosten UV-Einheit (brutto) ²	5.000	15.000	€
Unterhaltskosten ³	554	3.022	€
Abschreibung ⁴	500	1.500	€ a ⁻¹
Aufwand wl. Routine	60	60	min
Kosten wl. Routine	20	20	€
Gesamtkosten für 210 d	1.654	5.122	€
Kosten pro m³	0,009	0,001	€

¹kWh: 0,30 €

²Kosten basieren auf bis zu drei verschiedenen Angeboten

³Lampenwechsel alle zwei Jahre (50 € Strahler⁻¹)

⁴Abschreibung: 10 Jahre, Basis: Brutto-Kaufpreis

[wl.] = wöchentlich

Bei einer 210tägigen Hygienisierung von Wasser mittels UV-C-Strahlung können für einen Durchfluss von 10 l s⁻¹ einmalige Anschaffungskosten von 5.000 €, Abschreibungen von 500 € pro Jahr, Unterhaltskosten von 554 € und damit Gesamtkosten von 1.654 € für 210 d bzw. 0,009 € pro m³ Wasser veranschlagt werden. Bei einem Durchfluss von 200 l s⁻¹ ist mit

Anschaffungskosten von etwa 15.000 € zu kalkulieren, einer jährlichen Abschreibung von 1.500 €, Unterhaltskosten von 3.022 € und damit Gesamtkosten von 5.122 € für 210 d bzw. 0,001 € pro m³ hygienisiertem Wasser.

4.4 Zwischenfazit

Von den drei betrachteten Verfahren werden in der Forellenaquakultur (nach Angaben der verschiedenen Anlagenbetreiber) peressigsäurehaltige Produkte am häufigsten für eine Wasserhygienisierung bzw. Keimreduzierung eingesetzt. Dieser Einsatz findet allerdings primär diskontinuierlich statt, d. h. PES wird nur in Zeiträumen appliziert, in denen eine Wasserhygienisierung als notwendig erachtet wird. Ein bedeutender Vorteil bei der diskontinuierlichen Anwendung ist, dass die Kosten für die PES-Applikation auf ein jeweiliges Minimum reduziert werden können.

Soll das Zulaufwasser einer Anlage, wie im Beispielfall veranschaulicht, jedoch kontinuierlich mit PES hygienisiert werden, sind im Vergleich mit Ozon oder UV-C die einmaligen Investitions- bzw. Anschaffungskosten für PES-Pumpen als gering einzustufen. Allerdings sind insbesondere die notwendigen Aufwendungen für die PES ein entscheidender Kostenfaktor. Überschlagsweise kann bei einer kontinuierlichen PES-Hygienisierung an 210 Produktionstagen mit Kosten von 3.100 bzw. 18.600 € für die Behandlung eines Volumenstroms von 10 l s⁻¹ bzw. 200 l s⁻¹ Zulaufwasser kalkuliert werden. Pro Kubikmeter behandeltem Frischwasser entstehen hierbei Kosten von 0,017 € (für 10 l s⁻¹) und 0,005 € m⁻³ (für 200 l s⁻¹).

Im Vergleich der drei betrachteten Methoden der Keimreduzierung ist der Einsatz von Ozon aus verfahrenstechnischer Sicht als am komplexesten einzustufen. Bei diesem Verfahren ist es notwendig, eine Vielzahl verschiedener Prozesse aufeinander abzustimmen (vgl. **Abb. 3**).

Wird eine kontinuierliche Ozonierung des Zulaufwassers angestrebt, kann prinzipiell mit vergleichbaren Kosten wie bei einer PES-Hygienisierung ausgegangen werden. Pro Kubikmeter Wasser entstehen finanzielle Aufwendungen in Höhe von 0,021 € für 10 l s⁻¹ und 0,005 € für 200 l s⁻¹ Zulaufwasser. Im Vergleich zu PES sind jedoch die notwendigen Investitions- bzw. Anschaffungskosten mit überschlagsweise 10.000 bis 60.000 € wesentlich höher. Da die Kosten für einen Betriebsraum und weitere kundenseitige Eigenleistungen nicht berücksichtigt werden konnten, ist u. U. mit noch höheren Anschaffungs- und folglich Unterhaltskosten zu rechnen.

Die hohen zu erwartenden Ausgaben sind sehr wahrscheinlich der entscheidende Faktor, der den breiteren Einsatz in der Aquakulturpraxis hemmt. An diesem Zusammenhang wäre zu überlegen, ob möglicherweise Leasing- bzw. Leihkäufe für den Ozongenerator und entsprechendes Zubehör mit den Lieferanten abgeschlossen werden könnten. Ebenso wäre zu überlegen, ob Anschaffungskosten für den Betreiber durch die Nutzung von Förderprogrammen gemindert werden können.

Ein weiteres wichtiges Kriterium beim Einsatz von Ozon ist zudem die Beachtung des entsprechend notwendigen Arbeitsschutzes. Im Gegensatz zu PES oder auch UV-C gehen die Arbeitsschutzanforderungen bei Ozon deutlich über die in einer Durchflussanlage herkömmlichen Maßnahmen (entsprechende Schutzbrille, Handschuhe, Gummistiefel und Kittel) hinaus. Dies wird als ein weiterer Grund für die geringe Verbreitung von Ozonanlagen in der Forellenaquakultur angesehen.

Mit dem Fokus einer kontinuierlichen Keimreduzierung wird an verschiedenen Aufzucht- und Produktionsstandorten vermehrt auf den Einsatz von UV-C-Strahlung zurückgegriffen. Ein entscheidender Vorteil beim Einsatz von UV-C-Strahlung ist die Tatsache, dass ausschließlich Energie in Form von Licht in das Wasser eingetragen wird und diese Energie wiederum ausschließlich punktuell am Eintragsort wirken kann. Im Vergleich mit PES und insbesondere Ozon sind zudem die aus Arbeitsschutzgründen zu berücksichtigenden Maßnahmen als geringfügiger einzustufen. Dies ist als ein wichtiger Vorteil beim Einsatz von UV-C-Strahlung zu bewerten.

Als Nachteil wird die Abhängigkeit der UV-C-Hygenisierung von der Lichtdurchlässigkeit des Wassers angesehen. Insbesondere beim Einsatz bei in der Zulaufwasserhygenisierung in Durchflussanlagen sollten deshalb entsprechende Extremsituationen, bspw. starke Trübung nach Niederschlagsereignissen, unbedingt berücksichtigt werden.

Im Vergleich zum Ozon und PES sind auf Grundlage der Kalkulationen die Anschaffungs- bzw. Unterhaltskosten für eine UV-C-Einheit geringer. Bei einer 210-tägigen Anwendung ist pro Kubikmeter behandeltem Zulaufwasser mit Kosten von 0,009 € für 10 l s^{-1} und 0,001 € für 200 l s^{-1} auszugehen.

Die bei der UV-C-basierten Keimreduzierung entstehenden Kosten können u. U. jedoch deutlich höher werden. Dieser Fall kann insbesondere dann eintreten, wenn anstatt der angenommenen Breitband-Keimreduzierung ($\geq 30 \text{ mW s cm}^{-2}$) ein spezieller Erreger abgetötet werden muss. Je nach Erregerspezies können dann deutlich höhere UV-C-Intensitäten bzw. Dosen (vgl. **Tab. 12**) erforderlich werden, die die Kosten entsprechend erhöhen würden.

Eine zusammenfassende Abschätzung der drei vorgestellten Methoden mit Blick auf die Kosten, den Aufwand und den möglichen Erfolg und eine abschließende Bewertung sind in folgender **Tab. 40** dargestellt.

Tab. 40: Kosten-, Anwendungs- und Erfolgsabschätzung sowie eine Gesamtbewertung von drei Verfahren der Keimreduzierung bei einem kontinuierlichen Einsatz in einer Durchflussanlage. (Abschätzung: + gering; ++ moderat; +++ hoch).

Methode	Abschätzung:			Gesamtbewertung
	Kosten	Aufwand	Erfolg	
PES	+++	++	++	2
Ozon	+++	+++	+++	3
UV-C	++	+	++	1

Unter den dargestellten Rahmenbedingungen einer kontinuierlichen Keimreduzierung in einer Durchflussanlage sollte der Einsatz von UV-C-Strahlung priorisiert werden. Als weitere Möglichkeit stellt sich der kontinuierliche Einsatz von PES dar und an dritter Stelle die Nutzung von Ozon.

5. Zusammenfassung und Ausblick

Die Salmonidenerzeugung in Kaltwasseranlagen stellt das Rückgrat der deutschen Aquakultur da. Auch in den vier Trägerländern des Instituts für Binnenfischerei e. V. Potsdam-Sacrow Brandenburg, Sachsen-Anhalt, Schleswig-Holstein und Thüringen bildet diese Produktionsform den wesentlichsten oder einen wichtigen Teil der Aquakultur. Zusätzlich werden in einigen Bundesländern Anlagen für die Erbrütung und Aufzucht von Fischen für Besatz- und Wiedereinbürgerung betrieben.

In einer Reihe von Anlagen kann die Fischeaufzucht aktuell nicht mehr in vollem Umfang umgesetzt werden. Die Ursache liegt vielfach in Fischverlusten in nicht mehr zu vernachlässigender Größenordnung, die für einige Betriebe existenzgefährdenden Charakter annehmen. Hierbei ist insbesondere zu berücksichtigen, dass diese Anlagen aus der fließenden Welle gespeist werden, d. h. ein Eintrag von fischpathogenen Erregern aus den Fließgewässern in die Anlagen und auf die wertvollen Fischbestände in der Regel nicht unterbunden werden kann.

Bei den von den Anlagenbetreibern häufig genannten Krankheiten, die zu entsprechenden Verlusten führen, handelt es sich um Ichthyophthiriose (Weißpünktchen- oder Grießkörnchenkrankheit), die Proliferative Nierenerkrankung, die Amöbose der Kiemen, die Rotmaulkrankheit, die Kaltwasser-Erdbeerkrankheit, die Furunkulose der Salmoniden, die Bakterielle Kiemenerkrankung und die Bakterielle Kaltwasserkrankheit.

Die Therapiemöglichkeiten dieser Erkrankungen sind begrenzt und aufwendig. Zudem sind die einmal im Einzugsgebiet oder der Anlage vorkommenden Erreger schwer oder nicht mehr zu beseitigen. Ein immer häufiger, zumindest versuchsweise verfolgter Ansatz der Erregerbekämpfung besteht daher in der unspezifischen Reduzierung der Keimlast im Anlagenwasser bzw. im Zulaufwasser der Anlagen, um eine „Breitbandwirkung“ auf unterschiedliche Erreger zu erzielen. Hierbei wird eine Senkung des Keimniveaus insgesamt und damit auch der fischpathogenen Erreger angestrebt.

Insbesondere UV-C-Strahlung, Peressigsäure und Ozon weisen Potenzial zur Keimreduzierung in Forellendurchlaufanlagen auf.

Im Rahmen der Arbeiten zur vorliegenden Schriftenreihe wurden sowohl Recherchen als auch praktische Untersuchungen zu diesen drei Verfahren der Keimreduzierung an verschiedenen Standorten der Fischerbrütung und -aufzucht durchgeführt. In einem ersten Schritt wurden hierfür zunächst die fachlichen Grundlagen der Verfahren der Keimreduzierung herausgearbeitet. Auf Basis vorhandener Literatur wurden die Wirkmechanismen dargestellt und erforderliche Dosen (bzw. Wirkungsbereiche) sowohl für die Breitbandkeimreduzierung als auch für spezielle fischpathogene Erreger zusammengestellt. Zudem wurden die entsprechenden Anforderungen an die Wasserparameter betrachtet.

Zusätzlich zu den Aspekten des Arbeitsschutzes beim Einsatz im Produktionsbetrieb, erfolgte eine Aufbereitung der rechtlichen Rahmenbedingungen und Sammlung weiterführender Empfehlungen für den Einsatz von keimreduzierenden Verfahren in der Aquakulturpraxis.

Für die quantitative Bestimmung der Keimbelastung in Aquakulturanlagen wurden anhand von Literaturrecherchen verschiedene Methoden als prinzipiell anwendbar eingestuft und zwei

Methoden ausgewählt. Hierbei handelte es sich um die Messung von Adenosintriphosphat (ATP-Messung) sowie die „Bactiquant[®]-Water“-Methode. Im Gegensatz zur „Bactiquant[®]-Water“-Methode stellte sich die ATP-Messung jedoch als nicht zuverlässig für den Einsatz in der Aquakulturpraxis dar.

Im Rahmen des Projektes wurden unterschiedliche Betriebe besucht, Vor-Ort-Gespräche mit den Anlagenbetreibern geführt und wo möglich erste orientierende Messungen zu den verschiedenen Verfahren der Keimreduzierung durchgeführt. Ergänzend dazu wurden Untersuchungen zur Wasserhygienisierung am Institut für Binnenfischerei e. V. Potsdam-Sacrow durchgeführt.

In Abhängigkeit der Hygienisierungsmethode konnten Reduktionen der Keimlast bzw. bakteriellen Aktivität von bis zu 74 % bei PES-Gabe, bis zu 31 % bei Ozonzufuhr und bis zu 60 % bei Wasserhygienisierung mittels UV-C-Strahlung realisiert werden. Inwieweit die messbare prozentuale Reduzierung des Keimdruckes der drei näher betrachteten Hygienisierungsansätzen mit der Reduzierung von Krankheitsproblemen in der Aquakulturpraxis korreliert, sollte in zukünftigen anwendungsorientierten Forschungsansätzen weiter eruiert werden.

Basierend auf den Erfahrungen und Messungen in den Betrieben wurden unter Berücksichtigung von weiterführenden Firmendokumentationen entsprechende Dimensionierungsansätze und Kostenkalkulationen für den Einsatz der Verfahren bei in der Praxis relevanten Zulaufwasservolumina (10 und 200 l s⁻¹) durchgeführt.

Mit Blick auf die praktische Anwendbarkeit, den Arbeitsschutz und die Kosten werden die betrachteten Verfahren zur kontinuierlichen Wasserhygienisierung in folgender Reihenfolge für den Einsatz in der Aquakulturpraxis empfohlen: (1) UV-C-Strahlung, (2) PES-Applikation und (3) Ozonzufuhr.

6. Danksagung

An dieser Stelle möchten wir uns herzlich bei den vier Trägerländern Brandenburg, Sachsen-Anhalt, Schleswig-Holstein und Thüringen für die Förderung dieses ersten Mehrländerprojektes bedanken.

Ebenso danken wir den verschiedenen Praxisbetrieben, Einrichtungen und Firmen für den regen Austausch von Informationen rund um das Thema „Keimreduzierung“.

7. Literaturverzeichnis

- Albrecht, K., Becker, L., Ewert, B., House, R. V., Höche, J., Kenklies, S., Kiesow, C., Linder, M., Lingstädt, H., Lorenz, S., Martin, P., Noack, U., Ostrowski, A., Schliephake, A., van der Grinten, E., Wehmeier-Graf, S. (2016). Jahresbericht zu den veterinärmedizinischen Untersuchungen im Landesamt für Verbraucherschutz Sachsen-Anhalt. Landesamt für Verbraucherschutz Sachsen-Anhalt (Halle), 46 S.
- Alcide Corp. (1995). Use of chlorine dioxide for controlling infectious diseases in aquaculture, WO9518534A1, EspacenetPatentsuche, <https://worldwide.espacenet.com/patent/search/family/022651704/publication/WO9518534A1?q=pn%3DWO9518534>, (letzter Zugriff am 13.12.2020).
- Alvaro, J. E., Moreno, S., Dianez, F., Santos, M., Carrasco, G., Urrestarazu, M. (2009). Effects of peracetic acid disinfectant on the postharvest of some fresh vegetables. *Journal of Food Engineering*, 95(1), 11-15.
- Aquafine. (2015). Industry-specific applications for UV technology. <https://www.aquafineuv.com/optivenn-series/product-downloads?id=54392723443>, (letzter Zugriff am 06.09.2018).
- AMG (2017). Gesetz über den Verkehr mit Arzneimitteln (Arzneimittelgesetz). Arzneimittelgesetz in der Fassung der Bekanntmachung vom 12. Dezember 2005 (BGBl I S. 3394), zuletzt geändert durch Artikel 1 des Gesetzes vom 18. Juli 2017 (BGBl I S. 2757).
- ATG UV Technology. UV System Specification and UV Dose Calculation. Homepage: <https://atguv.com/atg-uv-products/uv-dose-system-selection/>, (letzter Zugriff am 06.11.2020).
- Attramadal, K. J., Salvesen, I., Xue, R., Øie, G., Størseth, T. R., Vadstein, O. et al. (2012). Recirculation as a possible microbial control strategy in the production of marine larvae. *Aquacultural Engineering*, 46, 27-39.
- Attramadal, K. J., Truong, T. M. H., Bakke, I., Skjermo, J., Olsen, Y., Vadstein, O. (2014). RAS and microbial maturation as tools for K-selection of microbial communities improve survival in cod larvae. *Aquaculture*, 432, 483-490.
- AVV (2001). Abfallverzeichnis-Verordnung. Verordnung über das Europäische Abfallverzeichnis. <https://www.gesetze-im-internet.de/avv/AVV.pdf>, (letzter Zugriff am 25.07.2018).
- Baath, C., Hoffmann, R. W., El-Matbouli, M., Weikel, J. (1996). Die Amöben-bedingte proliferative Nierenerkrankung bei Salmoniden. Tagungsband der Deutschen Veterinärmedizinischen Gesellschaft e.V. in Verbindung mit der EAFP/deutsche Sektion: 117-124.
- BAUA (2016). Technische Regeln für Gefahrstoffe, TRGS 905, Verzeichnis krebserzeugender, keimzellenmutagener oder reproduktionstoxischer Stoffe. Ausgabe März 2016, Fassung vom 13.03.2020. https://www.baua.de/DE/Angebote/Rechtstexte-und-Technische-Regeln/Regelwerk/TRGS/pdf/TRGS-905.pdf?__blob=publicationFile, (letzter Zugriff am 08.12.2020).
- BAUA (2019). Suche nach Biozidprodukten. Bundesanstalt für Arbeitsschutz und Arbeitsmedizin. <https://www.baua.de/DE/Biozid-Meldeverordnung/Offen/offen.html>, (letzter Zugriff am 19.02.2019).
- BAUA (2020). Häufig gestellte Fragen zu *in situ* Produkten. Bundesanstalt für Arbeitsschutz und Arbeitsmedizin. https://www.reach-clp-biozid-helpdesk.de/DE/Biozide/FAQ/In-situ-Produkte/In-situ-Produkte_node.html (letzter Zugriff am 16.11.2020).
- Baur, W. H., Bräuer, G., Rapp, J. (2010). Nutzfische und Krebse. Lebensraum, Erkrankung und Therapie. 3. vollständig überarbeitete Auflage, Enke Verlag, Stuttgart.
- Berney, M., Vital, M., Hülshoff, I., Weilenmann, H. U., Egli, T., Hammes, F. (2008). Rapid, cultivation-independent assessment of microbial viability in drinking water. *Water Research*, 42 (14), 4010-4018.
- BImSchV (2010). Neununddreißigste Verordnung zur Durchführung des Bundes-Immissionsschutzgesetzes (Verordnung über Luftqualitätsstandards und Emissionshöchstmengen). Vollzitat: "Verordnung über Luftqualitätsstandards und Emissionshöchstmengen vom 2. August 2010 (BGBl. I S. 1065), die zuletzt durch Artikel 112 der Verordnung vom 19. Juni 2020 (BGBl. I S. 1328) geändert worden ist".

- Biozid-Verordnung (2012). Verordnung (EU) Nr. 528/2012 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 22. Mai 2012 über die Bereitstellung auf dem Markt und die Verwendung von Biozidprodukten. Amtsblatt der Europäischen Union L167/1.
- Blancheton, J. P., Piedrahita, R., Eding, E. H., Lemarie, G., Bergheim, A., Fivelstad, S. et al. (2007). Intensification of landbased aquaculture production in single pass and reuse systems. *Aquacultural Engineering and Environment*, 21-47.
- Blume, T., Neis, U. (2004). Improved wastewater disinfection by ultrasonic pre-treatment. *Ultrasonics Sonochemistry*, 11(5), 333-336.
- Böhm, R. (1998). Disinfection and hygiene in the veterinary field and disinfection of animal houses and transport vehicles. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 41 (3-4), 217-224.
- Borisutpeth, P., Kanbutra, P., Horiuchi, E., Wada, S., Hatai, K. (2010). Toxicity of chlorine dioxide to medaka *Oryzias latipes* adults and Nile tilapia *Oreochromis niloticus* eggs. *Aquaculture Science*, 58(3), 331-335.
- Bowker, J., Erdahl, D. (1998). Observations on the efficacy of chloramine-T treatment to control mortality in a variety of salmonids. *The Progressive Fish-Culturist*, 60, 63-66.
- Boyd, C. E., Massaut, L. (1999). Risks associated with the use of chemicals in pond aquaculture. *Aquacultural Engineering*, 20, 113-132.
- Brämick, U. (2020). Jahresbericht zur Deutschen Binnenfischerei und Binnenaquakultur 2018. <https://www.ifb-potsdam.de/de-de/ver%C3%B6ffentlichungen/downloads.aspx>, (letzter Zugriff am 11.12.2020).
- Bräuer, G., Bulla, A., Lichtenecker, M. (2008). Süßwasseramöbose in einer Thüringer Forellenzucht. Tagungsband der XII. Gemeinschaftstagung der Deutschen, Österreichischen und Schweizer Sektionen der European Association of Fish Pathologists (EAFP): 144-147.
- Bregnballe, J. (2015). A guide to recirculating aquaculture. <http://www.fao.org/3/a-i4626e.pdf>, (letzter Zugriff am 07.12.2018).
- Brose, M., Brüggemeyer, H., Dollinger, K., Graf, M., Horak, W., Jossen, H. et al. (2013). Leitfaden „Ultraviolette Strahlung künstlicher Quellen“. Fachverband für Strahlenschutz e.V., FS-2013-157-AKNIR, 46 pp.
- Bruno, D. W., Alderman, D. J., Schlotfeldt, H. J. (1997). What should I do? A practical guide for the marine fish farmer. European Association of Fish Pathologists (EAFP), Aberdeen, Scotland.
- Bullock, G. L., Summerfelt, S. T., Noble, A., Weber, A., Durant, M. D., Hankins, J. A. (1996). Effects of ozone on outbreaks of bacterial gill disease and numbers of heterotrophic bacteria in a trout culture recycle system. *Successes and failures in commercial recirculating aquaculture*. NRAES-98. Northeast Regional Agricultural Engineering Service: Ithaca, NY., pp. 598-610.
- Bullock, G. L., Summerfelt, S. T., Noble, A. C., Weber, A. L., Durant, M. D., Hankins, J. A. (1997). Ozonation of a recirculating rainbow trout culture system I. Effects on bacterial gill disease and heterotrophic bacteria. *Aquaculture*, 158(1-2), 43-55.
- Bützer, P. (2012). Peroxyessigsäure: Einfach, aber wirksam. Ein sehr wichtiges Desinfektionsmittel im Überblick. *Chemie in Labor und Biotechnik* 62 (3), 96-115.
- Cafiso, A., Sasser, D., Serra, V., Bandi, C., McCarthy, U., Bazzocchi, C. (2016). Molecular evidence for a bacterium of the family Midichloriaceae (order Rickettsiales) in skin and organs of the rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum) affected by red mark syndrome. *Journal of Fish Diseases* 39, 497-501.
- ChemG (2013). Chemikaliengesetz in der Fassung der Bekanntmachung vom 28. August 2013 (BGBl. I S. 3498, 3991), zuletzt geändert durch Art. 2 des Gesetzes vom 18. Juli 2017 (BGBl. I S. 2774).
- Chevrefils, G., Caron, É., Wright, H., Sakamoto, G., Payment, P., Barbeau, B. et al. (2006). UV dose required to achieve incremental log inactivation of bacteria, protozoa and viruses. *IUVA News*, 8 (1), 38-45.
- ClearTech. (2008). Calcium hypochlorite. Material safety data sheet. ClearTech Industries Inc., Saskatoon, SK, Kanada.
- Clifton-Hadley, R. S., Bucke, D., Richards, R. H. (1984). Proliferative kidney disease of salmonid fish: a review. *Journal of Fish Diseases*, 7 (5), 363-377.

- Coquet, L., Cosette, P., Quillet, L., Petit, F., Junter, G. A., Jouenne, T. (2002). Occurrence and phenotypic characterization of *Yersinia ruckeri* strains with biofilm-forming capacity in a rainbow trout farm. *Applied and Environmental Microbiology*, 68 (2), 470-475.
- Davidson, J., Good, C., Welsh, C., Summerfelt, S. (2011). The effects of ozone and water exchange rates on water quality and rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* performance in replicated water recirculating systems. *Aquacultural Engineering*, 44 (3), 80-96.
- Desinfektionsrichtlinie des BMEL (2007). Richtlinie des Bundesministeriums für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz über Mittel und Verfahren für die Durchführung der Desinfektion bei anzeigepflichtigen Tierseuchen (323-35130/0001, Stand Februar 2007).
- DGUV (1997). Unfallverhütungsvorschrift Organische Peroxide, Fassung 1. Januar 1997. Deutsche Gesetzliche Unfallversicherung e.V., Berlin.
- DGUV (2005). Richtlinie für die Verwendung von Ozon zur Wasseraufbereitung. DGUV Regel 103-001. Oktober 1986 – aktualisierte Fassung Oktober 2005. Deutsche Gesetzliche Unfallversicherung e.V., Berlin.
- DGUV (2010). Sauerstoff (Merkblatt M 034 der Reihe „Gefahrstoffe“). DGUV Information 213-073. Deutsche Gesetzliche Unfallversicherung e.V., Berlin.
- DGUV (2017). Chlorung von Trinkwasser. DGUV Information 203-086. Deutsche Gesetzliche Unfallversicherung e.V., Berlin.
- DGUV (2020). Gefahrstoffe bei der Aufbereitung von Schwimm- und Badebeckenwasser. DGUV Information 213-040. Deutsche Gesetzliche Unfallversicherung e.V., Berlin.
- DGUV (2/2020). Organische Peroxide. Information 213-096. Antworten auf häufig gestellte Fragen. <https://publikationen.dguv.de/regelwerk/dguv-informationen/695/organische-peroxide-antworten-auf-haeufig-gestellte-fragen-merkblatt-m-058-der-reihe-gefahrstoffe>, (letzter Zugriff am 06.11.2020).
- DIN 5031-1 (1982). Strahlungsphysik im optischen Bereich und Lichttechnik; Größen, Formelzeichen und Einheiten der Strahlungsphysik.
- DIN 38404-3:2005-07 (2005). Deutsche Einheitsverfahren zur Wasser-, Abwasser- und Schlammuntersuchung – Physikalische und physikalisch-chemische Kenngrößen (Gruppe C) – Teil 3: Bestimmung der Absorption im Bereich der UV-Strahlung, Spektraler Absorptionskoeffizient (C3).
- Dizer, H., Bartocha, W., Bartel, H., Seidel, K., Lopez-Pila, J. M., Grohmann, A. (1993). Use of ultraviolet radiation for inactivation of bacteria and coliphages in pretreated wastewater. *Water Research*, 27 (3), 397-403.
- DVG (2020). DVG-geprüfte Desinfektionsmittel für den Einsatz in der Tierhaltung. Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft. <https://www.desinfektion-dvg.de/index.php?id=1800>, (letzter Zugriff am 13.12.2020).
- DVGW (2006 a). Technische Regel Arbeitsblatt W 294-1. UV-Geräte zur Desinfektion in der Wasserversorgung, Teil 1: Anforderungen an Beschaffenheit, Funktion und Betrieb. DVGW Deutsche Vereinigung des Gas- und Wasserfaches e.V., Bonn.
- DVGW (2006 b). Technische Regel Arbeitsblatt W 294-2. UV-Geräte zur Desinfektion in der Wasserversorgung, Teil 2: Prüfung von Beschaffenheit, Funktion und Desinfektionswirksamkeit. DVGW Deutsche Vereinigung des Gas- und Wasserfaches e.V., Bonn.
- DVGW (2010). Technische Regel Arbeitsblatt W 224. Verfahren zur Desinfektion von Trinkwasser mit Chlordioxid. DVGW Deutsche Vereinigung des Gas- und Wasserfaches e.V., Bonn.
- DVGW (2015 a). Technische Regel – Arbeitsblatt DVGW W 225 (A). Ozon in der Trinkwasseraufbereitung. Deutscher Verein des Gas- und Wasserfaches e.V.
- DVGW (2015 b). Technische Regel Arbeitsblatt W 624. Dosieranlagen für Desinfektionsmittel und Oxidationsmittel; Bereitungs- und Dosieranlagen für Chlordioxid. Deutsche Vereinigung des Gas- und Wasserfaches e.V., Bonn.
- Dyková, I., & Lom, J. (2004). Advances in the knowledge of amphizoic amoebae infecting fish. *Folia Parasitologica*, 51(2/3), 81.

- Dyková, I., Figueras, A., Novoa, B., Casal, J. F. (1998). *Paramoeba* sp., an agent of amoebic gill disease of turbot *Scophthalmus maximus*. *Diseases of Aquatic Organisms*, 33 (2), 137-141.
- ElektroG (2015). Gesetz über das Inverkehrbringen, die Rücknahme und die umweltverträgliche Entsorgung von Elektro- und Elektronikgeräten (Elektro- und Elektronikgerätegesetz). Vollzitat: "Elektro- und Elektronikgerätegesetz vom 20. Oktober 2015 (BGBl. I S. 1739), das zuletzt durch Artikel 12 des Gesetzes vom 28. April 2020 (BGBl. I S. 960) geändert worden ist".
- Elmore, D. (2016). Studies on water quality of aquaculture farms with an emphasis on *Flavobacterium psychrophilum* and UV treatment. MSc thesis, Lakehead University, 112 pp.
- Escudero-Oñate, C. (2014). Survey of sodium and calcium hypochlorite. Report, The Danish Environmental Protection Agency.
- Eugster, U., Stanley, B. (o. J.). The use of ozone as a disinfectant in fish hatcheries and fish farms. http://www.ozonia.com/media/pdf/app/fish_hatcheries_cho-9522e.pdf, (letzter Zugriff am 07.12.2018).
- Farmer, B. D., Straus, D. L., Beck, B. H., Mitchell, A. J., Freeman, D., Meinelt, T. (2013). Effectiveness of copper sulphate, potassium permanganate and peracetic acid to reduce mortality and infestation of *Ichthyobodo necator* in channel catfish *Ictalurus punctatus* (Rafinesque 1818). *Aquaculture Research*, 44 (7), 1103-1109.
- Fischer, U., Bergmann, S., Schütze, H., Kleingeld, D. W., Kuhn, R., Bräuer, G. et al. (2020). Desinfektionsverfahren bei den einzelnen Tierseuchen: Fischseuchen. (Ansteckende Blutarmut der Lachse, Infektiöse Hämatopoetische Nekrose der Salmoniden, Koi Herpesvirus-Infektion der Karpfen, Virale Hämorrhagische Septikämie der Salmoniden). In: Friedrich-Loeffler-Institut (Hrsg.). Empfehlungen zur Desinfektion bei Tierseuchen (Desinfektions-Richtlinie). <https://desinfektions-rl.fli.de/de/home/>, (letzter Zugriff am 02.12.2020).
- FischSeuchV (2008). Fischseuchenverordnung. Vollzitat: "Fischseuchenverordnung vom 24. November 2008 (BGBl. I S. 2315), die zuletzt durch Artikel 5 der Verordnung vom 19. November 2019 (BGBl. I S. 1862) geändert worden ist" Stand: Zuletzt geändert durch Art. 5 V v. 19.11.2019 I 1862.
- Fisher, D. J., Burton, D. T., Yonkos, L. T., Turley, S. D., Ziegler, G. P., Turley, B. S. (2003). Derivation of acute ecological risk criteria for chlorite in freshwater ecosystems. *Water Research*, 37(18), 4359-4368.
- Freer, P. C., Novy, F. G. (1902). On the formation, decomposition and germicidal action of benzoylacetyl and diacetyl peroxides. *American Chemical Journal*, 27, 161-193.
- FLI (Friedrich-Loeffler-Institut) (2020). Empfehlungen zur Desinfektion bei Tierseuchen (Desinfektions-Richtlinie). <https://desinfektions-rl.fli.de/de/home/>, (letzter Zugriff am 13.12.2020).
- Fritsch, P., Hoch, W., Merkl, G., Otillinger, F., Rautenberg, J., Weiß, M. et al. 2014. Mutschmann / Stimmelmayer Taschenbuch der Wasserversorgung. Springer Vieweg, Wiesbaden.
- Frohberg, R. (2017). Erfahrungen mit einem Trinkwasserdesinfektionsmittel bei der Bekämpfung von Flexibacter-Infektionen in der Salmonidenaufzucht. Vortrag auf der Fortbildungstagung für Fischhaltung und Fischzucht am 10. und 11.01.2017 in Starnberg. https://www.lfl.bayern.de/mam/cms07/ifi/dateien/jantag2017_frohberg.pdf, (letzter Zugriff am 22.02.2019).
- Forneris, G., Bellardi, S., Palmegiano, G. B., Saroglia, M., Sicuro, B., Gasco, L. et al. (2003). The use of ozone in trout hatchery to reduce saprolegniasis incidence. *Aquaculture*, 221 (1-4), 157-166.
- GefStoffV (2010). Verordnung zum Schutz vor Gefahrstoffen (Gefahrstoffverordnung). Vollzitat: "Gefahrstoffverordnung vom 26. November 2010 (BGBl. I S. 1643, 1644), die zuletzt durch Artikel 148 des Gesetzes vom 29. März 2017 (BGBl. I S. 626) geändert worden ist".
- Ghomi, M. R., Esmaili, A., Vossoughi, G., Keyvan, A., Nazari, R. M. (2007). Comparison of ozone, hydrogen peroxide and removal of infected eggs for prevention of fungal infection in sturgeon hatchery. *Fisheries Science*, 73 (6), 1332-1337.

- Gogate, P. R. (2007). Application of cavitation reactors for water disinfection: current status and path forward. *Journal of Environmental Management*, 85(4), 801-815.
- Gonçalves, A. A., Gagnon, G. A. (2011). Ozone application in recirculating aquaculture system: an overview. *Ozone: Science & Engineering*, 33 (5), 345-367.
- Good, C., Davidson, J., Welsh, C., Snekvik, K., Summerfelt, S. (2011). The effects of ozonation on performance, health and welfare of rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* in low-exchange water recirculation aquaculture systems. *Aquacultural Engineering*, 44 (3), 97-102.
- Good, C., Davidson, J., Earley, R. L., Styga, J., Summerfelt, S. (2017). The effects of ozonation on select waterborne steroid hormones in recirculation aquaculture systems containing sexually mature Atlantic salmon *Salmo salar*. *Aquacultural Engineering*, 79, 9-16.
- Gottschalk, C., Libra, J. A., Saupé, A. (2009). Ozonation of water and waste water: A practical guide to understanding ozone and its applications. John Wiley & Sons, Weinheim.
- Gratzek, J. B., Gilbert, J. P., Lohr, A. L., Shotts Jr, E. B., Brown, J. (1983). Ultraviolet light control of *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet in a closed fish culture recirculation system. *Journal of Fish Diseases*, 6 (2), 145-153.
- Gudmundsdottir, B. K., Bjornsdottir, B. (2017). *Aeromonas salmonicida* and *A. hydrophila*. In: Woo, P. T. K., Cipriano, R. C. (Hrsg.). Fish viruses and bacteria. Pathobiology and protection. CAB International, Wallingford, UK.
- Gullian, M., Espinosa-Faller, F. J., Núñez, A., López-Barahona, N. (2012). Effect of turbidity on the ultraviolet disinfection performance in recirculating aquaculture systems with low water exchange. *Aquaculture Research*, 43 (4), 595-606.
- Hammes, F., Goldschmidt, F., Vital, M., Wang, Y., Egli, T. (2010). Measurement and interpretation of microbial adenosine tri-phosphate (ATP) in aquatic environments. *Water Research*, 44 (13), 3915-3923 S.
- Hammes, F., Berney, M., Wang, Y., Vital, M., Köster, O., Egli, T. (2008). Flow-cytometric total bacterial cell counts as a descriptive microbiological parameter for drinking water treatment processes. *Water Research*, 42(1-2), 269-277.
- Hassen, A., Mahrouk, M., Ouzari, H., Cherif, M., Boudabous, A., Damelin-court, J. J. (2000). UV disinfection of treated wastewater in a large-scale pilot plant and inactivation of selected bacteria in a laboratory UV device. *Bioresource Technology*, 74 (2), 141-150.
- Hedrick, R. P., MacConnell, E., de Kinkelin, P. (1993). Proliferative kidney disease of salmonid fish. *Annual Review of Fish Diseases*, 3, 277-290.
- Hedrick, R. P., McDowell, T. S., Marty, G. D., Mukkatira, K., Antonio D. B., Andree, K. B., et al. (2000). Ultraviolet irradiation inactivates the waterborne infective stages of *Myxobolus cerebralis*: a treatment for hatchery water supplies. *Diseases of Aquatic Organisms* 42, 53-59.
- Hendrick, R. P., Kent, M. L., Smith, C. E. (1986). Proliferative kidney disease in salmonid fish. *US Fish & Wildlife Publications*, paper 136.
- Heo, G. J., Kasai, K., Wakabayashi, H. (1990). Occurrence of *Flavobacterium branchiophila* associated with bacterial gill disease at a trout hatchery. *Fish Pathology*, 25, 99-105.
- Hijnen, W. A. M., Beerendonk, E. F., Medema, G. J. (2006). Inactivation credit of UV radiation for viruses, bacteria and protozoan (oo)cysts in water: a review. *Water Research*, 40 (1), 3-22.
- Hoffmann, G. L. (1974). Disinfection of contaminated water by ultraviolet irradiation, with emphasis on whirling disease (*Myxosoma cerebralis*) and its effects on fish. *Transactions of the American Fisheries Society*, 103, 541-550.
- Holt, R. A. (1987). *Cytophaga psychrophila*, the causative agent of bacterial cold-water disease in salmonid fish. Dissertation, Oregon State University.

- Hulsmans, A., Joris, K., Lambert, N., Rediers, H., Declerck, P., Delaedt, Y., et al. (2010). Evaluation of process parameters of ultrasonic treatment of bacterial suspensions in a pilot scale water disinfection system. *Ultrasonics sonochemistry*, 17(6), 1004-1009.
- Huyben, D. C. (2012). Evaluation of membrane filtration and UV irradiation for the control of *Flavobacterium psychrophilum* in recirculation aquaculture systems. MSc thesis, University of Guelph, 111 pp.
- IFA. (2020). GESTIS-Stoffdatenbank. Institut für Arbeitsschutz der Deutschen Gesetzlichen Unfallversicherung. <https://gestis.dguv.de/?f=templates%24fn%3Ddefault.htm%24vid%3Dgestisdeu%3Asdbdeu%243.0>, (letzter Zugriff am 06.11.2020).
- IGB (Leibniz-Institut für Gewässerökologie und Binnenfischerei). (2020). Aquakulturinfo, Chlorat und Perchlorat. <https://www.aquakulturinfo.de/chlorat-und-perchlorat>, (letzter Zugriff am 13.12.2020).
- Jaafar, R. M., Kuhn, J. A., Chettri, J. K., Buchmann, K. (2013). Comparative efficacies of sodium percarbonate, peracetic acid, and formaldehyde for control of *Ichthyobodo necator* -an ectoparasitic flagellate from rainbow trout. *Acta Ichthyologica et Piscatoria*, 43, 139-143.
- Jokumsen, A., Svendsen, L.M. (2010). Farming of freshwater rainbow trout in Denmark. DTU Aqua Report no. 219-2010, 47 pp.
- Junli, H., Li, W., Nanqi, R., Fang, M. A. (1997 a). Disinfection effect of chlorine dioxide on bacteria in water. *Water Research*, 31(3), 607-613.
- Junli, H., Li, W., Nenqi, R., Li, L. X., Fun, S. R., Guanle, Y. (1997 b). Disinfection effect of chlorine dioxide on viruses, algae and animal planktons in water. *Water Research*, 31(3), 455-460.
- Kaktcham, P. M., Temgoua, J. B., Zambou, F. N., Diaz-Ruiz, G., Wachter, C., de Lourdes Pérez-Chabela, M. (2017). Quantitative analyses of the bacterial microbiota of rearing environment, tilapia and common carp cultured in earthen ponds and inhibitory activity of its lactic acid bacteria on fish spoilage and pathogenic bacteria. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 33(2), 32.
- Kim, S. R., Park, K. H., Kim, D., Jung, S. J., Kang, S. Y., Oh, M. J. (2008). Antimicrobial effects of chemical disinfectants on fish pathogenic bacteria. *Food Science and Biotechnology*, 17(5), 971-975.
- Kitis, M. (2004). Disinfection of wastewater with peracetic acid: a review. *Environment International*, 30 (1), 47-55.
- Kheyrandish, A., Mohseni, M., Taghipour, F. (2017). Development of a method for the characterization and operation of UV-LED for water treatment. *Water Research*, 122, 570-579.
- Körting, W., Schäfer, J. W., Mock, P., Stürenberg, F. J., Lehmann, J. (2000). Amöbeninfektionen der Kiemen bei Regenbogenforellen. Tagungsband der VIII. Gemeinschaftstagung der Deutschen, Österreichischen und Schweizer Sektionen der European Association of Fish Pathologists (EAFP): 116-118.
- Kuhn, D. D., Smith, S. A., Scott, D. T., Taylor, D. P. (2017). Ozone application in aquaculture. Virginia Cooperative Extension. Virginia State University.
- Lahnsteiner, F., Weismann, T., Haunschmid, R., Licek, E. (2004). Optimierung der Behandlungsmethoden gegen Ektoparasiten bei Fischen. Projektbericht, Universität Salzburg, Abteilung für organismische Biologie, Salzburg.
- Lakeh, A. A. B., Kloas, W., Jung, R., Ariav, R. A., Knopf, K. (2013). Low frequency ultrasound and UV-C for elimination of pathogens in recirculating aquaculture systems. *Ultrasonics sonochemistry*, 20(5), 1211-1216.
- LAVES (Niedersächsisches Landesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit). (2020). Hinweise und Empfehlungen zur Desinfektion in der Fischzucht. Merkblatt. Stand März 2020. <https://www.laves.niedersachsen.de/tiere/tiergesundheit/fischgesundheit/aktuell/hinweise-und-empfehlungen-zur-desinfektion-in-der-fischzucht-166986.html>, (letzter Zugriff am 06.11.2020).
- Lawson, T. B. (1995). Fundamentals of Aquacultural Engineering. Springer Science + Business Media, Dordrecht.
- LfU (2018). Faktenblatt Ozon. Bayrisches Landesamt für Umwelt. <https://www.lfu.bayern.de/luft/doc/ozoninfo.pdf>; (letzter Zugriff am 06.11.2020).

- Liberti, L., Notarnicola, M., Petruzzelli, D. (2003). Advanced treatment for municipal wastewater reuse in agriculture. UV disinfection: parasite removal and by-product formation. *Desalination*, 152 (1-3), 315-324.
- Liltved, H., Landfald, B. (1996). Influence of liquid holding recovery and photoreactivation on survival of ultraviolet-irradiated fish pathogenic bacteria. *Water Research*, 30 (5), 1109-1114.
- Liltved, H., Hektoen, H., Efraimsen, H. (1995). Inactivation of bacterial and viral fish pathogens by ozonation or UV irradiation in water of different salinity. *Aquacultural Engineering*, 14 (2), 107-122.
- Liltved, H., Summerfelt, S. T. (2013). Ozonation and UV-Irradiation. In: Timmons, M. B., Ebeling, J. M. (2013). *Recirculating Aquaculture*. NRAC Publication No. 401-2013.
- Liltved, H., Vogelsang, C., Modahl, I., Dannevig, B. H. (2006). High resistance of fish pathogenic viruses to UV irradiation and ozonated seawater. *Aquacultural Engineering*, 34, 72-82.
- Lindenauer, K. G., Darby, J. L. (1994). Ultraviolet disinfection of wastewater: effect of dose on subsequent photoreactivation. *Water Research*, 28 (4), 805-817.
- Liu, D., Steinberg, C. E., Straus, D. L., Pedersen, L. F., Meinelt, T. (2014). Salinity, dissolved organic carbon and water hardness affect peracetic acid (PAA) degradation in aqueous solutions. *Aquacultural Engineering*, 60, 35-40.
- Liu, D., Pedersen, L. F., Straus, D. L., Kloas, W., Meinelt, T. (2017 a). Alternative prophylaxis/disinfection in aquaculture-Adaptable stress induced by peracetic acid at low concentration and its application strategy in RAS. *Aquaculture*, 474, 82-85.
- Liu, D., Straus, D. L., Pedersen, L. F., Meinelt, T. (2017 b). Pulse versus continuous peracetic acid applications: Effects on rainbow trout performance, biofilm formation and water quality. *Aquacultural Engineering*, 77, 72-79.
- Liu, D., Straus, D. L., Pedersen, L. F., Meinelt, T. (2018). Periodic bacterial control with peracetic acid in a recirculating aquaculture system and its long-term beneficial effect on fish health. *Aquaculture*, 485, 154-159.
- Loch, T. P., Faisal, M. (2017). *Flavobacterium* spp. In: Woo, P. T. K., Cipriano, R. C. (Hrsg.). *Fish viruses and bacteria. Pathobiology and protection*. CAB International, Wallingford, UK.
- Loukili, N. H., Granbastien, B., Faure, K., Guery, B., Beaucaire, G. (2006). Effect of different stabilized preparations of peracetic acid on biofilm. *Journal of Hospital Infection*, 63 (1), 70-72.
- Lumsden, J. S., Ostland, V. E., Ferguson, H. W. (1998). Use of hydrogen peroxide to treat experimentally induced bacterial gill disease in rainbow trout. *Journal of Aquatic Animal Health*, 10, 230-240.
- Luukkonen, T., Pehkonen, S. O. (2017). Peracids in water treatment: A critical review. *Critical Reviews in Environmental Science and Technology*, 47 (1), 1-39.
- Mainous, M. E., Kuhn, D. D., Smith, S. A. (2012). Efficacy of common aquaculture compounds for disinfection of *Flavobacterium columnare* and *F. psychrophilum*. *Journal of Applied Aquaculture*, 24 (3), 262-270.
- Marchand, P. A., Phan, T. M., Straus, D. L., Farmer, B. D., Stüber, A., Meinelt, T. (2012). Reduction of in vitro growth in *Flavobacterium columnare* and *Saprolegnia parasitica* by products containing peracetic acid. *Aquaculture Research*, 43 (12), 1861-1866.
- Mason, T. J., Joyce, E., Phull, S. S., Lorimer, J. P. (2003). Potential uses of ultrasound in the biological decontamination of water. *Ultrasonics Sonochemistry*, 10 (6), 319-323.
- Meinelt, T., Staaks, J., Staaks, G., Stüber, A., Bräunig, I. (2007 a). Antiparasitic effects of peracetic acid (PAA) against infective stages (theronts) of white spot disease, *Ichthyophthirius multifiliis* in vitro. *Deutsche tierärztliche Wochenschrift*, 114 (10), 384-387.
- Meinelt, T., Richert, I., Stüber, A., Bräunig, I. (2007 b). Application of peracetic acid for the treatment of juvenile sander (*Sander lucioperca*) during *Ichthyophthirius multifiliis* infestation. *Deutsche tierärztliche Wochenschrift*, 114 (7), 244-251.
- Meinelt, T., Matzke, S., Stüber, A., Pietroock, M., Wienke, A., Mitchell, A. J., et al. (2009). Toxicity of peracetic acid (PAA) to tomonts of *Ichthyophthirius multifiliis*. *Diseases of Aquatic Organisms*, 86 (1), 51-56.

- Meinelt, T., Phan, T. M., Behrens, S., Wienke, A., Pedersen, L. F., Liu, D., et al. (2015 a). Growth inhibition of *Aeromonas salmonicida* and *Yersinia ruckeri* by disinfectants containing peracetic acid. *Diseases of Aquatic Organisms*, 113 (3), 207-213.
- Meinelt, T., Liu, D., Behrens, S., Doming, A.-L. (2015 b). Endbericht: Projekt Optimierung der Wasserqualität, Wasserhygienisierung durch den Einsatz von Peressigsäure (PES) in Hohen Wangelin. In: Kühn, C. (2015): Überprüfung von Möglichkeiten zur Senkung des Frischwasserbedarfs süßwassergespeister Kaltwasserkreislaufanlagen zur Salmonidenproduktion. Abschlussbericht. Landesforschungsanstalt für Landwirtschaft und Fischerei, 57 pp.
- Meinelt, T., Bartschat, P., Wichmann, T. (2017). Fortbildungsveranstaltung für Fischhaltung und Fischzucht des Institutes für Fischerei (IFI) der Bayerischen Landesanstalt für Landwirtschaft (IfL), Starnberg, 10.-11. Januar 2017. *Fischerei & Fischmarkt in M-V*, 1, 49-53.
- Metselaar, M., Thompson, K. D., Gratacap, R. M. L., Kik, M. J., LaPatra, S. E., Lloyd, S. J., et al. (2010). Association of red-mark syndrome with a Rickettsia-like organism and its connection with strawberry disease in the USA. *Journal of Fish Diseases*, 33, 849-858.
- Mitchell, S. O., Rodger, H. D. (2011). A review of infectious gill disease in marine salmonid fish. *Journal of Fish Diseases*, 34(6), 411-432.
- Mutschmann, J., Stimmelmayer, F. (2007). Taschenbuch der Wasserversorgung. Vieweg Verlag, Wiesbaden.
- Naas, C. (2014). Organic matter removal in a free water surface wetland of a trout farm. Bachelorarbeit, Christian-Albrechts-Universität zu Kiel, 87 pp.
- Nam-Koong, H., Schroeder, J. P., Petrick, G., Schulz, C. (2016). Removal of the off-flavor compounds geosmin and 2-methylisoborneol from recirculating aquaculture system water by ultrasonically induced cavitation. *Aquacultural Engineering*, 70, 73-80.
- Nam-Koong, H., Schroeder, J. P., Petrick, G., Schulz, C. (2020). Preliminary test of ultrasonically disinfection efficacy towards selected aquaculture pathogens. *Aquaculture*, 515, 734592.
- Nardy, E. (2011). Kiemenschwellung durch Amöben bei Regenbogenforellen. *AUF AUF Fischereiiinformationen aus Baden-Württemberg*, 2, 5-7.
- Naturland. (2020). Naturland Richtlinien Ökologische Aquakultur (Stand 05/2020). <https://www.naturland.de/de/naturland/richtlinien/228-naturland/naturland-e-v/richtlinien/richtlinien-erzeugung/574-aquakultur.html>, (letzter Zugriff am 06.11.2020).
- NSW (2016). Ozone in recirculating aquaculture systems. New South Wales Department of Primary Industries – Fishing and Aquaculture, Australia. <https://www.dpi.nsw.gov.au/fishing/aquaculture/publications/water-quality-management/ozone-in-recirculating-aquaculture-systems>, (letzter Zugriff am 15.10.2020).
- OGewV (2016). Verordnung zum Schutz der Oberflächengewässer (Oberflächengewässerverordnung). Vollzitat: "Oberflächengewässerverordnung vom 20. Juni 2016 (BGBl. I S. 1373), die durch Artikel 255 der Verordnung vom 19. Juni 2020 (BGBl. I S. 1328) geändert worden ist".
- Oidtmann, B., LaPatra, S. E., Verner-Jeffreys, D., Pond, M., Peeler, E. J., Noguera, P. A., et al. (2013). Differential characterization of emerging skin diseases of rainbow trout—a standardized approach to capturing disease characteristics and development of case definitions. *Journal of Fish Diseases*, 36, 921-937.
- OStrV (2010). Verordnung zum Schutz der Beschäftigten vor Gefährdungen durch künstliche optische Strahlung (Arbeitsschutzverordnung zu künstlicher optischer Strahlung). Vollzitat: "Arbeitsschutzverordnung zu künstlicher optischer Strahlung vom 19. Juli 2010 (BGBl. I S. 960), die zuletzt durch Artikel 5 Absatz 6 der Verordnung vom 18. Oktober 2017 (BGBl. I S. 3584) geändert worden ist"
- Ormsby, M., Davies, R. (2017). *Yersinia ruckeri*. In: Woo, P. T. K., Cipriano, R. C. (Hrsg.). Fish viruses and bacteria: Pathobiology and protection. CAB International, Oxfordshire.
- Pakingking, R., Palma, P., Usero, R. (2015). Quantitative and qualitative analyses of the bacterial microbiota of tilapia (*Oreochromis niloticus*) cultured in earthen ponds in the Philippines. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 31(2), 265-275.

- Pedersen, L.-F., Jokumsen, A., Larsen, V. J. (2015). Peracetic acid products expands sanitizing, organic water treatment options. *Global Aquaculture Advocate*, 66-67.
- Pedersen, L. F., Henriksen, N. H. (2017). Semi-continuously addition of peracetic acid to a flow-through fish farm. *Journal of Cleaner Production*, 142, 2606-2608.
- Pedersen, L.-F., Meinelt, T., Straus, D. L., (2013). Peracetic acid degradation in freshwater aquaculture systems and possible practical implications. *Aquacultural Engineering* 53, 65-71.
- Pedersen, L.-F., Jokumsen, A., Larsen, V. J., Henriksen, N. H. (2014). Promising water treatment practices with peracetic acid products. Technical Note, <http://orprints.org/28340/7/28340.pdf>, (letzter Zugriff am 18.05.2018).
- Pedersen, L.-F., Pedersen, P. B., Nielsen, J. L., Nielsen, P. H. (2009). Peracetic acid degradation and effects on nitrification in recirculating aquaculture systems. *Aquaculture* 296, 246-254.
- Pedersen, P. B., von Ahnen, M., Fernandes, P., Naas, C., Pedersen, L.-F., Dalsgaard, J. (2017). Particle surface area and bacterial activity in recirculating aquaculture systems. *Aquacultural Engineering*, 78, 18-23.
- Pentair (2017). Aquatic Eco-Systems. 39. Auflage Master-Kataloge, 133 S.
- Pentair (2018). Homepage der Fa. Pentair: <https://pentairaes.com/learn-about-aquaculture/uv-technology-in-aquaculture>.
- Pilkington, N. H. (1995). Disinfection of water and wastewater by ultraviolet radiation (pp. 81-87). In: Kolarik, L. O., Priestley, A. J. (Hrsg.). Modern techniques in water and wastewater treatment. CSIRO Publishing, Australia.
- Potts, A. C., Boyd, C. E. (1998). Chlorination of channel catfish ponds. *Journal of the World Aquaculture Society*, 29(4), 432-440.
- Powell, M. D., Clark, G. A. (2004). Efficacy and toxicity of oxidative disinfectants for the removal of gill amoebae from the gills of amoebic gill disease affected Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) in freshwater. *Aquaculture Research*, 35 (2), 112-123.
- Prado, R. (2014). Use of ultrasound to control Chilean sea lice (*Caligus rogercresseyi*). Global Aquaculture Alliance's Preferred Freezer Services Global Aquaculture Innovation & Leadership Award of GAA's GOAL 2014 conference, Ho Chi Minh City Vietnam.
- Prest, E. I., Hammes, F., van Loosdrecht, M., Vrouwenvelder, J. S. (2016). Biological stability of drinking water: controlling factors, methods, and challenges. *Frontiers in Microbiology*, 7, 1-45.
- Reiser, S., Wuertz, S., Schroeder, J. P., Kloas, W., Hanel, R. (2011). Risks of seawater ozonation in recirculation aquaculture—Effects of oxidative stress on animal welfare of juvenile turbot (*Psetta maxima*, L.). *Aquatic Toxicology*, 105 (3-4), 508-517.
- Richardson, L. B., Burton, D. T., Block, R. M., Stavola, A. M. (1983). Lethal and sublethal exposure and recovery effects of ozone-produced oxidants on adult white perch (*Morone americana* Gmelin). *Water Research*, 17 (2), 205-213.
- Richtlinie 2006/25/EG des Europäischen Parlaments und des Rates vom 5. April 2006 über Mindestvorschriften zum Schutz von Sicherheit und Gesundheit der Arbeitnehmer vor der Gefährdung durch physikalische Einwirkungen (künstliche optische Strahlung).
- Richtlinie 2003/99/EG des Europäischen Parlaments und des Rates vom 17. November 2003 zur Überwachung von Zoonosen und Zoonoseerregern und zur Änderung der Entscheidung 90/424/EWG des Rates sowie zur Aufhebung der Richtlinie 92/117/EWG des Rates.
- Richtlinie 2006/88/EG des Rates vom 24. Oktober 2006 mit Gesundheits- und Hygienevorschriften für Tiere in Aquakultur und Aquakulturerzeugnisse und zur Verhütung und Bekämpfung bestimmter Wassertierkrankheiten.
- Roeske, W. (2007). Trinkwasserdesinfektion: Grundlagen, Verfahren, Anlagen, Geräte, Mikrobiologie, Chlorung, Ozonung, UV-Bestrahlung, Membranfiltration, Qualitätssicherung. 2. Auflage, Oldenbourg Industrieverlag, München.

- Roeske, W., Müller, C. (2003). Die Desinfektion von Trinkwasser mit Chlor und Chlordioxid. *Brauwelt*, 11, 287-292.
- Roberts, R. J. (2012). *Fish pathology*. Wiley-Blackwell Publishing, Chichester, UK.
- Rojas-Tirado, P. A. (2017 a). Microbial water quality within recirculating aquaculture systems. PhD thesis, Technical University of Denmark, National Institute of Aquatic Resources, Section for Aquaculture.
- Rojas-Tirado, P. A., Pedersen, P. B., Pedersen, L. F. (2017 b). Bacterial activity dynamics in the water phase during start-up of recirculating aquaculture systems. *Aquacultural Engineering*, 78, 24-31.
- Rojas-Tirado, P. A., Pedersen, P. B., Vadstein, O., Pedersen, L. F. (2018). Changes in microbial water quality in RAS following altered feed loading. *Aquacultural Engineering* 81, 80-88.
- Roselund, B. D. (1975). Disinfection of hatchery influent by ozonation and the effects of ozonated water on rainbow trout. *Aquatic applications of ozone. International Ozone Institute*, Stamford: 59-69.
- Roth, C. (2018). Calciumhypochlorit ≥ 65 %, granuliert. Sicherheitsdatenblatt gemäß Verordnung (EG) Nr. 1907/2006 (REACH), geändert mit 2015/830/EU. Überarbeitete Fassung vom 09.10.2018. <https://www.carlroth.com/>.
- Rümmler, F. (2008). Studie zur Praxiseinführung der Sauerstoffbegasung und der Ozonbehandlung sowie zur Bewertung der Emissions- und Immissionsproblematik der Forellenproduktion Brandenburg. Institut für Binnenfischerei (IfB) e.V., Potsdam-Sacrow.
- Rümmler, F., Ehrmann, F. (2016). Förderinitiative Nachhaltige Aquakultur: Modellhafte Umgestaltung und Untersuchung einer Forellen-Rinnenanlage in den neuen Bundesländern mit einer Wasser sparenden, von der fließenden Welle unabhängigen Betriebsweise im teilgeschlossenen Kreislauf. Abschlussbericht zum Forschungsvorhaben AZ 28132. Institut für Binnenfischerei e.V. Potsdam-Sacrow, 73 pp.
- Sächsische Tierseuchenkasse (2016). Jahresbericht 2016. Hinweise zum Schutz der Tierbestände vor Tierseuchen und Tierkrankheiten.
- Sähn, N., Reiser, S., Hanel, R., Focken, U. (2017). Verfügbarkeit umweltrelevanter Daten zur deutschen Süßwasseraquakultur. Thünen-Report 47, Johann-Heinrich-von-Thünen-Institut, Braunschweig.
- Sawyer, T. K., Hnath, J. G., Conrad, J. F. (1974). *Thecamoeba hoffmani* sp. n. (Amoebida: Thecamoebidae) from gills of fingerling salmonid fish. *The Journal of Parasitology*, 60, 677-682.
- Schlotfeldt, H.-J., Alderman, D. J. (1995). What should I do? A practical guide for the fresh water fish farmer. European Association of Fish Pathologists (EAFP), Aberdeen, Scotland.
- Schmidt, G. (2018). Gesunde Fische im Bruthaus. Fortbildungsveranstaltung für Fischhaltung und Fischzucht 2018. Bayrisches Landesamt für Landwirtschaft.
- Schmidt, J. G., Thompson, K. D., Padrós, F. (2018). Emerging skin diseases in aquaculture. *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists*, 38, 122-129.
- Schrader, K. K., Davidson, J. W., Rimando, A. M., Summerfelt, S. T. (2010). Evaluation of ozonation on levels of the off-flavor compounds geosmin and 2-methylisoborneol in water and rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* from recirculating aquaculture systems. *Aquacultural Engineering*, 43 (2), 46-50.
- Schreckenbach, K. (2010). Gesundheit und Hygiene – Basis für Wachstum. In: Schmidt-Puckhaber, B., Müller-Belecke, A., Rümmler, F., Schreckenbach, K., Hinz, V. (Hrsg.) *Fisch vom Hof?!*. DLG-Verlag, Frankfurt am Main.
- Schreckenbach, K., Steffens, W., Zobel, H. (1987). Technologien, Normen und Richtwerte der Fischproduktion. Institut für Binnenfischerei, Berlin-Friedrichshagen.
- Schreiner, G., Bube, I., Schwabe, H. (1999). Neue Aspekte zur Peressigsäure – Desinfektion. *Fleischmagazin* 6, 13-17.
- Schroeder, J. P., Croot, P. L., Von Dewitz, B., Waller, U., Hanel, R. (2011). Potential and limitations of ozone for the removal of ammonia, nitrite, and yellow substances in marine recirculating aquaculture systems. *Aquacultural Engineering*, 45 (1), 35-41.

- Schubiger, C., Segner, H., Wahli, T. (2003). PKD: Die Proliferative Nierenerkrankung bei Fischen. *Schweizer Archiv für Tierheilkunde* 145, 471-481.
- Selma, M. V., Allende, A., López-Gálvez, F., Conesa, M. A., Gil, M. I. (2008). Disinfection potential of ozone, ultraviolet-C and their combination in wash water for the fresh-cut vegetable industry. *Food Microbiology*, 25 (6), 809-814.
- Setareh, P., Khezri, S. M., Hossaini, H., Pirsaeheb, M. (2020). Coupling effect of ozone/ultrasound with coagulation for improving NOM and turbidity removal from surface water. *Journal of Water Process Engineering*, 37, 1004-1009.
- Sharrer, M. J., Summerfelt, S. T., Bullock, G. L., Gleason, L. E., Taeuber, J. (2005). Inactivation of bacteria by using ultraviolet irradiation in a recirculating salmonid culture system. *Aquacultural Engineering*, 33, 135-149 S.
- Silva, J., Laranjeira, A., Serradeiro, R., Santos, M. A., Pacheco, M. (2011). Ozonated seawater induces genotoxicity and hematological alterations in turbot (*Scophthalmus maximus*) – Implications for management of recirculation aquaculture systems. *Aquaculture*, 318 (1-2), 180-184.
- Smail, D. A., Grant, R., Simpson, D., Bain, N., Hastings, T. S. (2004). Disinfectants against cultured Infectious Salmon Anaemia (ISA) virus: the virucidal effect of three iodophors, chloramine T, chlorine dioxide and peracetic acid/hydrogen peroxide/acetic acid mixture. *Aquaculture*, 240, 29-38.
- Song, W., O’Shea, K. E. (2007). Ultrasonically induced degradation of 2-methylisoborneol and geosmin. *Water Research*, 41(12), 2672-2678.
- Spiliotopoulou, A., Rojas-Tirado, P., Chhetri, R. K., Kaarsholm, K. M., Martin, R., Pedersen, P. B., et al. (2018). Ozonation control and effects of ozone on water quality in recirculating aquaculture systems. *Water Research*, 133, 289-298.
- Srikanth, B. (1995). The basic benefits of ultraviolet technology. *Water Conditioning Purification*, 26-27.
- Srisuksomwong, P., Whangchai, N., Yagita, Y., Okada, K., Peerapornpisal, Y., Nomura, N. (2011). Effects of ultrasonic irradiation on degradation of microcystin in fish ponds. *International Journal of Agriculture and Biology*, 13(1).
- Starliper, C. E., Schill, W. B. (2011). Flavobacterial diseases: Columnaris disease, coldwater disease and bacterial gill disease. In: Woo, P. T. K., Bruno, D. W. (Hrsg.). *Fish diseases and disorders*. CAB International, Oxfordshire.
- Straus, D. L., Meinelt, T. (2009). Acute toxicity of peracetic acid (PAA) formulations to *Ichthyophthirius multifiliis* theronts. *Parasitology Research*, 104 (5), 1237-1241.
- Straus, D. L., Meinelt, T., Farmer, B. D., Mitchell, A. J. (2012). Peracetic acid is effective for controlling fungus on channel catfish eggs. *Journal of Fish Diseases*, 35 (7), 505-511.
- Sudová, E., Straus, D. L., Wienke, A., Meinelt, T. (2010). Evaluation of continuous 4-day exposure to peracetic acid as a treatment for *Ichthyophthirius multifiliis*. *Parasitology Research*, 106 (2), 539-542.
- Sullivan, P. K., Bourke, R. E., Sullivan, C. J. (2002). U.S. Patent No. 6,402,965. Washington, DC: U.S. Patent and Trademark Office.
- Summerfelt, S. T. (2003). Ozonation and UV irradiation – an introduction and examples of current applications. *Aquacultural Engineering*, 28, 21-36.
- Summerfelt, S. T., Sharrer, M. J., Hollis, J., Gleason, L. E., Summerfelt, S. R. (2004). Dissolved ozone destruction using ultraviolet irradiation in a recirculating salmonid culture system. *Aquacultural Engineering*, 32 (1), 209-223.
- Summerfelt, S., Bebak-Williams, J., Fletcher, J., Carta, A., Creaser, D. (2008). Description and assessment of the surface water filtration and ozone treatment system at the Northeast Fishery Center. *American Fisheries Society Symposium*, 97-121.

- Summerfelt, S. T., Sharrer, M. J., Tsukuda, S. M., Gearheart, M. (2009). Process requirements for achieving full-flow disinfection of recirculating water using ozonation and UV irradiation. *Aquacultural Engineering*, 40(1), 17-27.
- Suslick, K. S. (1990). Sonochemistry. *Science*, 247, 1439-1445.
- Svecevičius, G., Šyvokienė, J., Stasiūnaitė, P., Mickėnienė, L. (2005). Acute and chronic toxicity of chlorine dioxide (ClO₂) and chlorite (ClO₂⁻) to rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Environmental Science and Pollution Research*, 12(5), 302-305.
- TierGesG (2013). Gesetz zur Vorbeugung vor und Bekämpfung von Tierseuchen. Vollzitat: "Tiergesundheitsgesetz in der Fassung der Bekanntmachung vom 21. November 2018 (BGBl. I S. 1938), das zuletzt durch Artikel 100 des Gesetzes vom 20. November 2019 (BGBl. I S. 1626) geändert worden ist" Stand: Neugefasst durch Bek. v. 21.11.2018 I 1938; zuletzt geändert durch Art. 100 G v. 20.11.2019 I 1626.
- TierSeuchAnzV (1991). Verordnung über anzeigepflichtige Tierseuchen. Vollzitat: "Verordnung über anzeigepflichtige Tierseuchen in der Fassung der Bekanntmachung vom 19. Juli 2011 (BGBl. I S. 1404), die zuletzt durch Artikel 4 der Verordnung vom 31. März 2020 (BGBl. I S. 752) geändert worden ist".
- Timmons, M. B., Ebeling, J. M. (2013). Recirculating Aquaculture. *NRAC Publication* No. 401-2013.
- Tipping, J. M. (1988). Ozone control of ceratomyxosis: survival and growth benefits to steelhead and cutthroat trout. *The Progressive Fish-Culturist*, 50(4), 202-210.
- TrinkwV (2001). Verordnung über die Qualität von Wasser für den menschlichen Gebrauch (Trinkwasserverordnung). Vollzitat: "Trinkwasserverordnung in der Fassung der Bekanntmachung vom 10. März 2016 (BGBl. I S. 459), die zuletzt durch Artikel 99 der Verordnung vom 19. Juni 2020 (BGBl. I S. 1328) geändert worden ist".
- UBA (2011). Gesundheitliche Bewertung von Trichloramin in der Hallenbadluft. *Bundesgesundheitsblatt*, 54, 997-1004.
- UBA (2019). Bekanntmachung der Liste der Aufbereitungsstoffe und Desinfektionsverfahren gemäß § 11 der Trinkwasserverordnung – 21. Änderung – (Stand: Dezember 2019). Umweltbundesamt.
- US EPA (1999). Wastewater Technology Fact Sheet, EPA 832-F-99-064. <https://www3.epa.gov/npdes/pubs/uv.pdf> (letzter Zugriff am 30.08.2018).
- Vang, Ó. K., Corfitzen, C. B., Smith, C., Albrechtsen, H. J. (2014). Evaluation of ATP measurements to detect microbial ingress by wastewater and surface water in drinking water. *Water Research*, 64, 309-320.
- Vander Laan, G. (2012). Ultraviolet light disinfection systems. Determining system dose delivery. *Hatchery International*, 3/4, 20-21.
- Verner-Jeffreys, D., Algoet, M., Feist, S., Bateman, K., Peeler, E., Branson, E. (2006). Studies on red mark syndrome. *Finfish News*, 1, 19-22.
- Verner-Jeffreys, D. W., Pond, M. J., Peeler, E. J., Rimmer, G. S. E., Oidtmann, B., Way, K., et al. (2008). Emergence of cold water strawberry disease of rainbow trout *Oncorhynchus* (sic!) *mykiss* in England and Wales: outbreak investigations and transmission studies. *Diseases of Aquatic Organisms*, 79, 207-218.
- Villanueva, C. M., Cantor, K. P., Grimalt, J. O., Malats, N., Silverman, D., Tardon, A., et al. (2007). Bladder cancer and exposure to water disinfection by-products through ingestion, bathing, showering, and swimming in pools. *American Journal of Epidemiology*, 165, 148-156.
- von Ahnen, M. (2012). Cleaning efficiency of a constructed wetland in connection with a Danish model trout farm. Masterarbeit, Universität Rostock, 86 pp.
- von Gunten, U. (2003). Ozonation of drinking water: Part II. Disinfection and by-product formation in presence of bromide, iodide or chlorine. *Water Research*, 37 (7), 1469-1487.
- Wakabayashi, H., Huh, G. J., Kimura, N. (1989). *Flavobacterium branchiophila* sp. nov., a causative agent of bacterial gill disease of freshwater fishes. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 39, 213-216.

- Wallhäuser, K. H. (1995). Praxis der Sterilisation, Desinfektion, Konservierung, Keimidentifizierung, Betriebshygiene. Thieme Verlag, Stuttgart.
- Wedemeyer, G. A. (1996). Physiology of fish in intensive culture systems. Champell & Hall, New York.
- Wedemeyer, G. A., Nelson, N. C. (1977). Survival of two bacterial fish pathogens (*Aeromonas salmonicida* and the enteric redmouth bacterium) in ozonated, chlorinated, and untreated waters. *Journal of the Fisheries Board of Canada*, 34 (3), 429-432.
- Wedemeyer, G. A., Nelson, N. C., Yasutake, W. T. (1979). Potentials and limits for the use of ozone as a fish disease control agent. *Ozone: Science & Engineering*, 1 (4), 295-318.
- Wedemeyer, G. A. (1996). Physiology of fish in intensive culture systems. Champell & Hall, New York.
- WHG (2009). Gesetz zur Ordnung des Wasserhaushalts (Wasserhaushaltsgesetz). Vollzitat: "Wasserhaushaltsgesetz vom 31. Juli 2009 (BGBl. I S. 2585), das zuletzt durch Artikel 1 des Gesetzes vom 19. Juni 2020 (BGBl. I S. 1408) geändert worden ist".
- Wieland, A. (2003). Versuchsreihen mit Ozon in der Fischzucht (unveröffentlichter Bericht). Ozomatic Wasseraufbereitungsgeräte GmbH, Baunatal.
- Wilde, E. W., Soracco, R. J., Mayack, L. A., Shealy, R. L., Broadwell, T. L., Steffen, R. F. (1983). Comparison of chlorine and chlorine dioxide toxicity to fathead minnows and bluegill. *Water Research*, 17(10), 1327-1331.
- WM aquatec (2019). Sicherheitsdatenblatt gemäß 1907/2006/EG, Artikel 31, Version 2. DEXDA® (Wässrige Chlordioxidlösung).
- Wolber, J. E. (2004). Möglichkeiten der alternativen arzneimittelfreien Bekämpfung des fischpathogenen Trematoden *Bucephalus polymorphus* Baer, 1827 (Trematoda: Bucephalidae). Inaugural Dissertation, Freie Universität Berlin, Institut für Parasitologie und internationale Tiergesundheit, Fachbereich Veterinärwesen, 171 pp.
- Wolber, J. E., Pietrock, M. (2004). Ultrasonic water treatment as an alternative means of controlling fish mortality caused by *Bucephalus polymorphus* cercariae. *Bulletin-of the European Association of Fish Pathologists*, 24(3), 153-160.
- Wold, P. A., Holan, A. B., Øie, G., Attramadal, K., Bakke, I., Vadstein, O., et al. (2014). Effects of membrane filtration on bacterial number and microbial diversity in marine recirculating aquaculture system (RAS) for Atlantic cod (*Gadus morhua* L.) production. *Aquaculture*, 422, 69-77.
- Wu, T. Y., Guo, N., Teh, C. Y., Hay J. X. W. (2013). Advances in ultrasound technology for environmental remediation. Springer, New York, 5-12.
- Wurtsbaugh, W. A., Tapia, R. A. (1988). Mass mortality of fishes in lake Titicaca (Peru–Bolivia) associated with the protozoan parasite *Ichthyophthirius multifiliis*. *Transactions of the American Fisheries Society*, 117 (2), 213-217.
- Yuan, Z., Ni, Y., Van Heiningen, A. R. P. (1997). Kinetics of the peracetic acid decomposition: part II: pH effect and alkaline hydrolysis. *The Canadian Journal of Chemical Engineering*, 75 (1), 42-47.
- ZH 1/474 (2005). Richtlinien für die Verwendung von Ozon zur Wasseraufbereitung. Oktober 1986. Fachausschuss „Gas und Wasser der BGZ. Aktualisierte Nachdruckfassung Oktober 2005. HVBG Hauptverband der gewerblichen Berufsgenossenschaften. Carl Heymanns Verlag, Köln, 20 pp.
- Zimba, P. V., Grimm, C. C. (2008). Ultrasound tested in channel catfish production systems. *Global Aquaculture Advocate*, 58-59.