

[JUNGE] wissenschaft

JungforscherInnen publizieren
online | **peer reviewed** | original

Verlag:
Physikalisch-
Technische
Bundesanstalt



Biologie &
Medizin

Keine Algenplage mehr in Teich, Aquarium und Co.

UNTERSUCHUNG EINER NEUARTIGEN
BIOLOGISCHEN FILTERVORRICHTUNG ZUR
SANIERUNG EUTROPHIERTER KLEINGEWÄSSER

Blüten von grünen Mikro- und Fadenalgen sind ein hartnäckiges Problem in überdüngten, stehenden Gewässern aller Art. In dieser Studie wurde eine neuartige biologische Filtervorrichtung entwickelt und im Labor auf ihre Tauglichkeit zur Verringerung der Nährstoffkonzentration geprüft. Die Resultate zeigen, dass das Prinzip funktioniert und die Vorrichtung mit gewissen Modifikationen als Methode zur Sanierung von Kleingewässern eingesetzt werden könnte.

DER JUNGFORSCHER



David Melillo (1998)
Kantonsschule Wettingen
CH-5430 Wettingen

Eingang der Arbeit:
10.9.2017

Arbeit angenommen:
31.10.2017



Keine Algenplage mehr in Teich, Aquarium und Co.

UNTERSUCHUNG EINER NEUARTIGEN BIOLOGISCHEN FILTERVORRICHTUNG ZUR SANIERUNG EUTROPHIERTER KLEINGEWÄSSER

1. Einleitung

1.1 Eutrophierte Gewässer

Gewässer, die eine stark erhöhte Konzentration von gelösten Nährstoffen aufweisen, werden als eutrophiert bezeichnet [1]. Phosphatlimitierte, stehende Gewässer gelten dann als eutroph, wenn sie im Jahresmittel mindestens 0,035 mg/l Phosphat enthalten. [2]

Im weiteren Sinne umfasst der Begriff auch die durch den hohen Nährstoffgehalt bedingte Massenvermehrung von einzelligem Phytoplankton, z.B. von Grünalgen, in sehr nährstoffreichen Gewässern. Wie jahrzehntelange Forschungen gezeigt haben, scheint die Konzentration des gelösten Phosphats (insbesondere jene des anorganischen Phosphats PO_4^{3-}), neben physikalischen Faktoren wie der Lichtintensität oder Temperatur, in den meisten stehenden Gewässern der limitierende stoffliche Faktor zu sein. Das bedeutet, dass in

den meisten stehenden Gewässern die Konzentration des gelösten Phosphats die größtmögliche Biomasse von Phytoplankton bestimmt, da alle anderen notwendigen Stoffe im Überfluss vorhanden sind [3]. In sehr phosphatreichen Gewässern zehrt der postmortale Abbau großer Phytoplanktonmassen dann fast allen im Wasser gelösten Sauerstoff auf, was im Extremfall zu einem Massensterben der jeweiligen Unterwasserbiozönose führen kann. [4]

Die Hauptursache der Eutrophierung von (isolierten) Kleingewässern ist heutzutage meistens Phosphat aus sogenannten diffusen Quellen. Dazu zählen z.B. undichte Kanalsysteme, überlaufendes Abwasser nach Unwetter oder Abschwemmungen von Regenwasser über befestigte Flächen, die Ausscheidungen von Wasservögeln, etc. [5].

Kleine, flache Gewässer realisieren zudem meist die höchsten Biomassen pro Volumeneinheit [6]. Ein wichtiger

Grund dafür ist einerseits, dass der Wasserkörper die ganze Zeit über zum Teil vollständig mit Licht durchflutet wird, was sehr günstig für Phytoplankton ist. Andererseits können Nährstoffe aus abgestorbenem Phytoplankton aufgrund einer fehlenden Temperaturschichtung der Gewässer nicht am Gewässergrund sedimentiert werden und stehen deswegen sofort wieder zur Biomassenproduktion zur Verfügung. Solche Gewässer erreichen oft extrem sauerstoffarme Zustände, was u. a. wiederum die Rücklösung von Phosphaten aus Sedimenten und damit ein noch ausgiebigeres Phytoplanktonwachstum begünstigt. [6]

Grundsätzlich existieren einige Konzepte zur Sanierung eutrophierter Gewässer. Namentlich sind dies z.B. sogenannte Algenrasenfilter und andere Manipulationen der Beziehungen von Lebewesen verschiedener oder gleicher Trophiestufen (Biomaniplulation), die Zugabe von chemischen Ausfällmitteln, das manuelle Abfischen von Algen oder das Abtöten des Phytoplanktons durch Algizide [5, 6]. Viele dieser Techniken führen aber nicht zu einer definitiven Entfernung der überschüssigen, im jeweiligen Gewässer gelösten Nährstoffe, sondern oftmals zu abrupten Änderungen ökologischer Gleichgewichte (z.B. die Aussetzung von algenfressendem Zooplankton) oder sind sehr aufwendig und können mitunter auch anderen, erwünschten Organismen schaden (z.B. groß angelegtes Abfischen) [7]. Deswegen setzt hier, bei der ökologisch und ökonomisch möglichst effizienten Sanierung von Kleingewässern, auch das im Rahmen dieser Arbeit entwickelte Sanierungskonzept an.

1.2 Die Monod-Beziehung

Die Wachstumsrate eines sich asexuell fortpflanzenden Mikroorganismus folgt grundsätzlich der Grundgleichung der Monod-Kinetik, wenn sich ein einziger Nährstoff limitierend verhält:

$$\mu = \mu_{\max} \cdot \frac{[S]}{K_M + [S]}$$

Wobei μ die Wachstumsrate der Mikroorganismen, μ_{max} die höchstmögliche Wachstumsrate der jeweiligen Mikrobenpezies, K_m (manchmal auch K_s) die Substratkonzentration, bei der die Mikroben die halbmaximale Wachstumsrate erreichen und $[S]$ die Konzentration des Substrats im umgebenden Medium ist [8]. Bei Phosphat beträgt K_m bei den meisten Grünalgen $50 \mu\text{g PO}_4^{3-}/\text{l}$ [9]. Die Monod-Beziehung ist das formalisierte, theoretische Prinzip, auf dem das hier vorgelegte Sanierungskonzept beruht: Je weniger gelöstes Phosphat in einem phosphatlimitierten Gewässer vorhanden ist, desto weniger heftig sollte das Algenwachstum darin ausfallen.

1.3 Bestehende Konzepte zur Sanierung eutrophierter Kleingewässer

Algenrasenfilter (ARF), die ursprünglich zur Sanierung von Abwasser entwickelt wurden, können auch für die Sanierung überdüngter (Klein-)Gewässer eingesetzt werden. Die Phosphatelimination erfolgt durch gewässereigene Mikro- und Fadenalgen. Das Wasser eines Gewässers wird in ein sonnenexponiertes, separates flaches Becken gepumpt, dort über ein Gitter geleitet und einige Zeit dort belassen. Die Idee ist, dass sich auf dem Gitter Algen ansetzen, nach einiger Zeit abgeerntet werden und somit Nährstoffe dauerhaft aus dem Teich entfernt werden können. Nach einiger Zeit wird das Wasser wieder in den Teich zurückgeleitet. Das System wurde während der vergangenen Jahre auch an der ETH Zürich sowie der Hochschule Wädenswil (CH) zur Sanierung von Schwimmteichen erprobt, mit durchgezogenen Ergebnissen. [13, 19]

Ein anderes Beispiel für die Sanierung von Kleingewässern unter Verwendung von Mikroorganismen sind sogenannte Starterbakterien. Solche kommerzielle Bakterienmischungen werden entweder beim Anlegen eines neuen Teiches direkt ins Wasser gegeben oder auf der Oberfläche eines elektrischen Teichfilters angesiedelt. Der Grund für dieses Vorgehen ist die Annahme, dass

ein Gartenteich zu Beginn noch zu wenige verschiedene Mikroorganismen enthält, die den Nährstoffgehalt des Teiches regulieren könnten. Die Starterbakterien reinigen das Wasser, indem sie schädliche Stoffe wie Phosphat, Ammoniak und Nitrit, die bei Zersetzungsprozessen von abgestorbenen Pflanzenresten, Fischfutter und Kot entstehen, umwandeln und somit übermäßiges Algenwachstum verhindern. Der Prozess ist nur begrenzt steuerbar [20].

1.4 Eigenes Konzept zur Sanierung eutrophierter Kleingewässer

Das grundlegende Prinzip des im Rahmen dieser Arbeit entwickelten Gewässersanierungskonzepts basiert auf der Konkurrenz von Phytoplankton um essenzielle Nährstoffe. Durch die Wand eines transparenten Plexiglasrohrstücks und durch die beiden an den Rohrstückenden befestigten, für Wasser und Nährstoffe durchlässigen Membranfilter soll eine Population der grünen Mikroalge *Chlorella vulgaris* eingeschlossen werden. So soll getestet werden, wie effizient eine Population von *Chlorella* in der Filtervorrichtung Phosphat aus einem umgebenden eutrophierten Modellgewässer eliminieren kann. Des Weiteren soll getestet werden, wie eine zweite Algenpopulation in diesem Modellgewässer auf den Phosphatentzug reagiert.

Die einzellige Grünalge *Chlorella vulgaris* ist ca. 5 bis 10 Mikrometer groß und wurde aus 3 Gründen als Modellorganismus für dieses Projekt ausgesucht.

- Sie hat eine der höchsten Wachstumsraten aller bekannten Grünalgen.
- Sie ist sehr anspruchslos, was sie auch für die kommerzielle Nutzung als Nahrungsmittel interessant macht.
- An unserer Schule sind bereits diverse *Chlorella*-Kulturen vorhanden [10].

Sofern andere Algenspezies im jeweiligen Einsatzmedium, sprich im eutrophierten Problemgewässer, besser wachsen, kann die Filtervorrichtung auch mit jenen Algen befüllt werden, nachdem diese zuvor kultiviert wurden.

2. Material und Methoden

2.1 Bau der Filtervorrichtungen

In ein Rohrstück aus transparentem Plexiglas mit einem Durchmesser von 60 mm, einer Länge von 53 mm und einer Dicke von 5 mm wurde ein Loch mit einem Durchmesser von 5 mm gebohrt. Die beiden Öffnungen der Rohrstücke wurden anschließend mit je einem kreisförmigen Stück eines Membranfilters aus Cellulosenitrat und -acetat überzogen, welches jeweils mittels einer silikonähnlichen, lösungsmittelfreien Dichtungsmasse namens GYSO Polyflex 444 an den Rohrenden befestigt wurde (siehe [Abb. 1](#)). Die Membranfilter, hergestellt von der Firma *Hahnemühle*, hatten eine Porengröße von 0,2 Mikrometern. Die ganze Prozedur wurde anschließend mit 5 weiteren Rohrstücken mit denselben Maßen wiederholt.

2.2 Herstellung des Kulturmediums und Kultivierung der Algen

Zur Simulation eutrophierter, phosphatlimitierter Gewässer wurde in einen Liter entionisiertes Wasser 0,5 ml des phosphat- und nitratfreien Komplett-Düngers *ProFito* gegeben, was der fünffachen Menge der empfohlenen wöchentlichen Dosis zur Zucht von Aquarienpflanzen entspricht [11]. Anschließend wurde dieses Kulturmedium mit den Stoffen Kaliumnitrat, Kalziumchlorid, Natriumhydrogencarbonat und Magnesiumsulfat angereichert, sodass die Nitratkonzentration schließlich 50 mg/l, die Calciumkonzentration 50 mg/l, die Sulfatkonzentration 40 mg/l und die Hydrogencarbonatkonzentration mindestens 36 mg/l betrug. In diesem Kulturmedium wurden dann sowohl die für die



Abb. 1: Zwei Filtervorrichtungen. Bei der rechten Vorrichtung ist die 5-mm-Öffnung zu erkennen. Durch diese werden die Vorrichtungen mit Algen und Medium befüllt.



späteren Experimente benötigten Algenkulturen kultiviert als auch die eigentlichen Experimente durchgeführt. Das limitierende Phosphat wurde jeweils noch separat dazugegeben.

Zur Algenkultivierung wurden zunächst neun Bechergläser mit jeweils 250 ml des Kulturmediums befüllt und dann jeweils 3 ml Flüssigkeit aus einer einen Monat alten Vorkultur der 5 Mikrometer großen Grünalge *Chlorella vulgaris* hinzugegeben. Schließlich wurde den neu angelegten Algenkulturen so viel Phosphat aus einer 500 mg/l Dinatriumhydrogenphosphat-Dodecahydrat-Stammlösung zugegeben, dass die PO_3^{4-} -Konzentration jeweils 0,3 mg/l entsprach. Die Algenkulturen wurden mit durchlöcherter Klarsichtfolie überzogen und auf einem sonnenexponierten Fenstersims während 2 Wochen ruhen gelassen.

Mit der Wahl des besagten Universaldüngers und relativ großen Mengen der separat zugegebenen Stoffe, welche nicht im Dünger enthalten waren, sollte sichergestellt werden, dass jeder essenzielle Pflanzennährstoff ausreichend im Kulturmedium enthalten und Phosphat während der folgenden Experimente

der limitierende Faktor sein würde [12]. Dafür ist gemäß Literatur insbesondere ein Stoffmengenverhältnis von gelöstem Nitrat zu gelöstem Phosphat von mindestens 16:1 nötig [4].

2.3 Experimente zur Phosphateliminationsleistung der Filtervorrichtungen

Nachdem 3 weiße Blumentöpfe mit entionisiertem Wasser gründlich ausgewaschen, getrocknet und danach während 15 Minuten mit UV-Licht bestrahlt worden waren, wurden die Töpfe mit jeweils 2 Litern desselben Kulturmediums befüllt, das auch zur Kultivierung der Algen verwendet wurde. So sollten eutrophierte Kleingewässer modelliert werden.

Anschließend wurde eine der hergestellten Filtervorrichtungen über die 5-mm-Öffnung mit 16 ml aus einer der *Chlorella*-Vorkulturen befüllt, das restliche Volumen der Vorrichtung wurde mit Kulturmedium aus einem der 3 Töpfe aufgefüllt. Die Öffnung wurde dann mittels einer Dichtungsknete wasserdicht verschlossen und die Filtervorrichtung in den entsprechenden Topf gelegt.

In den zweiten Topf wurde die gleiche Menge Algen gegeben, welche sich frei im Medium verteilen konnten. Dem dritten Topf wurden keine Algen beige-mischt.

Nachdem diesen 3 Modellgewässern schließlich auch noch die entsprechende Menge Phosphatlösung hinzugefügt wurde, betrug die Phosphatkonzentration in allen Modellgewässern gemäß ersten Messungen schlussendlich ca. 0,3 mg/l.

Die 3 Modellgewässer wurden unter 2 LED-Stehlampen platziert und mit Klarsichtfolie überzogen. So ruhten die Modellgewässer während einer Woche bei Zimmertemperatur, Messungen der Phosphatkonzentration fanden in Abständen von ca. 48 Stunden jeweils zur frühen Abendzeit statt. Mit dieser Versuchsreihe sollte überprüft werden, ob und in welchem Ausmaß in den Modellgewässern eine Phosphatelimination stattfindet.

Eine zweite Versuchsreihe wurde parallel zur ersten Versuchsreihe durchgeführt. Hier wurde in eine weitere Filtervorrichtung ca. 9 Mal so viel Volumen einer Algenkultur wie in der ersten Versuchsreihe, also 125 ml, gegeben. Weitere 125 ml aus der gleichen Algenkultur wurden zur Kontrolle in einen zweiten Topf ohne Filtervorrichtung gegeben, alle anderen Versuchsbedingungen waren identisch zu denjenigen der ersten Versuchsreihe. Mit dieser Versuchsreihe sollte herausgefunden werden, ob die Phosphateliminationsleistung der Filtervorrichtungen durch eine Erhöhung der darin enthaltenen Algenbiomasse gesteigert werden kann.

2.4 Experimente zur Hemmung des Algenwachstums durch Phosphatentzug

Für eine dritte Versuchsreihe wurden 2 weitere Töpfe wiederum mit je 2 Litern Kulturmedium befüllt.

In eine weitere Filtervorrichtung wurde dann die Hälfte einer Mikroalgen-Vor-

kultur gegeben, das verbliebene Volumen der Filtervorrichtung wurde mit Kulturmedium aufgefüllt und die Vorrichtung in den entsprechenden Topf gegeben.

In den zweiten Topf wurde die andere Hälfte der besagten Vorkultur gegeben – allerdings erst, nachdem alle Algenzellen durch dreimalige Zentrifugation bei 5,4 g während jeweils 5 Minuten entfernt worden waren. So sollte sichergestellt werden, dass in beiden Ansätzen auch wirklich die gleiche Menge Nährstoffe vorhanden ist. Schließlich wurden 6 ml einer weiteren Vorkultur auf die beiden Ansätze verteilt (jeweils 3 ml direkt ins Kulturmedium).

Die Modellgewässer wurden dann unter den gleichen Umweltbedingungen und bei gleicher Start-Phosphatkonzentration wie bei allen vorherigen Versuchsreihen 25 Tage ruhen gelassen. Alle paar Tage wurde die optische Dichte der beiden Medien mittels eines Photometers bei ~480 nm bestimmt. Vor der Entnahme der ca. 1 ml Flüssigkeit zur Bestimmung der optischen Dichte wurden die Modellgewässer jeweils mittels einer Pasteur-Pipette gründlich durchmischt. Jede Messung wurde jeweils noch 2 Mal wiederholt. Mit dieser Versuchsreihe sollte überprüft werden, ob das Wachstum einer zweiten Algenpopulation außerhalb der Filtervorrichtung aufgrund des Nährstoffentzugs durch die in der Filtervorrichtung eingeschlossenen Algen, im Vergleich zu einer Kontrolle ohne Filtervorrichtung, vermindert werden kann.

Eine praktisch identische, vierte Versuchsreihe wurde nach der dritten Versuchsreihe in 2 weiteren Töpfen durchgeführt, allerdings wurde den beiden Töpfen diesmal nur halb so viel Phosphat hinzugegeben. Zudem wurde die Filtervorrichtung nach 7 Tagen aus dem entsprechenden Ansatz entfernt; so sollte das Risiko einer undichten Stelle, die sich erst mit der Zeit entwickelt, minimiert werden.

2.5 Weitere Kontrollen

Nach Abschluss der zweiten Versuchsreihe wurde ein weiterer Topf mit 2 Litern Kulturmedium und eine weitere Filtervorrichtung mit der Hälfte einer weiteren Algen-Vorkultur befüllt. Nach ersten Messungen der Extinktion des Modellgewässers bei 480,1 nm mittels eines Fotometers der Firma Vernier und der Software Logger Lite wurden dieselben Messungen in unregelmässigen Abständen während knapp 1,5 Wochen wiederholt. So sollte exemplarisch überprüft werden, ob die Filtervorrichtungen wirklich abdichtet sind.

Während mittels der algenfreien Kontrolle nicht-algenbezogene Phosphateliminationsprozesse quantifiziert werden konnten, war es damit nicht möglich, eine Phosphatausfällung z.B. als Folge der ständigen Photosyntheseaktivität der Algen auszumachen. Diese könnte den pH-Wert des Modellgewässers deutlich ansteigen lassen, was eine Phosphatausfällung mit Calcium und/oder Magnesium ermöglicht bzw. erleichtert [13]. Durch regelmässige Messung des pH-Wertes mittels pH-Messstreifen in allen algenhaltigen Modellgewässern sollte eine solche durch die Algenaktivität geförderte chemische Ausfällung nach Möglichkeit ausgeschlossen werden.

2.6 Messmethoden

Alle Phosphatmessungen wurden mit dem Miniphotometer „*Phosphate Low Range Checker*“ der Firma *Hannah Instruments* durchgeführt [14]. Dafür wurden jeweils 10 ml Flüssigkeit aus dem Modellgewässer entnommen und in eine Messküvette gegeben. Nach der Kalibrierung wurde der Probe jeweils ein abgepacktes Chemikaliengemisch zugegeben. Die so präparierte Probe wurde dann 1,5 Minuten lang geschüttelt, anschliessend wurde die Phosphatmessung durchgeführt. Jede Messung wurde danach noch 2 Mal wiederholt.

Bei der verwendeten Messmethode wird ausgenutzt, dass gelöste Phosphat-Ionen

in saurer Lösung mit Molybdat-Ionen unter Bildung von Phosphormolybdänsäure reagieren. Letztere wird dann mithilfe von Ascorbinsäure zu Molybdänblau reduziert. Die Konzentration des entstandenen Molybdänblaus, und damit die Konzentration des gelösten Phosphats kann schliesslich photometrisch bei einer Lichtwellenlänge von 880 nm bestimmt werden [15].

Bei 480 nm Wellenlänge absorbiert das Pigment Chlorophyll Licht. Dieses Pigment ermöglicht zusammen mit weiteren Pigmenten der *Chlorella*, anderen Grünalgen und -pflanzen die Photosynthese. Gemäß Lambert und Beer ist die Extinktion proportional zur Konzentration des absorbierenden Stoffes [16, 17]. Deswegen wurde die optische Dichte der Dichtheitskontrolle gemessen; sollten einige der chlorophyllhaltigen Algen aus der Filtervorrichtung ins umgebende Medium gelangt sein und sich dort vermehrt haben, dürfte sich das in einem Anstieg der Extinktion im Verlaufe der Versuchszeit bei ca. 480 nm zeigen. Bei den Versuchsreihen 3 und 4 dienten Extinktionsmessungen zudem der Charakterisierung des Wachstums der Algen außerhalb der Filtervorrichtung.

3. Resultate

3.1 Versuche zur Phosphateliminationsleistung

Die erste Versuchsreihe diente mehreren Zwecken:

- Bestimmung der Phosphateliminationsleistung der Algen in der Filtervorrichtung (bei standardisierten Bedingungen wie z.B. der Startkonzentrationen von Phosphat und Algenzellen)
- Bestimmung der Phosphateliminationsleistung der Algen außerhalb der Vorrichtung als Referenzwert,
- Bestimmung der Menge an Phosphat, welche dem Modellgewässer

durch nicht-algenbezogene Prozesse, bspw. durch chemische Ausfällung, entzogen wird.

In [Abb. 2](#) sind die aus jeweils 3 Einzelmessungen gemittelten Phosphatkonzentrationen (O-PO_4^{3-}) der beiden algenhaltigen Modellgewässer im Verlaufe einer Woche aufgeführt. Die Durchschnittswerte für die Phosphatkonzentration wurden auf $10 \mu\text{g}$ gerundet. Der Startwert für $d = 0$ wurde wie folgt bereinigt: In der algenfreien Kontrolle wurde eine Verringerung der Phosphatmenge von $0,32 \text{ mg/l}$ auf $0,21 \text{ mg/l}$ im Laufe einer Woche gemessen. Das ergibt eine Phosphatelimination von 34 %.

Der bereinigte Wert für die Start-Phosphatkonzentration ergibt sich dann dadurch, dass von der anfänglich in den beiden mit Algen befüllten Modellgewässern gemessenen Phosphatkonzentration 34 % abgezogen wurden.

Die mittlere Eliminationsleistung ergibt sich durch den Durchschnitt der Phosphateliminationsraten zwischen den einzelnen Messpunkten. Bei dieser Berechnung wurde von einer konstant linearen Elimination von einem Messpunkt zum anderen ausgegangen. Für das Modellgewässer mit Filtervorrichtung ergibt sich mit dem bereinigten Startwert ein Wert von $0,07 \text{ mg PO}_4^{3-}/\text{d}$ und für den algen-

haltigen Kontrollansatz ein Wert von $0,08 \text{ mg PO}_4^{3-}/\text{d}$. Die mittlere Phosphateliminationsleistung und auch die Phosphatmengenreduktion während einer Woche der Algenpopulation außerhalb der Filtervorrichtung waren also etwas größer als die Phosphateliminationsleistung der Algenpopulation in der Filtervorrichtung.

In beiden Modellgewässern wurde während den ersten beiden Tagen am meisten Phosphat eliminiert; danach nahm die Eliminationsrate stark (in der algenhaltigen Kontrolle um den Faktor 10) ab.

In der zweiten Versuchsreihe wurde die Phosphatelimination bei erhöhter Algenbiomasse in der Filtervorrichtung untersucht. [Abb. 3](#) zeigt die Ergebnisse. Die Startwerte wurden wieder wie in der ersten Versuchsreihe bereinigt.

Insgesamt bietet sich ein ähnliches Bild wie in der ersten Versuchsreihe, nur sank der Phosphatgehalt der algenhaltigen Kontrolle bis unter die Messgrenze, also unter $0,01 \text{ mg/l}$, und auch die Phosphatkonzentration des Modellgewässers mit Filtervorrichtung sank auf geringere Werte als in der ersten Versuchsreihe. Zusätzlich ist die mittlere Phosphateliminationsleistung der Algen in der algenhaltigen Kontrolle der zweiten Versuchsreihe deutlich höher als in allen anderen Ansätzen ($0,09 \text{ mg PO}_4^{3-}/\text{d}$), insbesondere höher als die Eliminationsleistung des Ansatzes mit den Algen in der Filtervorrichtung ($0,04 \text{ mg PO}_4^{3-}/\text{d}$).

Weiter war die Eliminationsrate des zweiten Ansatzes während der ersten paar Tage größer als während der Rest der Woche, allerdings um einen nicht ganz so großen Faktor wie in der ersten Versuchsreihe (vgl. [Abb. 3](#) und [Abb. 4](#)).

3.2 Versuche zur Wachstums- hemmung durch Phosphat- entzug

In den [Abb. 4](#) und [Abb. 5](#) ist jeweils die aus 3 Messungen gemittelte, dimensi-

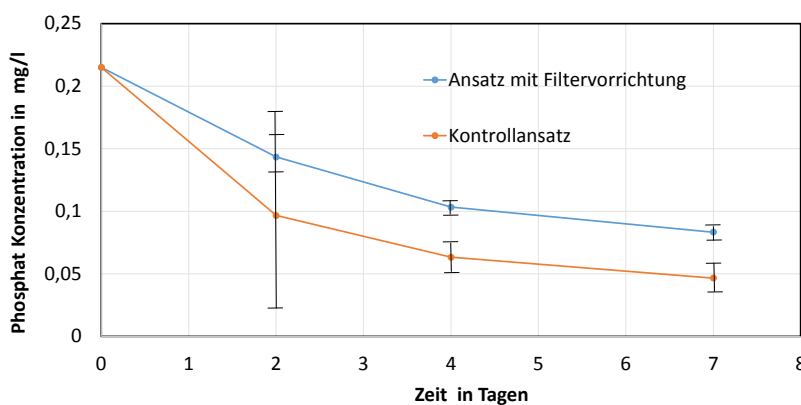


Abb. 2: Änderung der Phosphatkonzentration der ersten Versuchsreihe in einer Woche, verglichen mit der algenhaltigen Kontrolle ohne Filtervorrichtung

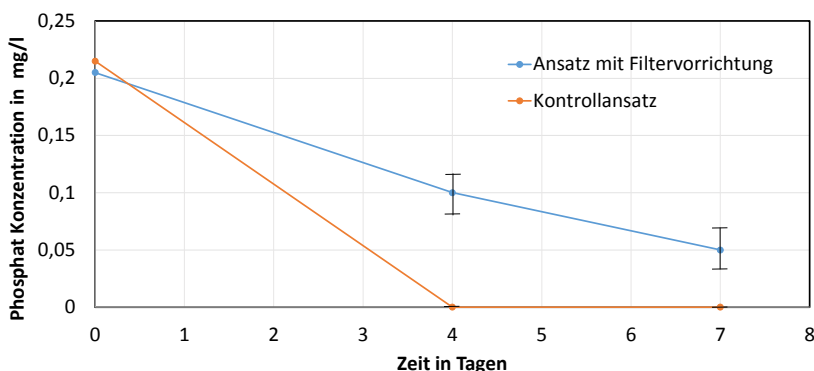


Abb. 3: Änderung der Phosphatkonzentration der zweiten Versuchsreihe mit erhöhter Algenbiomasse, verglichen mit der algenhaltigen Kontrolle ohne Filtervorrichtung

onslose Extinktion der Modellgewässer mit und ohne Filtervorrichtungen bei ~ 480 nm im Verlauf von etwas mehr als 3 Wochen aufgetragen. Die Durchschnittswerte wurden jeweils auf die dritte Nachkommastelle gerundet.

Bei hoher Start-Phosphatkonzentration (3. Versuchsreihe) hat sich die Extinktion nach anfänglichem leichtem Abfall bzw. Stagnation kontinuierlich erhöht. Sowohl die Extinktionskurve des Modellgewässers mit Filtervorrichtung als auch ohne verlaufen recht ähnlich (vgl. Abb. 5). Gegen Ende des Messzeitraums scheint der Anstieg der Extinktion beim Modellgewässer mit Filtervorrichtung zu stagnieren bzw. sich beim Kontrollversuch umzukehren. Schlussendlich lag die optische Dichte der Kontrolle etwas höher (ca. 10 %), obgleich die Extinktion des Modellgewässers mit der Filtervorrichtung darin vorher zuweilen bis zu ca. 37 % höher als in der Kontrolle war (siehe Abb. 4; Tag 11).

Bei verminderter Start-Phosphatkonzentration (4. Versuchsreihe) stieg die Extinktion nach anfänglicher Stagnation ebenfalls kontinuierlich und linear an, bevor sie in beiden Modellgewässern gegen Ende wieder abflachte (siehe Abb. 5). Einzig vom 9. auf den 10. Tag scheint die optische Dichte in beiden Modellgewässern etwas schneller zugenommen zu haben. Weiter scheint die Extinktion der Kontrolle von Beginn an stets schneller zugenommen zu haben als die Extinktion des Modellgewässers mit Filtervorrichtung. Geht man von einem linearen Anstieg der Extinktion aus, so ist die durchschnittliche Zunahme pro Zeiteinheit im Modellgewässer mit Filtervorrichtung ungefähr halb so groß wie in der Kontrolle (0,0032 Ex-

tinktionseinheiten pro Tag verglichen mit 0,0061 Extinktionseinheiten pro Tag). Bei der letzten Messung lag die Extinktion der Kontrolle um ca. 75 % höher als diejenige des Ansatzes mit der Filtervorrichtung darin.

3.3 Dichtheitskontrolle und

pH-Messungen

Die optische Dichte des Modellgewässers der Dichtheitskontrolle ist während der Messreihe weitgehend konstant geblieben. Erst am 10. Tag ließ sich eine signifikante Erhöhung der Extinktion feststellen (siehe Tab. 1). Allerdings muss

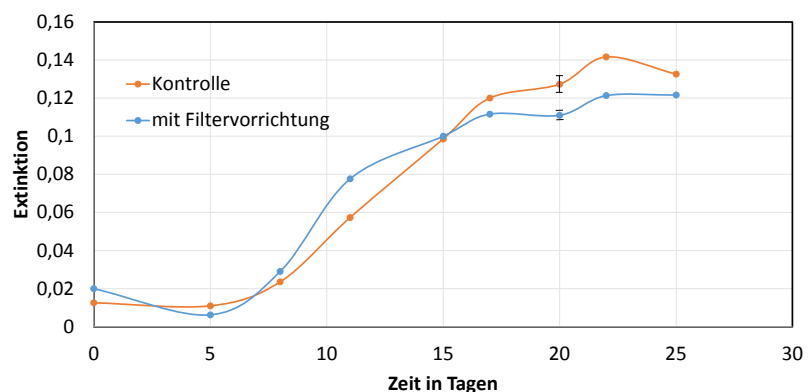


Abb. 4: Veränderung der Extinktion bei hoher Start-Phosphatkonzentration im Verlauf von 25 Tagen (3. Versuchsreihe). Die höchste verzeichnete Standardabweichung ist eingezeichnet.

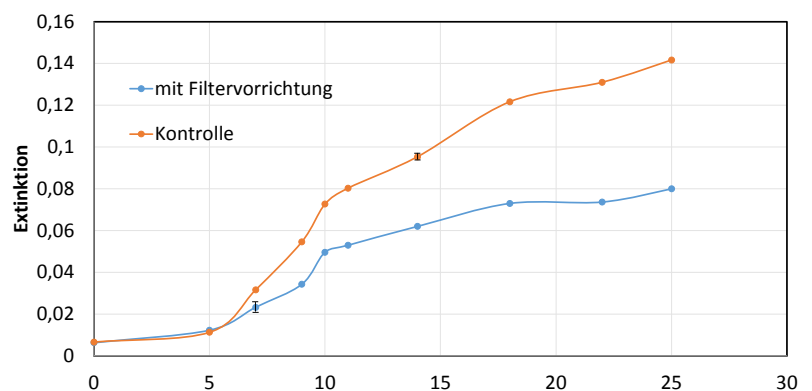


Abb. 5: Veränderung der Extinktion bei niedriger Start-Phosphatkonzentration im Verlauf von 25 Tagen (4. Versuchsreihe). Die höchste verzeichnete Standardabweichung ist eingezeichnet.

Tab. 1: Extinktion des Versuchs zur Dichtheitskontrolle

Zeit in d	0	1	4	5	7	10
Extinktion, bei ~ 480 nm	0,007	0,008	0,005	0,003	0,008	0,022

erwähnt werden, dass sich bis zum Zeitpunkt der letzten Messung am 10. Tag zahlreiche braune, pilzförmige Gebilde auf den Membranfiltern festgesetzt und auch im Medium verbreitet haben. Nichtsdestotrotz lief die Flüssigkeit nicht aus der Filtervorrichtung aus, nachdem letztere aus dem Wasser geholt und 10 Minuten stehen gelassen worden war.

Die mit den pH-Streifen durchgeführten Messungen wiesen in keinem einzigen der Modellgewässer auf starke Veränderungen des pH-Wertes hin; dieser blieb während der gesamten Versuchszeit konstant im Bereich zwischen pH 7 und 8.

4. Diskussion

4.1 Interpretation

In der ersten und zweiten Versuchsreihe war es mit den Algen in der Filtervorrichtung möglich, den Phosphatgehalt eines simulierten, eutrophierten Kleingewässers um bis zu 76 % zu senken. In entsprechenden Kontrollen ohne Filtervorrichtung, aber mit der gleichen Menge Algen, zeigte sich weiter, dass die Phosphatelimination durch das Vorhandensein einer Membran und undurchdringlichen Plexiglaswänden geringfügig gebremst wird (vgl. algenhaltige Kontrollen von Versuchsreihen 1 und 2).

Weiter konnte gezeigt werden, dass durch den Nährstoffentzug tatsächlich das Wachstum einer zweiten Algenpopulation in die Filtervorrichtung umgebenden Modellgewässer gehemmt werden kann – zumindest bei einer relativ geringen Start-Phosphatkonzentration. Die Hemmwirkung zeigte sich darin, dass die optische Dichte des Modellgewässers mit Filtervorrichtung nur etwa halb so schnell anstieg als in der entsprechenden Kontrolle (vgl. Abb. 5). Schlussendlich war die Extinktion der Kontrolle entsprechend um ca. 75 % höher als diejenige des Ansatzes mit der Filtervorrichtung. Anders sieht die Situation in der

dritten Versuchsreihe mit einer höheren Start-Phosphatkonzentration von 0,3 mg/l aus. Dort konnte keine eindeutige Wachstumshemmung beobachtet werden (vgl. Abb. 4).

4.2 Unzulänglichkeiten und Fehler

Sicher wäre es nützlich gewesen, den Zeitraum der Phosphatmessungen auszuweiten, um feststellen zu können, ob und wie effektiv die Mikroalgen bei sinkender Phosphatkonzentration Phosphat aufnehmen. Aufgrund begrenzter materieller und zeitlicher Ressourcen konnte dies nicht bewerkstelligt werden. So konnte auch die Frage, ob sich durch eine Erhöhung der lebenden Algenbiomasse in den Filtervorrichtungen die Phosphatelimination beschleunigen ließe, kaum beantwortet werden. Allerdings weist die Tatsache, dass in der 2. Versuchsreihe eine größere Menge Phosphat als in der 1. Versuchsreihe eliminiert wurde, darauf hin, dass dem so ist.

Aus technischer Sicht scheint es an den Filtervorrichtungen zwei Hauptmängel zu geben: Die Dichtheit der Apparatur über einen längeren Zeitraum sowie die Anfälligkeit der Mischester-Membranfilter für den Befall durch zersetzende Organismen. Insbesondere die Ergebnisse der Dichtheitskontrolle weisen darauf hin, dass einige Algen aus der Filtervorrichtung ins umgebende Modellgewässer gelangt sein könnten und sich dort vermehrt haben, obschon der Extinktionsanstieg nach einer Woche möglicherweise auch durch die erwähnten, pilzartigen Gewächse verursacht wurde.

Die besagten technischen Mängel sollten sich gut beheben lassen; beispielsweise könnten die Mischester-Membranfilter durch einen Glasfaser- oder Nylonfilter oder ein ultrafeines Metallsieb aus Edelstahl, wie es z. B. die Firma „Metallwaren-Riffert“ auf Anfrage herstellt, ersetzt werden [18]. Auch das Problem der Dichtheit könnte man mit dem

Einsatz eines Metallsiebes oder Glasfaserfilter lösen, indem man diese mit dem Plexiglas verschweißt.

4.3 Ausblick auf weitere Versuche

Für das Funktionieren der Filtervorrichtungen in der Praxis und deren Konkurrenzfähigkeit gegenüber anderen, ähnlichen Nährstofffiltern sind zwei Faktoren entscheidend: Die Geschwindigkeit mit der die Nährstoffe die Membranen passieren sowie die Phosphat-Aufnahmekapazität der Algen in den Filtervorrichtungen. Diese beiden Variablen bestimmen letztlich die Effizienz des gesamten Nährstofffilterprozesses und damit, wie effektiv das Wachstum von Algen außerhalb der Filtervorrichtungen im jeweiligen Problemgewässer gehemmt werden kann. Sie sollten deswegen optimiert werden.

Weiter wäre es wichtig zu untersuchen, wie die Algen in den hier vorgestellten Filtervorrichtungen auf plötzliche Anstiege der Phosphatkonzentration, wie es z. B. häufig nach starken Regenfällen der Fall ist, und einen regulären Tag-Nacht-Rhythmus mitsamt Temperaturschwankungen reagieren. Schließlich müsste man auch das tatsächlich durch die Algen inkorporierte Phosphat messen, um andere Eliminationsursachen, bspw. Bakterien, definitiv ausschließen zu können. Weiter sollte überprüft werden, ob durch eine Erhöhung der Biomasse tatsächlich eine erhöhte Phosphatelimination erzielt werden könnte. Des Weiteren würde es sicher Sinn machen, die permeable Oberfläche der Filtervorrichtungen drastisch zu erhöhen. Statt aber einfach eine größere Filtervorrichtung zu bauen, wäre es praktikabler, mehrere kleine Vorrichtungen in einem größeren, experimentellen Modellgewässer zu testen. So könnte z. B. ein ganzes Teichufer mit kleinen, modulartigen Filtervorrichtungen ausgekleidet werden, wodurch eine Oberflächenmaximierung möglich ist, ohne dass die Filtervorrichtungen zu viel Platz einnehmen und unangenehm auffallen würden.

5. Fazit

Die Tatsachen, dass bis zu 76 % des anfänglichen Phosphats innerhalb einer Woche mithilfe der vorgestellten Filtervorrichtungen aus einem kleinen eutrophierten Modellgewässer entfernt werden konnte und die mittlere Wachstumsrate einer zweiten Algenpopulation außerhalb der Filtervorrichtungen, verglichen mit einer Kontrolle, halbiert werden konnte, legen nahe, dass das hier getestete Gewässersanierungskonzept prinzipiell funktioniert. Deswegen würde es sich lohnen, die im Rahmen dieser Arbeit entwickelten Filtervorrichtungen, mit zersetzungsresistenteren Bauteilen ausgestattet und auch in weiteren Aspekten modifiziert, in naturnäherem Maßstab weiter zu testen. Die entsprechend modifizierten Filtervorrichtungen könnten schließlich aufgrund ihres simplen Aufbaus, ihres ökologischen und ökonomischen Designs sowie ihrer potenziell universellen Einsetzbarkeit, ergänzend oder alternativ zu anderen Gewässersanierungstechniken, als Eutrophierungspuffer z. B. in artenreichen Naturteichen, Badeteichen oder Aquarien eingesetzt werden.

Danksagung

Ich danke meinem ehemaligen Biologielehrer Daniel Margadant (Kantonschule Wettingen (CH)) und meinem Betreuer beim Wettbewerb Schweizer Jugend forscht Samuel Renggli (Eawag Dübendorf (CH)) für die fachliche Unterstützung und meiner Familie und Freunden für die moralische Unterstützung bei der Arbeit.

Literaturverzeichnis

- [1] N/A. „Eutrophierung.“ Website des Magazins Spektrum der Wissenschaft. <http://www.spektrum.de/lexikon/biologie-kompakt/eutrophierung/3958> (Letzter Zugriff am 15.10.2016).
- [2] N/A (2016). „Trophiesystem.“ Wikipedia. <https://de.wikipedia.org/wiki/Trophiesystem> (Letzter Zugriff am 15.10.2016).
- [3] Schindler, D. W. (2006). Recent advances in the understanding and management of eutrophication. In: *Limnology & Oceanography*. 51(1, part 2/N/A). S. 356–363.
- [4] Landwirtschaftskammer Salzburg (N/A). Eutrophierung: Ursachen und Massnahmen. Salzburg. S. 8, 12.
- [5] Graber, Andreas (2007). „Algenprobleme im Gartenteich – Ursachen und Lösungsansätze.“ <http://www.graf-gartenbau.ch/Schwimmteich/Algen/Ursachen%20von%20Algen.pdf> (Letzter Zugriff am 15.10.2016).
- [6] Klapper, Helmut. 1992. Eutrophierung und Gewässerschutz. Stuttgart: Gustav Fischer Verlag. Jena. S. 33, 150.
- [7] Willmitzer, H (1996). Restaurierung von Trinkwassertalsperren durch Biomanipulation. In: *Wasser & Abwasser Praxis*. 96 (2/N/A). S. 16–23.
- [8] Bützer, Peter (2006). „Monod-Kinetik.“ Unterrichtsmaterial. http://www.buetzer.info/file-admin/pb/pdf-Dateien/Monod_Kinetik.pdf (Letzter Zugriff am 15.10.2016).
- [9] Maniak, U. 2005. Hydrologie und Wasserwirtschaft: Eine Einführung für Ingenieure. Springer Verlag Heidelberg. S. 527.
- [10] N/A. „Chlorella vulgaris.“ <http://www.chlorella-vulgaris.eu/> (Letzter Zugriff am 15.10.2016)
- [11] N/A. „All-in-1 Komplettdünger.“ <https://www.qualipet.ch/p-g4143036-easylife-pro-fito-all-in-1-komplett-duenger> (Letzter Zugriff am 15.10.2016).
- [12] N/A (2016). „Nährstoff (Pflanze).“ [https://de.wikipedia.org/wiki/N%C3%A4hrstoff_\(Pflanze\)](https://de.wikipedia.org/wiki/N%C3%A4hrstoff_(Pflanze)) (Letzter Zugriff am 15.10.2016).
- [13] Brunner, Andreas (2005). Einsatz von Algenrasenfiltern zur Phosphorelimination aus Schwimmteichen. Semesterarbeit, ETH Zürich, Departement UWIS. S. 3, 4, 5, 17–19, 21.
- [14] N/A. „Phosphate Low Range Checker.“ <http://hannainst.com/hi713-phosphate-lr.html> (Letzter Zugriff am 15.10.2016).
- [15] Schumann (2013). „Photometrische Bestimmung von Phosphat.“ Unterrichtsmaterial. http://www.bsz.uni-rostock.de/uploads/media/An_Phosp.pdf (Letzter Zugriff am 15.10.2016).
- [16] N/A (2015). „Ermittlung des Chlorophyll-Gehaltes und Qualität eines Gewässers durch Photometrie.“ <http://www.schulbiologiezentrum.info/GEW%C4SSER%D6KOLOGIE/Gew%E4sser%F6kologie%20Arbeitsbl%E4tter%20WEB/Arbeitsblatt%20Chlorophyllgehalt.pdf> (Letzter Zugriff am 15.10.2016).
- [17] Wiechoczek, Dagmar (2009). „Das Lambert-Beersche Gesetz.“ <http://www.chemieunterricht.de/dc2/rk/rk-lbg.htm> (Letzter Zugriff am 15.10.2016).
- [18] N/A. „Metallwaren-Riffert.“ <http://www.metallwaren-riffert.at/> (Letzter Zugriff am 15.10.2016).
- [19] Hidber, Esther (2006). Einsatz von Algenrasenfilter zur Phosphat-Elimination aus Schwimmteichen. Semesterarbeit, Hochschule Wädenswil. S. 2.
- [20] N/A (2016). „Wissenswertes zum Einsatz von Starterbakterien in Ihrem Teich.“ Ebay-Ratgeber. <http://www.ebay.de/gds/Wissenswertes-zum-Einsatz-von-Starterbakterien-in-Ihrem-Teich-/10000000177880901/g.html> (Letzter Zugriff am 17.02.2018).

Publiziere auch Du hier!

FORSCHUNGSARBEITEN VON
SCHÜLER/INNE/N UND STUDENT/INN/EN

In der Jungen Wissenschaft werden Forschungsarbeiten von SchülerInnen, die selbstständig, z.B. in einer Schule oder einem Schülerforschungszentrum, durchgeführt wurden, veröffentlicht. Die Arbeiten können auf Deutsch oder Englisch geschrieben sein.

Wer kann einreichen?

SchülerInnen, AbiturientInnen und Studierende ohne Abschluss, die nicht älter als 23 Jahre sind.

Was musst Du beim Einreichen beachten?

Lies die [Richtlinien für Beiträge](#). Sie enthalten Hinweise, wie Deine Arbeit aufgebaut sein soll, wie lang sie sein darf, wie die Bilder einzureichen sind und welche weiteren Informationen wir benötigen. Solltest Du Fragen haben, dann wende Dich gern schon vor dem Einreichen an die Chefredakteurin Sabine Walter.

Lade die [Erstveröffentlichungserklärung](#) herunter, drucke und fülle sie aus und unterschreibe sie.

Dann sende Deine Arbeit und die Erstveröffentlichungserklärung per Post an:

Chefredaktion Junge Wissenschaft

Dr.-Ing. Sabine Walter
Paul-Ducros-Straße 7
30952 Ronnenberg
Tel: 05109 / 561508
Mail: sabine.walter@verlag-jungewissenschaft.de

Wie geht es nach dem Einreichen weiter?

Die Chefredakteurin sucht einen geeigneten Fachgutachter, der die inhaltliche Richtigkeit der eingereichten Arbeit überprüft und eine Empfehlung ausspricht, ob sie veröffentlicht werden kann (Peer-Review-Verfahren). Das Gutachten wird den Euch, den AutorInnen zugeschickt und Du erhältst gegebenenfalls die Möglichkeit, Hinweise des Fachgutachters einzuarbeiten.

Die Erfahrung zeigt, dass Arbeiten, die z.B. im Rahmen eines Wettbewerbs wie **Jugend forscht** die Endrunde erreicht haben, die besten Chancen haben, dieses Peer-Review-Verfahren zu bestehen.

Schließlich kommt die Arbeit in die Redaktion, wird für das Layout vorbereitet und als Open-Access-Beitrag veröffentlicht.

Was ist Dein Benefit?

Deine Forschungsarbeit ist nun in einer Gutachterzeitschrift (Peer-Review-Journal) veröffentlicht worden, d.h. Du kannst die Veröffentlichung in Deine wissenschaftliche Literaturliste aufnehmen. Deine Arbeit erhält als Open-Access-Veröffentlichung einen DOI (Data Object Identifier) und kann von entsprechenden Suchmaschinen (z.B. BASE) gefunden werden.

Die Junge Wissenschaft wird zusätzlich in wissenschaftlichen Datenbanken gelistet, d.h. Deine Arbeit kann von Experten gefunden und sogar zitiert werden. Die Junge Wissenschaft wird Dich durch den Gesamtprozess des Erstellens einer wissenschaftlichen Arbeit begleiten – als gute Vorbereitung auf das, was Du im Studium benötigst.

Richtlinien für Beiträge

FÜR DIE MEISTEN AUTOR/INN/EN IST DIES DIE ERSTE WISSENSCHAFTLICHE VERÖFFENTLICHUNG. DIE EINHALTUNG DER FOLGENDEN RICHTLINIEN HILFT ALLEN – DEN AUTOR/INNEN/EN UND DEM REDAKTIONSTEAM

Die Junge Wissenschaft veröffentlicht Originalbeiträge junger AutorInnen bis zum Alter von 23 Jahren.

- Die Beiträge können auf Deutsch oder Englisch verfasst sein und sollten nicht länger als 15 Seiten mit je 35 Zeilen sein. Hierbei sind Bilder, Grafiken und Tabellen mitgezählt. Anhänge werden nicht veröffentlicht. Deckblatt und Inhaltsverzeichnis zählen nicht mit.
- Formulieren Sie eine eingängige Überschrift, um bei der Leserschaft Interesse für Ihre Arbeit zu wecken, sowie eine wissenschaftliche Überschrift.
- Formulieren Sie eine kurze, leicht verständliche Zusammenfassung (maximal 400 Zeichen).
- Die Beiträge sollen in der üblichen Form gegliedert sein, d. h. Einleitung, Erläuterungen zur Durchführung der Arbeit sowie evtl. Überwindung von Schwierigkeiten, Ergebnisse, Schlussfolgerungen, Diskussion, Liste der zitierten Literatur. In der Einleitung sollte die Idee zu der Arbeit beschrieben und die Aufgabenstellung definiert werden. Außerdem sollte sie eine kurze Darstellung schon bekannter, ähnlicher Lösungsversuche enthalten (Stand der Literatur). Am Schluss des Beitrages kann ein Dank an Förderer der Arbeit, z. B. Lehrer und Sponsoren, mit vollständigem Namen angefügt werden. Für die Leser kann ein Glossar mit den wichtigsten Fachausdrücken hilfreich sein.
- Bitte reichen Sie alle Bilder, Grafiken und Tabellen nummeriert und zusätzlich als eigene Dateien ein. Bitte geben Sie bei nicht selbst erstellten Bildern, Tabellen, Zeichnungen, Grafiken etc. die genauen und korrekten Quellenangaben an (siehe auch [Erstveröffentlichungserklärung](#)). Senden Sie Ihre Bilder als Originaldateien oder mit einer Auflösung von mindestens 300 dpi bei einer Größe von 10 · 15 cm! Bei Grafiken, die mit Excel erstellt wurden, reichen Sie bitte ebenfalls die Originaldatei mit ein.
- Vermeiden Sie aufwendige und lange Zahlentabellen.
- Formelzeichen nach DIN, ggf. IUPAC oder IUPAP verwenden. Gleichungen sind stets als Größengleichungen zu schreiben.
- Die Literaturliste steht am Ende der Arbeit. Alle Stellen erhalten eine Nummer und werden in eckigen Klammern zitiert (Beispiel: Wie in [12] dargestellt ...). Fußnoten sieht das Layout nicht vor.
- Reichen Sie Ihren Beitrag sowohl in ausgedruckter Form als auch als PDF

ein. Für die weitere Bearbeitung und die Umsetzung in das Layout der Jungen Wissenschaft ist ein Word-Dokument mit möglichst wenig Formatierung erforderlich. (Sollte dies Schwierigkeiten bereiten, setzen Sie sich bitte mit uns in Verbindung, damit wir gemeinsam eine Lösung finden können.)

- Senden Sie mit dem Beitrag die [Erstveröffentlichungserklärung](#) ein. Diese beinhaltet im Wesentlichen, dass der Beitrag von dem/der angegebenen AutorIn stammt, keine Rechte Dritter verletzt werden und noch nicht an anderer Stelle veröffentlicht wurde (außer im Zusammenhang mit **Jugend forscht** oder einem vergleichbaren Wettbewerb). Ebenfalls ist zu versichern, dass alle von Ihnen verwendeten Bilder, Tabellen, Zeichnungen, Grafiken etc. von Ihnen veröffentlicht werden dürfen, also keine Rechte Dritter durch die Verwendung und Veröffentlichung verletzt werden. Entsprechendes [Formular](#) ist von der Homepage www.junge-wissenschaft.ptb.de herunterzuladen, auszudrucken, auszufüllen und dem gedruckten Beitrag unterschrieben beizulegen.
- Schließlich sind die genauen Anschriften der AutorInnen mit Telefonnummer und E-Mail-Adresse sowie Geburtsdaten und Fotografien (Auflösung 300 dpi bei einer Bildgröße von mindestens 10 · 15 cm) erforderlich.
- Neulingen im Publizieren werden als Vorbilder andere Publikationen, z. B. hier in der Jungen Wissenschaft, empfohlen.

Impressum

[JUNGE]
wissenschaft



Junge Wissenschaft

c/o Physikalisch-Technische
Bundesanstalt (PTB)
www.junge-wissenschaft.ptb.de

Redaktion

Dr. Sabine Walter, Chefredaktion
Junge Wissenschaft
Paul-Ducros-Str. 7
30952 Ronnenberg
E-Mail: sabine.walter@verlag-jungewissenschaft.de
Tel.: 05109 / 561 508

Verlag

Dr. Dr. Jens Simon,
Pressesprecher der PTB
Bundesallee 100
38116 Braunschweig
E-Mail: jens.simon@ptb.de
Tel.: 0531 / 592 3006
(Sekretariat der PTB-Pressestelle)

Design & Satz

Sabine Siems
Agentur „proviele werbung“
E-Mail: info@proviele-werbung.de
Tel.: 05307 / 939 3350

