

Masterarbeit

Aufbau, Inbetriebnahme und Kultivierungsversuche von Mikroalgen in einem Forschungsphotobioreaktor

Vorgelegt von:

Lena-Maria Badstöber
01235317

Betreuer/Gutachter:

Ass.Prof. Dipl.-Ing. Dr.mont. Markus Ellersdorfer

Leoben, 04.09.2018

EIDESSTATTLICHE ERKLÄRUNG

Ich erkläre an Eides statt, dass ich die vorliegende Masterarbeit/Bachelorarbeit selbständig und ohne fremde Hilfe verfasst, andere als die angegebenen Quellen und Hilfsmittel nicht benutzt und die den benutzten Quellen wörtlich und inhaltlich entnommenen Stellen als solche erkenntlich gemacht habe.

AFFIDAVIT

I declare in lieu of oath, that I wrote this thesis and performed the associated research myself, using only literature cited in this volume.

Datum

Unterschrift

DANKSAGUNG

Ich möchte mich an dieser Stelle sehr herzlich bei meinem Betreuer, Ass.Prof. Dipl.-Ing. Dr. mont. Markus Ellersdorfer, für die Möglichkeit dieses Projekt umzusetzen, bedanken. Durch seine Ratschläge und Anregungen war er eine große Unterstützung bei der Umsetzung dieser Masterarbeit.

Weiters möchte ich den Mitarbeitern im Technikum, insbesondere Herrn Mark Read und Herrn Dipl.-Ing. Jan Lubensky für ihre Hilfe bei meinen Anfängen im Technikum danken. Sie haben mir mit ihrer Erfahrung sehr oft weiter geholfen. Ebenfalls möchte ich Herrn Dipl.-Ing. Nicos Tsioutsios danken, welcher immer ein offenes Ohr für mich hatte.

Ein spezieller Dank gilt auch den Mitarbeitern der Firma ecoduna AG, welche mir die grundlegenden Herangehensweisen an die Algenzucht und die Inbetriebnahme des Photobioreaktors eröffnet haben.

Abschließend möchte ich meiner Familie ein großes Dankeschön aussprechen. Ohne ihre Unterstützung auf meinem bisherigen Lebensweg wäre dies alles nicht möglich gewesen. Ihr Glaube an mich hat mich sehr oft wieder aufgebaut. Genauso möchte ich mich gerne bei meinem Freund bedanken, der mich durch inspirierende Diskussionen oft auf neue Wege gebracht hat.

Kurzfassung

Aufbau, Inbetriebnahme und Kultivierungsversuche von Mikroalgen in einem Forschungsphotobioreaktor

Diese Arbeit befasst sich mit dem Aufbau, der Inbetriebnahme und ersten Versuchen zur Kultivierung von Mikroalgen in einem Forschungsphotobioreaktorsystem, welches in Zusammenarbeit mit der Firma ecoduna AG an der Montanuniversität Leoben geplant und aufgebaut wurde. Der installierte Photobioreaktor fasst insgesamt 135 Liter Algensuspension und besteht aus 14 vertikal angeordneten Glasröhren mit jeweils 6,5 cm Durchmesser und einer Gesamthöhe von 3,9 m. In die Glasröhren werden über einen Trägergasstrom Luftblasen eingebracht, welche für eine schlaufenförmige Durchströmung des Reaktors sorgen (Airlift).

Neben der Installation vor Ort wurde im Rahmen der Masterarbeit ein künstliches Beleuchtungssystem für den Photobioreaktor entworfen, installiert und eine umfassende Regelung sowie Aufzeichnung wichtiger Prozessparameter wie pH-Wert, CO₂-Dosierung, Beleuchtungsintensität und Reinigungszyklen programmiert (Lookout).

Im Anschluss an die Inbetriebnahme wurde in einem mehrwöchigen, durchgängigen Versuchsbetrieb die Alge *Chlorella minutissima* (Starterkultur bezogen von ecoduna) kultiviert, wobei abhängig von der Biomassekonzentration in regelmäßigen Abständen Algensuspension abgezogen wurde. Die Abtrennung der Biomasse aus der Algensuspension erfolgte über eine Flockung mit marktüblichen Flockungsmitteln und anschließender Trocknung. Bis zum Ende der Kultivierungsversuche konnten so insgesamt etwa 110 g Biomasse gewonnen werden.

Abstract

Setup, start-up and microalgae cultivation experiments in a research photobioreactor

This master's thesis deals with the setup, start-up and microalgae cultivation experiments in a research photobioreactor system which was planned and implemented in collaboration with ecoduna AG at the Montanuniversität Leoben. The installed photobioreactor contains 135 litres of algae suspension and consists of 14 vertically arranged glass tubes with a diameter of 6.5 cm each and an overall height of 3.9 m. A carrier gas flow transports air bubbles through the glass tubes, which leads to a loop shaped flow (airlift).

In addition to the setup on site, an artificial illumination system was designed and implemented and a control system as well as the logging of important process parameters like the pH value, CO₂-dosing, illumination intensity and cleaning cycles were programmed (Lookout).

After the implementation of the system, the algae *Chlorella minutissima* was cultivated over several weeks in a continuous operation (starting culture provided by ecoduna). Depending on the biomass concentration, algae suspension was harvested after distinct periods of algae cultivation. The algal biomass was separated from the harvesting solution by flocculation with commercially available flocculation agents and subsequently dried.

On the whole, 110 g biomass were produced during the cultivation experiments.

Inhaltsverzeichnis

	Seite
1 EINLEITUNG	3
2 AUFGABENSTELLUNG UND ZIELSETZUNG	4
3 THEORETISCHE GRUNDLAGEN	5
3.1 Mikrobiologische Grundlagen	5
3.1.1 Unterschied zwischen Prokaryoten und Eukaryoten	6
3.1.2 Biologisch wichtige Makromoleküle.....	7
3.1.3 Photosynthese	8
3.1.4 Wachstum und Vermehrung von Mikroorganismen.....	9
3.1.5 Mikroalgen	13
3.1.6 Grünalgen.....	13
3.1.7 Chlorella minutissima.....	14
3.1.8 Spezielle Wachstumsbedingungen der Chlorella minutissima.....	14
4 STAND DER TECHNIK	16
4.1 Verwendung von Mikroalgen	16
4.1.1 Kraftstoff	16
4.1.2 Nahrungsmittel.....	17
4.2 Reaktorarten	17
4.2.1 Open-Pond-Reaktoren.....	18
4.2.2 Rührkesselreaktor.....	19
4.2.3 Flächenreaktoren.....	20
4.2.4 Röhrenreaktoren.....	20
4.3 Nährstoffe	22
4.4 Wasserversorgung.....	22
4.5 Beleuchtung von Algenkulturen	22
4.6 Abtrennung	23
4.6.1 Flockung	23
4.6.2 Zentrifugation.....	23
4.6.3 Filtration.....	23
4.6.4 Trocknung.....	24
5 REAKTORAUFBAU	25
5.1 Anlagenaufbau.....	25

5.1.1	Wasserversorgung.....	28
5.1.2	Reinigung	29
5.1.3	pH-Messung	30
5.1.4	Durchflussmessung	30
5.1.5	Druckregelung	30
5.1.6	CO ₂ -Ventile.....	30
5.1.7	Temperaturmessung.....	30
5.1.8	Lichtmessung.....	31
5.2	Beleuchtung.....	31
5.3	Steuerung	32
5.3.1	Modularer Regler	34
5.4	Schaltschrank und Verkabelung	35
6	KULTIVIERUNG IM LABOR.....	36
7	REAKTORBETRIEB.....	38
7.1	Beimpfung des Reaktors.....	38
7.2	Nährmedium und Nährstoffüberwachung.....	38
7.3	Messung der Algenkonzentration.....	39
7.4	Routineablauf Reaktorbetrieb	41
8	BIOMASSEGEWINNUNG	43
9	ERGEBNISSE / DISKUSSION	47
9.1	Anlagen- und Raumtemperatur.....	48
9.2	pH-Wert und CO ₂ -Dosierung	50
9.3	Lichtmessung, Nährstoffüberwachung und Algenwachstum.....	52
10	ZUSAMMENFASSUNG	56
11	VERZEICHNISSE	58
11.1	Literaturverzeichnis.....	58
11.2	Abkürzungsverzeichnis	60
11.3	Tabellen.....	61
11.4	Abbildungen.....	62
ANHANG.....I

1 Einleitung

Das Thema der Mikroalgenproduktion hat in den letzten Jahrzehnten stark an Gewicht gewonnen. Der Grund dafür ist die Möglichkeit aus Algenbiomasse Treibstoff, sogenannten „Biodiesel“, zu erzeugen. Die Technologie dahinter ist allerdings bisher noch nicht auf einem Stand, der es ermöglicht, einen mit fossilem Diesel wirtschaftlich konkurrenzfähigen Treibstoff zu generieren.

Der grundsätzliche Vorteil von Treibstoffen aus Mikroalgen im Vergleich zu z.B. Biodiesel aus Raps ist jener, dass die Diskussion um „Teller oder Tank“ entschärft wird. Bei Biotreibstoffen erster und zweiter Generation stellt sich die Frage, ob es sinnvoll ist, Felder mit Raps für den alleinigen Zweck der Treibstoffproduktion zu bepflanzen, wenn auf derselben Fläche auch Lebensmittel angebaut werden können. Photobioreaktoren (PBR) zur Kultivierung von Mikroalgen können hingegen auch auf nicht landwirtschaftlich genutzten Flächen installiert werden, was einen entscheidenden Vorteil darstellt. Des Weiteren ist die flächenbezogene Biomasseausbeute bei Mikroalgen um ein Vielfaches höher als bei herkömmlichen Nutzpflanzen für die Dieselerzeugung (Petrick 2013). Zudem kann Rauchgas aus z.B. Müllverbrennungsanlagen zur CO₂-Versorgung der Algen herangezogen werden, was sich positiv auf die Energiebilanz als auch auf die Produktionskosten auswirkt. Der große Nutzen von Algentreibstoffen in Bezug auf Treibhausgasemissionen besteht darin, dass die Biomasse durch Aufnahme von CO₂ produziert wird, welches bei der Verbrennung wieder frei gesetzt wird. Theoretisch könnte so fossiles CO₂ immer wieder genutzt werden und ein geschlossener, industrieller C-Kreislauf entstehen, welcher durch das, während der Photosynthese, genutzte Sonnenlicht angetrieben wird.

Allerdings weisen Photobioreaktoren zum jetzigen Zeitpunkt größtenteils noch keine positive Energie- bzw. CO₂-Bilanz auf, weil unter anderem hohe Energiemengen für den Betrieb der Anlagen und die Trocknung der Algen aufgebracht werden müssen, welche wiederum CO₂-Emissionen verursachen (Slade und Bauen 2013).

Die Weiterentwicklung der bestehenden Technologien ist daher von entscheidender Bedeutung, damit Treibstoffe aus Algen in einigen Jahren oder Jahrzehnten zu einer echten Alternative zu fossilem Diesel werden können.

2 Aufgabenstellung und Zielsetzung

Im Rahmen eines Forschungsprojektes der OMV AG, k1-met GmbH, ecoduna AG und dem Lehrstuhl für Verfahrenstechnik des industriellen Umweltschutzes der Montanuniversität Leoben, soll ein Forschungsphotobioreaktor zur Gewinnung von Mikroalgenbiomasse in Betrieb genommen werden.

Diese Arbeit befasst sich mit dem Aufbau und der ersten Inbetriebnahme dieses Reaktors. Zusätzlich werden die theoretischen Hintergründe der Produktion von Mikroalgen, wie z.B. die mikrobiologischen Grundlagen oder der Stand der Technik von Photobioreaktoren betrachtet. Das Ziel ist die erfolgreiche Kultivierung der Alge *Chlorella minutissima* ohne weitergehende Optimierung der Kultivierungsbedingungen.

Der Reaktor wurde von der Firma ecoduna AG in Bruck an der Leitha entwickelt und zur Verfügung gestellt. Im Rahmen dieser Arbeit soll eine künstliche Beleuchtung inklusive Lichtmessung und Stromversorgung sowie ein Durchflussregelsystem für das Trägergas und die pH-gesteuerte CO₂-Dosierung hinzugefügt bzw. programmiert werden (Einbindung in Lookout). Eine Datenerfassung soll den Ablauf der Mikroalgenproduktion dokumentieren und es ermöglichen, Parameter des Algenwachstums zu erfassen sowie Kultivierungsprobleme zu erkennen, für welche in weiterer Folge Lösungen gefunden werden sollen. Ziel ist es, im Photobioreaktor über einige Wochen hinweg ein konstantes Algenwachstum zu ermöglichen. Dabei soll ein stationärer Betrieb erreicht, aufrechterhalten und dokumentiert werden. Nach dem erfolgreichen Abschluss wird der Reaktor gereinigt und für weitere Kultivierungsexperimente in anschließenden Forschungsprojekten vorbereitet. Außerdem soll eine Möglichkeit gefunden und erprobt werden, um die produzierten Mikroalgen im Labormaßstab zu entwässern und zu trocknen.

3 Theoretische Grundlagen

In diesem Kapitel werden die theoretischen Hintergründe der Kultivierung von Mikroalgen, wie z.B. die Morphologie und spezielle Kultivierungsbedingungen, erläutert.

3.1 Mikrobiologische Grundlagen

Die Zelle ist der Baustein aller Lebewesen, da sie die kleinste sich selbst vermehrende Lebensform ist. Ihre Größe hängt von verschiedenen Faktoren ab. Die Genomgröße und die Anzahl, der für die Reproduktion und den Stoffwechsel erforderlichen Enzyme, bestimmen die Mindestgröße, während das Oberflächen/Volumen-Verhältnis und die interne Diffusionsgeschwindigkeit die maximale Größe bestimmen (Munk 2008). Ganz allgemein kann zwischen Eukaryoten und Prokaryoten unterschieden werden (siehe Kapitel 3.1.1). Ihre Bestandteile werden im folgenden Abschnitt näher erläutert.

Das Cytoplasma bezeichnet die Struktur im Inneren einer Zelle. Es ist von der Zellmembran (Cytoplasmamembran) umgeben. Diese Membran isoliert die Zelle, indem sie einen freien, unkontrollierten Stoffaustausch nach außen verhindert. Außerdem ist sie an der Bildung von Zell-Zell-Kontakten beteiligt. Diese sind wichtig für die Stabilität von Zellen und Geweben. Die Struktur des Cytoplasmas hingegen ergibt sich durch das Cytoskelett, welches aus verschiedenen Arten von Fasern besteht. Die flüssigen Bestandteile des Cytoplasmas werden Cytosol genannt, in ihm sind die Organellen eingebettet. Organellen sind bestimmte Bereiche einer Zelle, wie z.B. Mitochondrien (Poeggel 2009). Der Zellkern, oder Nukleus, beinhaltet das Genom (die Erbinformation). Er wird von einer doppelwandigen Membran begrenzt, welche Stabilität verleiht (Bolsover et al.).

Mitochondrien befinden sich im Cytoplasma und dienen der aeroben Energiegewinnung. Ihre Form ist meist oval und ihre Größe reicht von 0,5 µm bis hin zu einigen µm. Sie besitzen eine doppelte Membran, von der sich die innere zur Oberflächenvergrößerung sehr stark entfaltet. Die Synthese von Adenosintriphosphat (ATP) aus Adenosindiphosphat (ADP) sowie die Respiration finden an der inneren Membran statt, in der inneren Matrix läuft der Citratzyklus ab (Poeggel 2009).

Ribosomen sind die Orte der Proteinsynthese, sie sind nicht von einer Membran umgeben (Poeggel 2009). Sie selbst bestehen aus Proteinen und Ribonukleinsäure und werden bei Eukaryoten im Kern gebildet (Fuchs et al. 2007).

Das endoplasmatische Retikulum gehört ebenfalls zu den Organellen und hat eine membranöse Struktur, welche die ganze Zelle durchzieht. Es ist ein Transport- und Speichersystem und dient der Proteinsynthese, -modifikation und -faltung (Jacobi und Partovi 2011).

Der Golgi-Apparat, benannt nach seinem Erfinder, Camillo Golgi, befindet sich in unmittelbarer Nähe zum endoplasmatischen Retikulum. Seine Aufgabe liegt darin, im Rahmen seiner vesikulären Transportprozesse Proteine zu sortieren. Er besteht aus mehreren

Membranhohlräumen, die über Vesikel (Bläschen) in einem regen Austausch stehen (Jacobi und Partovi 2011).

Chloroplasten sind nur in photosynthetisch aktiven Zellen zu finden. Sie beinhalten das Chlorophyll, welches Licht für die Photosynthese absorbiert. Da Wellenlängen des sichtbaren Lichts von 400 bis 700 nm absorbiert werden, erscheint das Molekül farbig, im Falle von Chlorophyll grün. Dabei wird in Chlorophyll A und Chlorophyll B aufgeteilt, welche sich durch ihre Seitenketten am Grundgerüst unterscheiden (Munk 2008).

Zur Fortbewegung können Geißeln bzw. Flagellen vorhanden sein. Diese ermöglichen eine schwimmende Bewegung. Sie können verteilt über die gesamte Zelloberfläche, einzeln oder als Bündel auftreten (Munk 2008).

3.1.1 Unterschied zwischen Prokaryoten und Eukaryoten

Der grundsätzliche Unterschied zwischen Prokaryoten und Eukaryoten ist jener, dass letztere einen Zellkern besitzen, welcher den Hauptteil der Erbinformation (Genom) enthält (Fuchs et al. 2007). Vertreter der Eukaryoten sind alle Grünalgen, während die sogenannten Blaualgen, auch Cyanobakterien genannt, zu den Prokaryoten zählen. Eukaryotische Zellen rangieren in einem Größenbereich von 5 µm bei Hefezellen bis zu 1 mm bei Riesenamöben und Eizellen. Im Gegensatz dazu sind prokaryotische Zellen mit einer Größe von 200 nm bis zu 5 µm wesentlich kleiner (Munk 2008).

Bei der eukaryotischen Zelle tragen die im Cytoplasma befindlichen Mitochondrien und die Chloroplasten zusätzlich ein eigenes Genom, welches dem der Prokaryoten ähnlich ist. Im Kern selbst ist das Erbgut auf mehrere Einzelstrukturen, die Chromosomen, verteilt. Bei der Zellteilung wird der charakteristische Chromosomensatz exakt dupliziert und auf die Tochterzellen vererbt, dieser Vorgang wird als Mitose bezeichnet (Fuchs et al. 2007). Eukaryotische Zellen sind meist durch interzelluläre Membranen in Kompartimente aufgeteilt (Munk 2008).

Bei der prokaryotischen Zelle hingegen liegt die DNA als ringförmig geschlossenes Molekül im Cytoplasma vor. Das Bakterienchromosom liegt als ein feinfädiges Netz vor, dieser Bereich wird als Nukleoid bezeichnet und entspricht der Kernregion. Zudem können Prokaryoten über Plasmide verfügen. Diese sind extrachromosomale DNA-Moleküle, welche keine lebenswichtigen Erbinformationen gespeichert haben, jedoch häufig für Wachstumsvorteile sorgen (Fuchs et al. 2007). Außerdem besitzen sie keine Zellorganellen wie z.B. Mitochondrien oder das endoplasmatische Retikulum. Nur in besonderen Fällen sind sie in Kompartimente aufgeteilt. Einige phototrophe Bakterien (z.B. Cyanobakterien) besitzen hingegen spezielle Membranen zur Photosynthese (Munk 2008).

In Abbildung 1 ist eine prokaryotische (Bakterien-) Zelle und zwei eukaryotische (Tier- und Pflanzen-) Zellen dargestellt. Es ist deutlich erkennbar, dass die prokaryotische Zelle sehr viel einfacher aufgebaut ist und die Erbinformation (Chromosom) im Vergleich keine eindeutige

Abgrenzung aufweist. Außerdem besitzt sie weniger subzelluläre Einschlüsse und Kompartimente (Fuchs et al. 2007).

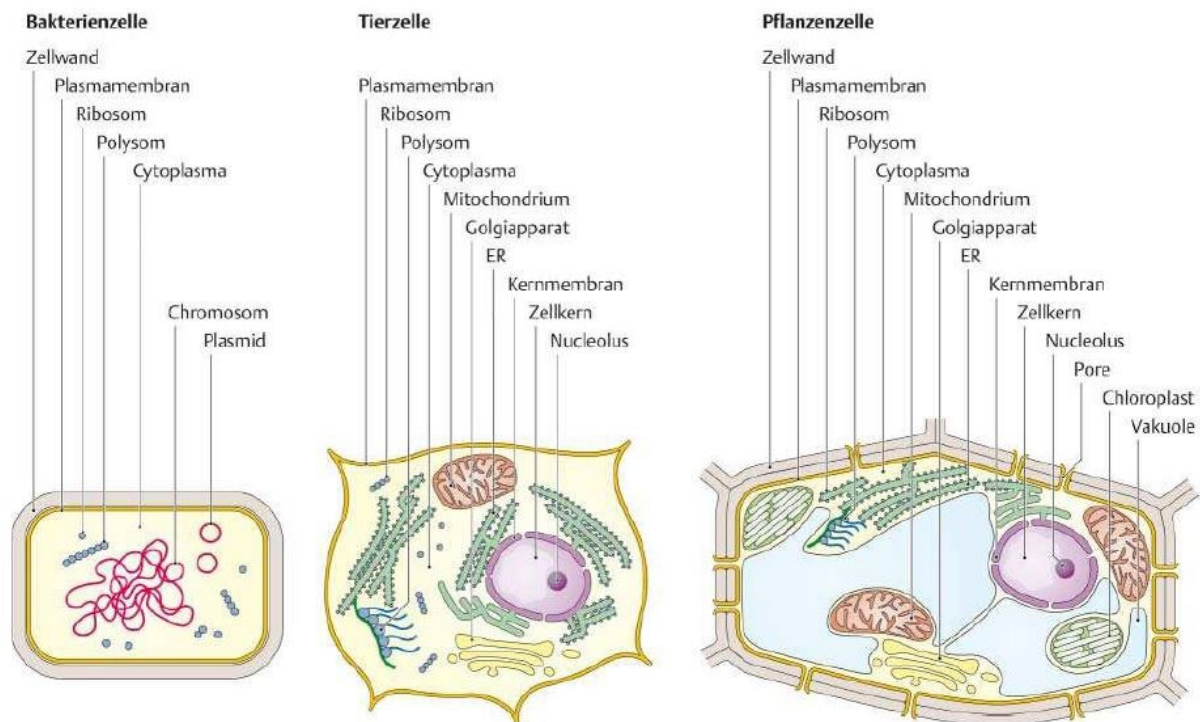


Abbildung 1 – Aufbau von Bakterienzellen im Vergleich zu Tier- und Pflanzenzellen (Fuchs et al. 2007)

3.1.2 Biologisch wichtige Makromoleküle

Die Zusammensetzung aus verschiedenen Makromolekülen ist charakteristisch für einzelne Lebewesen. Sie teilen sich auf in Strukturmoleküle (Kohlenhydrate, einige Proteine, Phospholipide, RNA), Informationsträger (DNA, RNA), Reservestoffe (Lipide, Kohlenhydrate) und Enzyme (Proteine) (Poeggel 2009).

3.1.2.1 Kohlenhydrate

Die Abteilung der Kohlenhydrate besteht aus einer Vielzahl von unterschiedlichen Molekülen, folgend werden die zwei relevantesten Gruppen, Hexosen und Pentosen, beschrieben.

Die D-Glucose ist eine Hexose, was bedeutet, dass ihre Grundstruktur aus 6 C-Atomen, welche in einem Ring angeordnet sind, besteht. Sie ist der Grundbaustein verschiedener Zucker die durch Verbindung zweier OH-Gruppen unter Abspaltung von Wasser lange Ketten bilden kann (Polymerisation). Die Hexosen können sich dabei in verzweigten (Glykogen, Stärke) oder unverzweigten (Zellulose) Ketten anordnen. Im Gegensatz zur Hexose bestehen Pentosen aus einem Ring aus 5 C-Atomen. Zwei wichtige Vertreter dieser Gruppe sind die Ribose, die ein Bestandteil der RNA ist und die 2-Desoxyribose, die ein Bestandteil der DNA ist. Pentosen polymerisieren über Phosphatbrücken zwischen OH-Gruppen (Poeggel 2009).

3.1.2.2 Lipide

Lipide sind Naturstoffe, die in Wasser unlöslich, in Lösungsmitteln jedoch löslich sind und werden häufig aus Fettsäuren gebildet. Fettsäuren sind Monocarbonsäuren und besitzen ein hydrophobes und ein hydrophiles Ende. Sie werden anhand der Länge ihrer Alkylreste und der Anzahl der Doppelbindungen unterschieden. Gesättigte Fettsäuren haben im Gegensatz zu ungesättigten keine Doppelbindungen. Die wichtigsten Untergruppen der Lipide sind die Triglyceride, die Phospholipide, die Glykolipide und das Cholesterin (Poeggel 2009).

3.1.2.3 Proteine

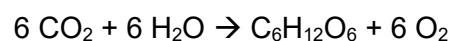
Proteine haben eine Reihe wichtiger Funktionen zu erfüllen. Sie dienen als Strukturelemente von Zellen und Geweben (z.B. Cytoskelett), steuern als Biokatalysatoren (Enzyme) die zellulären Stoffwechselfvorgänge und sind als Signalstoffe, Transporter, Speichersubstanzen und biologische Motoren tätig. Ihre Grundbausteine sind Aminosäuren, welche durch Peptidbindungen miteinander verbunden sind (Poeggel 2009).

3.1.2.4 Nukleinsäuren

Nukleinsäuren sind der Speicher der genetischen Information und können in Desoxyribonukleinsäuren (DNA) und Ribonukleinsäuren (RNA) unterschieden werden. Die DNA ist doppelsträngig und besteht aus zwei antiparallelen, umeinander geschwungenen Strängen. Ihre Bausteine sind Adenin-, Thymin-, Guanin- und Cytosinnukleotide. Ein Nukleotid beschreibt die Verbindung eines Zuckers mit einer organischen Base (Purin oder Pyrimidinbase) und einigen Phosphatgruppen. Die RNA hingegen ist einsträngig und ihre Bausteine sind Adenin-, Uracil-, Guanin- und Cytosinnukleotide (Poeggel 2009).

3.1.3 Photosynthese

Bei der Photosynthese wird Lichtenergie zur Erzeugung von Biomasse genutzt. Charakteristisch für z.B. Grünalgen ist dabei die oxygene Photosynthese, die Wasser als Elektronendonator nutzt und Sauerstoff freisetzt. Dadurch wird Mikroorganismen eine photoautotrophe, das heißt eine mit Licht als Energiequelle sich selbst ernährende Lebensweise ermöglicht. Die Nettoreaktionsgleichung ist nachfolgend angeführt.



Diese Reaktion kann nur unter Zuführung von Energie ablaufen. Funktionell kann sie in vier Abschnitte unterteilt werden: die Lichtabsorption zum Einsammeln der Lichtquanten, die Energiekonversion in den photosynthetischen Reaktionszentren, das ist die Umwandlung von Strahlungsenergie in chemische Energie, die Erzeugung von wasserlöslichen, energiereichen Verbindungen wie ATP und NADPH+H⁺ und die Nutzung der Verbindungen im Synthesestoffwechsel (Anabolismus). Die ersten drei Stufen werden auch als Lichtreaktionen bezeichnet, die letzte kann ebenso in der Nacht stattfinden und wird daher als Dunkelreaktion bezeichnet (Bilger 2009).

Im ersten Schritt werden Lichtquanten in Pigment-Protein-Komplexen, den sogenannten Lichtsammelkomplexen, absorbiert. In allen Organismen mit oxygener Photosynthese agiert Chlorophyll A als primäres Photosynthesepigment, wohingegen in photosynthetischen Bakterien das Bakteriochlorophyll A agiert. Darüber hinaus ist Chlorophyll B für Grünalgen und Pflanzen, Chlorophyll C für Kieselalgen und Chlorophyll D für Cyanobakterien von Bedeutung. Da das Chlorophyll delokalisierte Elektronen enthält, kann es Licht effizient absorbieren und wird in einen angeregten, energiereichen Zustand versetzt. Diese Energie wird übertragen und in den Reaktionszentren der Photosysteme in chemische Energie umgewandelt. Das Photosystem II spaltet durch Anregung H_2O in H^+ und O_2 auf. Der Sauerstoff wird an die Umgebung abgegeben. Im Photosystem I wird aus NADPH, Elektronen und Wasserstoffionen $\text{NADPH}+\text{H}^+$ und ATP aus ADP gebildet. Sie sind das Bindeglied zwischen dem Energiestoffwechsel und dem Leistungsstoffwechsel. In der Dunkelreaktion werden das synthetisierte ATP und $\text{NADPH}+\text{H}^+$ verbraucht, um Kohlenhydrate aus CO_2 zu erzeugen. Der beteiligte Stoffwechselweg zur CO_2 -Fixierung wird nach seinem Entdecker „Calvin-Zyklus“ genannt (Bilger 2009).

3.1.4 Wachstum und Vermehrung von Mikroorganismen

Im folgenden Abschnitt werden die theoretischen Grundlagen des Nährstoffbedarfes, des Wachstums und der Zellteilung von Mikroorganismen beschrieben.

3.1.4.1 Makro- und Mikroelemente

Die Voraussetzungen für das Wachstum von Mikroorganismen sind je nach Spezies sehr unterschiedlich. Um den Nährstoffanspruch zu erfüllen, müssen Makro- und Mikroelemente in ausreichender Menge vorhanden sein. Makroelemente sind jene Elemente, aus denen der Hauptteil der Zellsubstanz besteht. Zu ihnen zählen Kohlenstoff (Anteil von etwa 50 % der Zelltrockenmasse), Sauerstoff (etwa 20 %), Stickstoff (etwa 14 %), Wasserstoff (etwa 8 %), Phosphor (etwa 3 %) und Schwefel (etwa 1 %). Zudem gehören die Elemente Magnesium, Kalium, Calcium und Eisen, mit einem Anteil von jeweils 0,3 bis 1 %, dazu. Stoffe, die als Mikroelemente bezeichnet werden, sind hingegen Bestandteile von Enzymen und Cofaktoren mit einem Anteil von jeweils unter 0,3 % der Trockenmasse. Sie werden außerdem Spurenelemente genannt. Vertreter sind unter anderem Zink, Mangan, Kobalt und Kupfer. In der nachstehenden Tabelle 1 sind für Makroelemente beispielhaft Quellen und Funktionen in der Zelle angeführt (Munk 2008).

Tabelle 1 – Makroelemente und ihre möglichen Quellen und Funktionen in der Zelle (Munk 2008)

<i>Makroelement</i>	<i>Symbol</i>	<i>Quelle</i>	<i>Funktion (Beispiele)</i>
Kohlenstoff	C	CO ₂ , organische Verbindungen	Bestandteil aller organischen Moleküle, CO ₂
Sauerstoff	O	O ₂ , H ₂ O, CO, organische Verbindungen	Bestandteil aller organischen Moleküle, terminaler Elektronenakzeptor aerober Organismen
Wasserstoff	H	H ₂ , H ₂ O, organische Verbindungen	Bestandteil aller organischen Moleküle, Elektronendonator vieler Prokaryoten (z. B. Knallgasbakterien)
Stickstoff	N	NH ₄ ⁺ , NO ₃ ⁻ , N ₂ , organische Stickstoffverbindungen	Bestandteil von Proteinen, Nucleinsäuren und vielen Coenzymen
Schwefel	S	SO ₄ ²⁻ , H ₂ S, S ⁰ , S ₂ O ₃ ⁻ , Metallsulfide (z. B. FeS), organische Schwefelverbindungen	Bestandteil von Proteinen, einigen Coenzymen und Vitaminen, je nach Reduktionsstufe Elektronendonator bzw. -akzeptor einiger Prokaryoten (z. B. Schwefeloxidierer, Sulfatreduzierer)
Phosphor	P	PO ₄ ³⁻	Bestandteil der Nucleinsäuren und der Nucleotide

Mikroorganismen synthetisieren Makromoleküle aus kleineren Einheiten, den Biosynthesestufen. Dabei können sie je nach Nährstoffansprüchen in prototroph und auxotroph unterschieden werden. Prototrophe Organismen können alle Biosynthesestufen, die sie zum Wachstum benötigen, selbst synthetisieren, während auxotrophe auf deren Verfügbarkeit angewiesen sind. Diese sogenannten Wachstumsfaktoren können z.B. Vitamine, Aminosäuren oder Purine sein. Häufig benötigte Vitamine sind jene der B-Gruppe wie Thiamin (B₁), Pyridoxin (B₆) und Cobalamin (B₁₂), sowie auch Folsäure und Biotin (Munk 2008).

3.1.4.2 Nährmedium

Für die Kultivierung von Mikroorganismen werden Nährmedien verwendet, die je nach Organismus die benötigten Inhaltsstoffe enthalten. Grundsätzlich wird zwischen festen und flüssigen Nährmedien unterschieden. Das feste Medium wird erzeugt, indem in das flüssige Medium zusätzlich Agar gegeben wird, was zu einer geleeartigen Masse führt. Agar ist ein pflanzliches Geliermittel, das aus Rotalgen gewonnen wird. Es verflüssigt sich bei 82 °C und erstarrt bei 44 °C. Es hat den Vorteil gegenüber herkömmlicher Gelatine, dass es nur von sehr wenigen Mikroorganismen verflüssigt wird (Munk 2008).

Nährmedien können des Weiteren in Universal-, Selektiv- und Differentialmedien unterschieden werden. Universalmedien beinhalten eine Zusammensetzung, die für das Wachstum möglichst vieler Mikroorganismen geeignet ist. Selektivmedien hingegen sind auf

eine bestimmte Art von Organismus abgestimmt und Differentialmedien werden dazu genutzt um einen bestimmten Organismus zu identifizieren (Munk 2008).

3.1.4.3 Zellteilung

Die Folge von Ereignissen, die in einer Zelle zwischen zwei Zellteilungen stattfindet, wird Zellzyklus genannt. In dieser Zeit wächst eine Zelle auf etwa das Doppelte ihrer Größe an, bevor sie sich teilt. Es gibt verschiedene Formen der Zellteilung, von denen die häufigste die binäre Querteilung ist. Dabei bildet sich ein Septum (Scheidewand) und es werden zwei identische Tochterzellen gebildet. Des Weiteren gibt es die asymmetrische Zweiteilung, bei der zwei morphologisch und funktionell unterschiedliche Tochterzellen entstehen. Bei der multiplen Spaltung teilt sich eine von einer dickwandigen Matrix umgebene Zelle in mehrere Tochterzellen, die nachfolgend freigesetzt werden. Außerdem gibt es die Knospung und die ternäre Spaltung (Munk 2008).

Damit jede Tochterzelle bei der Spaltung ein vollständiges Genom und eine ausreichende Anzahl aller sonstigen Zellbestandteile erhält, müssen Zellwachstum, Replikation und Septumbildung zeitlich und räumlich auf einander abgestimmt werden. Dies wird durch eine Vielzahl von Proteinen sichergestellt (Munk 2008).

3.1.4.4 Wachstumsparameter

Bei einer kontinuierlichen Zellteilung der Organismen einer Population steigt die Zellzahl exponentiell. Dafür können verschiedene Parameter festgemacht werden: die Teilungszahl (v), sie gibt die Anzahl der Zellteilungen pro Stunde wieder. Außerdem die Wachstumsrate (μ), die die Zunahme der Zellmasse pro Zeiteinheit angibt sowie die Generationszeit (g), die die Zeit bis zur Verdopplung der Zellzahl angibt (Munk 2008).

3.1.4.5 Wachstumsphasen

Wenn eine Kultur in einem flüssigen Medium ohne weitere Zugabe von Nährstoffen gehalten wird, ergibt sich eine typische Wachstumskurve wie in Abbildung 2.

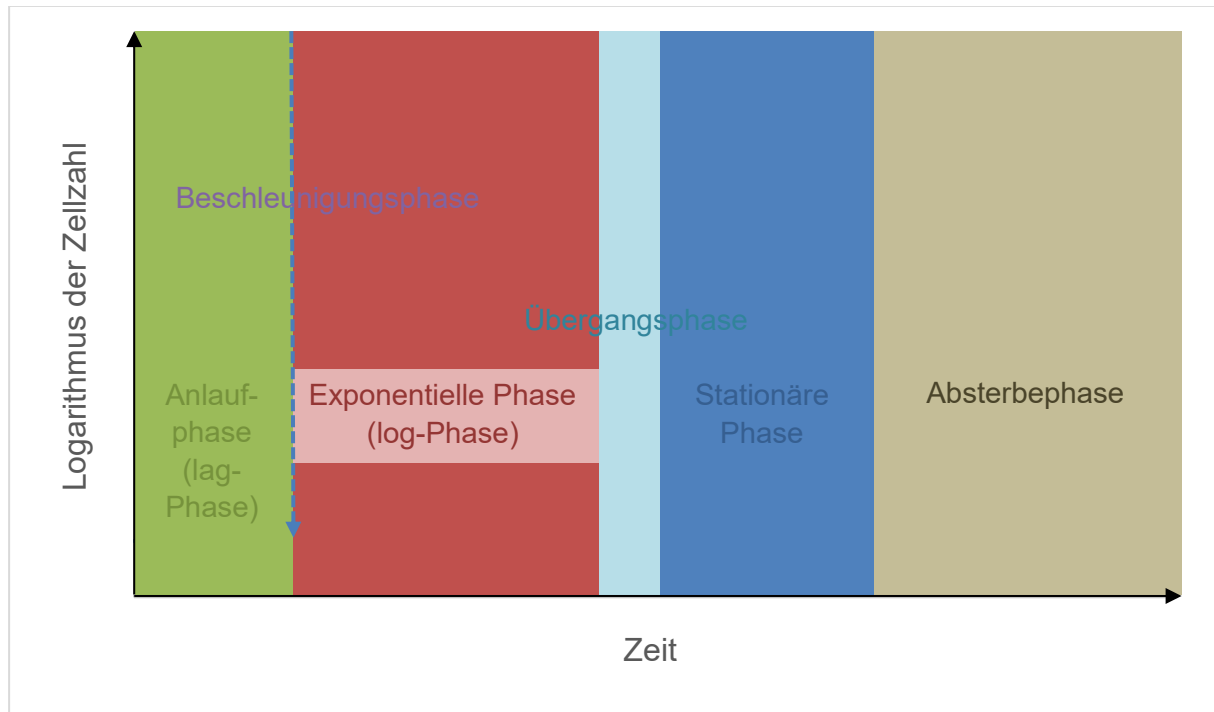


Abbildung 2 – Typische Wachstumsphasen einer Zellkultur (Munk 2008)

Die Dauer der Anlauf- oder lag-Phase hängt davon ab, in welcher Phase sich die zugegebenen Mikroorganismen befinden. Organismen, die in ihrer ursprünglichen Kultur bereits das Wachstum eingestellt haben, benötigen mehr Zeit als solche, die sich im exponentiellen Wachstum befinden. Anschließend folgt eine kurze Beschleunigungsphase, in der das Wachstum ansteigt und danach die Phase des exponentiellen Wachstums (log-Phase), in der die maximale Wachstumsrate erreicht wird. Diese bleibt so lange konstant, bis ein Substrat limitierend wird, oder sich ein hemmendes Stoffwechselprodukt anhäuft. In der darauf folgenden Übergangsphase sinkt die Wachstumsrate wieder ab und es folgt die stationäre Phase. In dieser gibt es kein Wachstum mehr und die Zellzahl und Zellmasse bleiben konstant. Wenn keine Speicherstoffe mehr verfügbar sind, beginnt die Absterbephase, in der die Zellzahl abnimmt (Munk 2008).

3.1.4.6 Biofilm

Mikroorganismen existieren in ihrem natürlichen Lebensraum häufig nicht als frei suspendierte Einzelzellen, sondern bilden Zusammenschlüsse, welche als Biofilm bezeichnet werden. Biofilme bilden sich meist an Phasengrenzflächen (z.B. Rohrwandwände), können aber auch als frei schwimmende Ansammlungen bestehen. Die Organismen sind hierbei in einer schleimigen Matrix aus extrazellulären polymeren Substanzen eingebettet, welche sie vor Austrocknung und Angriffen von außen schützen soll (Munk 2008).

3.1.5 Mikroalgen

Das lateinische Wort „alga“ beschreibt jene Organismen, welche Chlorophyll A enthalten und nicht in Wurzeln, Sprossachse und Blätter unterteilbar sind. Die meisten Mikroalgen, wie die Rot-, Grün-, Braun- und Kieselalgen, sind Eukaryoten, andere wie die Blaualgen (Cyanobakterien) sind Prokaryoten. Somit umfasst der Begriff der Mikroalgen eine Lebensform und keine biologische Gruppe. Ihre Artenvielfalt ist dabei enorm, bisher konnten zwischen 40 000 und 60 000 Arten identifiziert werden. Schätzungen zufolge sollen zwischen 200 000 und mehreren Millionen Arten auf der Erde existieren (Rosello Sastre und Posten 2010).

3.1.6 Grünalgen

Die Linie der grünen Pflanzen umfasst zwei Hauptlinien, die Chlorophyta und die Charophyta, beide gehören zu den Eukaryoten. Alle Vertreter dieser beiden Gruppen verbinden Gemeinsamkeiten, wie den Aufbau der Chloroplasten mit zwei Membranen, das Vorhandensein von Chlorophyll A und B, die Bevorzugung von Stärke als Reservestoff und Cellulose als ein Hauptbestandteil der Zellwände. Die Grünalgen gehören dabei in die Gruppe der Chlorophyta (Bilger 2009).

Grünalgen existieren in ein- und mehrzelliger Form, ihre Organisationsformen sind in Abbildung 3 dargestellt.

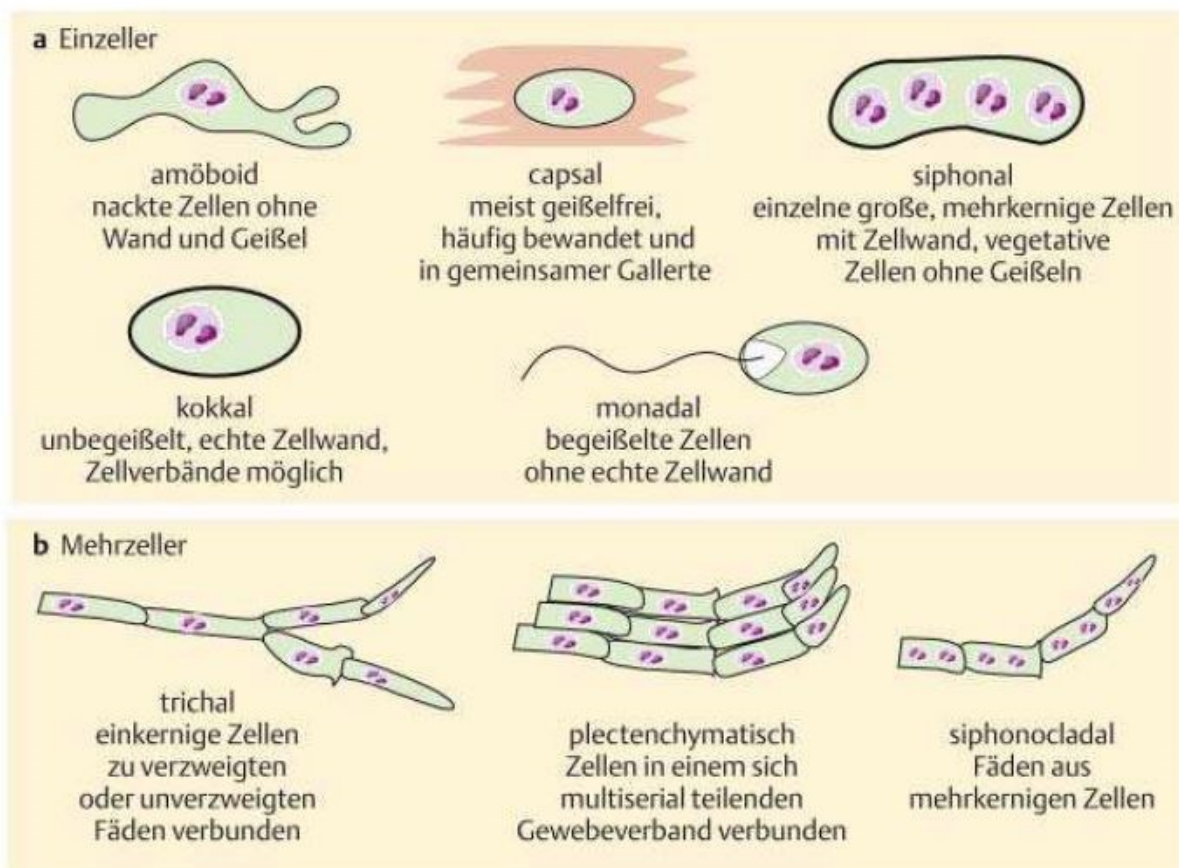


Abbildung 3 – Organisationsformen von Grünalgen (Bilger 2009)

3.1.7 *Chlorella minutissima*

Im folgenden Abschnitt wird besonders auf die Gattung *Chlorella minutissima* eingegangen. Sie gehört zur Gruppe der Chlorophyta und in dieser zur Ordnung der Chlorococcales. Sie besitzt eine kokkale Form und darin einen becherförmigen Chloroplasten mit Pyrenoid, welcher der Ablagerung von Reservestoffen dient (Esser 2000). Ihre Größe beträgt etwa 2-4 µm (Bhatnagar et al. 2010). In der Natur kommt sie überwiegend in Süß- und Brackwasser vor, aber auch eine sessile Lebensweise, festgehaftet an Oberflächen und Böden, ist möglich. Sie ist des Weiteren geißellos und somit unbeweglich. Ihre Vermehrung findet durch Autosporenbildung statt, bei der sich die Mutterzelle in 4-16 Tochterzellen spaltet, die durch die Auflösung der Mutterzellwand freigesetzt werden (Petrick 2013).

Die Trockenmasse der *Chlorella minutissima* besteht zu 10-30 % aus Lipiden und zu ca. 30 % aus Proteinen (Ördög et al. 2012).

3.1.8 Spezielle Wachstumsbedingungen der *Chlorella minutissima*

Im folgenden Kapitel wird der Einfluss verschiedener Wachstumsbedingungen wie Lichtintensität, Temperatur oder CO₂-Konzentration auf die Alge *Chlorella minutissima* beschrieben.

Die Lichtansprüche von Mikroalgen können von Spezies zu Spezies sehr stark variieren. Allgemein gilt, dass die Photosynthese durch höhere Lichtzufuhr nicht unendlich gesteigert werden kann. Zu hohe Lichtzufuhr kann sogar dazu führen, dass das Wachstum durch die Bildung freier Radikale gehemmt wird (Petrick 2013). Bei einer Erhöhung der Photonenstromdichte von 100 bis 350 µE/m²s kommt es bei der Alge *Chlorella minutissima* zu einer kontinuierlichen Steigerung der Ausbeute. Zwischen 350 und 400 µE/m²s ist keine Steigerung erkennbar. Die Einheit Einstein (Einheitenzeichen E) wird verwendet, um die Anzahl an Lichtquanten anzugeben, 1 E sind $6,022 \cdot 10^{23}$ Photonen. Der Einfluss der Lichtintensität auf den Lipidgehalt ist nur gering. Aminosäure- und Fettsäuregehalt zeigten keine signifikante Veränderung (Tang et al. 2011).

Die Kultivierungstemperatur hat einen entscheidenden Einfluss auf die Photosyntheseaktivität und damit auf das Wachstum der Algen. Für die Photosynthese ist eine Mindesttemperatur nötig, unter der sie nicht stattfinden kann, genauso wie eine Höchsttemperatur nicht überschritten werden darf (Petrick 2013). Dazwischen gibt es eine optimale Wachstumstemperatur, welche bei *Chlorella minutissima* etwa 25 °C beträgt. Der Gesamtlipidgehalt ist jedoch bei 35 °C am höchsten (Chakraborty et al. 2016).

Bei der Begasung des Kulturmediums zur Durchmischung und CO₂-Zufuhr sind zwei Faktoren von Bedeutung: die Belüftungsrate und der CO₂-Gehalt. Dabei wurde festgestellt, dass die CO₂-Bindung in der Biomasse mit steigender Belüftungsrate von 0,1 bis 0,4 vvm erst ansteigt, bei einer weiteren Erhöhung auf 0,7 vvm allerdings wieder abfällt, was auf den höheren Austrag an CO₂ aus dem Medium zurückzuführen ist. Die Einheit vvm bezeichnet das eingedüστε Volumen Luft pro Volumenkulturmedium pro Minute. Das Biomassewachstum ist

des Weiteren bei einer CO₂-Konzentration von 6 % am höchsten. Bei geringerer Konzentration wird weniger CO₂ im Medium gelöst und bei einer höheren sinkt der pH-Wert durch die Bildung von Kohlensäure in einen zu niedrigen Bereich ab (Anjos et al. 2013).

Chlorella minutissima toleriert einen breiten pH-Bereich von 4-12, der optimale pH-Wert beträgt dabei 7,0 (Bhatnagar et al. 2010).

Neben den zuvor angeführten Punkten ist das Nährstoffangebot von zentraler Bedeutung. Dabei ist Stickstoff der wichtigste Nährstoff (Converti et al. 2009). Über eine Limitierung des Nitratangebotes kann die Zusammensetzung der Algen beeinflusst werden. So ist es möglich den Lipidgehalt auf über 50 % zu steigern. Allerdings kann sich bei zu starker Limitierung das Algenwachstum einstellen (Ördög et al. 2012).

4 Stand der Technik

In diesem Kapitel werden industrielle Verwendungsmöglichkeiten für Mikroalgen, technische Grundlagen von Reaktorbauarten sowie deren Betrieb und Biomasseabtrennungsmethoden näher erläutert.

4.1 Verwendung von Mikroalgen

Im folgenden Kapitel werden industrielle Verwendungsmöglichkeiten für Mikroalgen erläutert.

4.1.1 Kraftstoff

Die Umsetzung von Algen in Kraftstoffe gewinnt aufgrund diverser Umweltaspekte immer stärker an Bedeutung. Dabei kann zwischen flüssigen Kraftstoffen wie Biodiesel und Bioethanol und gasförmigen Kraftstoffen wie Biogas unterschieden werden.

4.1.1.1 Biodiesel

Analog zur Herstellung von Biodiesel aus Pflanzenöl (z.B. Rapsöl) bietet sich auch bei der Herstellung aus Algen die Umesterung extrahierter Algenöle mit Methanol an. Der entscheidende Bestandteil der Algen sind die Lipide bzw. Triglyceride, welche zu Fettsäuremethylestern (Biodiesel) und Glycerin umgesetzt werden. Bei der Umsetzungsreaktion (Abbildung 4) werden ein Molekül Triglycerid und drei Moleküle Alkohol schrittweise zu einem Molekül Glycerin und drei Molekülen Fettsäuremethylester umgesetzt (Petrick 2013). Natürliche Fette und Öle bestehen aus Triglyceriden, auch Triacylglyceride genannt.

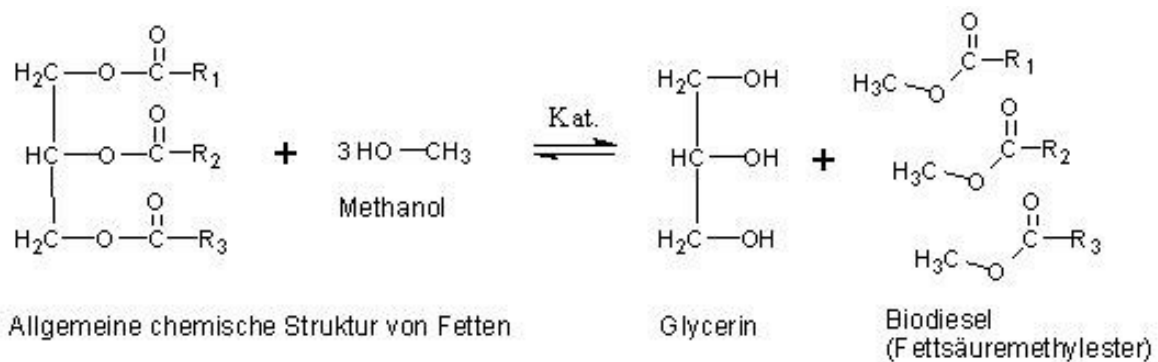


Abbildung 4 – Umesterung von Triglyceriden zu Biodiesel

Abhängig vom eingesetzten Katalysator wird die Umsetzung bei Temperaturen zwischen 30 °C und 100 °C durchgeführt. Als basische Katalysatoren werden Natrium- oder Kaliumhydroxid verwendet, als saure Katalysatoren Methylat-Anionen oder Natrium-Methylat (Petrick 2013).

4.1.1.2 Bioethanol

Bei der Herstellung von Bioethanol werden Polysaccharide in Zucker-Monomere umgewandelt, um dann anschließend zu Bioethanol vergoren zu werden. Die dabei entstehende Mischung enthält etwa 10 % Ethanol und 90 % Wasser. Durch Destillation kann 96 %iges Bioethanol gewonnen werden. Aufgrund der geringen Effizienz der Produktion konnte sich Algen-Bioethanol allerdings nicht durchsetzen (Posten und Walter 2012).

4.1.1.3 Biogas

Die Biogasproduktion hat den entscheidenden Vorteil, dass sie nicht nur die Lipide der Algen, sondern auch ihre Proteine und Eiweiße in Energieträger umsetzen kann. Dabei kann entweder die gesamte Algenbiomasse vergoren werden, oder es wird nur der Biomasserest aus vorhergehender Ölextraktion genutzt. Als Produkt wird, wie bei der konventionellen Biogasgewinnung aus organischen Reststoffen oder Energiepflanzen, ein Gemisch aus Methan und Kohlenstoffdioxid gewonnen (Petrick 2013).

4.1.2 Nahrungsmittel

Der Einsatz von Algen als Nahrungsmittel stellt momentan die größte kommerzielle Anwendung dar (Tramoy 2011). Dabei können Algen durch ihren hohen Protein- und Nährstoffgehalt direkt als Bestandteil der Ernährung verwendet werden, alternativ können auch wertvolle Bestandteile wie Omega-3-Fettsäuren extrahiert und als Nahrungsergänzungsmittel in Tablettenform eingenommen werden. Zur direkten Einnahme eignen sich Algen ohne Zellwand, aufgrund ihrer leichteren Verdaubarkeit (z.B. Spirulina) sehr gut. Aufgrund des hohen Gehalts an essentiellen Mikroelementen wie β -Carotine, diversen Vitaminen, Eisen und Spurenstoffen eignen sich Algen besonders um Mangelernährung vorzubeugen (Posten und Walter 2012).

Omega-3-Fettsäuren sind ungesättigte Fettsäuren, welche nicht vom menschlichen Organismus synthetisiert werden können. Der Mensch ist somit von der Zufuhr von außen abhängig. Sie können aus Algen, wie auch aus Fischen gewonnen werden, allerdings akkumulieren Fische Schadstoffe aus ihrer Umwelt, was die Gewinnung aus Algen attraktiver macht (Milledge 2011).

4.2 Reaktorarten

Im folgenden Kapitel werden verschiedene Reaktorbautypen zur Algenzucht näher erläutert und deren Besonderheiten beschrieben. Grundsätzlich kann zwischen offenen Systemen (Open-Pond-Reaktoren) und geschlossenen Systemen (Photobioreaktoren, PBR) unterschieden werden.

Bei Open-Pond-Reaktoren handelt es sich um eine spezielle Form der Algenkultivierung, da sie in offener Form stattfindet. Im Vergleich dazu sind alle weiteren Reaktoren auf eine lichtdurchlässige Bauweise angewiesen. Die bevorzugten Materialien hierfür sind Glas und Plexiglas. Des Weiteren ist eine Bewegung der Algensuspension unerlässlich, da CO_2 ein-

und O₂ ausgetragen sowie Nährstoffe verteilt werden müssen. Dies kann entweder über Röhreinrichtungen, Pumpen oder den Begasungsstrom selbst ermöglicht werden.

Die Vorteile der Open-Pond-Reaktoren stellen die einfache Bauweise sowie die vergleichsweise niedrigen Investitions- und Betriebskosten dar. Einen Nachteil stellt die große offene Oberfläche dar, dadurch kann es zu starken Kontaminationen kommen. Diese Gefahr ist bei geschlossenen Reaktoren durch ihre Bauweise weniger gegeben. Außerdem wird ein großer Teil des eingebrachten CO₂ aus dem Reaktor wieder ausgetragen. Dies ist ein großer Unterschied zu geschlossenen Reaktoren, in denen das Trägergas im Kreislauf geführt werden kann. Des Weiteren ist weniger Kontrolle über die Temperatur und die Beleuchtung gegeben. Photobioreaktoren sind im Vergleich leichter zu kontrollieren und führen durch ihre bessere Steuerbarkeit zu höheren Ausbeuten (Singh und Sharma 2012). In Open-Pond-Reaktoren können Biomasseausbeuten von 0,05-0,1 g/l*d erreicht werden, während in geschlossenen Röhrenreaktoren Ausbeuten von 0,8-1,2 g/l*d möglich sind (Pulz 2001).

4.2.1 Open-Pond-Reaktoren

Bei Open-Pond-Reaktoren handelt es sich um nach oben offene Kessel, künstliche Teiche oder auch natürliche Gewässer, die zur Algenproduktion genutzt werden. Sie können ohne eingebrachte Strömung oder als Raceway-Ponds mit vorgegebener Laufrichtung betrieben werden. Aufgrund ihrer einfachen Bau- und Betriebsweise sind Open-Pond-Reaktoren die günstigste Methode um Algen zu kultivieren (Singh und Sharma 2012).

Die Lichtzufuhr der Algen erfolgt über die offene Suspensionsoberfläche. Um zu ermöglichen, dass das Licht die gesamte Algensuspension erreicht, darf eine gewisse Tiefe nicht überschritten werden. Üblich sind Tiefen von 15-20 cm (Pulz 2001). Durch die offene Bauweise können Kontaminationen leicht in den Reaktor eingebracht werden, weshalb er sich nur für sehr robuste Algenarten und kaum für Monokulturen eignet (Singh und Sharma 2012).

4.2.2 Rührkesselreaktor

Im Rührkesselreaktor wird Bewegung durch mehrere Rührwerke eingebracht. An der Innenseite sind Strömungsbrecher angeordnet, die Verwirbelungen minimieren sollen. Der Aufbau an sich ist sehr einfach, bringt jedoch den großen Nachteil mit sich, dass das Oberfläche/Volumen-Verhältnis relativ klein ist und sich damit der Eintrag von Licht schwierig gestaltet (Singh und Sharma 2012).

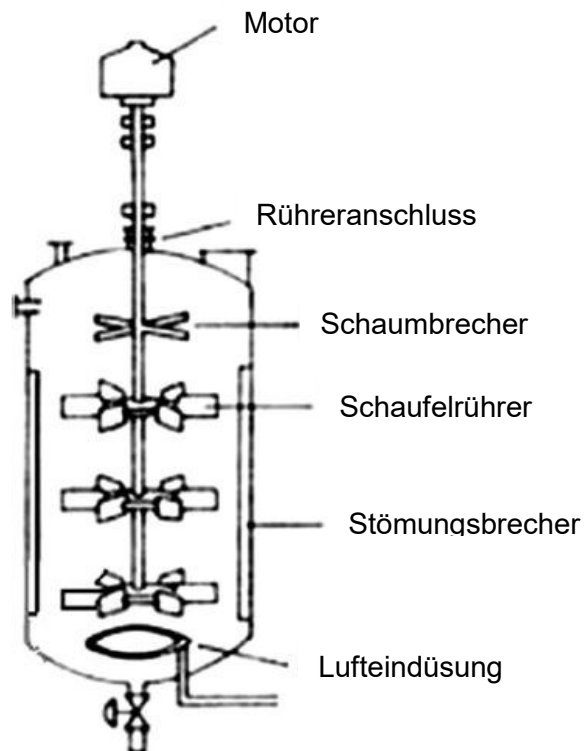


Abbildung 5 – Bauweise eines Rührreaktors zur Algenkultivierung (Singh und Sharma 2012)

4.2.3 Flächenreaktoren

Der Flächenreaktor (Abbildung 6) hat einen quaderförmigen Grundbau mit einem möglichst geringen Lichtweg. Er zeichnet sich dabei durch ein großes Oberfläche/Volumen-Verhältnis aus. Die Einbringung von CO_2 erfolgt an der unteren Seite des Reaktors und die Ausbringung an der oberen Seite. Diese Reaktorart ermöglicht die höchste Algenproduktionsrate unter der Bedingung der Lichtübersättigung. Ein Scale-Up der Anlage ist nur durch Erhöhung der Anzahl der Reaktoren, nicht aber durch Vergrößerung eines Reaktors möglich (Singh und Sharma 2012).

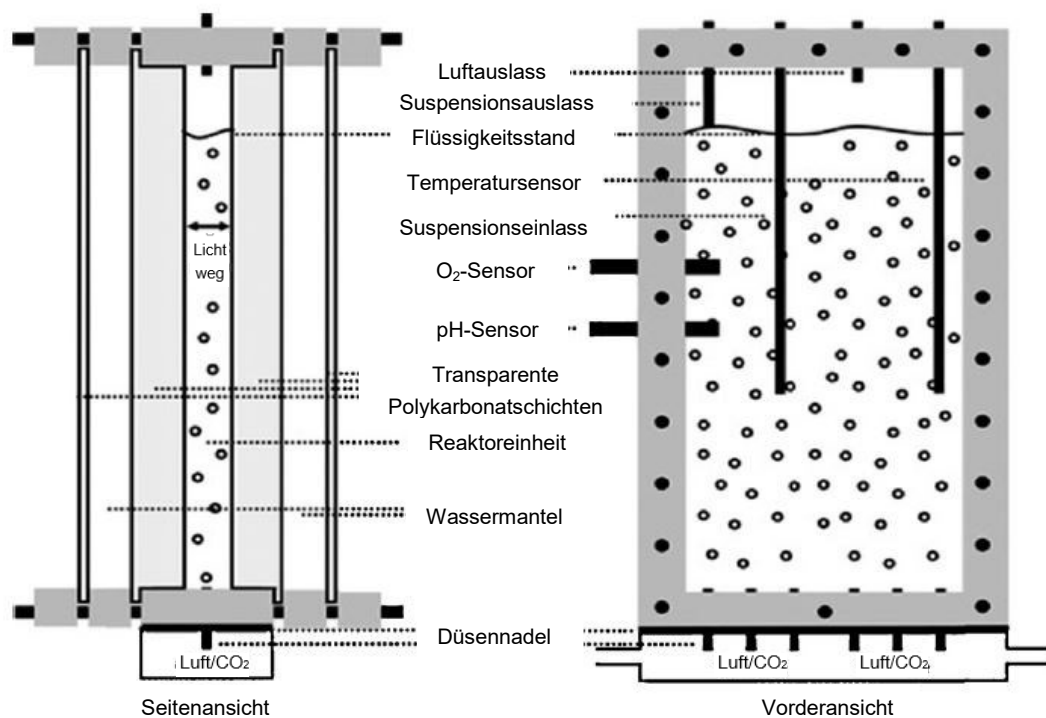


Abbildung 6 – Bauweise eines Flächen-Photobioreaktors (Singh und Sharma 2012)

4.2.4 Röhrenreaktoren

Röhrenreaktoren stellen einen Reaktortyp dar, der aus transparenten, mit Algensuspension durchströmten Röhren (Glas, Plexiglas) besteht. Sie existieren in vertikaler und horizontaler Bauweise, wodurch sich jeweils besondere Eigenschaften ergeben.

4.2.4.1 Vertikale Röhrenreaktoren

Vertikale Röhrenreaktoren haben den Vorteil, dass durch die Begasung von unten das produzierte O_2 ausgetragen werden kann. Dabei gibt es zwei unterschiedliche Arten. Bei der ersten besteht der Reaktor aus einer einfachen Säule, in der die Algensuspension mit CO_2 und Nährstoffen versorgt wird. Eine vollständige Durchmischung des Reaktors kann ohne zusätzliche Rührereinrichtung nur schwer erreicht werden. Die Alternative dazu ist ein Röhrensystem, in welchem es zu Zirkulationsbewegungen kommt, indem nicht alle Röhren begast werden. Diese sind an einer Seite verbunden, was dazu führt, dass die

Aufwärtsbewegung der Suspension in den begasten Röhren zu einer Abwärtsbewegung in den nicht (oder weniger stark) begasten führt (Air-Lift). Dies führt zu stärkeren Vermischungen, was sich positiv sowohl auf den Nährstoffeintrag als auch mögliche Algenablagerungen auswirkt (Singh und Sharma 2012).

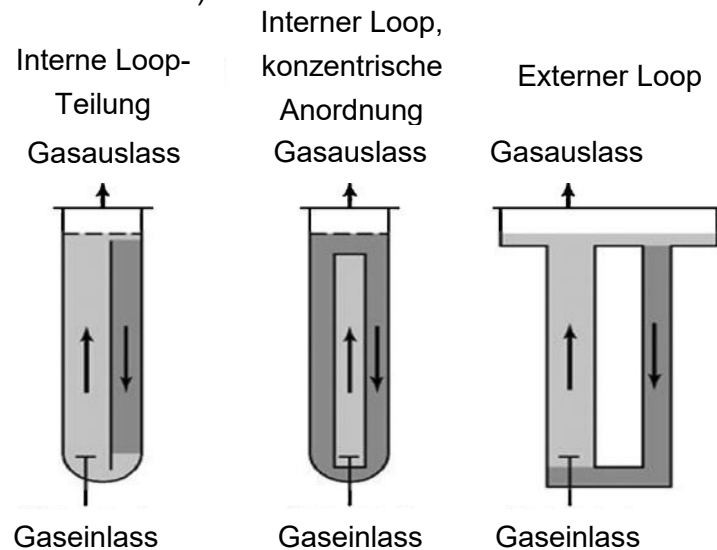


Abbildung 7 – Bauweise eines vertikalen Röhrenphotobioreaktors (Singh und Sharma 2012)

4.2.4.2 Horizontale Röhrenreaktoren

Horizontale Röhrenreaktoren bestehen wie vertikale aus einer Reihe an Glas- bzw. Plexiglassäulen, welche mit Algensuspensionen gefüllt sind. Ihre horizontale Anordnung stellt einen Vorteil in der Ausrichtung zur Sonne dar. Zur Kühlung kann Wasser aufgesprüht, über das frische Medium gekühlt, oder ein Wasserbad für den Reaktor errichtet werden. Über ein externes Gasaustauschsystem, welches bei vertikalen Reaktoren nicht benötigt wird, wird CO₂ ein- und O₂ ausgetragen. Hier wird ebenfalls frisches Medium zugegeben, die Ernte kann kontinuierlich erfolgen (Singh und Sharma 2012). Für die Vorwärtsbewegung der Suspension durch die Anlage werden hohe Energiemengen benötigt (bis zu 2000 W/m³), bei vertikalen Reaktoren wird durch ihre Bauart eine weit geringere Energiemenge benötigt (bis zu 50 W/m³) (Kumar et al. 2011).

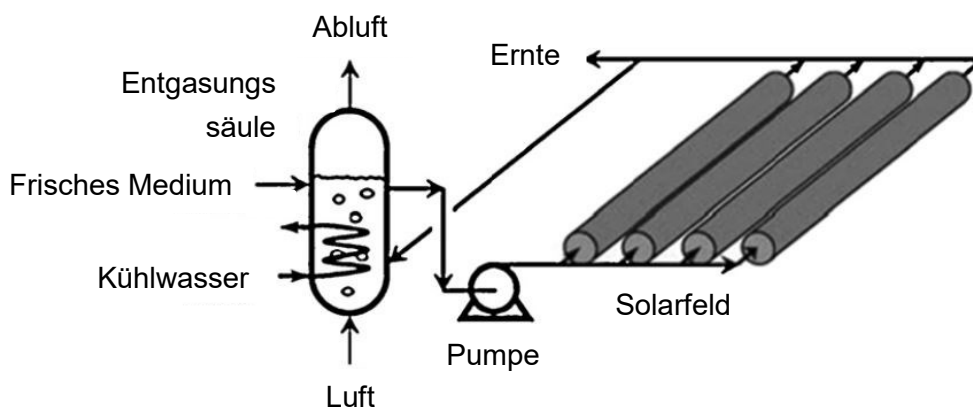


Abbildung 8 – Bauweise eines horizontalen Röhrenphotobioreaktors (Singh und Sharma 2012)

4.3 Nährstoffe

Um den vielfältigen Nährstoffbedarf von Algen abzudecken gibt es verschiedene standardisierte Nährstoffmischungen. Für die Algen *Chlorella vulgaris* und *Chlorella minutissima* stellte sich das Medium BG-11 (Zusammensetzung siehe Tabelle 3 und Tabelle 4, Kapitel 7.2) als optimal heraus (Sharma et al. 2016)

4.4 Wasserversorgung

Da Bakterien und andere Organismen im Wasser das Algenwachstum stark einschränken können, ist eine Vorbehandlung des Prozesswassers unbedingt nötig. Dafür gibt es verschiedene Möglichkeiten wie Hitzesterilisation (z.B. im Autoklav), UV-Sterilisation oder Filtration.

Cho et al. (2011) führten einen Vergleich dieser Methoden zur Entfernung von Mikroorganismen aus kommunalem Abwasser durch. Dieses sollte anschließend zur Kultivierung von *Chlorella sp.* verwendet werden. Dabei stellte sich die Filtration mit einer Maschenweite von 0,2 µm als jene Methode heraus, die bei anschließender Kultivierung zur höchsten Biomasseausbeute führte. Verglichen wurden Filter mit 0,2, 0,45 und 1,0 µm Maschenweite. Die UV-Sterilisation wurde mit einem Abstand von 10 cm und einer Dosis von 270, 540 und 1620 mJ/cm² durchgeführt. Autoklaviert wurde für 15 min bei 121 °C. Die zweitbeste Behandlungsmethode stellt die Autoklavierung dar, bei der im Gegensatz zur Filtration störende Schwebstoffe nicht entfernt werden (Cho et al. 2011).

4.5 Beleuchtung von Algenkulturen

Für die Lichtzufuhr an Algensuspensionen gibt es zwei grundsätzliche Methoden; einerseits die natürliche und andererseits die künstliche Beleuchtung. Die Entscheidung welche der beiden Methoden gewählt wird ist von den gegebenen Möglichkeiten abhängig, da natürliche Beleuchtung immer die kostengünstigere Variante darstellt. Künstliche Beleuchtung wird entweder in Situationen, in denen natürliche Beleuchtung unmöglich ist, gewählt, oder zur zusätzlichen Erhöhung der Lichteinstrahlung verwendet. Allgemein ist der Vorteil der künstlichen Beleuchtung die bessere Steuerbarkeit der Lichteinstrahlung (Schulze et al. 2014).

Bei der künstlichen Beleuchtung von Photobioreaktoren kann grundsätzlich zwischen Halogenleuchten und LED-Lampen gewählt werden. Dabei besitzen LED-Lampen den entscheidenden Vorteil der geringen Wärmeentwicklung. Im Vergleich zu Halogenlampen sind LED-Leuchten derzeit noch bis zu vier Mal teurer. Sie kompensieren diesen Nachteil durch die längere Lebensdauer und die meist bessere Energieeffizienz (Schulze et al. 2014).

Das Lichtspektrum der LED-Lampen hat einen Einfluss auf die Biomasseproduktion. Dabei führt warmweißes Licht, im Vergleich zu rotem, blauem oder neutralweißem Licht, bei der Gattung *Chlorella vulgaris* zu einem höheren Biomassewachstum (in Gramm pro Liter und Tag). Hierbei wurde ein Tag/Nacht-Zyklus von 16h:8h eingehalten. (Khalili et al. 2015). Warmweißes Licht zeichnet sich im Vergleich zu kaltweißem durch einen höheren rot-Anteil

und einen geringeren blau-Anteil aus. Bei neutralweißem Licht befinden sich diese Anteile im Bereich dazwischen. Im Vergleich dazu stellten Blair et al. 2014 fest, dass blaues Licht eine positive Auswirkung auf die Wachstumsrate von *Chlorella vulgaris* hat. Rotes und grünes Licht beeinflussen die Wachstumsrate hingegen nicht (Blair et al. 2014).

4.6 Abtrennung

Für die Abtrennung der Algen aus der Suspension gibt es eine Reihe an möglichen Techniken. Für eine grobe Abtrennung aus der Suspension können unter anderem Flockung, Zentrifugation und Filtration verwendet werden. Anschließend erfolgt die Trocknung des Algenschlammes für die weitere Verarbeitung.

4.6.1 Flockung

Algenabscheidung durch Flockung besitzt den großen Vorteil, dass sie für sehr viele Mikroalgen geeignet ist und auch in großem Maßstab angewendet werden kann. Dabei wird die negative Oberflächenladung der Algenzelle neutralisiert und somit Agglomeration ermöglicht. Die eingesetzten Flockungsmittel können organisch oder anorganisch sein. Beispiele für anorganische Flockungsmittel sind Aluminiumsulfat, Eisenchlorid und Eisensulfat, organische Flockungsmittel können Polyacrylamide oder Polyethylenimine sein. Des Weiteren ist es eine sehr zeitsparende und zellschonende Methode. Ein grundsätzlicher Nachteil dieser Technik ist die schwere Trennbarkeit von Algen und Flockungsmittel und dadurch eine mögliche Kontamination der Biomasse durch das Flockungsmittel (Singh und Patidar 2018).

4.6.2 Zentrifugation

Bei der Zentrifugation zur Trennung von Algen aus der Suspension wird der Dichteunterschied zwischen Algenbiomasse und Nährmedium ausgenutzt, welcher damit auch ausschlaggebend für den Trennerfolg ist. Zudem ist der Abscheidegrad sehr stark von der Algenart und der verwendeten Zentrifuge abhängig. Bei optimalen Bedingungen ist ein Abscheidegrad von über 90 % erreichbar. Die Zentrifugierung bietet den Vorteil einer schnellen und einfachen Technik, welche auch im Labormaßstab gut anwendbar ist. Nachteile sind die hohen Energiekosten, die allerdings zulasten eines hohen Trenngrades gesenkt werden können. Außerdem ist diese Methode sehr zeitaufwendig und kann aus Kostengründen kaum in größeren Maßstäben eingesetzt werden (Singh und Patidar 2018).

4.6.3 Filtration

Bei der Filtration werden Membranen eingesetzt, die Algen unter Einfluss von Schwerkraft, Vakuum oder Druck zurückhalten sollen. Die Porengröße der Membranen wird je nach Filtrationsart gewählt (Mikrofiltration 0,1-10 µm, Makrofiltration 10 µm, Ultrafiltration 0,02-0,2 µm). Ultrafiltration wird aufgrund des hohen Druckverlustes und der hohen Instandhaltungskosten kaum für die Abtrennung der Algenbiomasse verwendet (Singh und Patidar 2018).

Im Vergleich zur Dead-End-Filtration, welche sich aufgrund des raschen Biofoulings als nicht wirtschaftlich erwiesen hat, stellt die Querstromfiltration eine bessere Methode dar. Auf diese Weise können 70-89 % der Biomasse abgetrennt werden (Singh und Patidar 2018).

Die Filtration hat den Vorteil, dass Algenzellen nicht stark beansprucht werden und keine zusätzlichen Chemikalien benötigt werden. Außerdem kann das abgeschiedene Wasser recycelt und ein hoher Trenngrad erzielt werden. Allerdings kommt es sehr schnell zu Biofouling, ausgelöst durch extrazelluläre Substanzen, die beim Wachstumsprozess entstehen. Eine hydraulische Reinigung durch Rückspülen erzielt allerdings eine gute Reinigung. Weiters ist bei Einsatz eines Vakuumfilters ein hoher Energie- und somit Kostenfaktor zu berücksichtigen (Singh und Patidar 2018).

4.6.4 Trocknung

Im Zuge der mechanischen Entwässerung kann die Algensuspension maximal auf einen Trockensubstanzgehalt von bis zu 12-35 % entwässert werden. Im Anschluss daran kann die Algenmasse auf einen Restfeuchtegehalt von ca. 12-15 % ausschließlich thermisch getrocknet werden. Dabei ist die Trocknungsmethode im Hinblick auf die Weiterverarbeitung und die Menge der zu trocknenden Biomasse zu wählen. Beispiele dafür sind die Trommeltrocknung, Sprühtrocknung oder Gegenstromtrocknung. Eine Trocknung bei 120 °C im Trommeltrockner hat den Vorteil, dass die Zellwand der Algen aufgebrochen wird und dass durch die hohen Temperaturen von bis zu 120 °C die Biomasse sterilisiert wird. Bei der Sprühtrocknung wird die feuchte Algenbiomasse in einem Sprühturm dispergiert und durch strömendes, heißes Gas innerhalb weniger Sekunden getrocknet. Diese Methode wird meist dann verwendet, wenn das Produkt für die Lebensmittelindustrie verwendet werden soll. Bei der Gegenstromtrocknung wird die Biomasse als dünne Schicht von entgegenströmendem heißem Gas getrocknet. Bei einer Gastemperatur von 62 °C kann die Trocknung bis zu 14 h dauern. Das Produkt ist eine 2-3 mm dicke Algenschicht mit einem Feuchtegehalt von 4-8 % (Show et al. 2015).

5 Reaktoraufbau

In diesem Kapitel werden die Anlage selbst sowie alle für den weiteren Betrieb notwendigen Einrichtungen in ihren Einzelteilen beschrieben.

5.1 Anlagenaufbau

Die Anlage zur Algenkultivierung (Abbildung 9) wurde von der Firma ecoduna in Bruck an der Leitha geplant und aufgestellt. Bei diesem Photobioreaktor handelt es sich um einen vertikalen Röhrenreaktor, bestehend aus 14 Glasröhren zur Kultivierung. Das Fassungsvermögen beträgt ca. 135 l Algensuspension.

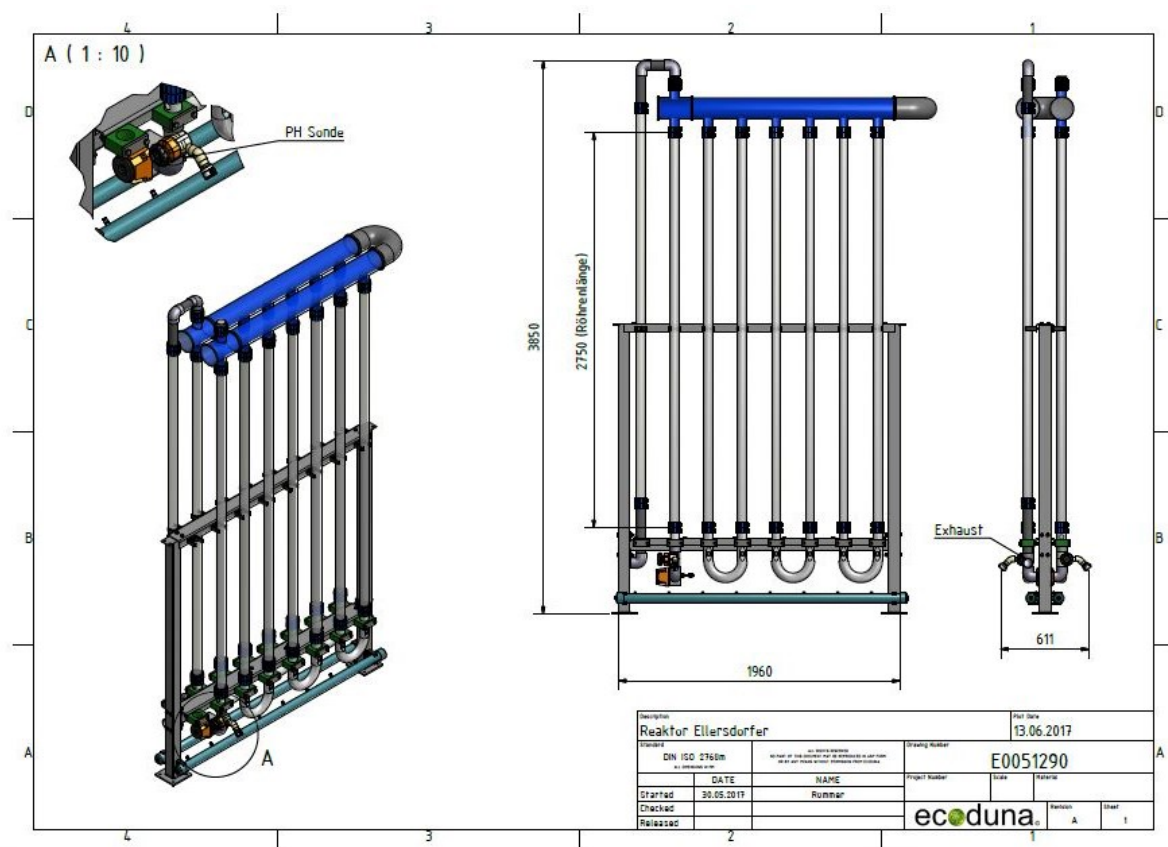


Abbildung 9 – Plan und Bemaßungen des Forschungsphotobioreaktors (Detailausschnitt A laut Skizze ist in Abbildung 13 dargestellt)

Die 14 Glassäulen sind in zwei Reihen zu je sieben Röhren mit einem Durchmesser von 6,5 cm angeordnet. Jeweils zwei Röhren sind durch ein U-Rohr am unteren Ende miteinander verbunden. Am oberen Ende der Röhren sitzt das sogenannte Manifold (in Abbildung 9 blau gekennzeichnet), welches einen Durchmesser von 15,5 cm hat und U-förmig alle Röhren miteinander verbindet. An einer Seite des Manifolds ist ein weiteres Glasrohr angeschlossen, welches der Abluftausbringung dient.

In Abbildung 10 ist die Aufstellung des Photobioreaktors im Technikum des Lehrstuhls für Verfahrenstechnik abgebildet. An der linken Seite befindet sich der Schaltschrank. Alle blauen

Rohrverbindungselemente sind, mit geeignetem Werkzeug, öffnen- und verschließbar. Somit kann der Reaktor jederzeit auseinander gebaut werden.

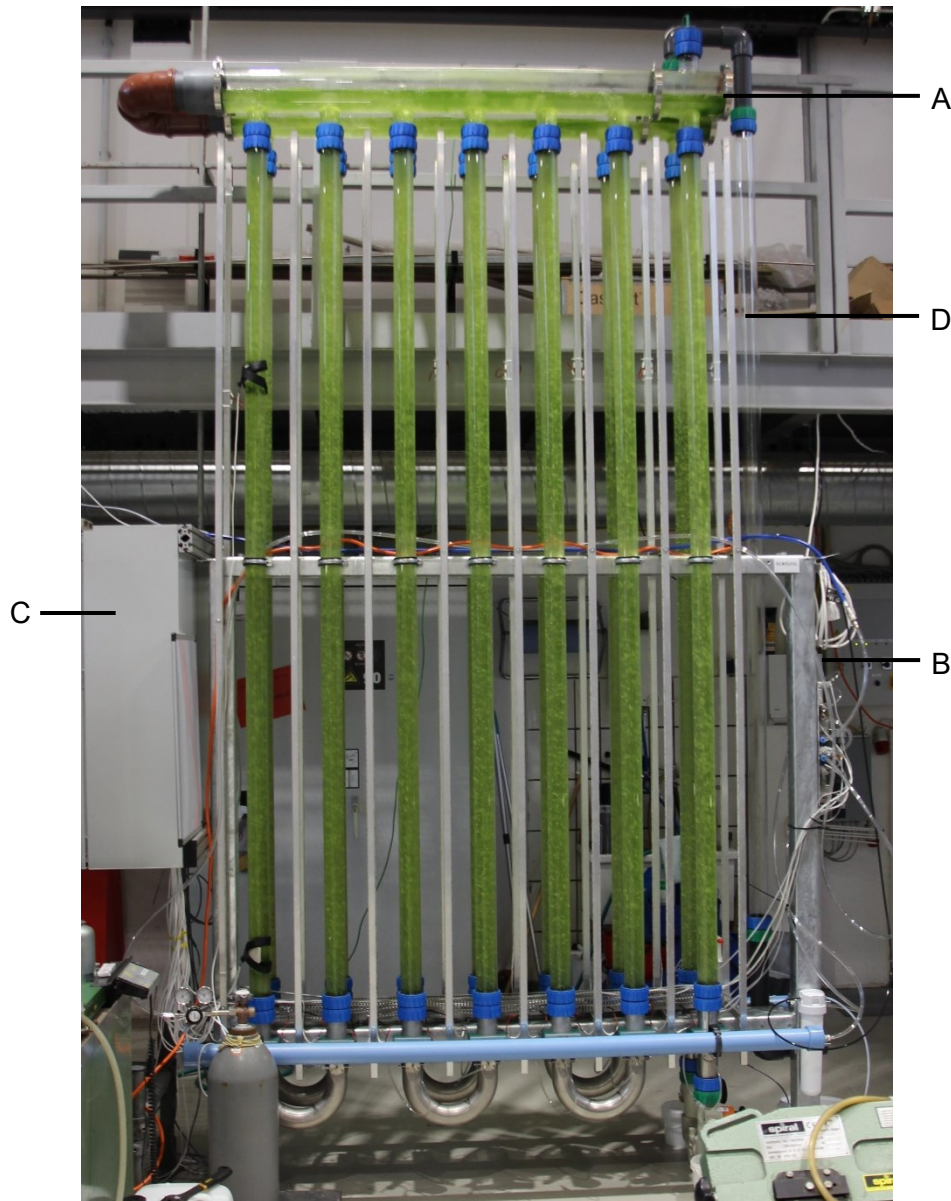


Abbildung 10 – Aufstellung des Photobioreaktors (A... Manifold; B... Steuerungseinheit; C... Schaltschrank; D... Abluft)

Das Anlagenprinzip funktioniert so, dass in jede Glasröhre ein Trägergasstrom (Luft) mit einem bestimmten Druck eingedüst wird. Dabei wird jede zweite Röhre mit einem größeren Luftstrom begast, als jene dazwischen. Dies dient dem Zweck, eine schleifenförmige Weiterbewegung der Algensuspension durch den Reaktor zu bewirken. Dadurch, dass jede zweite Röhre eine stärkere Aufwärtsbewegung erfährt, wird die Suspension in den Röhren dazwischen abwärts gezogen. Der Luft-Trägergasstrom dient somit der Algenbewegung, der Verhinderung der Bildung eines Biofilms und dem besseren Eintrag von CO_2 . Hierbei handelt es sich nicht um synthetisch reine Luft. Die Versorgung wird durch die hauseigene Druckluftleitung mit 8 bar gewährleistet.

Zur Begasung ist an jeder Glassäule eine Silikonmembran mit drei Einschnitten angebracht (Abbildung 11, hinter Punkt A), durch die die Eindüsung des Trägergasstromes in den Reaktor erfolgt. Diese sorgen dafür, dass einerseits keine Flüssigkeit in die Luftversorgung gelangen kann und andererseits der Luftstrom bei Eintritt in die Suspension dispergiert wird. Die Versorgung der einzelnen Glasröhren bzw. Membranen erfolgt über zwei separate Verteilerrohre mit unterschiedlichen Druckniveaus zur Einstellung der unterschiedlichen Begasungsintensitäten in den Glasröhren (hellblaue, horizontale Leitung in Abbildung 10, die zweite befindet sich hinter dem Reaktorgestell und ist nicht sichtbar). Ausgehend von diesen Verteilerrohren werden die Membranen über Schlauchleitungen mit Trägergas und CO₂ versorgt.

Jede Membran hält einem maximalen Druck von etwa 2,5 bar stand. Um zu gewährleisten, dass dieser nicht überschritten wird, wurde die Hausdruckluftversorgung von 8 bar über einen manuellen Druckregler auf maximal 2 bar begrenzt. Um die Membranen nicht zu sehr zu belasten, sollte bei einer Reduktion des Luftstromes darauf geachtet werden, dass der Luftvordruck zumindest dem Druck der anliegenden Wassersäule entspricht, damit kein Wasser in die Luftleitung gedrückt wird. Im Falle der installierten Reaktorhöhe (Flüssigkeitsstand in den Glasröhren) sollte der Vordruck etwa 0,3 bar nicht unterschreiten.

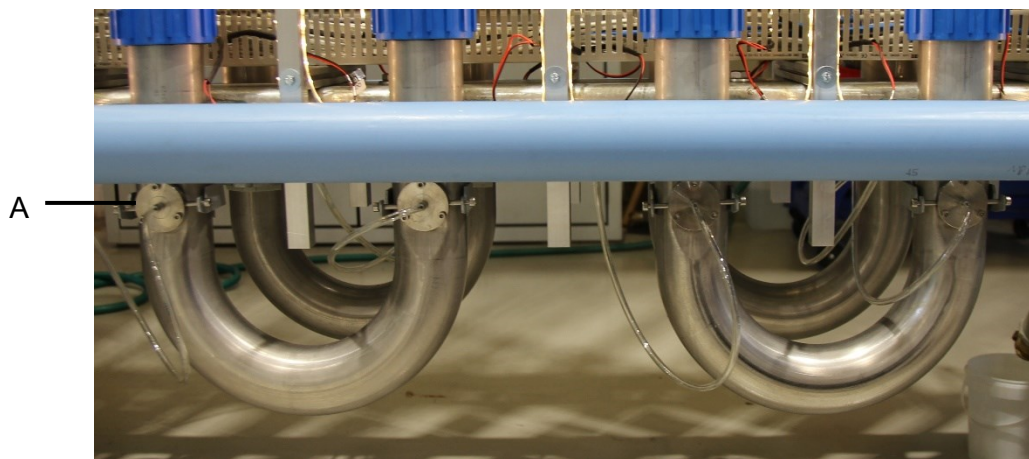


Abbildung 11 – U-Rohre mit Lage der Silikonmembranen

Die CO₂-Versorgung erfolgt über eine CO₂-Druckgasflasche mit einer Reinheit von > 99,5 %. Daran ist ein manueller Druckminderer mit einem maximalen Druck von 18 bar geschraubt. Über ein Y-Stück werden die beiden CO₂-Steuerventile an den Druckminderer angeschlossen. Die CO₂-Steuerventile öffnen im Bedarfsfall die Zudosierung von Kohlendioxid in den Trägergasstrom, welches mit diesem in die Versorgungsleitungen der Silikonmembranen einströmt und im Reaktor verteilt wird. Abbildung 12 zeigt die Steuerungseinheit mit Druckreglern, CO₂-Ventilen und Durchflussmessern.

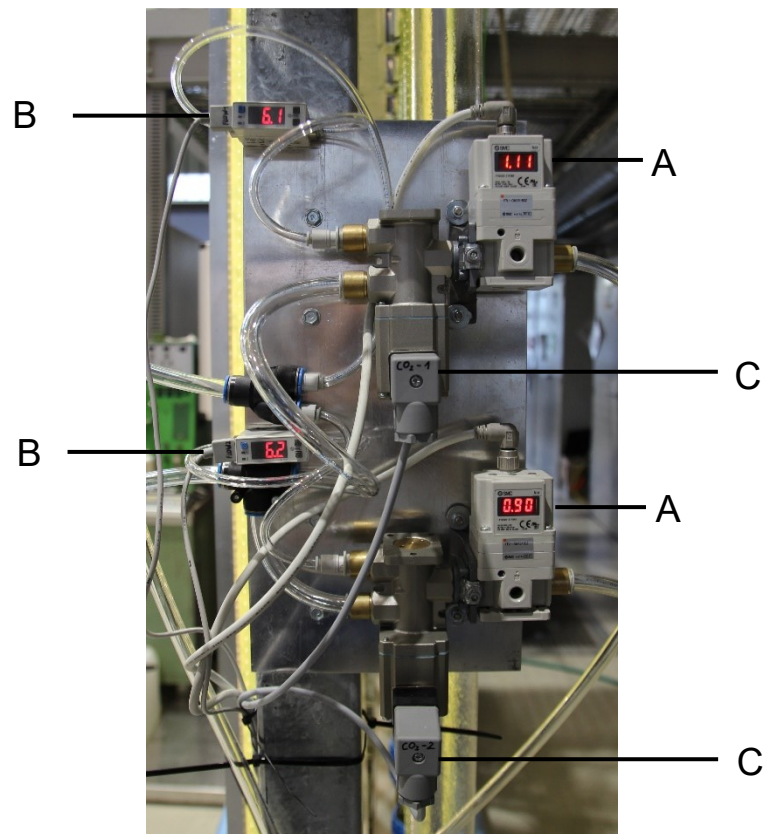


Abbildung 12 – Steuerungseinheit des Photobioreaktors (A... Druckregler, B... Durchflussmesser, C... CO₂-Ventile)

5.1.1 Wasserversorgung

Da für die Befüllung des Reaktors eine Vorbehandlung des Wassers nötig ist, wurden eine Deionisationspatrone und ein Sterilfilter installiert. Der Sterilfilter ist ein Produkt der Firma Aquaphor mit der Bezeichnung „K7B“. Dieser enthält eine Hohlfasermembran mit einer Filterfeinheit von 0,1 µm sowie einen Filterblock aus Aktivkohle zum Ionentausch. Da die Lebensdauer des Sterilfilters bei sehr hartem Wasser signifikant herabgesetzt wird (von 1000 l auf ca. 250 l), wurde eine Deionisationspatrone mit einem Tauschmedium aus einem regenerierfähigen Mischbett-Harz voran gestellt. Die Anschlüsse zwischen dem Ionentauscher und dem Filter, sowie der Anschluss an den Reaktor erfolgten über 3/4“ Schnellkupplungen.

Abbildung 13 zeigt Detail A laut Planskizze in Abbildung 9 und damit jene U-Rohr Verbindung, die besondere Einbauten hat. Es befinden sich zusätzlich zwei Ventile für den Wassereinlass und -auslass sowie ein Ventil zur Trennung der beiden Röhren und die pH-Sonde in dieser Verbindung.



Abbildung 13 – Detail A: U-Rohr Verbindung mit Ventilen und pH-Sonde

Nur an dieser Stelle ist ein Auslassen des Reaktors möglich, das heißt, dass nur die ersten zwei Glassäulen geleert werden können. Um den Reaktor vollständig entleeren zu können, müsste er zerlegt werden. Eine Reinigung des Systems oder Verdünnung der Algensuspension ist demnach nur durch Spülen möglich. Dabei wird die Frischwasserzufuhr an eines der beiden Einlassventile angeschlossen und das Abwasser, das am anderen Ventil ausgeschleust wird, über einen Schlauch in den Kanal geführt. Es ist darauf zu achten, dass das Trennungsventil in der Mitte geschlossen ist, um zu verhindern, dass das Frischwasser ohne Durchlaufen des Reaktors direkt in den Abfluss gelangt.

5.1.2 Reinigung

Als Reinigungsmittel werden das basische Mittel „Weiclean-RD Spez. B“ und das saure Mittel „Prodesan-PE 15“ der Firma Tensid Chemie verwendet. Im Falle der Reinigung der Anlage wird zuerst die verbleibende Algensuspension abgelassen bzw. ausgespült, anschließend wird der Reaktor wieder vollständig mit Wasser gefüllt und ca. 1 l des basischen Reinigungsmittels zugegeben. Dieses soll mindestens einen Tag lang durch den Reaktor gespült werden und entfernt bereits die meisten Ablagerungen. Anschließend kann das Reinigungsmittel ausgespült werden und etwa 1 l des sauren Mittels zugegeben werden. Es muss darauf geachtet werden, dass die beiden Reinigungsmittel nicht in Kontakt kommen, da andernfalls eine Reaktion stattfindet, bei der Chlorgas entsteht. Das zweite Reinigungsmittel soll ebenfalls mindestens einen Tag im Reaktor verbleiben und muss gründlich ausgespült werden, bevor der Reaktor erneut beimpft werden kann. Zur Reinigung hartnäckiger Verunreinigungen im Manifold kann abluftseitig die Dichtung und das Abschlussstück abgenommen werden, um das Manifold händisch zu reinigen. Für den Fall, dass der Reaktor längere Zeit nicht betrieben

wird, ist es ratsam eines der Reinigungsmittel im Reaktor zu belassen, um zu verhindern, dass sich an kritischen Stellen Bakterien o.Ä. vermehren können.

5.1.3 pH-Messung

Bei der pH-Sonde handelt es sich um ein Produkt der Firma Kuntze Instruments mit dem Namen „Zirkon pH Pool“. Die Sonde hat einen Messbereich von -1-15 pH und eine Mindestleitfähigkeit von 150 $\mu\text{S}/\text{cm}$. Der Transmitter ist von der Firma GHM Messtechnik mit dem Namen „pH Head-Transmitter pH 40“. Er übermittelt ein 4-20 mA Signal und benötigt eine Versorgungsspannung von 10-30 V DC. Bei dieser Anlage werden alle Einrichtungen mit einer Spannung von 24 V DC gespeist.

5.1.4 Durchflussmessung

Die beiden Durchflussmesser der Firma SMC mit der Bezeichnung „PFM725-C6-F“ dienen ausschließlich der Messung des Volumenstroms an Trägergas. Die Regelung des Durchflusses selbst (siehe Kapitel 5.3) erfolgt über die installierten Druckregler. Die Durchflussmesser werden mit einer Versorgungsspannung von 24 V DC gespeist und das Ausgangssignal ist ein 4-20 mA Signal, welches einen Durchflussbereich von 0,5-25 l/min abdeckt. Es sind jeweils zwei Durchflussmesser installiert, jeweils einer für den höheren und einer für den niedrigeren Durchfluss am Eintritt in die jeweiligen Verteilerrohre des Trägergasstroms.

5.1.5 Druckregelung

Die beiden Druckregler der Firma SMC mit der Bezeichnung „ITV2030-31F3N3“ benötigen eine Versorgungsspannung von 24 V DC. Über das Eingangssignal von 0-10 V DC kann ein Druck zwischen 1 und 6 bar eingestellt werden. Es sind zwei Druckregler vorhanden, je einer für die beiden Verteilerrohre des Trägergasstromes.

5.1.6 CO₂-Ventile

Die zwei CO₂-Ventile sind von der Firma SMC und haben die Bezeichnung „EVT 325-03F5D-Q“. Dabei handelt es sich um ein 3/2-Wege Ventil, Luft strömt durchgehend hindurch und wird erst danach von der Druckregelung erfasst bzw. geregelt, CO₂ wird bei Öffnung des Ventils dazu dosiert.

5.1.7 Temperaturmessung

Die Temperaturmessung erfolgt über zwei Typ K Thermoelemente. Das erste Thermoelement ist zur Messung der Raumtemperatur an der unteren Seite des Schaltschranks angebracht. Das zweite, zur Messung der Temperatur der Algensuspension, wird durch eine Bohrung an der oberen Öffnung des Reaktors (hier werden auch die Nährstoffe zugegeben) eingeführt.

5.1.8 Lichtmessung

Die Lichtmessung erfolgt an zwei Stellen oben und unten an der vorderen Glassäule neben dem Schaltschrank. Lichtmessung 1 befindet sich an einer Röhre direkt unter dem Manifold, Lichtmessung 2 befindet sich an der unteren Seite desselben Rohres, direkt über der U-Rohr-Verbindung. Hierfür werden zwei punktförmige Lichtmesser der Firma Luna Optoelectronics mit der Typenbezeichnung „NORPS-12“ verwendet, die in ein halbes Rohrstück eingepasst wurden. Das Ausgangssignal ist ein 0-10 V Signal und nimmt mit steigender Lichtintensität logarithmisch ab.

5.2 Beleuchtung

Die Beleuchtung wurde nicht von der Firma ecoduna AG zur Verfügung gestellt, da diese ihre Algen natürlich belichtet.

Da eine natürliche Belichtung durch Sonnenlicht aufgrund der Anlagenaufstellung in der Technikumshalle nicht möglich war, musste eine künstliche Beleuchtung installiert werden. Die erste grundsätzliche Entscheidung wurde zwischen einer LED-Beleuchtung und Halogenröhren getroffen. Aufgrund der einfacheren Installation und der geringeren Hitzeentwicklung von LED-Bändern gegenüber Halogenröhren, fiel die Entscheidung auf erstere.

Für die konkrete Befestigung der LED-Streifen wurden verschiedene Möglichkeiten in Betracht gezogen: die erste Option war eine Anbringung direkt an den Glasröhren der Anlage. Dies hat allerdings diverse Nachteile, wie ein mögliches Zerkratzen der Röhre, oder eine verstärkte Biofilmbildung an der Beleuchtungsstelle.

Daher wurde eine Installation mit größerem Abstand zu den Glasröhren geplant und umgesetzt (Abbildung 14). Hierfür wurden mehrere Aluminiumprofile mit einer Kantenlänge von 20 mm x 20 mm und einer Länge von 17,5 cm quer am unteren und mittleren Stahlprofil angebracht. Jedes Aluminiumprofil wurde dabei zwischen je zwei Röhrenpaaren angeordnet. An deren Ende wurden nun je ein weiteres Aluminiumprofil (20 x 20 mm, 3 m Länge) befestigt, welches somit parallel zu den Glasröhren steht. An diesen Profilen wurde an beiden, den Röhren zugewandten Seiten ein LED-Band angebracht. Jede Algenröhre wird somit von zwei Seiten beleuchtet.



Abbildung 14 – Installation von LED-Bändern zur künstlichen Beleuchtung

Jedes LED-Band wird mit einer Spannung von 24 V gespeist, die Leistung pro Meter beträgt 12 W. Insgesamt wurden 84 m LED-Bänder verwendet, um alle sieben Röhren von je zwei Seiten beleuchten zu können. Dafür wurden 48 m eines 20 x 20 mm Aluprofiles verwendet, sowie etwa 1,5 m eines weiteren Profils zur Montage auf den Stahlträgern. Es wurden vier Mal jeweils sieben Bänder zusammengeschlossen und über je ein 10 A Netzteil gespeist, um die Leistung der einzelnen Netzteile gering zu halten. Die Dimmung erfolgt über je einen PWM-Dimmer der Firma FG-Elektronik. PWM steht für Pulse Width Modulation und dimmt LED-Lichter indem ein Rechteckpuls für Ein- und Ausschaltung ausgegeben wird. Bei einer Verlängerung der Einschalt-Pulse erhöht sich die Helligkeit und umgekehrt. Diese Pulse wechseln mit einer entsprechend hohen Geschwindigkeit, sodass das Licht mit freiem Auge gedimmt erscheint.

5.3 Steuerung

Die Steuerung sowie die Messdatenerfassung wurden mit dem Programm „Lookout“ der Firma National Instruments AG umgesetzt (Abbildung 15).

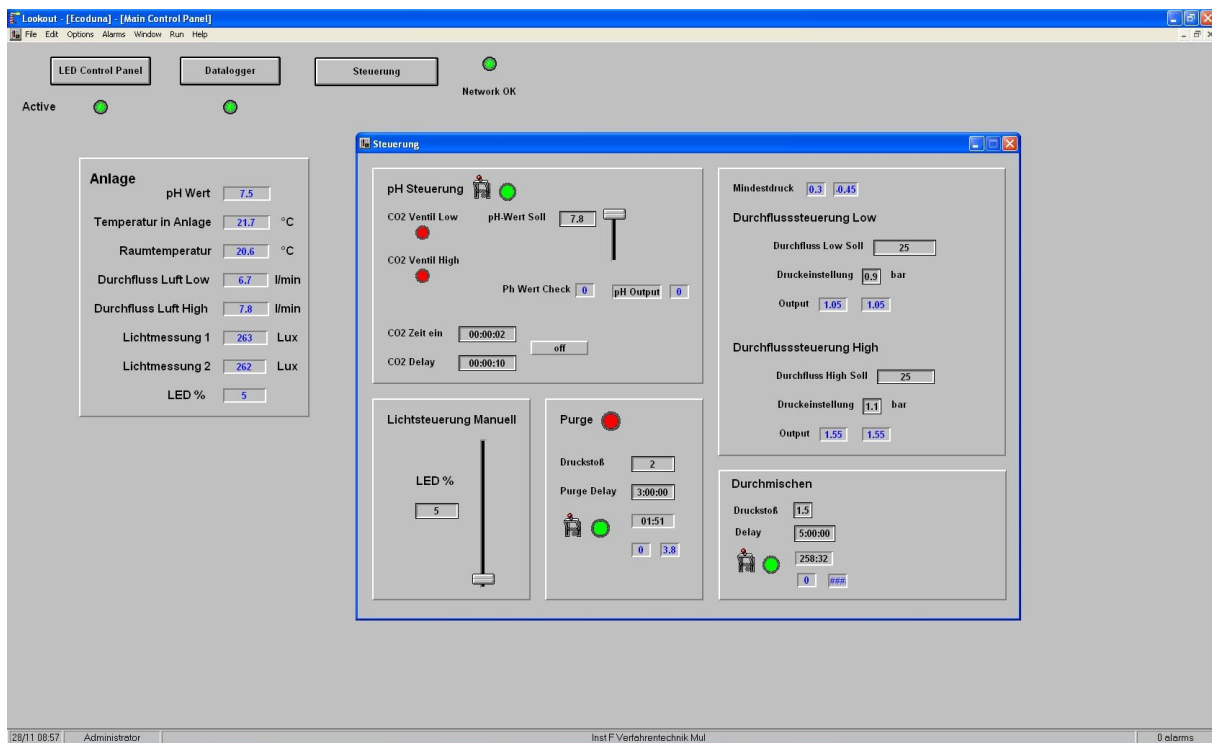


Abbildung 15 – Interface der Steuerung des Photobioreaktors (Mainpanel und Anlagensteuerung)

Das Interface ist aus vier sogenannten Panels aufgebaut. Das Mainpanel zeigt alle eingelesenen Werte an (links) und beinhaltet Pushbuttons zum Öffnen der Panels „Steuerung“, „Datalogger“ und „LED Control Panel“. Zudem ist eine Anzeige vorhanden, die den Status der Netzwerkverbindung anzeigt.

Am Mainpanel werden das umgewandelte Signal des pH-Werts, der Anlagen- und Raumtemperatur, der Durchfluss Low und High, sowie die beiden Lichtmessungen und der Prozentsatz der LED-Leistung angezeigt.

Das Licht wird in Lux gemessen. Das Spannungssignal nimmt mit steigender Lichtintensität doppeltlogarithmisch ab und wurde deshalb in Lookout über Formel 1 angepasst. Diese Gleichung wurde empirisch über ein Hand-Lichtmessgerät ermittelt.

$$\text{Lichtintensität in Lux} = 10^{-2,1232 \cdot \log(\text{Spannungssignal}) + 3,335} \quad \text{Formel (1)}$$

Das Steuerungspanel hat fünf Aufgaben: die pH-Steuerung, die manuelle Lichtsteuerung, die Durchflusssteuerung, den Purge und das Durchmischen. Bei der Steuerung des pH-Wertes wird der tatsächliche pH-Wert eingelesen und mit dem Soll-pH-Wert verglichen. Ist der tatsächliche Wert zu hoch werden beide CO₂-Ventile für eine manuell einstellbare Zeitspanne (hier 2 s) geöffnet und danach für eine ebenfalls wählbare Zeitspanne (hier 10 s) gewartet. Tritt in dieser Zeit eine pH-Änderung ein, die den Wert unter den Sollwert sinken lässt, ist der Prozess abgeschlossen. Andernfalls beginnt er von vorne. Über einen Schalter kann die gesamte pH-Steuerung abgeschaltet werden.

Die manuelle Steuerung der Lichtintensität setzt nur ein, wenn keine automatische Zeitschaltung eingestellt ist. Hier werden alle LEDs gleichzeitig über die Versorgungsleistung (0-100 %) gesteuert. Im LED Control Panel kann auf eine zuvor erstellte Excel-Datei zugegriffen werden, in der jeder Stunde des Tages eine Lichteinstellung in Prozent zugeordnet ist. Dadurch kann ein Tag/Nacht-Zyklus simuliert werden. Wenn diese Funktion aktiviert ist, wird die manuelle LED-Einstellung deaktiviert. Grundsätzlich werden immer alle LED-Bänder gleichzeitig angesteuert.

Bei der Durchflusssteuerung können zwei Einstellungen, die jeweils jede zweite Blasensäule betreffen, getroffen werden (Low und High). Dabei wird ein bestimmter Druckwert eingegeben, der auf den Druckregler übertragen wird. Somit stellt sich ein bestimmter Durchfluss ein, der auf dem Mainpanel ausgegeben wird. Empirisch betrachtet, ist dieser ausgegebene Durchflusswert jedoch nicht der tatsächliche, da sich bei gleicher Einstellung aller Blasensäulen eine signifikante Abweichung ergibt. Deshalb wurde der Druckluftstrom hauptsächlich über die Druckeinstellung geregelt.

Auf dem Druckregler ist direkt manuell ein Druckwert einstellbar. Er setzt aus diesem und dem über Lookout eingestellten Wert den tatsächlichen Druck zusammen. Deshalb wurde direkt am Regler der fixe Wert 0,5 eingestellt und das Ausgangssignal von Lookout über eine Gleichung (Formel 2) angepasst, um den gewünschten Druckwert zu erhalten.

$$\text{Ausgangssignal} = 0,4 * \text{Solldruck} + 0,48 \quad \text{Formel (2)}$$

Durch diese Anpassung wird bei einem voreingestellten Wert von 0,5 immer der Solldruck ausgegeben.

Für den Purge kann das gewünschte Zeitintervall sowie die -dauer und der Purgedruck manuell eingegeben werden. Der Purge sollte aufgrund der Membranen 2 bar nicht überschreiten. Auch dieser Druck ist mit Formel 2 korrigiert. Der Purge hat das Ziel, Ablagerungen an den Membranöffnungen durch Nährstoffe oder Algen zu entfernen. Diese können sich verstärkt hier ablagern, da der Phasenübergang Gas/Flüssig dies begünstigt. Das Durchmischen folgt dem gleichen Schema wie der Purge, mit dem Unterschied, dass der Zweck einer Ablösung der Ablagerungen am Manifold dient und damit für eine längere Dauer und mit einem geringeren Druck eingestellt werden sollte. Auch hier wurde mit Formel 2 korrigiert.

Der Datalogger speichert, wenn aktiviert, in einem einstellbaren Intervall die Zeit und das Datum, den pH-Wert, die Anlagen- und die Raumtemperatur, den Durchfluss Low und High, die beiden Lichtmessungen und die Lichteinstellung in Prozent in eine Textdatei. In diesem Fall werden alle 10 min Daten abgespeichert.

5.3.1 Modularer Regler

Der Modulare Regler der Firma Eurotherm aus der Reihe 2500 regelt alle Ein- und Ausgangssignale die über Lookout empfangen und gesendet werden. Es sind 8 Module verwendbar und die gesamte Einheit wird mit einer Spannung von 24 V DC versorgt. In der nachstehenden Tabelle 2 werden die einzelnen Module, ihre Art, das Ein- bzw. Ausgangssignal und die Signalquelle/-senke angeführt.

Tabelle 2 – Module des modularen Reglers und deren Funktionen

Modul	Art	Quelle/Senke	Signal
Modul 1	AI2	pH-Sonde	4-20 mA
Modul 2	AI2	Durchflussmesser High	4-20 mA
		Durchflussmesser Low	4-20 mA
Modul 3	AO2	Druckregler High	0-10 V
		Druckregler Low	0-10 V
Modul 4	AO2	Dimmer aller LEDs	0-10 V
Modul 5	AI4	Thermoelement Anlage	-6-54 mV
		Thermoelement Raum	-6-54 mV
Modul 6	AI2	Lichtmessung 1	0-10 V
		Lichtmessung 2	0-10 V

Modul 7	RLY4	Magnetventil High Magnetventil Low	0/24 V 0/24 V
Modul 8	AO2	Versorgungsspannung für Lichtsteuerung	0-5 V

5.4 Schaltschrank und Verkabelung

Der Schaltplan (Abbildung 33 bis Abbildung 39) befindet sich im Anhang und wurde von Herrn Mark Read gezeichnet. Aufgrund dieser Angaben wurde anschließend der Schaltschrank (Abbildung 16) verkabelt. Die Farbe der Erdung ist wie üblich gelb/grün. Im 230 V AC Stromnetz ist braun die Phase und blau der Neutraleiter. Im 24 V DC Stromkreis ist rot positiv (+) und schwarz negativ (-). Organe Kabel sind reine Datenleiter. Für sämtliche Kabel der Lichtversorgung wurden 2,5 mm² Kabel verwendet. Alle weiteren sind 1,5 mm² Kabel.

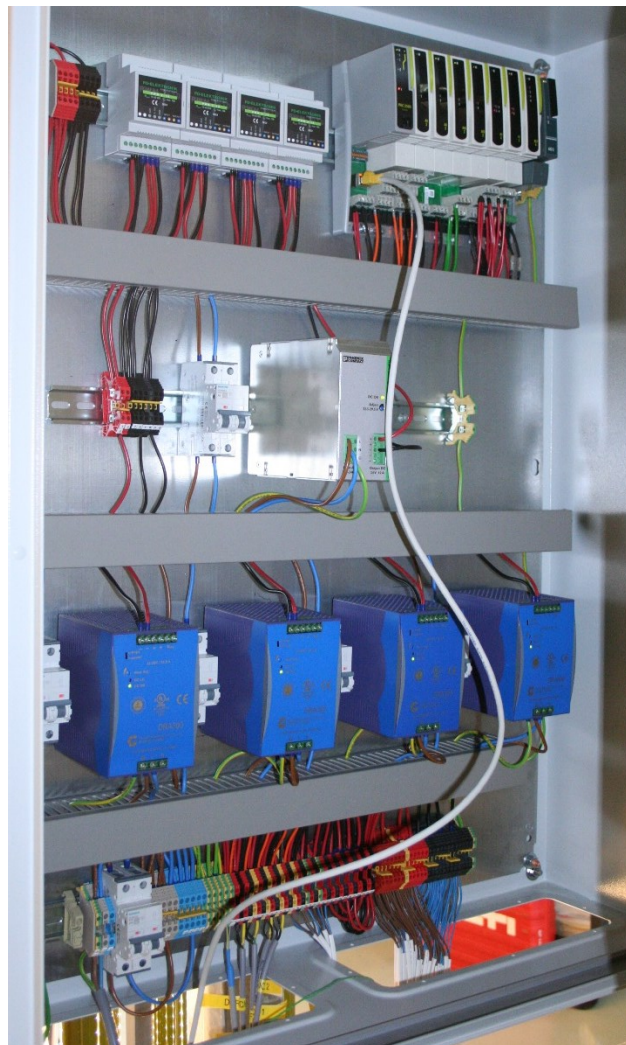


Abbildung 16 – Schaltschrank zur Datenerfassung und Steuerung des Photobioreaktors

6 Kultivierung im Labor

Bei der verwendeten Alge handelt es sich um die Gattung *Chlorella minutissima*. Dafür wurden ca. 500 ml derselben Kultur verwendet, mit welcher der Reaktor beimpft wurde. Die Laborkultivierung dient dem Zweck, eine eigenständige Versorgungskette für den Reaktorbetrieb zu ermöglichen. Bei erfolgreicher Kultivierung im Labor könnten somit alle Schritte von der Agarplatte bis zur Reaktorbeimpfung abgedeckt werden.

Für die Kultivierung im Labor werden mehrere 1 l und 2 l Schottgläser verwendet. In deren Deckel wurden jeweils zwei Löcher für die Zu- und Abluft gebohrt. Die Bewegung der Suspension erfolgt durch Rührplatten und Rührfische im Inneren der Gläser. Für die Beleuchtung sorgen dieselben LED-Bänder, die auch für den Photobioreaktor verwendet werden. Der Luft-Trägergasstrom stammt aus der hauseigenen Druckluftleitung mit 8 bar und wird zuerst über einen Druckminderer mit einem Druckbereich bis 18 bar und dann über einen Schwebekörperdurchflussmesser mit einem Messbereich bis 5 l/min geregelt. Das CO₂ stammt aus einer Biogon C Druckgasflasche mit einer Reinheit von > 99,5 % und wird ebenfalls über einen Druckregler und anschließend über einen Schwebekörperdurchflussmesser mit einem Messbereich bis 1 l/min gedrosselt. Beide Gasströme werden über ein T-Stück zusammengeführt und anschließend zu gleichen Teilen auf alle Gläser aufgeteilt. Dabei muss darauf geachtet werden, dass alle Schlauchstücke die gleiche Länge haben, um keine Unterschiede des Druckverlustes und damit der Durchflüsse zu erzeugen.

Bevor mit der Kultivierung begonnen werden konnte wurden alle Gläser und das benötigte Nährstoffmedium im Autoklav bei 125 °C für ca. 30 min sterilisiert. Zu Beginn der Kultivierung wurden 500 ml Algensuspension auf je zwei 1 l Gläser verteilt und mit 750 ml Nährstoffmedium aufgefüllt. Der CO₂-Anteil der Zuluft wurde auf ca. 5 vol. % geregelt

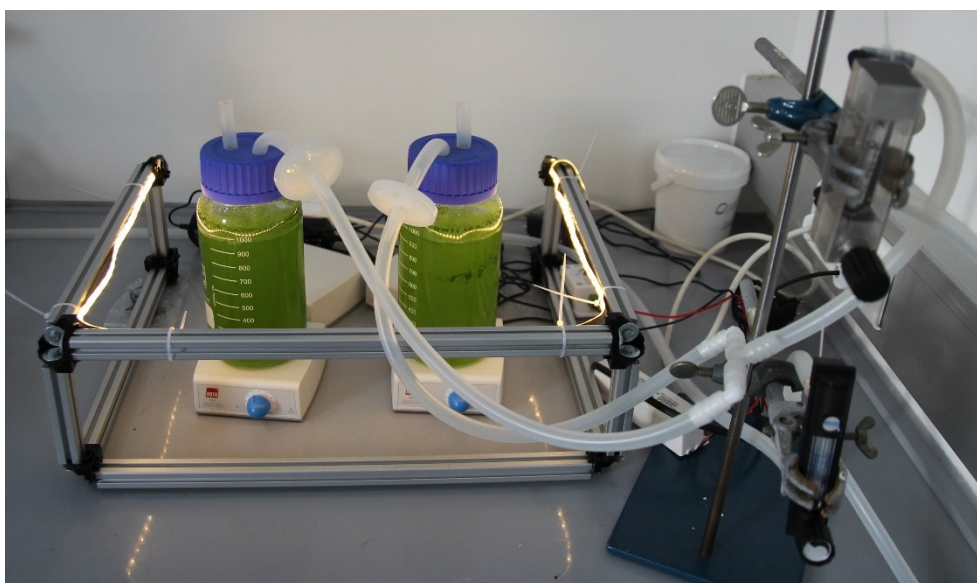


Abbildung 17 – Aufbau der Laborkultivierung

Nach etwa einer Woche war mit freiem Auge zu erkennen, dass sich Algenagglomerationen bildeten. Die Untersuchung der beiden Suspensionen unter dem Mikroskop zeigte deutlich große Zusammenballungen und Verunreinigungen durch Bakterien und Geißeltierchen. Damit wurde der Versuch einer parallel zum Reaktorbetrieb laufenden Laborkultivierung abgebrochen.

Ein möglicher Grund für die Algenagglomerationen können Bakterienverunreinigungen, welche durch den offenen Abluftschlauch oder die ungefilterte Druckluftversorgung in die Suspension gelangt sind, sein. Außerdem kann durch die relativ ungenaue CO₂-Dosierung der pH-Wert zeitweise zu niedrig für ein gesundes Wachstum der Algen gewesen sein. Zudem war bei Beginn des Versuches keine ausreichende CO₂-Versorgung gegeben, da die Proben nach Eingang der Kultur zunächst über zwei Tage ohne Belüftung/CO₂-Versorgung im Labor gelagert wurden.

Für eine bessere Laborkultivierung wird zukünftig eine Abdeckung der Abluft bzw. eine geschlossene Führung des gesamten Gasstromes über einen Sterilfilter empfohlen. Außerdem müsste eine stabile CO₂-Versorgung ermöglicht werden, wobei zu Beginn der Kultivierung der CO₂-Gehalt der Umgebungsluft ausreichend sein dürfte und keine weitere Zufuhr von CO₂ stattfinden müsste. Idealerweise könnte die Kultivierung in einem Bereich stattfinden, der möglichst steril gehalten werden kann und nicht für andere Arbeiten gebraucht wird.

7 Reaktorbetrieb

Im folgenden Kapitel werden die Tätigkeiten des laufenden Betriebes erklärt.

7.1 Beimpfung des Reaktors

Am 24.11.17 wurde der Reaktor mit ca. 10 l Algensuspension der Firma ecoduna beimpft. Die zur Verfügung gestellte Alge war die Gattung *Chlorella minutissima*. Beimpft wurde durch den oberen Einlass des Reaktors. Anschließend wurde die Datenerfassung gestartet. Nachdem sich die Suspension vollständig im Reaktor verteilt hatte, wurde die Extinktion gemessen. Dieser Wert lässt allerdings nicht auf eine konkrete Konzentration rückschließen, da er unter der Bestimmungsgrenze liegt (siehe Kapitel 7.3).

7.2 Nährmedium und Nähstoffüberwachung

Als Nährmedium wurde BG-11 verwendet. Seine Inhaltsstoffe sind in Tabelle 3 und Tabelle 4 angeführt. Alle Chemikalien wurden einzeln gekauft und eigenständig zu BG-11 gemischt.

Tabelle 3 – Inhaltsstoffe des Mediums BG-11: Hauptanteile

Chemikalie	Menge [mg/l]
NaNO ₃	1500
K ₂ HPO ₄	40
MgSO ₄ · 7H ₂ O	75
CaCl ₂ · 2H ₂ O	36
Zitronensäure	6
Ammoniumeisencitrat	6
Na ₂ MgEDTA	1
Na ₂ CO ₃	20

Tabelle 4 – Inhaltsstoffe des Mediums BG-11: Mikroelemente

Mikroelemente	Menge [mg/l]
H ₃ BO ₄	2,86
MnCl ₂ · 4H ₂ O	1,81
ZnSO ₄ · 7H ₂ O	0,222
NaMoO ₄ · 2H ₂ O	0,39
CuSO ₄ · 5H ₂ O	0,079
Co(NO ₃) ₂ · 6H ₂ O	0,0494

Für die Nährstoffüberwachung wurde der Nitrat-Gehalt stellvertretend für alle Nährstoffe bestimmt. Dies ermöglicht eine einfache Bestimmung mittels Nitrat-Schnelltest der Firma Machery-Nagel mit der Bezeichnung „Visicolor ECO“, Test 5-41. Bei Nitrat-Werten unter 300 mg/l wurde eine entsprechende Menge BG-11 der Kultur zugegeben, um den Nitratwert auf mindestens 600 mg/l zu erhöhen. Die Hauptnährstoffe wurden nach Tabelle 3 und Tabelle 4 eingewogen und in etwas destilliertem Wasser gelöst, die genaue Menge Wasser ist dabei nicht relevant, da es dabei lediglich darum ging die Inhaltsstoffe zu lösen, um den Reaktor mit einer flüssigen Lösung versorgen zu können. Anschließend wurde die Lösung im Autoklav bei 125 °C für ca. 30 min sterilisiert. Nach der Abkühlung im Wasserbad wurde die Lösung an der oberen Öffnung des Reaktors beigegeben. Die Mikroelemente wurden 1:1000 aufkonzentriert in 1 l destilliertem Wasser gelöst. Somit wurde für jeden Liter herzustellendes Medium 1 ml dieser Lösung beigegeben. Die Vitamine B₁, B₁₂ und Biotin wurden in einem Abstand von ca. zwei Wochen zugegeben. Biotin wurde als Reinstoff zugegeben, während die Vitamine B₁ und B₁₂ in einem Vitamin B-Komplex vorhanden waren. Es wurden jeweils 2,5 mg Biotin, 2 mg B₁ und 2 mg B₁₂ dem Reaktor zugegeben.

7.3 Messung der Algenkonzentration

Um während des laufenden Betriebes den Stand des Algenwachstums, also den Verlauf der Algenkonzentration in der Suspension, bestimmen zu können, wurde anhand von Verdünnungen der Zusammenhang zwischen Extinktion und Trockenmasse pro Liter bestimmt (Abbildung 18). Somit kann bei Entnahme einer geringen Menge Suspension aus dem Reaktor über ein Photometer der Firma photoLab mit der Bezeichnung „7600 UV-VIS“ die Extinktion und damit die Konzentration bestimmt werden.

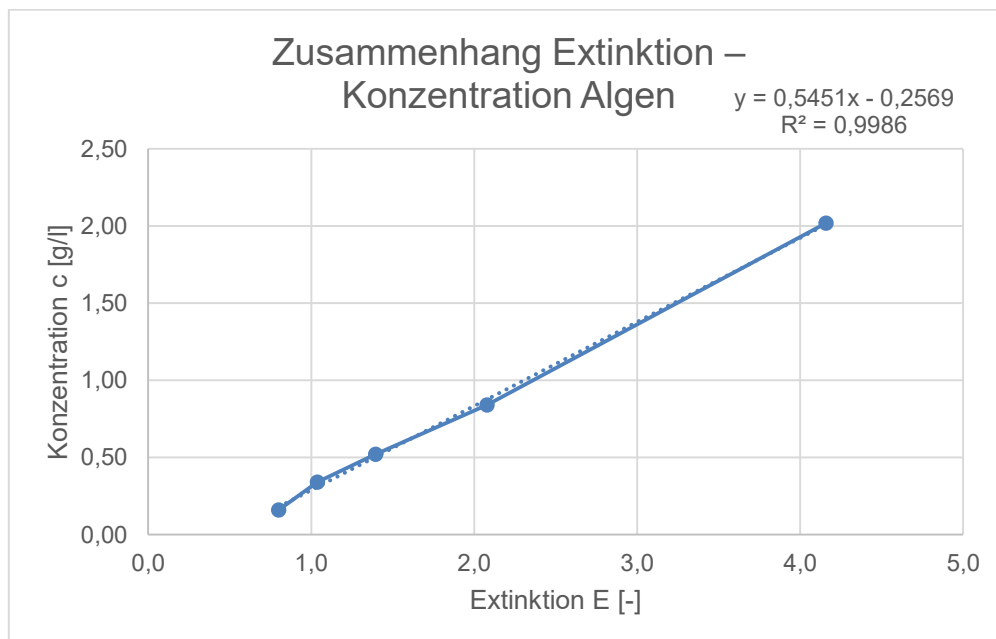


Abbildung 18 – Zusammenhang Extinktion und Konzentration der Algenbiomasse in der Suspension

Man kann deutlich einen linearen Zusammenhang erkennen, was sich mit den Erwartungen deckt. Eine lineare Regression der Werte ergibt eine Regressionsgerade von $y = 0,5451 \cdot x - 0,2569$ mit einem Bestimmtheitsmaß von $R^2 = 0,9986$. Mit dieser wurden alle Konzentrationen der Proben ermittelt.

Vor jeder Messung wurde das Photometer mit einer reinen BG-11 Lösung kalibriert. Die Extinktionsmessungen erfolgten bei einer Wellenlänge von 430 nm. Zuvor wurde eine *Chlorella minutissima* Algensuspension bei verschiedenen Wellenlängen vermessen, um die Wellenlänge, welche zu einer maximalen Extinktion führt, zu ermitteln. Dabei ist ersichtlich, dass sich bei einer Wellenlänge von 650 nm (oranges Licht) und bei 430 nm (blaues Licht) ein Maximum befindet. Dies steht in Korrelation mit der grünen Farbe der Algen. Die Ergebnisse sind in Abbildung 19 dargestellt.

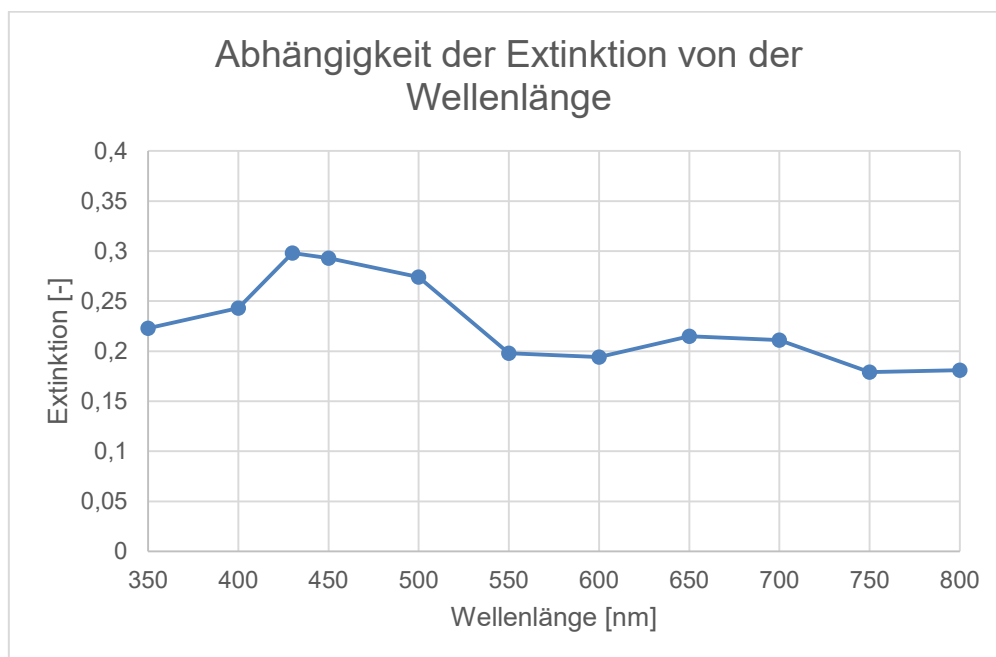


Abbildung 19 – Abhängigkeit der Extinktion von der Wellenlänge bei einer *Chlorella minutissima*-Suspension

7.4 Routineablauf Reaktorbetrieb

In Tabelle 5 sind alle regelmäßig durchgeführten Tätigkeiten während des laufenden Reaktorbetriebes angeführt.

Tabelle 5 – Regelmäßige Tätigkeiten während des laufenden Reaktorbetriebes

Tätigkeit	Regelmäßigkeit	Kriterium
Probenahme und Messung der Algenkonzentration	Täglich	Kontrolle Wachstum
Nitratmessung	Täglich	Wenn Nitrat < 300 mg/l, dann BG-11 zugeben
Status Netzwerkverbindung	Täglich	Watchdog ist grün
Kontrolle Füllgrad	Täglich	Manifold ist $\frac{1}{4}$ voll
Vitaminsdosierung	Alle zwei Wochen	–
Ernte	Abhängig von Konzentration	Algen wachsen nicht mehr/wenig
Füllgrad der CO ₂ -Flasche kontrollieren	Einmal pro Woche	Druck lässt nach
Lichtleistung anpassen	Bei Bedarf	Gemessene Lichtintensität ist < 200 lux, bzw. die Lichtintensität ist nach der Ernte zu hoch

Von Montag bis Freitag wurden jeden Tag, sofern es nicht durch den Technikumsbetrieb verhindert wurde, bestimmte Messungen durchgeführt. Hierunter fällt die Probenahme von etwa 20 ml Algensuspension direkt aus dem Reaktor. Dies hat den Zweck, das Wachstum der Algen zu überprüfen. Bei der Probenahme selbst muss darauf geachtet werden, dass der Auslasshahn zuvor durchgespült wird, um dafür zu sorgen, dass etwaige Algenablagerungen nicht die Extinktionsmessung verfälschen. Nach der Kalibrierung des Photometers kann die Extinktion gemessen werden.

Des Weiteren wurde täglich die Nitratkonzentration bestimmt. Die Überwachung der Nährstoffe erfolgte wie in Kapitel 7.2 beschrieben. Außerdem wurden im Abstand von ca. zwei Wochen die Vitamine B₁, B₁₂ und Biotin zugegeben.

Zudem wurde täglich die Netzwerkverbindung der Steuerung sowie die durchgängig laufende Datenerfassung kontrolliert. Der Status der Netzwerkverbindung ist in der Steuerung über einen sogenannten Watchdog sofort ersichtlich (rot/grün).

Im Sommer, oder im Winter bei sehr trockener Luft, kommt es stark zu Verdunstungen des Suspensionsmediums. Da ein Füllgrad des Manifolds von $\frac{1}{4}$ ideal ist, kann es dazu kommen, dass Wasser nachgefüllt werden muss. Dies wurde ebenfalls regelmäßig kontrolliert. Außerdem sollte regelmäßig kontrolliert werden, ob sich Algenagglomerationen gebildet haben, da dies auf eine Verunreinigung durch Bakterien oder andere Mikroorganismen hindeuten kann.

Um ehestmöglich zu erkennen, dass die CO₂-Flasche leer wird, wurde etwa ein Mal pro Woche der Flaschendruck kontrolliert.

Die LED-Leistung wurde bei steigender Algenkonzentration angepasst. Dafür wurden 5 %-Schritte vorgenommen. Bei niedrigen Konzentrationen wurde die Lichteinstellung so angepasst, dass etwa 200 lux auf der anderen Seite der Röhre gemessen wurden. Bei höheren Konzentrationen konnte dieser Wert nicht mehr erreicht werden.

Die Ernte wurde in Abhängigkeit von der Algenkonzentration vorgenommen. Dabei wurden die zwei Glasröhren über dem Auslassventil und das gesamte Manifold entleert. Das entspricht einem Volumen von ca. 35 l. Anschließend wurde dieselbe Menge frisches Wasser zugegeben, die Nitratkonzentration bestimmt und gegebenenfalls Nährstoffe zugegeben.

8 Biomassegewinnung

Zur Biomasseabtrennung wurden die in Kapitel 4.6 beschriebenen Methoden in Betracht gezogen. Aufgrund der labortechnischen Möglichkeiten hat sich eine Abtrennung durch Zentrifugierung angeboten. Dafür wurde eine Zentrifuge der Firma Thermo Scientific mit der Bezeichnung „Heraeus Megafuge 16“ verwendet. Es wurden jeweils vier Behälter mit 160 ml Algensuspension gefüllt und bei 5000 upm für 30 min zentrifugiert. Das Ergebnis war nicht zufriedenstellend, da sich nur ein sehr geringer (nicht messbarer) Bodensatz gebildet hatte. Anschließend wurde dieselbe Probe mehrfach für weitere 30 min zentrifugiert, was zu keiner Verbesserung des Abscheidegrades geführt hat.

Damit wurde diese Abscheidemethode ausgeschlossen und die Methode der Flockung gewählt. Verwendet wurde das anorganische Flockungsmittel „Evolution duo“ und das Flockungshilfsmittel „Multifloc A220“, beides von der Firma Donau Chemie AG. Erste Versuche, um ein passendes Verhältnis Flockungsmittel/Suspension zu ermitteln zeigten, dass sich das ideale Verhältnis im Bereich 0,2 mg Evolution duo/ml Suspension und 0,04 mg Multifloc A220/ml Suspension befindet. Für genauere Ergebnisse wurden zwei weitere Versuche durchgeführt, bei denen jeweils entweder das Flockungs- oder das Flockungshilfsmittel variiert wurden.

Jede Probe wurde nach Zugabe der Chemikalien für 30 min auf einer Rührplatte gerührt und anschließend in einen Erlenmeyerkolben überführt. Die folgende Tabelle 6 zeigt die verwendeten Mengen der Chemikalien auf. In diesem Versuch wurde die ideale Menge des Flockungshilfsmittels ermittelt.

Tabelle 6 – Flockungsversuch zur Ermittlung des idealen Flockungshilfsmittelverhältnisses

Nummer	Evolution duo [mg/ml]	Multifloc A220 [mg/ml]	Algensuspension [ml]
1	0,2	0	500
2	0,2	0,02	500
3	0,2	0,04	500
4	0,2	0,06	500

In Abbildung 20 ist erkennbar, dass Probe Nummer 1 eindeutig am trübsten ist, während zwischen Probe 2, 3 und 4 kaum ein Unterschied in der Klarheit der Lösung sichtbar ist. Allerdings hat Probe 3 die größten Algenflocken verglichen mit 2 und 4, weshalb für alle weiteren Versuche eine Dosierung von 0,04 mg Flockungshilfsmittel/Liter Suspension gewählt wird.

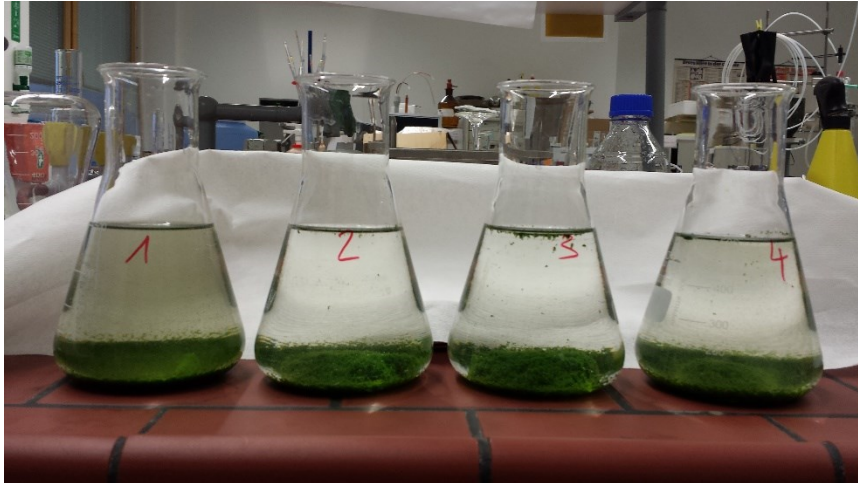


Abbildung 20 – Resultat der Versuche zur Ermittlung des idealen Flockungshilfsmittelverhältnisses

Anschließend wurden Versuche durchgeführt um das ideale Flockungsmittelverhältnis festzustellen. Tabelle 7 zeigt die verwendeten Mengen der Chemikalien.

Tabelle 7 – Flockungsversuch zur Ermittlung des idealen Flockungsmittelverhältnisses

Nummer	Evolution duo [mg/ml]	Multifloc A220 [mg/ml]	Algensuspension [ml]
1	0,05	0,04	500
2	0,12	0,04	500
3	0,2	0,04	500
4	0,3	0,04	500

In der folgenden Abbildung 21 ist zu sehen, dass Probe 4 zu dem besten Ergebnis führt. Probe 1 und 2 stellen keine ausreichende Abtrennung dar und in Probe 3 ist zwar eine eindeutige Flockenbildung erkennbar, es ist allerdings noch eine starke Grünfärbung der Lösung erkennbar.

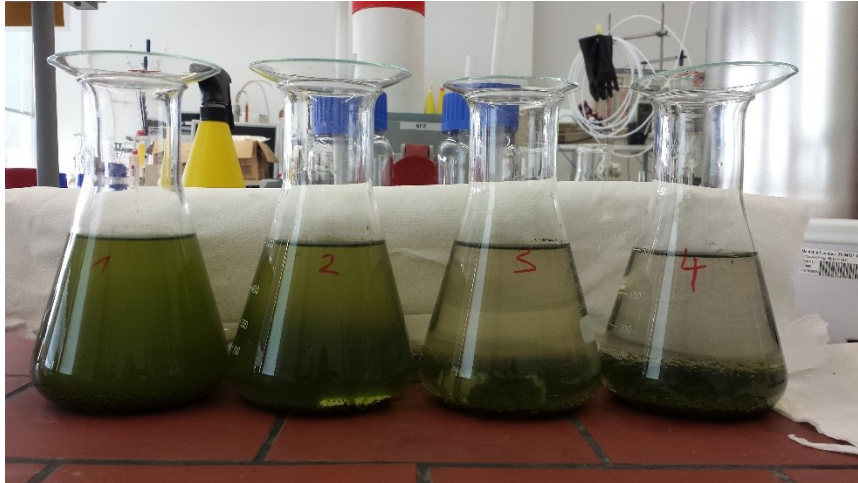


Abbildung 21 – Resultat der Versuche zur Ermittlung des idealen Flockungsmittelverhältnisses

Aufgrund dieser Versuche werden für die Biomasseabtrennung im Technikumsmaßstab 0,3 mg Evolution duo/ml Algensuspension und 0,04 mg Multifloc A220/ml Algensuspension verwendet.

Insgesamt wurden fünf Mal etwa 35 l Algensuspension entnommen. Eine Entnahme wurde jeweils dann durchgeführt, wenn die Extinktion einen Wert von 4 überschreitet. Die entnommene Suspension wurde in mehrere 5 l Behälter überführt, das Flockungsmittel und Flockungshilfsmittel im ermittelten Verhältnis beigegeben und für ca. 10 min gerührt. Der Zustand der abgeschlossenen Flockung ist in Abbildung 22 dargestellt. Anschließend wurde das Überschusswasser dekantiert und die verdickte Suspension für mind. 2 Tage bei 60 °C im Trockenschrank getrocknet (Abbildung 23).



Abbildung 22 – Algensuspension nach Zugabe des Flockungsmittels



Abbildung 23 – Algensuspension nach Trocknung

9 Ergebnisse / Diskussion

Im folgenden Diagramm (Abbildung 24) sind die im während der gesamten Versuchsdauer gemessenen Werte dargestellt.

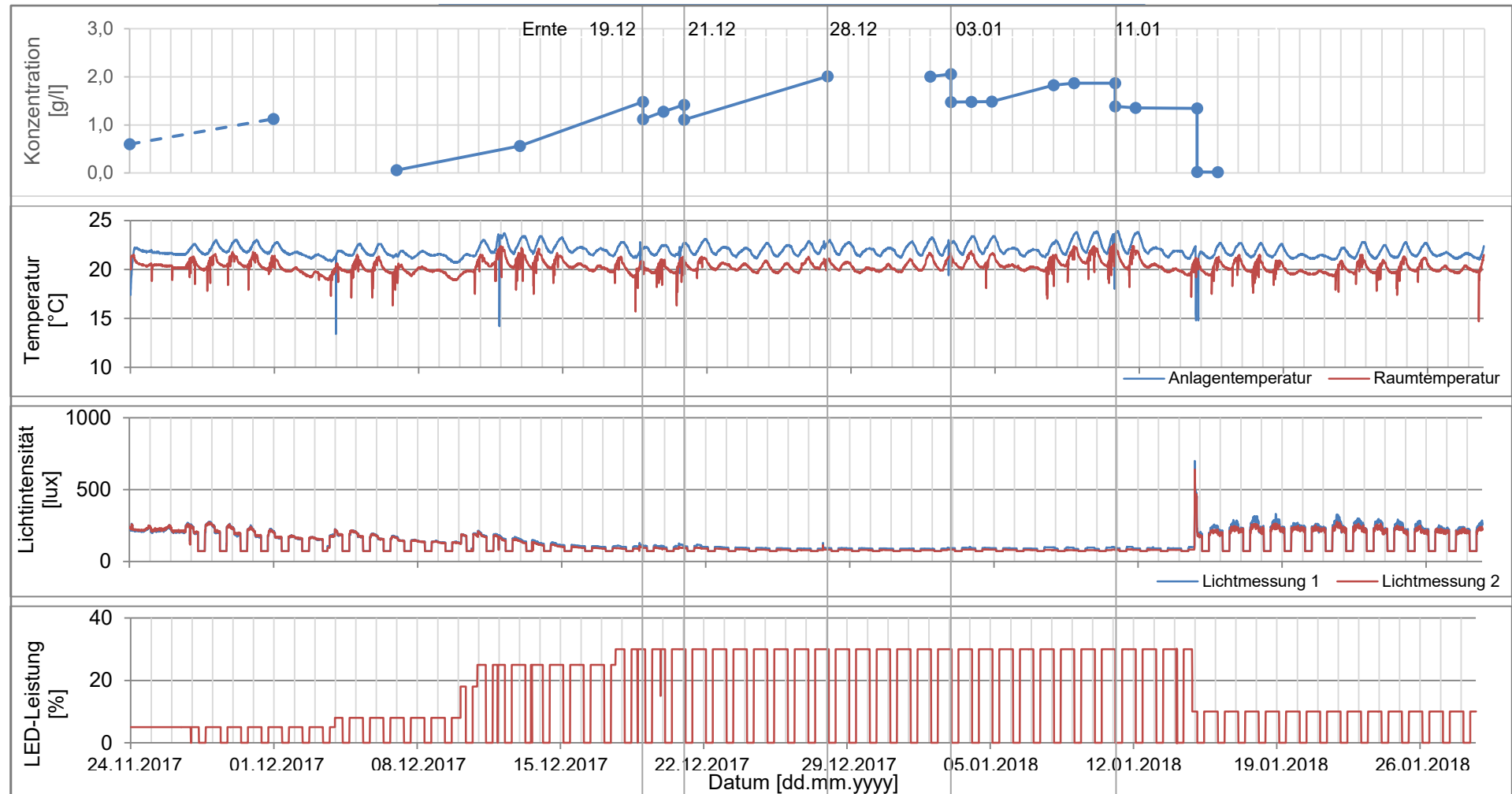


Abbildung 24 – Gemessene Daten: Algenkonzentration, Anlagen- und Raumtemperatur, Lichtintensität und Lichteinstellung über den gesamten Versuchszeitraum

9.1 Anlagen- und Raumtemperatur

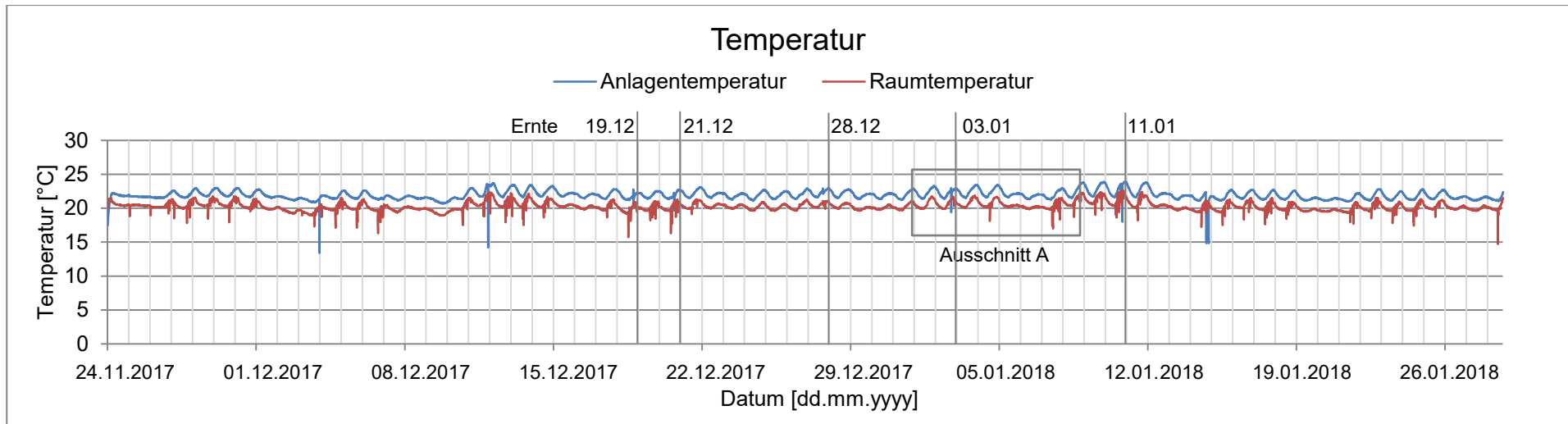


Abbildung 25 – Verlauf der Temperatur in der Anlage und im Technikum über den gesamten Versuchszeitraum

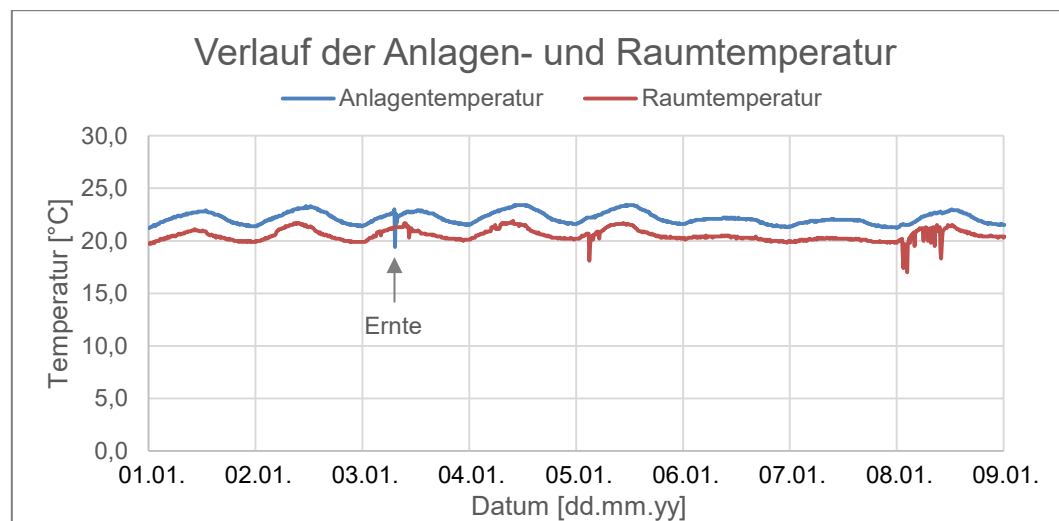


Abbildung 26 – Verlauf der Temperatur in der Anlage und im Technikum über ca. eine Woche (Ausschnitt A)

In Abbildung 25 ist der Verlauf der Anlagen- und Raumtemperatur über den gesamten Versuchszeitraum dargestellt. Abbildung 26 zeigt den Verlauf über ca. eine Woche, von 01.01.2018 bis 08.01.2018 (Ausschnitt A).

In beiden Abbildungen ist die Auswirkung des Tag/Nacht-Zyklus auf die Temperatur erkennbar. Da der Betrachtungszeitraum im Winter liegt, ist dieser Umstand nicht nur auf den natürlichen Temperaturunterschied außerhalb des Technikums, sondern auch auf die Raumheizung zurückzuführen. Da diese nur Wochentags, von ca. 7:00 bis 16:00 Uhr läuft, ist das Wochenende (06.01.18 und 07.01.18, in Ausschnitt A erkennbar) gut anhand des flacheren Temperaturprofils zu sehen. Einzelne Messpunkte, welche aufgrund einer niedrigeren Temperatur nicht in den Kurvenverlauf passen, sind im Technikum allgemein durch Lüftungstätigkeiten und in der Anlage durch Frischwasserzugabe nach der Ernte, oder dadurch, dass bei der Nährstoffzugabe das Thermoelement aus dem Reaktor genommen werden muss, zu erklären.

Insgesamt resultiert die Anlagentemperatur aus mehreren Faktoren. Das ist zum einen die allgemeine Technikumstemperatur, welche durchschnittlich 2 °C unter der Anlagentemperatur liegt. Diese Differenz entsteht durch die abgegebene Wärme der LED-Lichter, da diese über eine große Länge von 84 m auf die Röhren strahlen. Während des gesamten Versuchszeitraumes mussten zwei Mal jeweils ca. 15 l Wasser aufgrund von Verdunstung nachgefüllt werden. Die Verdunstungswärme von Wasser bei 20 °C beträgt ca. 2450 kJ/kg, damit beträgt die gesamte Verdunstungsenergie etwa 73 500 kJ. Für die Kühlung des gesamten Reaktorvolumens um 1 °C müssen jedoch nur ca. 560 kJ abgeführt werden. Somit hat die Verdunstung einen Einfluss auf die Reaktortemperatur. Die Veränderungen der Dichte der Algensuspension haben keine Auswirkung auf den Verlauf der Anlagentemperatur. Allgemein ist auch zu erkennen, dass kurze Temperaturschwankungen aufgrund Lüftungstätigkeiten schnell ausgeglichen werden. Dasselbe gilt für die Zugabe von Frischwasser in den Reaktor. Das System ist demnach wenig sensibel was die Temperatur der Suspension angeht.

Die Anlagentemperatur bewegt sich im Versuchszeitraum zwischen 20 °C und 22 °C. Die optimale Temperatur für *Chlorella minutissima* liegt bei 25 °C (siehe Kapitel 3.1.8), daher ist nicht das bestmögliche Wachstum zu erwarten. Die Temperatur liegt allerdings noch in einem annehmbaren Bereich. Es ist anzunehmen, dass die Schwankungen in der Temperatur zu keiner negativen Beeinflussung führen, da sie auf der einen Seite sehr gering sind (2 °C) und auf der anderen Seite den natürlichen Wechsel von Tag und Nacht widerspiegeln.

9.2 pH-Wert und CO₂-Dosierung

In Abbildung 27 ist der Verlauf des pH-Wertes bei niedrigen Konzentrationen (< 0,5 g/l) dargestellt. Es wurde ein Bereich von 3 h herausgegriffen, da der gesamte Verlauf über die Versuchsdauer durch die ständigen Wechsel im pH-Wert keine Aussagekraft hat.

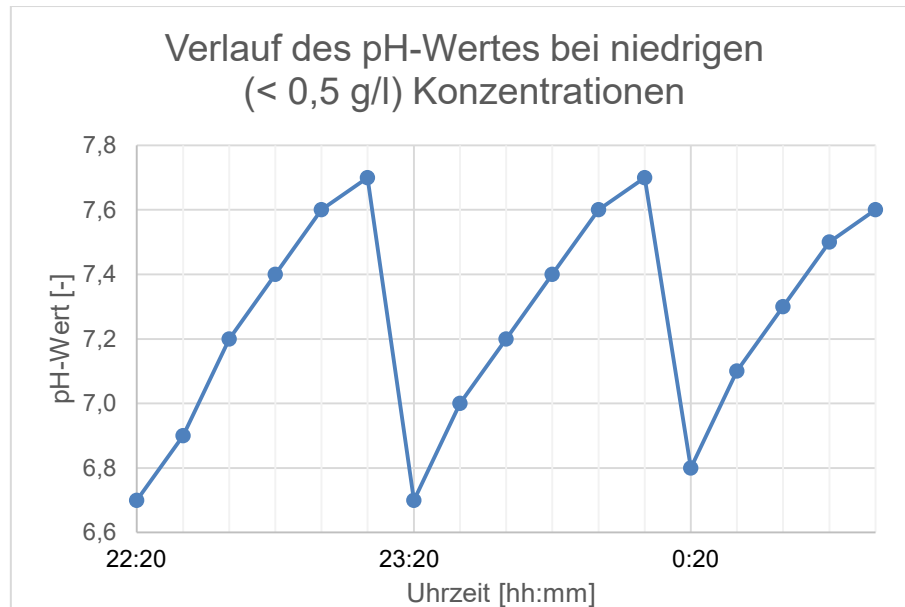


Abbildung 27 – Verlauf des pH-Wertes bei niedrigen Konzentrationen über einen Zeitraum von drei Stunden am 25.11.2017 und 26.11.2017

Im betrachteten Zeitraum war die Algenkonzentration noch sehr niedrig (< 0,5 g/l), daher war nur etwa einmal pro Stunde ein Öffnen der CO₂-Ventile nötig. Der eingestellte Ziel-pH-Wert beträgt 7,8. Bei Erreichen dieses Wertes wurden die Ventile geöffnet und es ergibt sich der dargestellte sägezahnartige Verlauf der pH-Kurve.

Abbildung 28 zeigt den Verlauf des pH-Wertes bei hohen (> 1,5 g/l) Konzentrationen. Hier wurden ebenfalls etwa 3 h herausgegriffen.

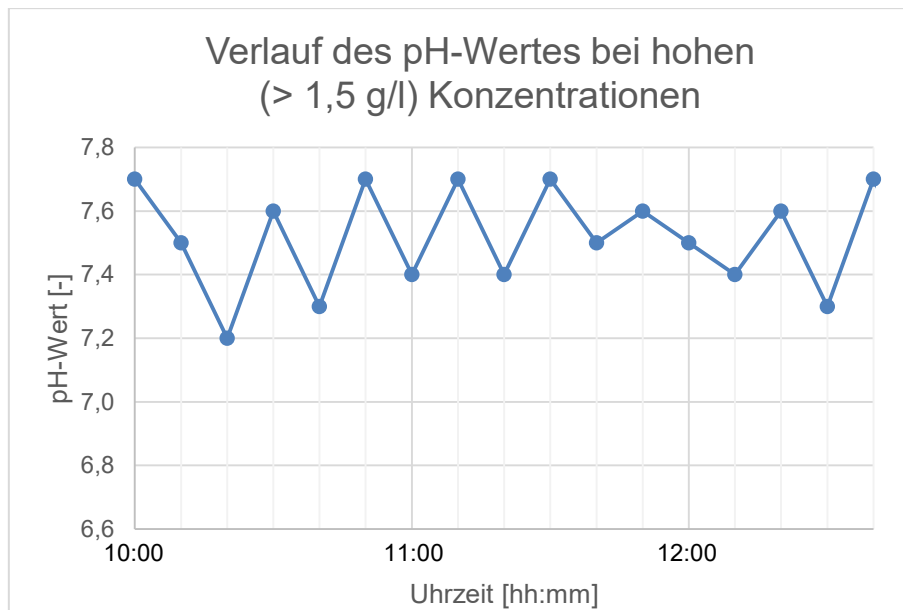


Abbildung 28 – Verlauf des pH-Wertes bei hohen Konzentrationen über einen Zeitraum von drei Stunden am 13.01.2018

Bei hohen Konzentrationen wurde etwa alle 10 min CO₂ eingedüst. Dabei kam es zu einer sehr schnellen Verarbeitung des CO₂, sodass ein Datenspeicherungsintervall von 10 min keinen gut nachvollziehbaren Verlauf ermöglicht. Dies ist erkennbar an den Messpunkten um 10:10 Uhr und 12:00 Uhr, da die Abnahme des pH-Wertes der Erfahrung nach nur einige Sekunden, nicht aber 20 min, dauern kann. Daher ist anzunehmen, dass in der Zwischenzeit erneut die Grenze von 7,8 erreicht wurde und das Ventil erneut geöffnet wurde. Durch die höhere Algendichte verlief der pH-Wert bei CO₂-Eindüsung stabiler als bei niedrigeren Konzentrationen. Statt bis auf 6,8 fiel der pH-Wert nur auf etwa 7,2 ab, was einen günstigen Einfluss auf das Algenwachstum hat.

Insgesamt sind die Bedingungen für ein optimales Wachstum bei höheren Konzentrationen eher gegeben als bei niedrigeren. Ein starker Abfall des pH-Wertes konnte allerdings nicht verhindert werden, da die minimale Öffnungsdauer für die CO₂-Ventile bei 1 s liegt und diese herstellerseitig vorgegeben ist.

9.3 Lichtmessung, Nährstoffüberwachung und Algenwachstum

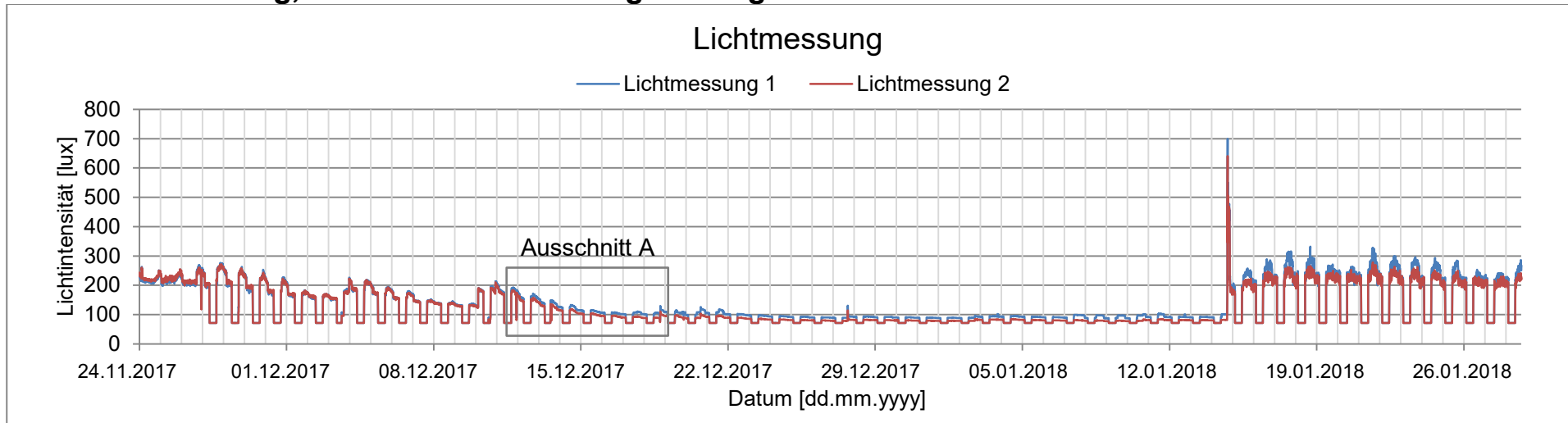


Abbildung 29 – Verlauf der gemessenen Lichtintensität im Reaktor über den gesamten Versuchszeitraum

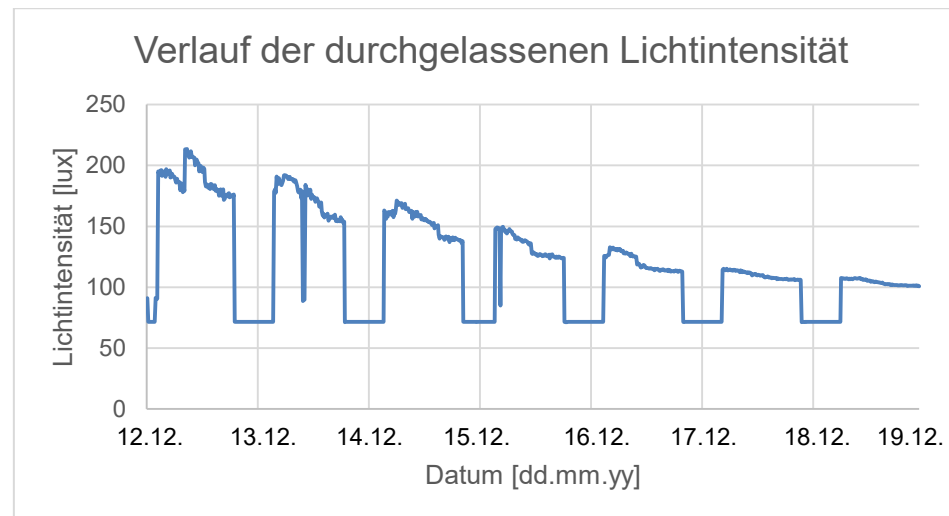


Abbildung 30 – Verlauf der gemessenen Lichtintensität über den Zeitraum von ca. einer Woche (Ausschnitt A)

In Abbildung 29 ist der Verlauf der Lichtmessung über den gesamten Versuchszeitraum dargestellt. Abbildung 30 zeigt Ausschnitt A (wie in Abbildung 29 gezeigt) der Lichtmessung über den Zeitraum von ca. einer Woche.

Zu Beginn der Kultivierungsversuche, bis 28.11.2017, wurde auf einen Tag/Nacht-Zyklus der Beleuchtung verzichtet. Daher sind nur geringe Spitzen tagsüber aufgrund der allgemeinen Technikumsbeleuchtung verzeichnet. Diese Spitzen sind ebenfalls in den darauffolgenden Wochen zu erkennen. Bei ausgeschalteter Anlagenbeleuchtung fällt die Lichtintensität auf ca. 70 lux ab, was auf die Notbeleuchtung in der Halle zurückzuführen ist. Plötzliche Anstiege in der durchgelassenen Lichtintensität entstehen durch eine manuelle Erhöhung der LED-Leistung. Ein Unterschied zwischen Wochentagen und Wochenenden ist nur durch das Wegfallen der Tagesspitzen zu erkennen. Bei höheren Suspensionsdichten ist allerdings kein Unterschied mehr erkennbar.

Ab dem 17.12.2017 wurde keine Intensität über 100 lux mehr erreicht, was daher bedingt ist, dass die Algensuspension eine Dichte erreicht hat, bei der auch bei höheren Lichteinstellungen nicht mehr durchgelassen wurde. Am 15.01.2018 ist ein starker Anstieg der durchgelassenen Intensität verzeichnet. Dieser resultiert daher, dass aufgrund des eingestellten Algenwachstums etwa 3/4 der Suspension durch frisches Wasser ersetzt wurden. Sobald die LED-Leistung angepasst wurde, ist die Intensität gesunken.

Allgemein wurde darauf geachtet, dass die durchgelassene Intensität zwischen 200 und 300 lux liegt. Lichtmessung 1 weist gelegentlich höhere Werte als Lichtmessung 2 auf, was auf die nähere Lage an der Hallenbeleuchtung (an der Decke) zurückgeführt werden kann.

Anhand der Darstellung in Abbildung 30 ist gut zu erkennen, dass die Dichte der Algensuspension in diesem Zeitraum stark angestiegen ist. Dadurch stieg die Extinktion stark an und die durchgelassene Lichtintensität nahm ab. Der Sprung an Tag 1 ist darauf zurückzuführen, dass die Beleuchtung durch die LED-Bänder um 5 % gesteigert wurde.

In der folgenden Abbildung 31 sind die gemessene Lichtintensität und die eingestellte LED-Leistung gegenüber gestellt. Vor allem zu Beginn der Kultivierung ist gut erkennbar, dass die gemessene Intensität bei gleich bleibender LED-Einstellung abnimmt. Dies ist durch die zunehmende Algendichte zu erklären. Die höchste eingestellte LED-Leistung beträgt 30 % der maximalen Leistung (die maximale Leistung beträgt 12 W/m LED-Band).

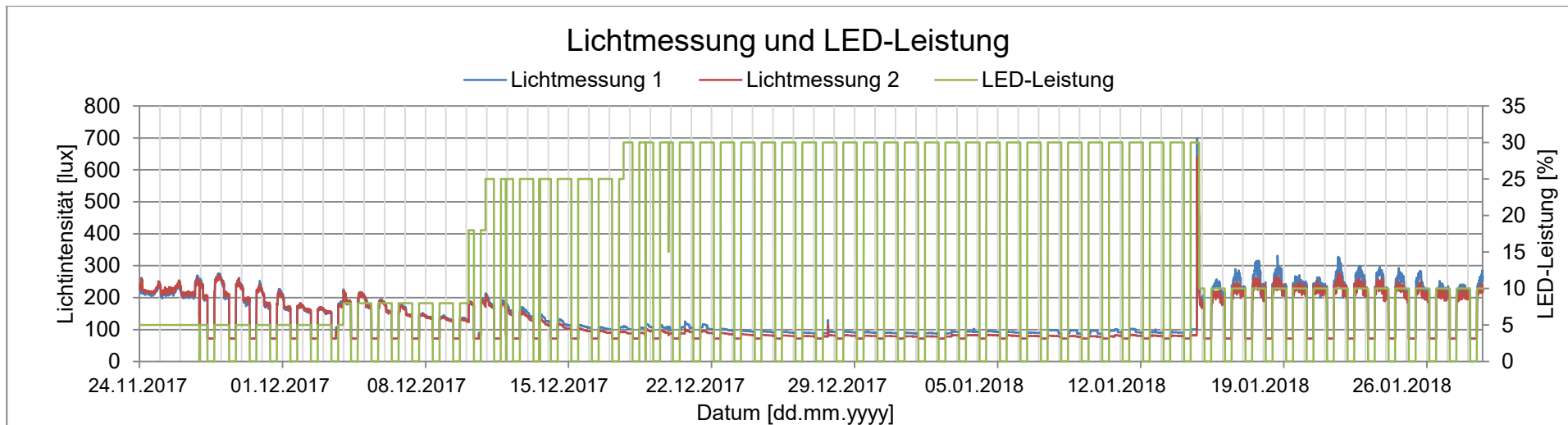


Abbildung 31 – Gegenüberstellung von Lichtmessung und LED-Leistung über den gesamten Versuchszeitraum

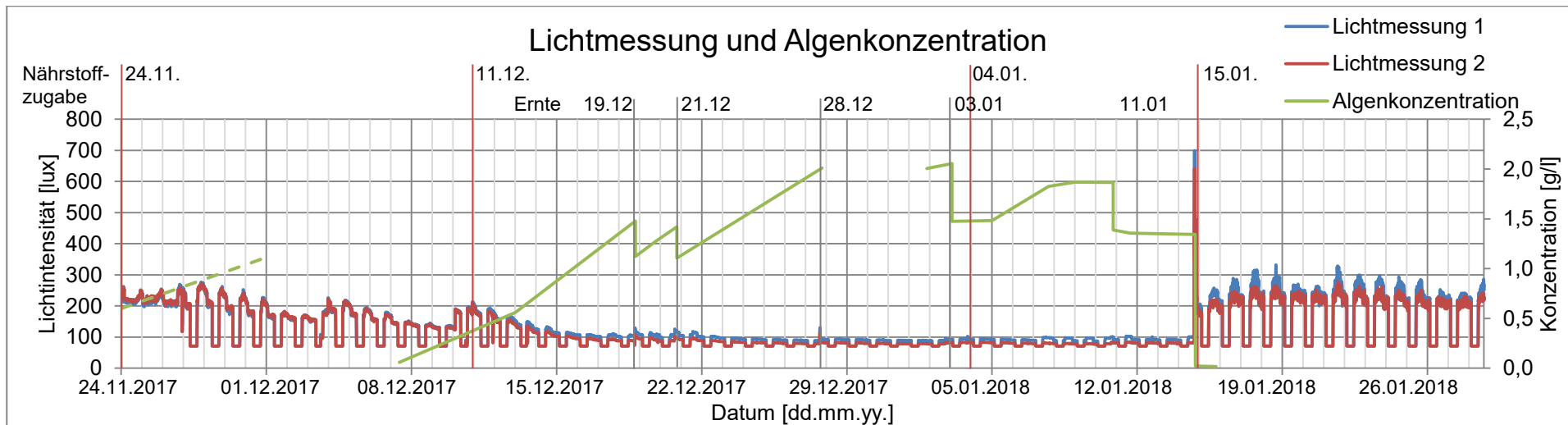


Abbildung 32 – Gegenüberstellung der gemessenen Lichtintensität und Algenkonzentration und Darstellung der Zeitpunkte der Ernte (schwarze, senkrechte Linien) bzw. Nährstoffzugabe (rote, senkrechte Linien)

In Abbildung 32 ist der Verlauf der Algenkonzentration in der Anlage der gemessenen Lichtintensität gegenüber gestellt. Des Weiteren sind die Zeitpunkte der Ernte und der Nährstoffzugabe markiert.

Die zugegebenen Nährstoffmengen waren unterschiedlich. Am 24.11.2017 wurden Nährstoffe für 135 l Medium (der gesamte Reaktor) beigegeben. Am 11.12.2017 und 04.01.2018 waren es jeweils Nährstoffe für 60 l und am 15.01.2018 für 80 l Medium.

Dabei fällt auf, dass die ersten zwei Messpunkte der Konzentration unverhältnismäßig hoch ausfallen. Dies ergibt sich daraus, dass die ersten zwei Messpunkte der Algenkonzentration (24.11.2017 und 01.12.2017) nicht durch die Messung der Extinktion entstanden sind, sondern durch die Bestimmung der Trockenmasse. Die Werte der Trockenmasse stehen nicht in Korrelation zu den gemessenen Extinktionen, da diese sogar unter der Bestimmungsgrenze von ca. 0,4 (siehe Abbildung 18) liegen. Diese zu hohen Trockensubstanzwerte können aus der sehr hohen anfänglichen Nährstoffkonzentration resultieren. Da es sich bei den verwendeten Nährstoffen hauptsächlich um Salze handelt, könnten diese Kristallisationswasser eingebaut haben und somit zu einer Verfälschung der Trockensubstanz führen.

Alle restlichen Messwerte wurden durch die Messung der Extinktion bestimmt. Der erste Wert über der Bestimmungsgrenze wurde am 07.12.2017 mit einer Konzentration von 0,06 g/l gemessen. Danach stieg die Konzentration steil an, bis es am 19.12.2017 zur ersten Ernte kam. Die maximale Algenkonzentration, die erreicht wurde, beträgt etwa 2 g/l. Nach der Ernte am 28.12.2017 konnte aus labortechnischen Gründen keine Extinktion nach der Suspensionsentnahme gemessen werden, daher ist hier der Verlauf unterbrochen. Nach der Ernte am 03.01.2018 stagnierte das Wachstum bis zur nächsten Zugabe von Nährstoffen am 05.01.2017. Danach konnte eine Konzentration von 1,87 g/l erreicht werden. Die Ernte am 11.01.2018 war die letzte. Danach konnte kein weiteres Algenwachstum mehr verzeichnet werden.

Nach Rücksprache mit ecoduna konnte in Erfahrung gebracht werden, dass das Problem vermutlich eine zu geringe Menge Frischwasser war. Es wurde empfohlen, die Hälfte bis dreiviertel der Algensuspension durch frisches Wasser zu ersetzen. Dies geschah am 15.01.2017 und ist durch einen deutlichen Abfall der Konzentration zu erkennen. Da das Algenwachstum danach nicht wieder angestiegen ist, wurde der Versuch als beendet angesehen und der Reaktor gespült. Die genauen Mess- und Konzentrationswerte befinden sich im Anhang.

Ein möglicher Grund für das Einstellen der Wachstumsaktivität können Abfallstoffe der Algen selbst sein. Durch eine rechtzeitige Zugabe von genügend frischem Wasser hätte weitere Wachstumsaktivität unterstützt werden können. Eine zu dichte Suspension war nicht die Ursache des fehlenden Algenwachstums, da die Alge bereits bei höherer Dichte Wachstum gezeigt hat. Die Biomasseabtrennung verlief erfolgreich. Aus den gewonnenen 175 l konnten 110 g getrocknete Algenbiomasse gewonnen werden.

10 Zusammenfassung

Diese Arbeit beschäftigt sich mit dem Aufbau und der Inbetriebnahme eines Forschungsphotobioreaktors zur Produktion von Mikroalgenbiomasse. Dazu wurden zunächst die biologischen Grundlagen zu Mikroalgen und deren Wachstum sowie Vermehrung erarbeitet und dargestellt. Des Weiteren wurde die Gattung der *Chlorella minutissima*, welche für erste Kultivierungsversuche verwendet wurde, im Detail betrachtet. Außerdem wurden unterschiedliche Reaktorkonzepte zur Algenkultivierung vorgestellt.

Die Grundkonstruktion des Forschungsphotobioreaktors, welcher im Zuge der Arbeit im Technikum des Lehrstuhls für Verfahrenstechnik des industriellen Umweltschutzes aufgebaut wurde, wurde von der Firma ecoduna AG geplant. Beim Reaktor handelt es sich um einen vertikalen Röhrenreaktor, bei welchem an der oberen Seite alle Röhren durch ein Manifold verbunden sind. Insgesamt hat der Reaktor eine Höhe von ca. 3,9 m und besteht aus 14 Glasröhren, welche in zwei Reihen angeordnet sind. An der unteren Seite der Glasröhren wird über Membranen ein Trägergasstrom sowie pH-abhängig Kohlendioxid eingedüst, um eine schleifenförmige Bewegung der Kultivierungslösung durch den Reaktor zu erreichen (Airlift-Prinzip) und die Algen mit CO₂ zu versorgen.

Im Zuge der Arbeit wurde die Reaktorgrundkonstruktion zunächst mit einer umfangreichen Regelung und Messung wesentlicher Prozessparameter (pH-Wert, Temperatur, Licht- und Begasungsintensität) ausgerüstet. Zudem wurde ein Beleuchtungssystem mit ca. 84 m warmweißen LED-Bändern installiert, der zugehörige Schaltschrank verkabelt und die Steuerung mit dem Programm Lookout programmiert. Dabei wird die CO₂-Zudosierung über den pH-Wert gesteuert, da der Stoffwechsel der Algen zu einer Erhöhung des pH-Wertes durch den CO₂-Verbrauch führt. Die Regelung der Durchflussmengen erfolgt über zwei Druckregler und zwei Durchflussmesser, welche zusammen mit einer zeitabhängigen Steuerung der Beleuchtungsstärke und -dauer in die Steuerung eingebunden wurden.

Nach Aufbau des Photobioreaktors wurde eine versuchsweise Algenkultivierung über eine Dauer von mehreren Wochen durchgeführt. Dazu wurde eine Probe des Stamms *Chlorella minutissima* als Inokulum für die Beimpfung des Reaktors von ecoduna bezogen.

Im Laufe der Algenkultivierung wurden die Anlagen- und Raumtemperatur, die eingestellte LED-Leistung, der pH-Wert und die beiden Durchflusströme aufgezeichnet. Zur Kontrolle der Algenkonzentration wurde zunächst der Zusammenhang der Konzentration mit der Extinktion durch Bestimmung der Trockensubstanz bestimmt. Damit wurde eine Zusammenhangsgerade erstellt und nach der Messung der Extinktion die Konzentration im Reaktor bestimmt. Als Nährstoffmedium wurde BG-11 verwendet.

Die Abtrennung der Biomasse aus der Suspension erfolgte durch Flockung. Dabei wurden Flockungsversuche durchgeführt um die optimale Menge Flockungs- und Flockungshilfsmittel zu bestimmen. Anschließend an die Flockung wurde die aufkonzentrierte Algensuspension bei 65 °C im Trockenschrank getrocknet. Insgesamt konnten während der gesamten

Versuchsdauer ca. 110 g getrocknete Algen gewonnen werden. Die aufgezeichneten Messwerte werden in der vorliegenden Arbeit umfassend dargestellt und interpretiert.

Abschließend konnte gezeigt werden, dass das Reaktorkonzept die Algenkultivierung ermöglicht und Steuerung und Regelung sowie Beleuchtung für die zukünftige Gewinnung von Algenbiomasse im Labormaßstab geeignet sind.

11 Verzeichnisse

11.1 Literaturverzeichnis

Anjos, M.; Fernandes, B. D.; Vicente, A. A.; Teixeira, J. A.; Dragone, G. (2013): Optimization of CO₂ bio-mitigation by *Chlorella vulgaris*. In: *Bioresource technology* 139, S. 149–154. DOI: 10.1016/j.biortech.2013.04.032.

Bhatnagar, A.; Bhatnagar, M.; Chinnasamy, S.; Das, K. (2010): *Chlorella minutissima* - a promising fuel alga for cultivation in municipal wastewaters. In: *Applied biochemistry and biotechnology* 161 (1-8), S. 523–536. DOI: 10.1007/s12010-009-8771-0.

Bilger, W. (2009): Botanik. Hg. v. K. Munk. Stuttgart, New York, NY: Thieme (Taschenlehrbuch Biologie).

Blair, M.; Kokabian, B.; Gude, V. (2014): Light and growth medium effect on *Chlorella vulgaris* biomass production. In: *Journal of Environmental Chemical Engineering* 2 (1), S. 665–674. DOI: 10.1016/j.jece.2013.11.005.

Bolsover, S. R.; Hyams, J. S.; Shephard, E. A.; White, H. A.; Wiedemann, C. G.: Cell Biology. A Short Course: John Wiley & Sons Inc.

Chakraborty, S.; Mohanty, D.; Ghosh, S.; Das, D. (2016): Improvement of lipid content of *Chlorella minutissima* MCC 5 for biodiesel production. In: *Journal of bioscience and bioengineering* 122 (3), S. 294–300. DOI: 10.1016/j.jbiosc.2016.01.015.

Cho, S.; Luong, T.; Lee, D.; Oh, Y.; Lee, T. (2011): Reuse of effluent water from a municipal wastewater treatment plant in microalgae cultivation for biofuel production. In: *Bioresource technology* 102 (18), S. 8639–8645. DOI: 10.1016/j.biortech.2011.03.037.

Converti, A.; Casazza, A.; Ortiz, E.; Perego, P.; Del Borghi, M. (2009): Effect of temperature and nitrogen concentration on the growth and lipid content of *Nannochloropsis oculata* and *Chlorella vulgaris* for biodiesel production.

Esser, K. (2000): Kryptogamen 1. Cyanobakterien Algen Pilze Flechten Praktikum und Lehrbuch. Dritte, wesentlich überarbeitete Auflage. Berlin, Heidelberg, s.l.: Springer Berlin Heidelberg. Online verfügbar unter <http://dx.doi.org/10.1007/978-3-642-57139-8>.

Fuchs, G.; Schlegel, H. G.; Eitinger, T. (Hg.) (2007): Allgemeine Mikrobiologie. 53 Tabellen. 8., vollst. überarb. und erw. Aufl. Stuttgart: Thieme. Online verfügbar unter <http://dx.doi.org/10.1055/b-002-44938>.

Jacobi, B.; Partovi, S. (2011): Basics molekulare Zellbiologie. 1. Aufl. München: Elsevier, Urban & Fischer (Basics).

Khalili, A.; Najafpour, G. D.; Amini, G.; Samkhaniyani, F. (2015): Influence of nutrients and LED light intensities on biomass production of microalgae *Chlorella vulgaris*. In: *Biotechnol Bioproc E* 20 (2), S. 284–290. DOI: 10.1007/s12257-013-0845-8.

Kumar, K.; Dasgupta, C.; Nayak, B.; Lindblad, P.; Das, D. (2011): Development of suitable photobioreactors for CO₂ sequestration addressing global warming using green algae and cyanobacteria. In: *Bioresource technology* 102 (8), S. 4945–4953. DOI: 10.1016/j.biortech.2011.01.054.

- Milledge, J. (2011): Commercial application of microalgae other than as biofuels: a brief review. In: *Rev Environ Sci Biotechnol* 10 (1), S. 31–41. DOI: 10.1007/s11157-010-9214-7.
- Munk, K. (2008): Mikrobiologie. 1. Aufl. Stuttgart: Georg Thieme Verlag.
- Ördög, V.; Stirk, W.; Bálint, P.; van Staden, J.; Lovász, C. (2012): Changes in lipid, protein and pigment concentrations in nitrogen-stressed *Chlorella minutissima* cultures. In: *J Appl Phycol* 24 (4), S. 907–914. DOI: 10.1007/s10811-011-9711-2.
- Patrick, I. (Hg.) (2013): Stoffliche und energetische Nutzung von Mikroalgen. 1. Aufl. Freiberg: Techn. Univ. Bergakad (Freiberger Forschungshefte, A 911).
- Poeggel, G. (2009): Kurzlehrbuch Biologie. 9 Tabellen. 2., überarb. Aufl. Stuttgart: Thieme. Online verfügbar unter <http://dx.doi.org/10.1055/b-002-26615>.
- Posten, C.; Walter, C. (2012): Microalgal biotechnology. Integration and economy. Berlin, Boston: Walter de Gruyter.
- Pulz, O. (2001): Photobioreactors: production systems for phototrophic microorganisms. In: *Applied Microbiology and Biotechnology* 57 (3), S. 287–293. DOI: 10.1007/s002530100702.
- Rosello Sastre, R.; Posten, C. (2010): Die vielfältige Anwendung von Mikroalgen als nachwachsende Rohstoffe. In: *Chemie Ingenieur Technik* 82 (11), S. 1925–1939. DOI: 10.1002/cite.201000124.
- Schulze, P.; Barreira, L.; Pereira, H.; Perales, J.; Varela, J. (2014): Light emitting diodes (LEDs) applied to microalgal production. In: *Trends in biotechnology* 32 (8), S. 422–430. DOI: 10.1016/j.tibtech.2014.06.001.
- Sharma, A.; Sahoo, P.; Singhal, S.; Patel, A. (2016): Impact of various media and organic carbon sources on biofuel production potential from *Chlorella* spp. In: *3 Biotech* 6 (2), S. 116. DOI: 10.1007/s13205-016-0434-6.
- Show, K.; Lee, D.; Mujumdar, A. (2015): Advances and Challenges on Algae Harvesting and Drying. In: *Drying Technology* 33 (4), S. 386–394. DOI: 10.1080/07373937.2014.948554.
- Singh, G.; Patidar, S. K. (2018): Microalgae harvesting techniques: A review. In: *Journal of environmental management* 217, S. 499–508. DOI: 10.1016/j.jenvman.2018.04.010.
- Singh, R. N.; Sharma, S. (2012): Development of suitable photobioreactor for algae production – A review. In: *Renewable and Sustainable Energy Reviews* 16 (4), S. 2347–2353. DOI: 10.1016/j.rser.2012.01.026.
- Slade, R.; Bauen, A. (2013): Micro-algae cultivation for biofuels: Cost, energy balance, environmental impacts and future prospects. In: *Biomass and Bioenergy* 53, S. 29–38. DOI: 10.1016/j.biombioe.2012.12.019.
- Tang, H.; Chen, M.; Garcia, M. E. D.; Abunasser, N.; Ng, K. Y. S.; Salley, S. O. (2011): Culture of microalgae *Chlorella minutissima* for biodiesel feedstock production. In: *Biotechnology and bioengineering* 108 (10), S. 2280–2287. DOI: 10.1002/bit.23160.
- Tramoy, P. (2011): Microalgae market and application outlook. Hg. v. Paris CBDMT.

11.2 Abkürzungsverzeichnis

z.B.	Zum Beispiel
o.Ä.	Oder Ähnliche
etc.	et cetera
c	Centi, 10^{-2}
m	Milli, 10^{-3}
μ	Mikro, 10^{-6}
n	Nano, 10^{-9}
g	Gramm
l	Liter
m	Meter
S	Siemens
bar	Bar
E	Einstein
A	Ampere
V	Volt
W	Watt
J	Joule
“	Zoll
vol. %	Volumsprozent
DNA	Desoxyribonukleinsäure
RNA	Ribonukleinsäure
ATP	Adenosintriphosphat
ADP	Adenosindiphosphat
vvm	Volumen Luft pro Volumen Kulturmedium pro Minute
upm	Umdrehungen pro Minute
LED	Light Emitting Diode
PWM	Pulse Width Modulation
lux	Lux
s	Sekunden
min	Minuten
h	Stunden
d	Tag
DC	Gleichstrom
AC	Wechselstrom
UV	Ultraviolett

11.3 Tabellen

Tabelle 1 – Makroelemente und ihre möglichen Quellen und Funktionen in der Zelle (Munk 2008).....	10
Tabelle 2 – Module des modularen Reglers und deren Funktionen	34
Tabelle 3 – Inhaltsstoffe des Mediums BG-11: Hauptanteile	38
Tabelle 4 – Inhaltsstoffe des Mediums BG-11: Mikroelemente	38
Tabelle 5 – Regelmäßige Tätigkeiten während des laufenden Reaktorbetriebes.....	41
Tabelle 6 – Flockungsversuch zur Ermittlung des idealen Flockungshilfsmittelverhältnisses	43
Tabelle 7 – Flockungsversuch zur Ermittlung des idealen Flockungsmittelverhältnisses	44
Tabelle 8 – Messdaten des Algenwachstums	I

11.4 Abbildungen

Abbildung 1 – Aufbau von Bakterienzellen im Vergleich zu Tier- und Pflanzenzellen (Fuchs et al. 2007).....	7
Abbildung 2 – Typische Wachstumsphasen einer Zellkultur (Munk 2008)	12
Abbildung 3 – Organisationsformen von Grünalgen (Bilger 2009)	13
Abbildung 4 – Umesterung von Triglyceriden zu Biodiesel	16
Abbildung 5 – Bauweise eines Rührreaktors zur Algenkultivierung (Singh und Sharma 2012)	19
Abbildung 6 – Bauweise eines Flächen-Photobioreaktors (Singh und Sharma 2012).....	20
Abbildung 7 – Bauweise eines vertikalen Röhrenphotobioreaktors (Singh und Sharma 2012)	21
Abbildung 8 – Bauweise eines horizontalen Röhrenphotobioreaktors (Singh und Sharma 2012).....	21
Abbildung 9 – Plan und Bemaßungen des Forschungsphotobioreaktors (Detailausschnitt A laut Skizze ist in Abbildung 13 dargestellt)	25
Abbildung 10 – Aufstellung des Photobioreaktors (A... Manifold; B... Steuerungseinheit; C... Schaltschrank; D... Abluft)	26
Abbildung 11 – U-Rohre mit Lage der Silikonmembranen	27
Abbildung 12 – Steuerungseinheit des Photobioreaktors (A... Druckregler, B... Durchflussmesser, C... CO ₂ -Ventile).....	28
Abbildung 13 – Detail A: U-Rohr Verbindung mit Ventilen und pH-Sonde	29
Abbildung 14 – Installation von LED-Bändern zur künstlichen Beleuchtung	31
Abbildung 15 – Interface der Steuerung des Photobioreaktors (Mainpanel und Anlagensteuerung).....	32
Abbildung 16 – Schaltschrank zur Datenerfassung und Steuerung des Photobioreaktors	35
Abbildung 17 – Aufbau der Laborkultivierung	36
Abbildung 18 – Zusammenhang Extinktion und Konzentration der Algenbiomasse in der Suspension	39
Abbildung 19 – Abhängigkeit der Extinktion von der Wellenlänge bei einer <i>Chlorella minutissima</i> -Suspension	40
Abbildung 20 – Resultat der Versuche zur Ermittlung des idealen Flockungshilfsmittelverhältnisses	44
Abbildung 21 – Resultat der Versuche zur Ermittlung des idealen Flockungsmittelverhältnisses.....	45

Abbildung 22 – Algensuspension nach Zugabe des Flockungsmittels	45
Abbildung 23 – Algensuspension nach Trocknung	46
Abbildung 24 – Gemessene Daten: Algenkonzentration, Anlagen- und Raumtemperatur, Lichtintensität und Lichteinstellung über den gesamten Versuchszeitraum	47
Abbildung 25 – Verlauf der Temperatur in der Anlage und im Technikum über den gesamten Versuchszeitraum	48
Abbildung 26 – Verlauf der Temperatur in der Anlage und im Technikum über ca. eine Woche (Ausschnitt A).....	48
Abbildung 27 – Verlauf des pH-Wertes bei niedrigen Konzentrationen über einen Zeitraum von drei Stunden am 25.11.2017 und 26.11.2017	50
Abbildung 28 – Verlauf des pH-Wertes bei hohen Konzentrationen über einen Zeitraum von drei Stunden am 13.01.2018	51
Abbildung 29 – Verlauf der gemessenen Lichtintensität im Reaktor über den gesamten Versuchszeitraum	52
Abbildung 30 – Verlauf der gemessenen Lichtintensität über den Zeitraum von ca. einer Woche (Ausschnitt A).....	52
Abbildung 31 – Gegenüberstellung von Lichtmessung und LED-Leistung über den gesamten Versuchszeitraum	54
Abbildung 32 – Gegenüberstellung der gemessenen Lichtintensität und Algenkonzentration und Darstellung der Zeitpunkte der Ernte (schwarze, senkrechte Linien) bzw. Nährstoffzugabe (rote, senkrechte Linien).....	54
Abbildung 33 – Schaltplan: Einspeisung.....	II
Abbildung 34 – Schaltplan: PWM-Steuerung.....	III
Abbildung 35 – Schaltplan: CPU und CO ₂ -Ventile	IV
Abbildung 36 – Schaltplan: Thermoelemente	V
Abbildung 37 – Schaltplan: Durchflussmessung, Druckregelung und pH-Messung	VI
Abbildung 38 – Schaltplan: Lichtmessung	VII
Abbildung 39 – Schaltplan: Datenerfassung	VIII

Anhang

Messwerte des Verlaufes des Algenwachstums

Tabelle 8 – Messdaten des Algenwachstums

Datum	E [-]	c [g/l]
24.11.2017		0,600
01.12.2017		1,125
07.12.2017	0,582	0,060
13.12.2017	1,500	0,561
19.12.2017	3,182	1,478
19.12.2017	2,527	1,121
20.12.2017	2,814	1,277
21.12.2017	3,074	1,419
21.12.2017	2,502	1,107
28.12.2017	4,160	2,011
02.01.2018	4,150	2,005
03.01.2018	4,244	2,057
03.01.2018	3,178	1,475
04.01.2018	3,183	1,478
05.01.2018	3,194	1,484
08.01.2018	3,822	1,826
09.01.2018	3,896	1,867
11.01.2018	3,894	1,866
11.01.2018	3,017	1,388
12.01.2018	2,959	1,356
15.01.2018	2,935	1,343
15.01.2018	0,510	0,021
16.01.2018	0,502	0,017

Schaltplan

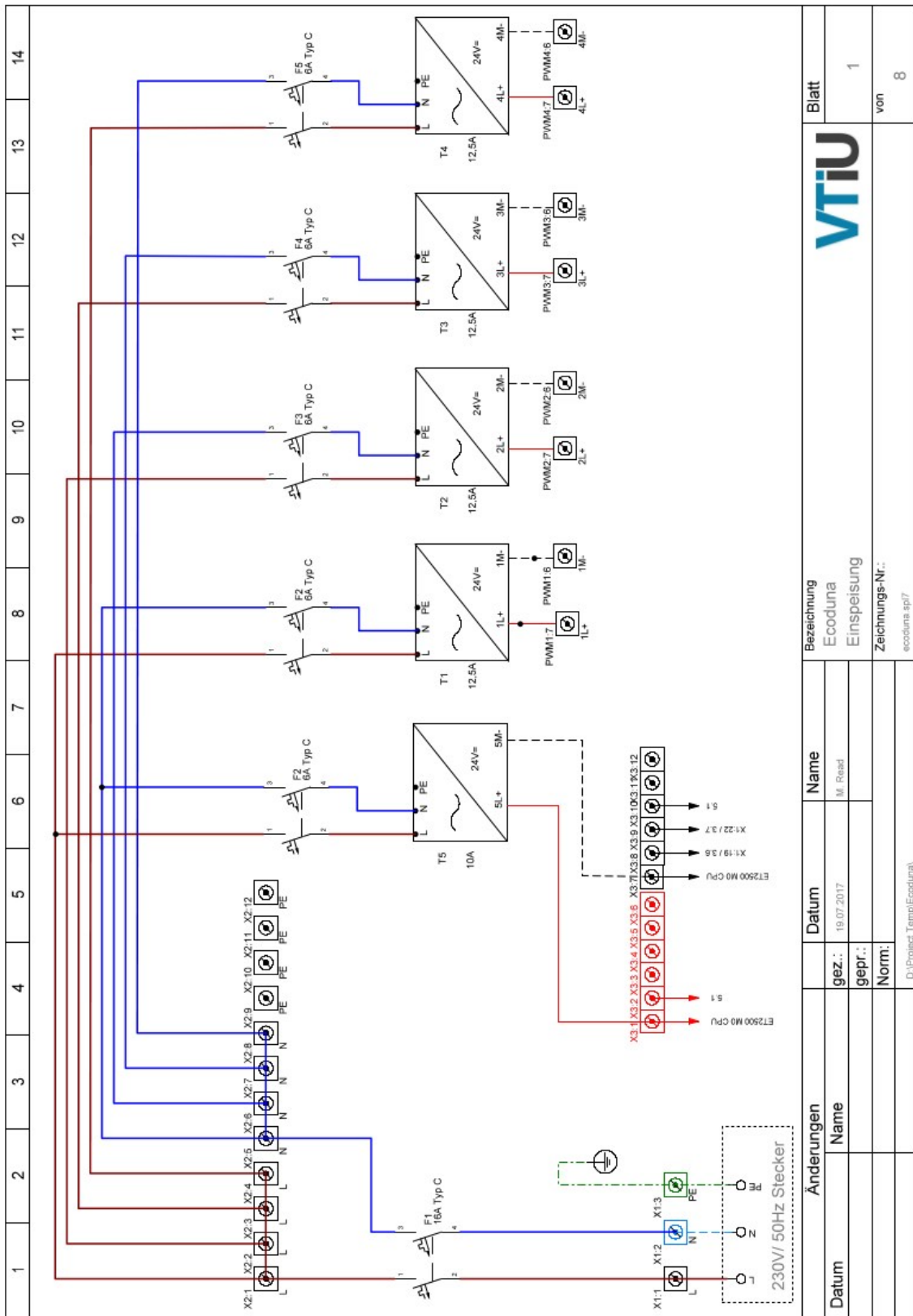


Abbildung 33 – Schaltplan: Einspeisung

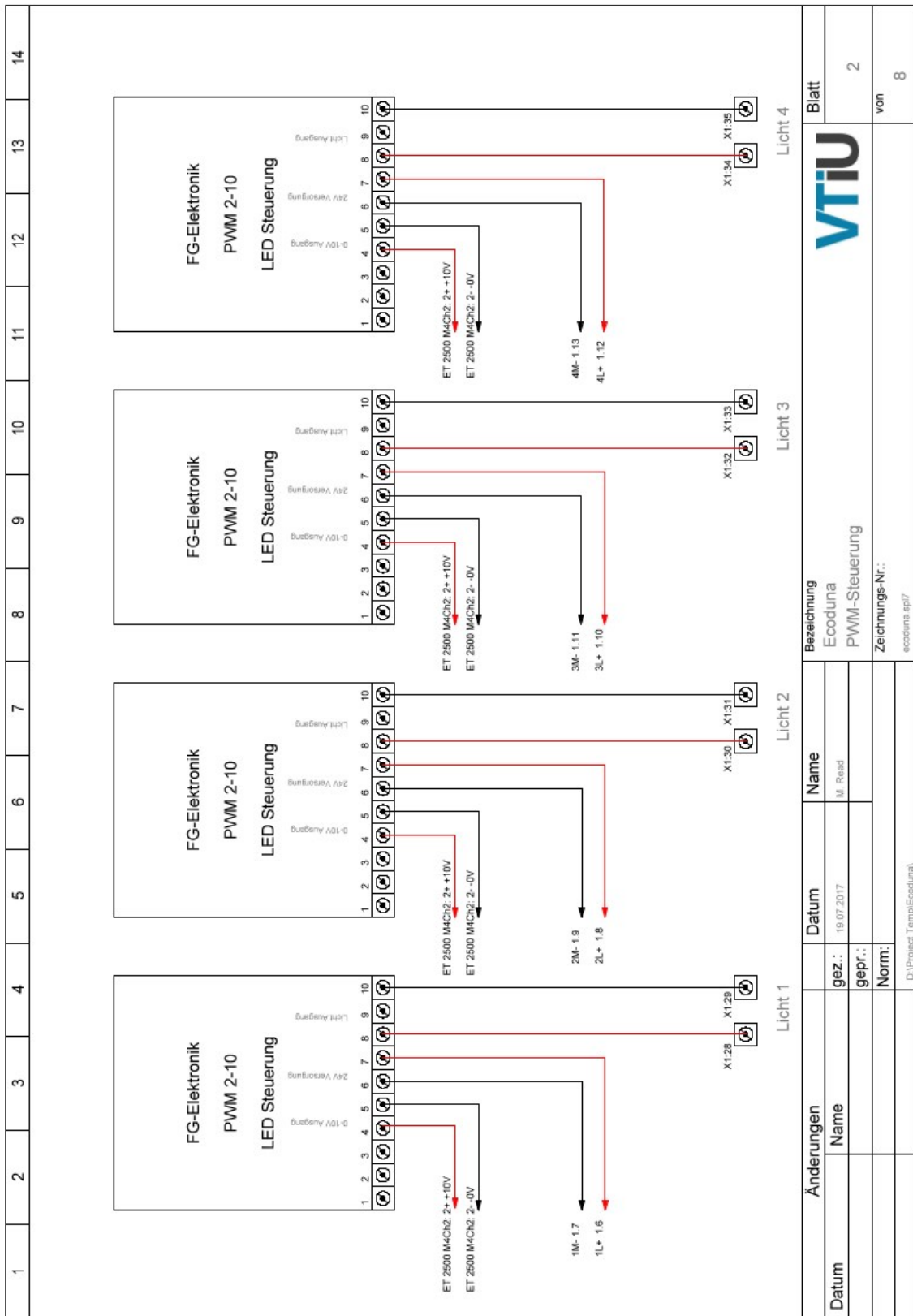


Abbildung 34 – Schaltplan: PWM-Steuerung

Änderungen		Datum		Bezeichnung	
Name		Name		Ecoduna	
gez.:		19.07.2017		PWM-Steuerung	
gepr.:		M. Read		Zeichnungs-Nr.:	
Norm.:		D:\Project Temp\Ecoduna\		ecoduna.sp7	
				Blatt	
				2	
				von	
				8	

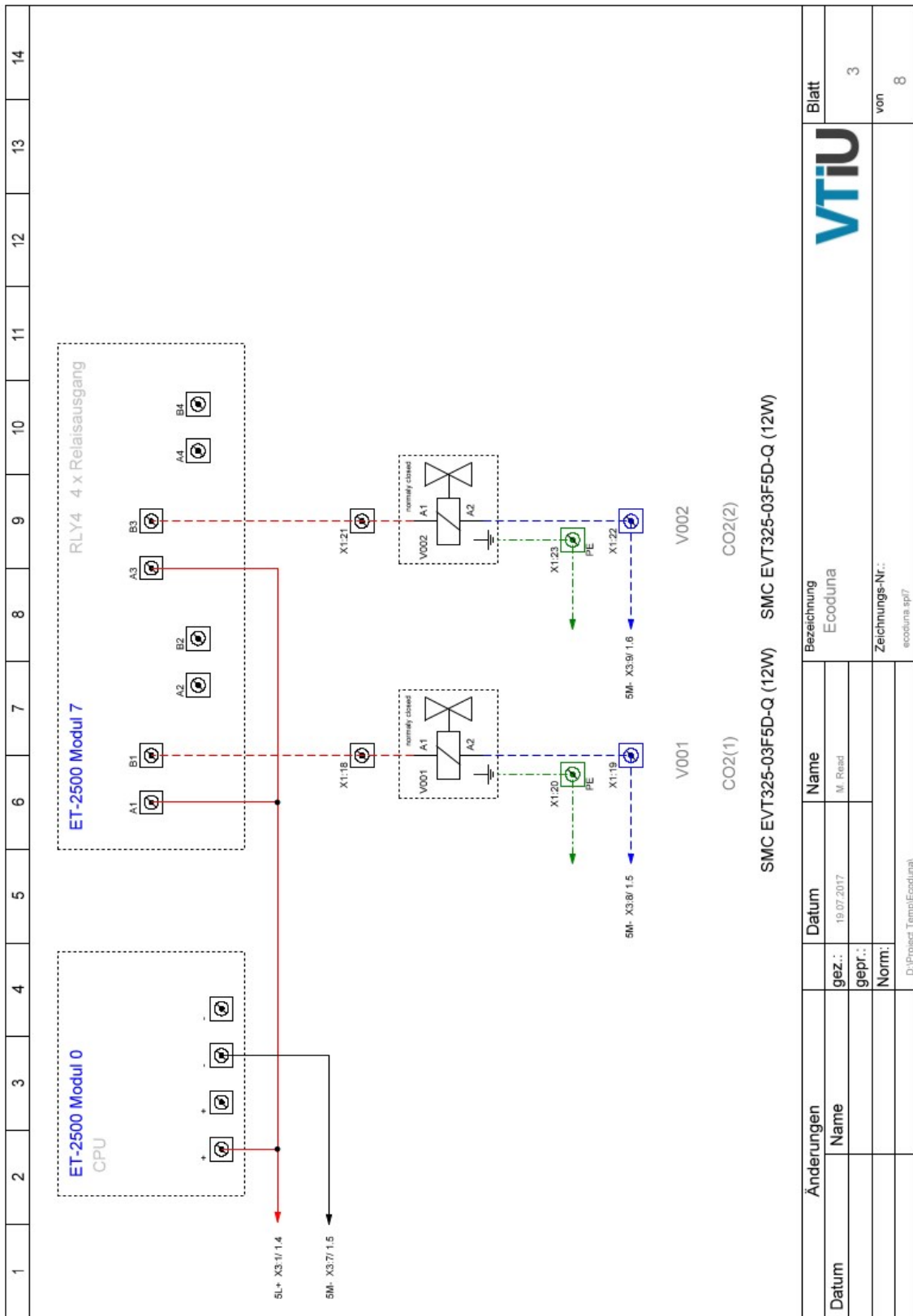


Abbildung 35 – Schaltplan: CPU und CO₂-Ventile

Änderungen		Datum	Name	Bezeichnung	Blatt
gez.:	19.07.2017		M. Reisd	Ecoduna	3
gepr.:					von
Norm.:				Zeichnungs-Nr.:	8
D:\Project\Temp\Ecoduna\				ecoduna.sp7	



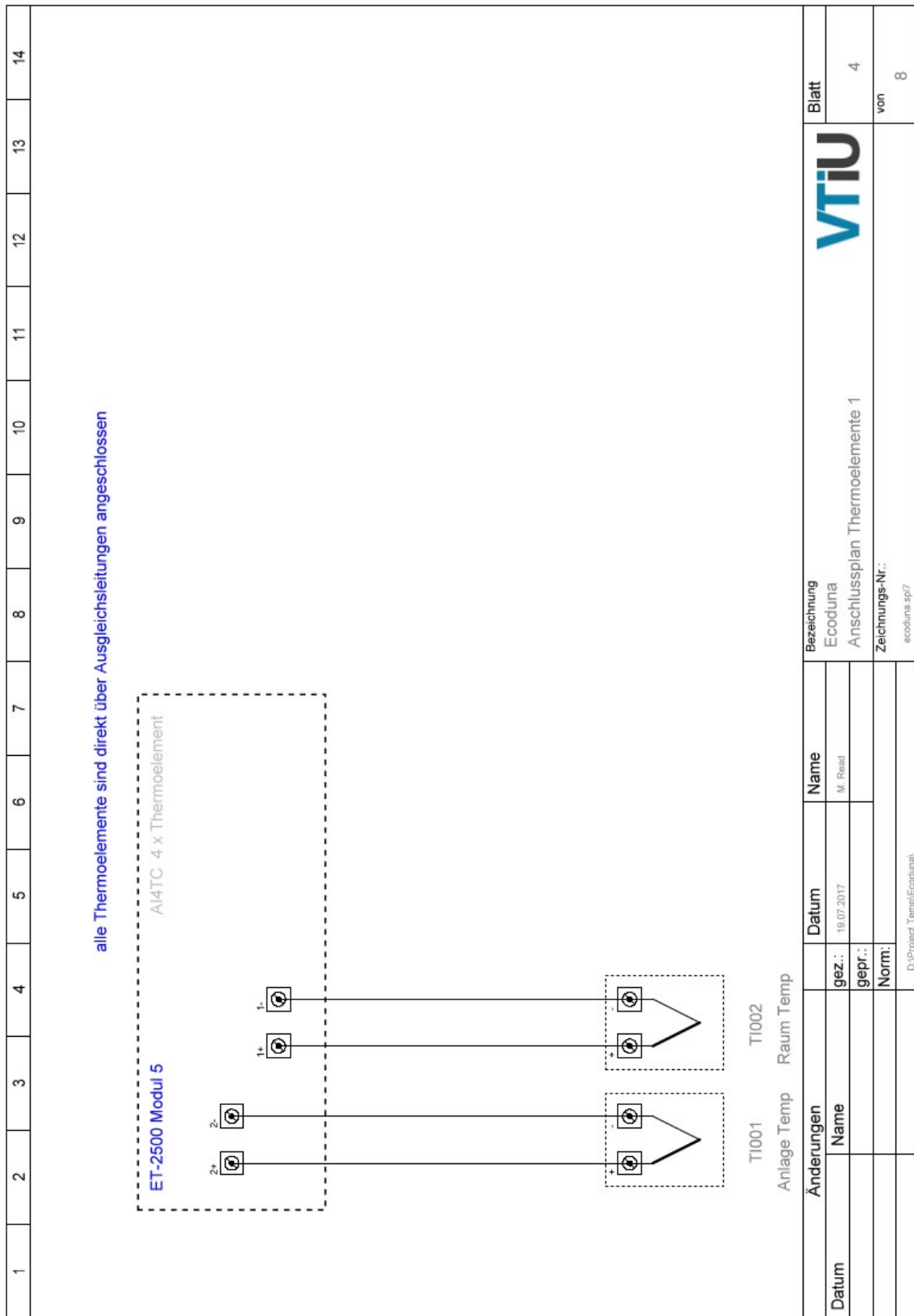


Abbildung 36 – Schaltplan: Thermoelemente

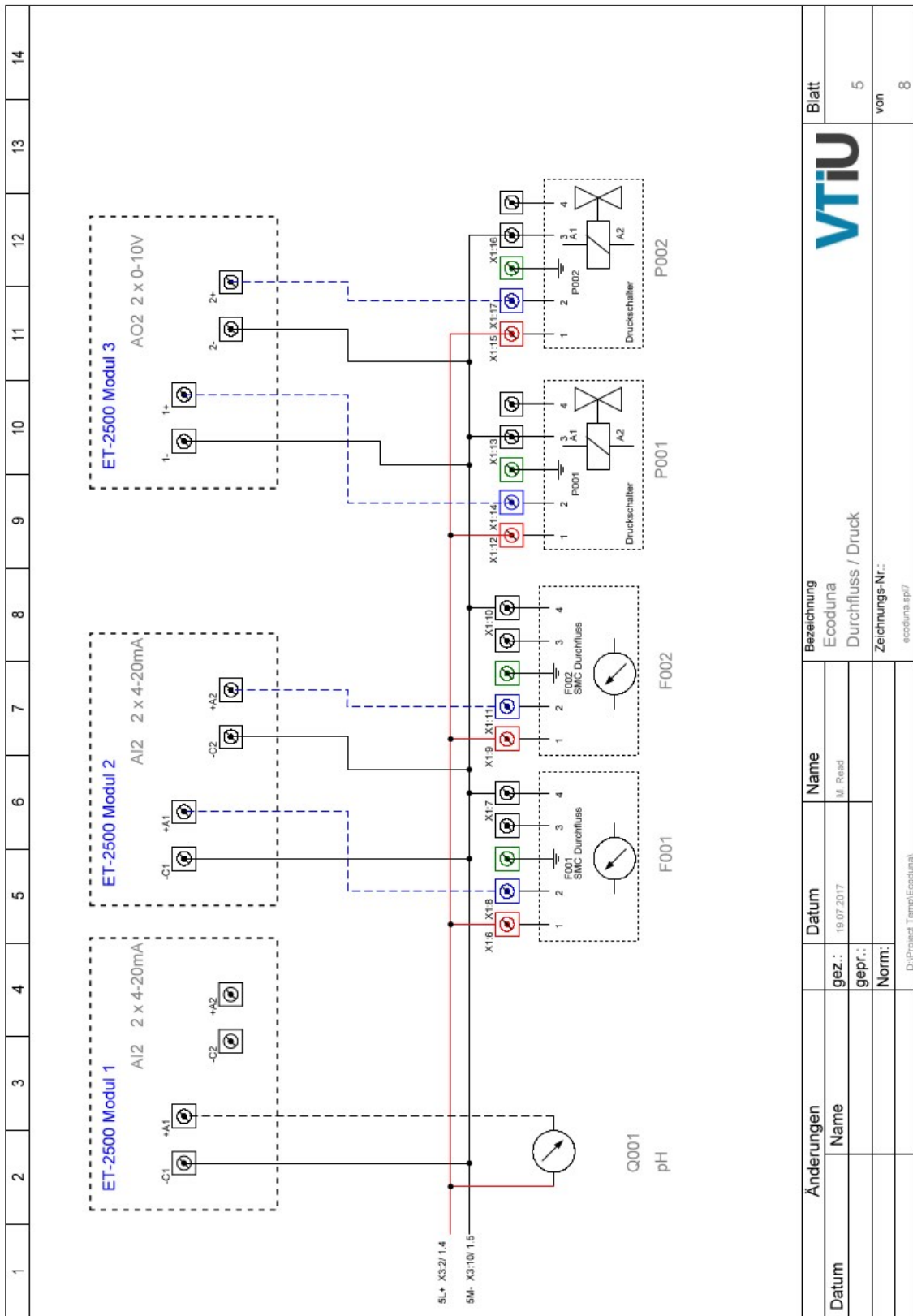


Abbildung 37 – Schaltplan: Durchflussmessung, Druckregelung und pH-Messung

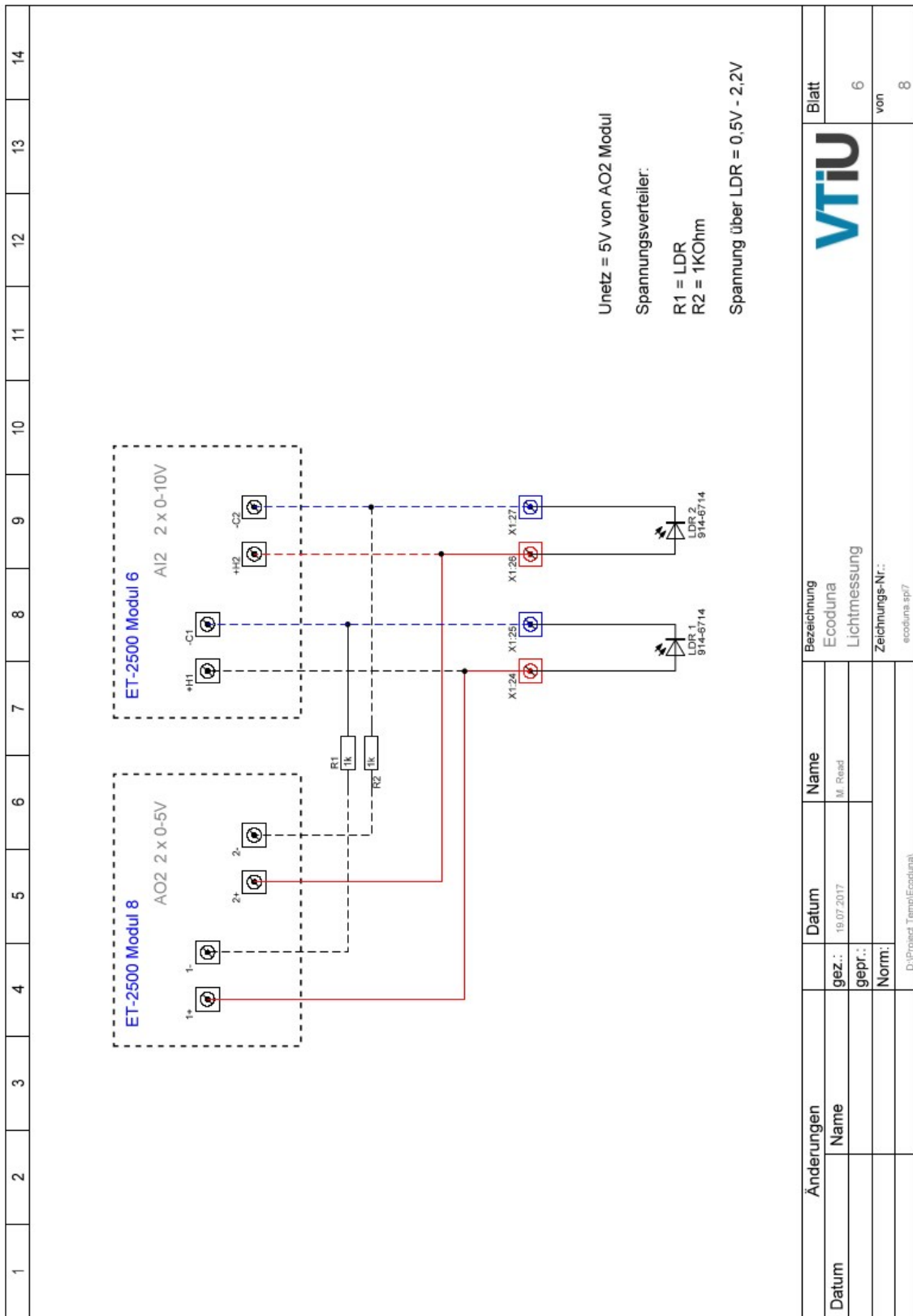


Abbildung 38 – Schaltplan: Lichtmessung

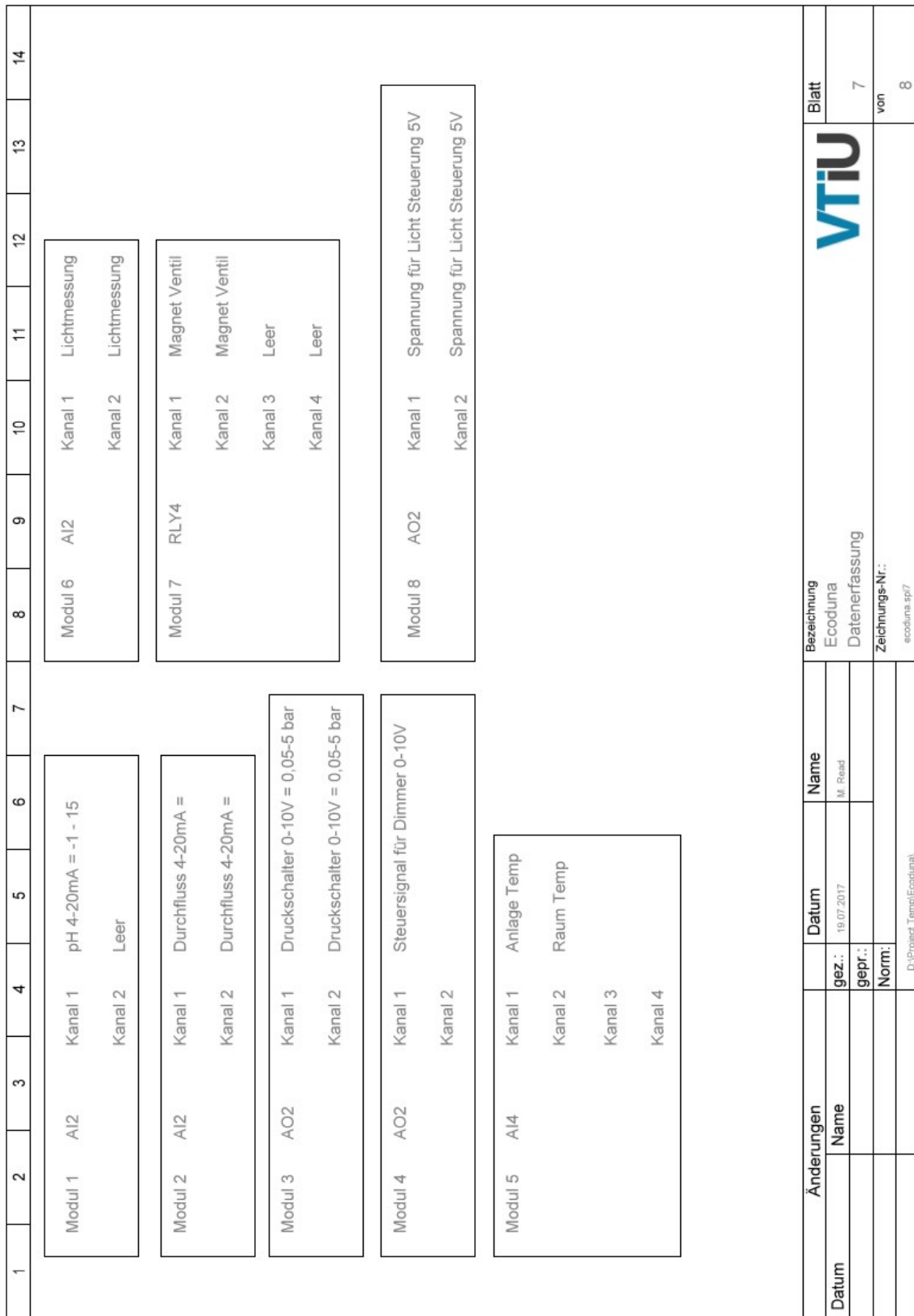


Abbildung 39 – Schaltplan: Datenerfassung