

Analyse von Algenwachstum und Energiebilanzen eines Photobioreaktors bei unterschiedlichen Randbedingungen

Bachelorarbeit

im Studiengang

Biotechnologie

vorgelegt von

Mateusz Dobrowolski

Matrikelnummer: XXXXXXXXXX

am 24. April 2024

Erstgutachter: Prof. Dr. Christian Kaiser

Zweitgutachter: Prof. Dr. Jan Piatek

Vorwort

Diese Bachelorarbeit entstand im Rahmen der Veranstaltung „Energetische Nutzung nachwachsender Rohstoffe“ am Institut für erneuerbare Energien und Energieeffiziente Anlagen (IEE). Die zentrale Aufgabe dieser Arbeit ist die Analyse des Algenwachstums und der Energiebilanzen eines am Standort neu gebauten Algenbioreaktors, welcher dazu dient, in einfachen Laborversuchen das Algenwachstum für potenzielle energetische Anwendungen zu erforschen.

Diese Arbeit baut auf der vorherigen Bachelorarbeit von Frederik Philip Bochmann auf, der sich mit der Konstruktion und Modellierung eines Labor-Photobioreaktors für die energetische Nutzung befasste. Durch die Durchführung und Auswertung erster Versuche mit der Alge *Chlorella vulgaris* (*C. vulgaris*) vertieft und erweitert diese Arbeit die Erkenntnisse von Herrn Bochmann. Dabei wird auf das Wachstumsverhalten der Alge in Abhängigkeit von verschiedenen Parametern wie, Beleuchtungsstärke, Hell-Dunkelzyklen, Nährstoffzugabe, Temperatur und Begasung, eingegangen.

Ein weiterer Punkt dieser Arbeit liegt auf dem systematischen Vergleich verschiedener Verfahren zur Analyse des Algenwachstums. Dabei werden Methoden wie die Mikroskopie mit Zählkammer, Lichtabsorptionsmessungen, pH-Wert-Messungen sowie die Trocknung und Wägung von Proben untersucht und bewertet. Des Weiteren wird die Energiebilanz des Photobioreaktors, im Zusammenhang mit dem Energiebedarf für Beleuchtung, Pumpen und anderen Systemkomponenten im Vergleich zum Heizwert der produzierten Algenmasse bewertet.

Da sich die Anlage noch in der frühen Entwicklungsphase befindet, bietet sie noch viel Potenzial zur Forschung an Optimierungen am System, der Auswertungsmethoden und der verwendeten Alge. Mit dem Vergleich der Messwerte der ersten Durchführungen und von etablierten Wachstumsmodellen der Alge *C. vulgaris*, sowie der Ableitung von Optimierungsmöglichkeiten, kann ein Beitrag zur Weiterentwicklung und Nutzung dieser zukunftsorientierten Technologie geleistet werden.

Inhaltsverzeichnis

Vorwort	I
Abkürzungsverzeichnis	IV
Abkürzungsverzeichnis für chemische Bindungen	IV
Abbildungsverzeichnis	IV
Tabellenverzeichnis	VI
1. Einleitung.....	1
2. Theoretische Grundlagen	1
2.1. Photobioreaktoren	1
2.1.1. Einführung in Photobioreaktoren.....	1
2.1.2. Anwendungsbereiche und Bedeutung in der nachhaltigen Energiegewinnung.....	5
2.2. Algen.....	6
2.2.1. Chlorella vulgaris	6
2.3. Photosynthese und Algenwachstum.....	8
2.3.1. Grundlagen der Photosynthese und ihre Bedeutung im Photobioreaktor	8
2.3.2. Wachstumsbedingungen für Algen	9
2.3.3. Einflussfaktoren auf das Algenwachstum im Photobioreaktor	10
2.4. Wachstumsmodelle.....	12
2.4.1. Einführung	12
2.4.2. Logistisches Wachstumsmodell.....	12
2.4.3. Berechnung des Wachstums	13
2.5. Analysemethoden für Algenwachstum	15
2.5.1. Einführung in die Analysemethoden des Algenwachstums	15
2.5.2. Mikroskop/Zählkammer	15
2.5.3. Lichtabsorption.....	17
2.5.4. pH-Wert.....	18
2.5.5. Trocknung und Wägung von Proben	18
2.5.6. Ermitteln des Heizwertes	19
2.6. Energetische Bilanzierung	20
2.6.1. Einleitung in die Energiebilanzierung	20
2.6.2. Grundlagen der Energiebilanzierung.....	21
2.7. Aktuelle Entwicklungen und Zukunftsaussichten.....	22
3. Versuchsaufbau und -durchführung	22
3.1. Beschreibung des Algenbioreaktors und der verwendeten Geräte.....	22
3.1.1. Aufbau und Komponenten des Algenbioreaktors.....	22

3.1.2. Technische Spezifikationen und Kapazitäten des Bioreaktors und verwendeter Geräte	23
3.2. Systematische Durchführung von Versuchen unter verschiedenen Randbedingungen.....	34
3.2.1. Versuch Nr. 1 Wachstumsversuch.....	34
3.2.2. Versuch Nr. 2 Standardisierung.....	35
3.2.3. Versuch Nr. 3 Parameter Nährstoff.....	35
3.2.4. Versuch Nr. 4 Dauerbelichtung	36
4. Laborversuche im Fach Energetische Nutzung nachwachsender Rohstoffe	36
5. Energiebilanz der Anlage	37
5.1. Energiebedarf des Systems	37
5.1.1. Beleuchtung.....	37
5.1.2. Belüftung	38
5.1.3. Bestimmung des Heizwerts der Algenmasse	38
5.1.4. Gesamtenergiebilanzen.....	40
5.1.5. Vergleich mit anderen Algenbioreaktoren.....	41
5.1.6. Schlussfolgerung.....	41
6. Ergebnisse und Diskussion	42
6.1. Ergebnisse des ersten Versuchs	42
6.2. Ergebnisse Versuch Nr. 2 Standardisierung	43
6.3. Ergebnisse Versuch Nr. 3 Parameter Nährstoff	49
6.4. Ergebnisse Versuch Nr. 4 Parameter Dauerbelichtung.....	55
6.5. Vergleich der Versuche	59
6.6. Vergleich mit etablierten Wachstumsmodellen.....	59
6.7. Optimierungsmöglichkeiten	60
7. Zusammenfassung.....	62
Literaturverzeichnis.....	A

Abkürzungsverzeichnis

Abkürzung	Bezeichnung
IEE	Institut für erneuerbare Energien und Energieeffiziente Anlagen
RPM	Umdrehungen pro Minute
<i>C. vulgaris</i>	<i>Chlorella vulgaris</i>
η	Wirkungsgrad

Abkürzungsverzeichnis für chemische Bindungen

Abkürzung	Bezeichnung
CO ₂	Kohlenstoffdioxid
O ₂	Sauerstoff
C ₆ H ₁₂ O ₆	Glucose
H ₂ O	Wasser
H ₃ O ⁺	Hydroniumionen
OH ⁻	Hydroxidionen
NaNO ₃	Natriumnitrat
NaH ₂ PO ₄	Natriumdihydrogenphosphat
AgCl	Silberchlorid
KCl	Kaliumchlorid
NaOH	Natriumhydroxid

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Fließdiagramm Mikroalgenproduktion und metabolische Produkte (Navid R. Moheimani, 2015).....	2
Abbildung 2: Photobioreaktor in Röhrenform © Roquette Klötze GmbH & Co. KG (Kopton, 2023).....	3
Abbildung 3: Kultivierungsbecken der Algenland GmbH (rohkost-spirulina-aus-deutschland, 2022)	3
Abbildung 4: Platten Photobioreaktor PBR 500 IGV Biotech (Ashraf, 2017)	4
Abbildung 5: Umweltschonender Kreislauf mit Plattenreaktoren zur effektiven Nutzung von Industriellem CO ₂ (Fraunhofer-Institut für Grenzflächen- und Bioverfahrenstechnik IGB, 2024)	5
Abbildung 6: Chlorella vulgaris Aufnahme mit Lichtmikroskop (Helmut Hund Typ: H 500) und Kamera (JVC TK-C1381).....	7
Abbildung 7: Protein-, Kohlenhydrat- und Fettanteil in Chlorella (Puiz, 2009)	8
Abbildung 8: Absorptionsspektren von Chlorophyll a und b, sowie β -Carotin (khanacademy, 2024)	9
Abbildung 9: Biofouling am Reaktor nach der ersten Versuchsreihe	11
Abbildung 10: Logistisches Modell einer Bakterienpopulation über die Zeit in einer begrenzten Umgebung (Komorniczak, 2011)	12
Abbildung 11: Veranschaulichung der Wachstumsphasen von Mikroorganismen im Logistischen Modell	14

Abbildung 12: Zählkammer mit Deckglas (Glassware, 2024)	15
Abbildung 13: Seitenansicht der Zählkammer mit unterschiedlichen Höhen der Stege (Glassware, 2024).....	15
Abbildung 14: Schematische Darstellung einer Zählkammer unter dem Mikroskop (bernitaways.blogspot.com, 2021)	17
Abbildung 15: Schematische Darstellung der Lichtabsorptionsmessung eines OD-Messgeräts (Universität Ulm, 2024)	17
Abbildung 16: Photobioreaktor im Betrieb	23
Abbildung 17: Temperatursensor DS18B20 zur Messung der Temperatur im Reaktormedium	24
Abbildung 18: Pharmacia Biotech Ultrospec 3000 zur Messung der Optischen Dichte.....	24
Abbildung 19: Küvetten mit einer definierten Algenlösung zur Standardkurvenherstellung	25
Abbildung 20: Messkammer des Ultrospec 3000.....	25
Abbildung 21: Benutzermenü des Ultrospec 3000 (links), Absorptionsmessung mit dem Ultrospec 3000 (rechts).....	26
Abbildung 22: Standardkurve mit Trendlinie für den Ultrospec 3000 mit definierten Algenlösungen.	26
Abbildung 23: GUI des mobilen Fotometers der HAW (links), Fotometergehäuse mit Küvette (rechts)	27
Abbildung 24: Kalibrierkurven für die Wellenlängenbereiche des HAW-Fotometers	29
Abbildung 25: Onlinephotosensordaten der Trübheitsmessung des Reaktors mit verschiedenen Wellenlängen.....	30
Abbildung 26: Kalibrierkurve für den Onlinephotosensor mit der 480 nm Wellenlänge.....	31
Abbildung 27: Die Verwendete pH-Sonde Gravity: Analog Industrial pH Sensor / Meter Pro Kit V2 ...	31
Abbildung 28: Verpackungen der PH-Pufferlösungen zur Kalibrierung der pH-Sonde, Vorder- und Rückseite	32
Abbildung 29: Trockenwaage (PCE Group Serie 100) im Betrieb mit Restfeuchteanzeige in Prozent...	33
Abbildung 30: Kalorimeter (links), Bombe mit bereits eingefädeltm Faden (rechts).....	33
Abbildung 31: Anzucht der Inokulationslösung mit 3 GoLeat LEDs	34
Abbildung 32: Erste Brennwertmessung der Algenanzucht.....	39
Abbildung 33: Zwei 16er Neubauer-Zählkammern mit einer homogenen Verteilung von Algenzellen	42
Abbildung 34: Entleerter Photobioreaktor nach dem ersten Versuchsdurchlauf mit deutlichem Biofouling an den Scheiben und Silikon	43
Abbildung 35: Biofouling und Verschmutzung des Photobioreaktors nach Extraktion des Reaktormediums	44
Abbildung 36: Biofouling in und um den Luftzufuhrschlauch (links), Biofouling an Scheiben und Silikonfugen (rechts)	44
Abbildung 37: Biofouling und Verschmutzung des Bioreaktors nach der Reinigung	45
Abbildung 38: Wachstumskurve der Algen im Standardisiertem Versuchsdurchlauf.....	45
Abbildung 39: Trübheitsunterschiede des Reaktormediums am 29.02 um 14 Uhr (links) und am 04.03 um 10 Uhr (rechts)	46
Abbildung 40: Steigerung der Zellzahl zwischen dem 29.02 (links) und 04.03 (rechts) mittels Neubauer-Zählkammer	47
Abbildung 41: Trübheit des Reaktormediums des Standarddurchlaufs am Ende der Kultivierung (01.03.2024 um 13 Uhr)	47
Abbildung 42: Temperaturverlauf des Reaktormediums vom 26.02. 14:42 Uhr bis zum 06.03. 11:45 Uhr.....	49
Abbildung 43: Wachstumskurve der Algen im Nährstoff Versuchsdurchlauf.....	50
Abbildung 44: Mikroskopiebilder der Algen am 11.03. (links) und am 20.03 (rechts).....	52
Abbildung 45: Wachstumskurve Versuch Nr. 3.....	53

Abbildung 46: Photobioreaktor, 6.03. 14 Uhr (links), 8.03. 14 Uhr (rechts).....	53
Abbildung 47: Photobioreaktor, 11.03. 15 Uhr (links), 13.03. 10 Uhr (rechts).....	53
Abbildung 48: Photobioreaktor, 15.03. 14 Uhr (links), 18.03. 10 Uhr (rechts).....	53
Abbildung 49: Trübheit des Photobioreaktors, 20.03. 10 Uhr.....	53
Abbildung 50: Temperaturverlauf des Reaktormediums vom 11.03. 14:59 Uhr bis zum 16.03. 14:44 Uhr.....	54
Abbildung 51: Mögliche Scenedesmus obliquus Kontamination. Mikroskop Vergrößerung x10 (links), x 40 (rechts).....	55
Abbildung 52: Scenedesmus obliquus unter Mikroskopischer Vergrößerung von x10 (A), x40 (B) und x100 (C) (V. Hariram, 2022)	55
Abbildung 53: Wachstumskurven der Algen im vierten Versuch	56
Abbildung 54: pH-Wert Messung vom 25.03. - 8.04. bei leuchtenden Lampen (pH-bright) und ausgeschalteten Lampen (pH-dark).....	58
Abbildung 55: Temperaturverlauf des Reaktormediums vom 27.03. – 8.4. mit angeschalteten Lampen (Temp-bright) und ausgeschalteten Lampen (Temp-dark)	58
Abbildung 56: Vergleich der Wachstumskurven der Versuche Nr. 2, Nr. 3 und Nr. 4	59
Abbildung 57: Wachstumskurve C. vulgaris in Bold's Basal Medium gemessen mit einem UV-1601 Shimadzu Spektrophotometer bei 682 nm (C. J. C. Derek, 2011)	60

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Kultivierungsanforderungen von Mikroalgen (Frey, 2018)	10
Tabelle 2: Heizwerte für oft verwendete Brennstoffe in kJ pro g. *besteht aus einem Gemisch, Werte können zwischen 5 % - 10 % variieren (The Engineering ToolBox, 2024).....	20
Tabelle 3: Absorption bei 600 nm der Standardlösungen	26
Tabelle 4: Ergebnisse einer Probenmessung gegen eine Leerprobe mit dem mobilen HAW-Fotometer	28
Tabelle 5: Werte für die Kalibrierkurve des mobilen HAW-Fotometers	28
Tabelle 6: Messwerte für die Kalibrierungskurve des Onlinephotosensors	30
Tabelle 7: Heizwterergebnisse der Algenzuchtversuche	39
Tabelle 8: Biotrockenmasse/Liter nach Trocknung und die daraus resultierende Gesamtenergieausbeute für die Versuche	40
Tabelle 9: Gesamtbilanz und Wirkungsgrad der Versuche	40
Tabelle 10: Phosphorkonzentrationen der Algen aus den Versuchen mit den jeweiligen Heizwerten. 41	
Tabelle 11: Standarddurchlauf aufgenommene Messwerte	46
Tabelle 12: Verdopplungszeit der Algenkultur gemessen mit den Methoden Neubauer-Zählkammer und Ultraspec 3000	46
Tabelle 13: Vergleich der Wachstumsraten gemessen mit der Neubauer Zählkammer und dem Ultraspec 3000	48
Tabelle 14: Nährstoffdurchlauf Zellzahlmessungen mit Nährstoffzugabe	50
Tabelle 15: Verdopplungszeiten und Wachstumsraten für die Messmethoden Neubauer Zählkammer, Ultraspec 3000 und HAW-Fotometer	51
Tabelle 16: Versuch Nr. 4 Zellzahlmessungen mit Nährstoffzufuhrmengen	56
Tabelle 17: Wachstumsraten und Verdopplungszeiten zwischen den Messpunkten für die Messmethoden Neubauer-Zählkammer, Ultraspec 3000 und HAW-Fotometer.....	57

1. Einleitung

Nachhaltige Energiequellen haben in den letzten Jahren deutlich an Bedeutung gewonnen und somit die Energiebranche in Richtung erneuerbare Energie gerichtet. Vor allem die zuvor als unwirtschaftlich geltende Bioenergie hat sich zu einer vielversprechenden Alternative entwickelt. Ein Beispiel hierfür ist der Einsatz von Photobioreaktoren in Verbindung mit Algenkulturen, welche effizient Sonnenlicht in Energie, Biokraftstoffe und andere wertvolle Substanzen umwandeln. (C.U. Ugwu, 2008) Diese einst als unrentabel geltende Technologie, wird durch die stetigen Fortschritte in der Forschung immer wirtschaftlich attraktiver.

Im Rahmen der Veranstaltung „Energetische Nutzung nachwachsender Rohstoffe“ von Herr Prof. Dr. Piatek an der Hochschule für Angewandte Wissenschaften wurde ein laborpraktischer Versuch durchgeführt, bei dem die Alge *C. vulgaris* in einem Photobioreaktor als Versuchsalge verwendet wurde. Das Ziel dieses Versuches ist die umfassende energetische Bilanzierung des Photobioreaktors, um die Effizienz in der Umwandlung von Lichtenergie in Biomasse zu evaluieren. Darüber hinaus liegt ein besonderes Augenmerk auf der Untersuchung des Wachstumsverhaltens der Alge *C. vulgaris* in diesem Plattenreaktor im Vergleich zu bereits vorhandenen Wachstumsmodellen, wodurch wichtige Erkenntnisse für die Optimierung von Produktionsprozessen und die Maximierung der Biomasseausbeute gewonnen werden.

2. Theoretische Grundlagen

2.1. Photobioreaktoren

2.1.1. Einführung in Photobioreaktoren

Photobioreaktoren sind spezielle Systeme, die die Kultivierung von phototrophen Mikroorganismen, wie Algen, unter kontrollierten Bedingungen steuern und ermöglichen. Dabei besteht ihre primäre Funktion darin, ein optimales Umfeld für das Wachstum von Algen zu schaffen, wobei Licht als primäre Energiequelle dient. Das Wachstum der Algen kann über Umweltbedingungen wie Lichtintensität, Temperatur, pH-Wert und die Nährstoffzufuhr gesteuert und gesteigert werden. Dabei spielt die Lichtregulierung eine entscheidende Rolle. Mithilfe von Beleuchtungssystemen kann die Intensität des Lichtes und die Wellenlänge angepasst werden. Photobioreaktoren können auch mit Heiz- und Kühlvorrichtung ausgestattet sein, um die Temperatur einzustellen, bei der Algen am besten wachsen und um große Fluktuationen in der Temperatur zu verhindern. Ebenso wie Menschen besitzen Algen einen Stoffwechsel. Ohne die richtige Nahrung können die metabolischen Prozesse der Algen nicht optimal arbeiten und das Wachstum der Algen wird inhibiert, weswegen Photobioreaktoren so konzipiert sind, dass sie eine kontinuierliche und dosierte Zufuhr dieser

Nährstoffe ermöglichen. (Navid R. Moheimani, 2015) Da Kohlenstoffdioxid (CO₂) ein Schlüsselbestandteil der Photosynthese ist, wird auch der CO₂-Gehalt in den Photobioreaktoren sorgfältig überwacht und reguliert. Dies kann durch gezielte Zufuhr von CO₂ oder durch Integration von Systemen zur Rückgewinnung von CO₂ aus anderen Prozessen, wie Industrieanlagen, erreicht werden. (Kajla, 2022) In Abb. 1 ist ein Flussdiagramm für die Mikroalgen Produktion und die anschließende Ernte der metabolischen Produkte von Algen dargestellt. Dabei wird ersichtlich, welche Umwelteinflüsse einen Einfluss auf das Wachstum der Algen in den verschiedenen Photobioreaktoren haben und welche Produkte durch die Mikroalgen entstehen können, von Bio-Ethanol über Öle zu Tierfutter.

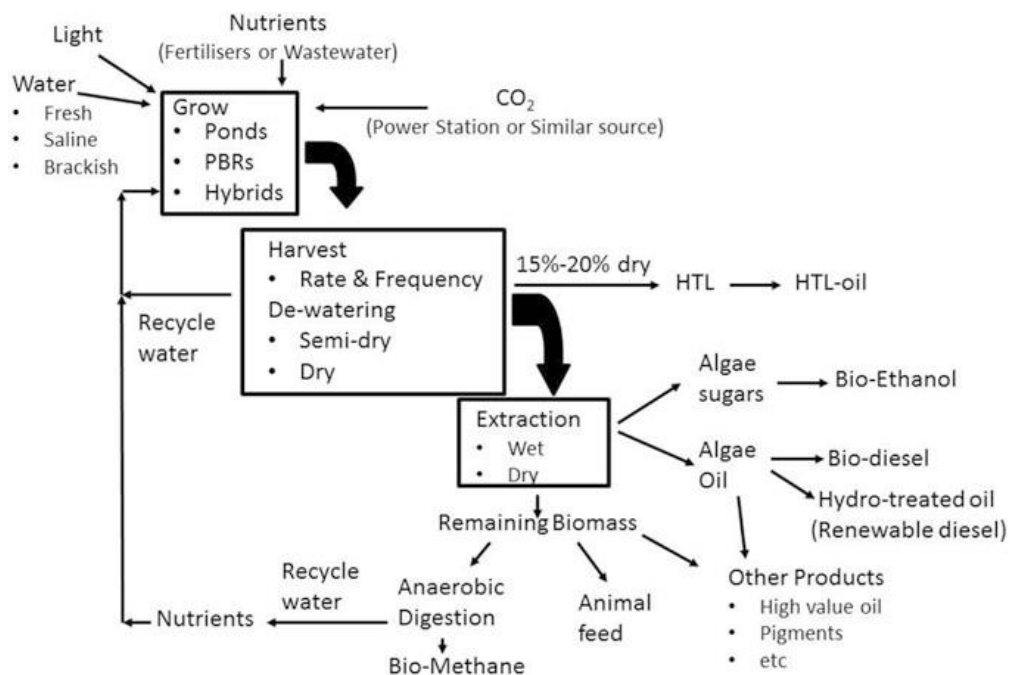


Abbildung 1: Fließdiagramm Mikroalgenproduktion und metabolische Produkte (Navid R. Moheimani, 2015)

Es gibt verschiedene Arten von Photobioreaktoren, die für das Wachstum von Algen eingesetzt werden können. Jeder Typ hat seine eigenen Vor- und Nachteile, und die Auswahl hängt oft von den spezifischen Anforderungen der Algenkultivierung sowie den örtlichen Gegebenheiten ab.

Röhrenförmige Photobioreaktoren bestehen aus durchsichtigen Kunststoff- oder Glasröhren, siehe Abb. 2. In den Röhren befindet sich das Medium mit den Algen und nährstoffreichem Wasser. Von außen wird Sonnenlicht oder Licht aus Beleuchtungssystemen als Energiequelle verwendet. Röhrenphotobioreaktoren haben den Vorteil, dass sie eine kontrollierte Umgebung schaffen und somit das Risiko von Verunreinigungen minimieren und eine hohe Algendichte und Produktivität ermöglichen. Die Nachteile dieser Reaktorart sind die höheren Investitions- und Betriebskosten im Vergleich zu offenen Systemen. Weitere Probleme, die auftreten, sind das Biofouling, welches eine Ansammlung von biologischem Material an den Röhren ist, erschwerte Bedingungen bei der Reinigung, die Gefahr von Verstopfung der Röhren

und eine ungleichmäßige Lichtverteilung, die suboptimale Wachstumsbedingungen für Algen schaffen kann. (subitec, 2024)



Abbildung 2: Photobioreaktor in Röhrenform © Roquette Klötze GmbH & Co. KG (Kopton, 2023)

Die traditionelle Art der Algenzucht findet in offenen Teichsystemen statt, sogenannte Open-Pond Systeme. Hierbei werden die Algen in großen Becken mit nährstoffreichem Wasser gezüchtet (siehe Abb. 3). Ein großer Vorteil dieser Anlagen ist die Wirtschaftlichkeit, da sie das natürliche Sonnenlicht als primäre Energiequelle für die Photosynthese nutzt. Durch eine ständige Durchmischung des Wassers werden die Algen gleichmäßig verteilt und eine optimale Lichtverteilung ermöglicht. Die Wirtschaftlichkeit dieser Anlagen macht sich auch über die geringen Kosten für Aufbau und Unterhaltung bemerkbar, da eine effiziente Produktion im großen Maßstab möglich ist. Die Nachteile dieser Systeme sind die Anfälligkeit für Kontaminationen durch externe Mikroorganismen und die erschwerten Bedingungen in der Kontrolle von Umweltparametern. (subitec, 2024)



Abbildung 3: Kultivierungsbecken der Algenland GmbH (rohkost-spirulina-aus-deutschland, 2022)

Platten-Photobioreaktoren sind eine weitere Möglichkeit Algen zu kultivieren und werden im Umfang dieser Bachelorarbeit genutzt und beschrieben. Diese Reaktoren bestehen aus flachen, transparenten Paneelen, durch die nährstoffreiches Wasser strömt, wobei Sonnenlicht oder Beleuchtungssysteme die Photosynthese anregen (siehe Abb. 4). Ihr markantes Merkmal, ein großes Oberfläche-zu-Volumen-Verhältnis, ermöglicht eine optimale Lichtnutzung. Sie bieten auch eine präzise Kontrolle der Kulturbedingungen und minimieren das Kontaminationsrisiko. Obwohl Platten-Photobioreaktoren viele Vorteile bieten, sind sie im Vergleich zu anderen Systemen oft teurer in der Anschaffung und im Betrieb. Zusätzlich können Probleme bei der Temperaturegulierung und dem Biofouling entstehen. Um eine gute Zirkulation des Kulturmediums zu erreichen, wird eine Airlift-Komponente in die Platten-Photobioreaktoren eingebaut. Diese sorgt durch aufsteigende Luftblasen für eine Umwälzung des Mediums, was zu einer Gleichverteilung von Nährstoffen führt und somit die Wachstumsbedingungen für die Algen verbessert. Somit steigert die Airlift-Komponente die Wachstumsrate und den Biomassertrag. Der Nachteil einer zusätzlichen Komponente im Photobioreaktor ist die komplexe Konstruktion und Wartung dieser, was wiederum Kosten mit sich bringt. (subitec, 2024)



Abbildung 4: Platten Photobioreaktor PBR 500 IGV Biotech (Ashraf, 2017)

2.1.2. Anwendungsbereiche und Bedeutung in der nachhaltigen Energiegewinnung

Die Anwendung von Photobioreaktoren erstreckt sich über eine vielfältige Palette in der nachhaltigen Energiegewinnung und Industrie.

Eines der Anwendungsgebiete von Photobioreaktoren liegt in der Produktion von Biokraftstoffen. Durch die Kultivierung von Algen in Photobioreaktoren kann die Photosynthese effizient genutzt werden, um Biomasse zu erzeugen, die dann in Biokraftstoffe umgewandelt werden kann. Die produzierten Biokraftstoffe bieten eine zukunftsorientierte Alternative zu herkömmlichen fossilen Brennstoffen und senken den Bedarf an nicht erneuerbaren Ressourcen. (Dr. Ulrike Schmid-Staiger, 2016)

Photobioreaktoren werden auch erfolgreich zur Schadstoffentfernung aus Abwässern eingesetzt. Algen, die in Photobioreaktoren kultiviert werden, können verschiedene Schadstoffe wie Stickstoff und Phosphor aufnehmen und in ihre Biomasse integrieren. (Metzen, 2022)

Ein weiteres Anwendungsgebiet ist die Möglichkeit mit Algen CO_2 in Biomasse zu binden. Somit kann mit Photobioreaktoren das Ziel zur Klimaneutralität gefördert werden, indem das von Industrieanlagen ausgestoßene CO_2 zur Begasung von Photobioreaktoren genutzt wird. Das gebundene CO_2 kann anschließend auch durch andere industrielle Anwendungen genutzt werden. In Abb. 5 ist die Nutzung von industriell erzeugtem CO_2 für das Wachstum von Algen in einem Plattenreaktor dargestellt. Das in den Algen gebundene CO_2 wird in einer Biogasanlage zur Energieerzeugung genutzt. (Fraunhofer-Institut für Grenzflächen- und Bioverfahrenstechnik IGB, 2024)

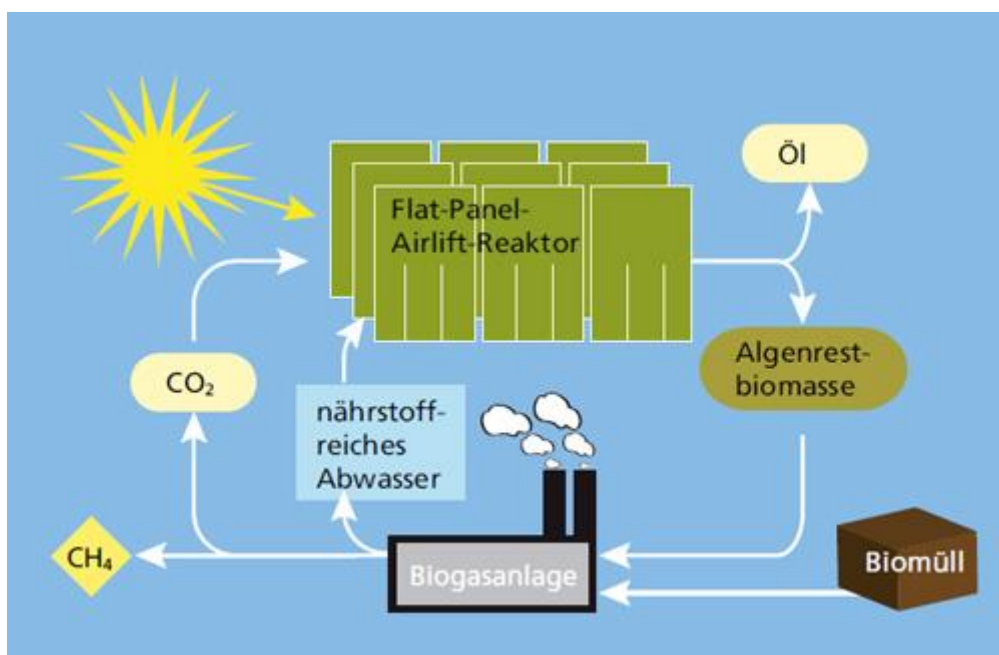


Abbildung 5: Umweltschonender Kreislauf mit Plattenreaktoren zur effektiven Nutzung von Industrielltem CO_2 (Fraunhofer-Institut für Grenzflächen- und Bioverfahrenstechnik IGB, 2024)

Die Vielseitigkeit von Photobioreaktoren erstreckt sich auch auf die Herstellung von wertvollen chemischen Verbindungen. Durch die Kontrolle der Umgebungsbedingungen können spezifische Algenarten zur Produktion von bioaktiven Substanzen, Pharmazeutika oder anderen hochwertigen Chemikalien genutzt werden. Mögliche Produkte sind Antioxidantien, Verdickungsmittel, Feuchthaltemittel, Weichmacher und Ähnliches. (Sachin Kumar Madotra, 2021)

2.2. Algen

Mikroalgen sind fototrophe Mikroorganismen und sind aufgrund ihrer physiologischen und morphologischen Vielfalt weltweit anzutreffen. Sie spielen eine wichtige Rolle im globalen Ökosystem. Sie sitzen am Anfang der Nahrungskette und bilden 31,9 % der Primärproduktion im Wasser auf der Erde. Algen können einzellig oder vielzellig sein und leben vorwiegend im Wasser. Sie sind autotrophe Organismen und haben von Alge zu Alge verschiedenen Strukturen und Größen. Mikroalgen bieten aufgrund ihrer großen Diversität, als auch wegen ihrer Fähigkeit zur Massenproduktion viele Möglichkeiten für biotechnologische Anwendungen. Mikroalgen übernehmen dabei mehrere bedeutende Positionen: Sie fungieren als die ursprünglichen Produzenten von Sauerstoff auf der Erde, verstoffwechseln viel CO₂ und gelten als die ökologisch flexibelste Gruppe von Organismen. Insgesamt wurden mehr als 35000 Mikroalgenarten wissenschaftlich nachgewiesen und beschrieben, welche abhängig von der Art und den Wachstumsbedingungen, eine Vielzahl an Inhaltsstoffen produzieren können. Dazu gehören alle essenziellen und nicht essenziellen Aminosäuren, komplexe Kohlenhydrate, verschiedene Fettsäuren, Mineralstoffe, Spurenelemente, Pigmente und Vitamine. (Puiz, 2009)

2.2.1. Chlorella vulgaris

C. vulgaris ist eine einzellige Grünalge, deren kugelförmige oder leicht ellipsoide Zellform, wie in Abb. 6. zu sehen, mit einem Durchmesser von etwa 2 bis 10 Mikrometern mikroskopisch klein ist. Sie ist sehr interessant für die Zucht im Photobioreaktor, insbesondere aufgrund ihrer schnellen Wachstumsrate und ihrer Fähigkeit, wertvolle Nährstoffe zu akkumulieren. (Liebig, 2017)

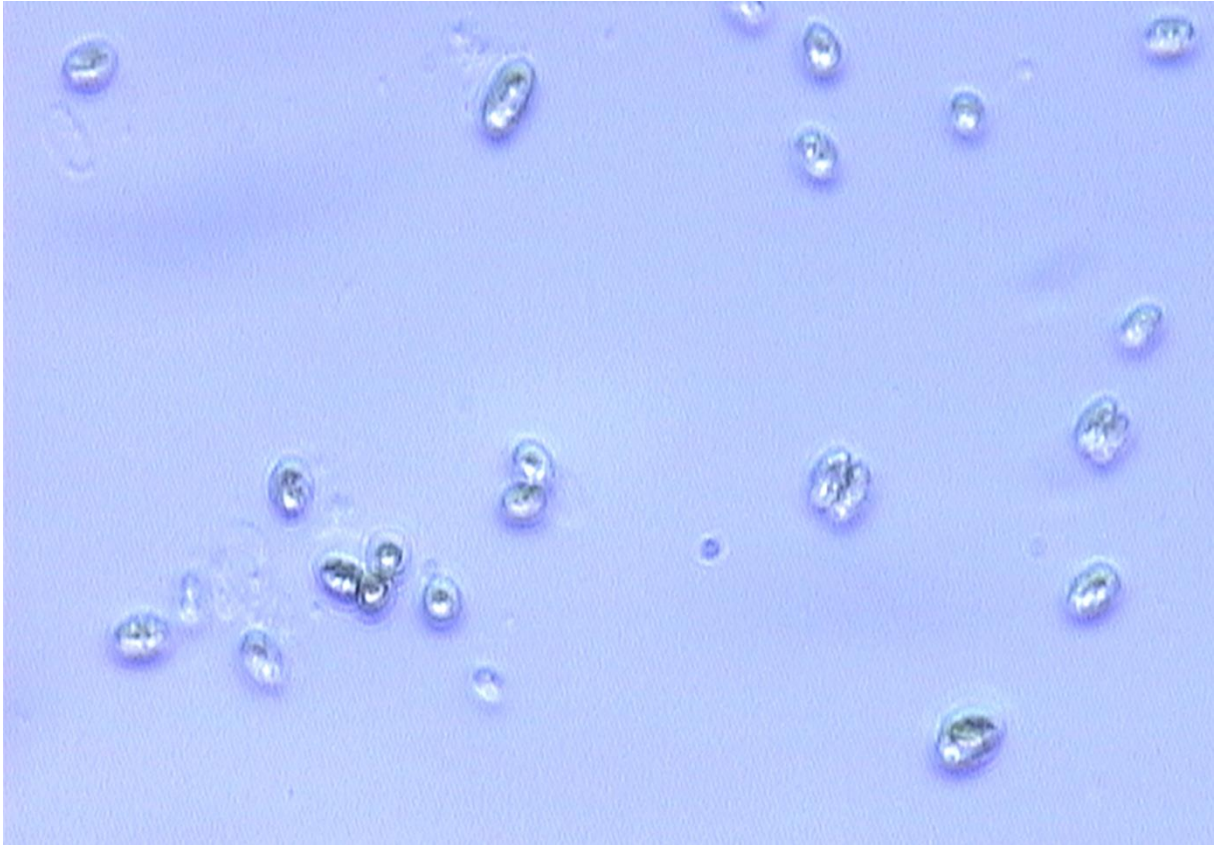


Abbildung 6: *Chlorella vulgaris* Aufnahme mit Lichtmikroskop (Helmut Hund Typ: H 500) und Kamera (JVC TK-C1381)

C. vulgaris kann in einem breiten Temperaturbereich wachsen, die optimalen Temperaturen für ihr Wachstum liegen in der Regel zwischen 25°C und 30°C. Bei diesen Temperaturen zeigt die Alge eine hohe Wachstumsrate und Biomasseproduktion. (Xiaochen Ma, 2014)

Außerdem zeichnet sie sich durch ihre Nährstoffdichte aus, darunter befinden sich hochwertige Proteine mit einem vollständigen Aminosäureprofil, essenzielle Fettsäuren, Vitamine und Mineralstoffe, siehe Abb. 7. Diese Eigenschaften machen sie zu einer vielversprechenden Quelle für verschiedene Anwendungen. In der Biotechnologie findet die Alge Verwendung in der Produktion von Nahrungsergänzungsmitteln, funktionellen Lebensmitteln, Kosmetika und pharmazeutischen Produkten. (Puiz, 2009)



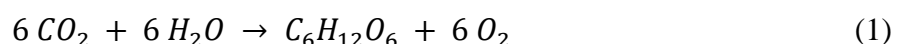
Abbildung 7: Protein-, Kohlenhydrat- und Fettanteil in Chlorella (Puiz, 2009)

Weitere Anwendungsgebiete für die Alge *C. vulgaris* liegen in der Abwasserbehandlung. Hierbei kann die Alge eingesetzt werden, um Schwermetalle aus Abwässern zu absorbieren. Innerhalb von 6 Stunden nach Inokulation der Alge in Abwasserproben konnte nachgewiesen werden, dass die Konzentration von Schwermetallen gesunken ist. Die Konzentration von Zink sank nach 10 Tagen nach Inokulation um 94,1 % und Kupfer um 81,7 % (Chan, 2014). Darüber hinaus wird das Potenzial von *C. vulgaris* in der nachhaltigen Energiegewinnung, insbesondere in Bezug auf die Produktion von Biokraftstoffen, erforscht. Dabei könnte *C. vulgaris* in Verbindung mit Abwasserbehandlungen verwendet werden, um hohe Fettkonzentrationen für die Biodieselproduktion zu erreichen (Yujie Feng, 2011). Die Verwendung von *C. vulgaris* ist ebenfalls zur Produktion für Nahrungsergänzungsmittel weit verbreitet, wobei ihr reichhaltiges Nährstoffprofil als vorteilhaft für die menschliche Gesundheit angesehen wird. (Puiz, 2009)

2.3. Photosynthese und Algenwachstum

2.3.1. Grundlagen der Photosynthese und ihre Bedeutung im Photobioreaktor

Algen, Pflanzen und einige Bakterien nutzen die Photosynthese, um Lichtenergie in chemische Energie umzuwandeln. Dabei wird aus Licht, Wasser (H₂O) und CO₂ die Produktion von Glucose (C₆H₁₂O₆) ermöglicht. Somit ist die Photosynthese der Hauptantrieb für das Algenwachstum und wird in Photobioreaktoren maximiert. Die Chemische Gleichung für die Photosynthese ist in Formel 1 dargestellt. (Kremer, 2010)



Die Photosynthese kann durch die Lichtintensität und die Lichtqualität (Carvalho, 2010), sowie die Temperatur und die Verfügbarkeit von Nährstoffen optimiert und kontrolliert werden. (Cai, 2021).

2.3.2. Wachstumsbedingungen für Algen

Das erfolgreiche Wachstum von Algen erfordert verschiedene Faktoren. Algen sind photoautotrophe Organismen, die Lichtenergie durch Photosynthese in chemische Energie umwandeln. Die Lichtintensität und -dauer sind dabei zentrale Parameter und können je nach Algenart variieren. Ein angemessenes Lichtspektrum, das die Photosynthesepigmente wie Chlorophyll anspricht und bei etwa 680 nm liegt, fördert die optimale Energiegewinnung. (Frey, 2018) In Abb. 8 sind die absorbierten Wellenlängenbereiche für Chlorophyll a und b, sowie β -Carotin dargestellt. Deutlich zu sehen ist die Absorption im blau-grünen und roten Bereich des Lichtspektrums.

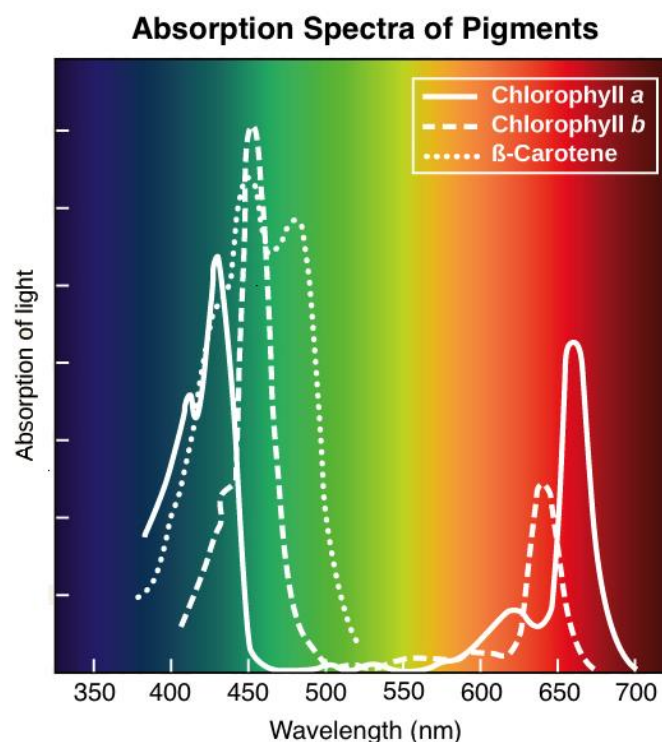


Abbildung 8: Absorptionsspektren von Chlorophyll a und b, sowie β -Carotin (khanacademy, 2024)

Die Temperatur beeinflusst die metabolischen Prozesse der Algen und hat direkten Einfluss auf ihr Wachstum. Algen zeigen unterschiedliche Temperaturpräferenzen, wobei viele Arten in einem Temperaturbereich von etwa 8 °C bis 32 °C gedeihen. Tab. 1 zeigt eine Übersicht für die Kultivierung von Mikroalgen. (Frey, 2018)

Tabelle 1: Kultivierungsanforderungen von Mikroalgen (Frey, 2018)

Anforderungen	Wert
Kultur-Medium	Wasser, wässrige Nährlösung
Betriebstemperatur	8 -32 °C
Bevorzugter Spektralbereich	Um 680 nm
Benötigte Nährstoffe	CO ₂ , Nitrat, Phosphat Biokompatible Materialien
Verträglichkeit	Freiheit von Zellmembran zerstörenden Stoffen (Tenside, Lösungsmittel, etc.)

Wie aus Formel 1 zu entnehmen, ist CO₂ wichtig für den Stoffwechsel von Mikroalgen. Die konstante Zufuhr von CO₂ ist somit entscheidend für das Algenwachstum. So konnte gezeigt werden, dass eine Verdreifachung der CO₂-Zufuhr eine Zunahme der Wachstumsrate von *C. vulgaris* um 57% mit sich zog. (Emily E. Matula, 2021)

Nährstoffe wie Stickstoff und Phosphat sind essenziell für das Algenwachstum. Die Produktivität von Algen steigt, je höher die Stickstoff- und Phosphatkonzentration ist. (Walter Mulbry, 2008) Die Zusammensetzung des Nährstoffmediums muss sorgfältig ausgewählt werden, um optimale Bedingungen für das Gedeihen der Algen zu schaffen. Die optimalen Wachstumsbedingungen für die Mikroalge *Neochloris oleoabundans* werden bei 7 mM Nitrat im Medium erreicht. (Ho Seok Kwak, 2015)

Der pH-Wert des Mediums beeinflusst die Verfügbarkeit von Nährstoffen für die Algen. *C. vulgaris* zeigt ein optimales Wachstum in einem pH-Bereich zwischen 7 und 9. (Amani Belaiba, 2021)

2.3.3. Einflussfaktoren auf das Algenwachstum im Photobioreaktor

Die optimale Entwicklung von Algen in einem Photobioreaktor ist von verschiedenen Einflussfaktoren abhängig.

Für die Kultivierung von Algen in Photobioreaktoren ist die Hydrodynamik ein entscheidender Faktor. Die Hydrodynamik beschreibt dabei die vier Phasen innerhalb des Reaktors und deren gegenseitige Wechselwirkung. Dabei bilden die Luftblasen die Gasphase, das Medium die Flüssigphase, die Zellen die feste Phase und das von außen eindringendem Licht bildet die vierte Komponente. Die Strömungsmuster, die durch die Geometrie des Reaktors bestimmt werden, transportieren das Gas und die Zellen im Medium durch den Photobioreaktor. Dabei gewährleistet die Durchmischung des Mediums, dass die Zellen möglichst gleichmäßigen Zugang zu CO₂, Nährstoffen und Licht haben und sich keine zu hohen Konzentrationen an inhibierenden Gasen wie Sauerstoff ansammeln können. Dies beeinflusst die direkte Photosyntheseleistung und das Wachstum der Algen. Die Durchmischung des Mediums

benötigt jedoch Energie und sollte in Bezug auf Wirtschaftlichkeit und Effizienz des Photobioreaktors mit einberechnet werden. (Anna Jacobi, 2010) Das Durchmischen des Mediums sollte mit Bedacht erfolgen, weil zu große Scherkräfte einen negativen Einfluss auf das Wachstum von Mikroorganismen haben können. Die Empfindlichkeit von Mikroorganismen gegenüber von Scherkräften ist dabei abhängig von der Zellwandstärke und Morphologie, dabei besitzen Grünalgen die größte Toleranz gegenüber Scherkräften. (Chinchin Wang, 2018)

Ein Faktor, welcher sich während des Betriebs eines Photobioreaktors einschleichen kann und das Wachstum von Algen hemmt, ist das Biofouling. Biofouling bedeutet biologische Verschmutzung und ist ein Problem, welches oft in Wassersystemen und Photobioreaktoren auftritt. Dabei akkumulieren Mikroorganismen wie Algen, kleine Tiere und Pflanzen auf Oberflächen. Entsteht eine solche Schicht auf den Scheiben des Photobioreaktors, so kann die Lichtdurchlässigkeit negativ beeinträchtigt und dadurch die Photosyntheserate reduziert werden. (Linden Harris, 2013) Ein weiteres Problem ist die Veränderung der Oberflächeneigenschaften durch Biofouling. Dies kann zu einer veränderten Hydrodynamik und einer verringerten Effizienz des Massentransfers führen. (Flemming, 2002) In Abb. 9 ist das Biofouling an dem in dieser Arbeit beschriebenen Photobioreaktor deutlich sichtbar. Dieser wurde für 27 Tage im Dauerbetrieb für die Algenzucht verwendet. Die Scheiben sind undurchsichtiger geworden, wodurch die Lichtdurchlässigkeit verringert ist.



Abbildung 9: Biofouling am Reaktor nach der ersten Versuchsreihe

Die Kontrolle von Schadstoffen ist ein weiterer wichtiger Aspekt. Kontaminationen durch unerwünschte Mikroorganismen, Metall- oder Pestizidmischungen könnten das Algenwachstum negativ beeinflussen. Daher ist die Aufrechterhaltung der Sterilität im System entscheidend, um die gewünschte Algenkultur vor konkurrierenden Organismen und inhibierenden Stoffen zu schützen. (Eric Fouilland, 2018)

2.4. Wachstumsmodelle

2.4.1. Einführung

Wachstumsmodelle werden entwickelt, um das Wachstum von Mikroorganismen unter verschiedenen Bedingungen mathematisch beschreiben und vorhersagen zu können. Sie zeigen die Beziehung zwischen verschiedenen Wachstumsparametern und der Biomasseproduktion auf.

2.4.2. Logistisches Wachstumsmodell

Das Logistische Modell, siehe Abb. 10, beschreibt das Wachstum von Populationen in begrenzten Umgebungen. Dabei wird das Modell in vier Phasen aufgeteilt. Die Latenzphase oder Lag-phase beschreibt die Anlaufphase, in der Mikroorganismen mittels Rezeptoren an der Zellmembran, die im Medium zur Verfügung stehenden Stoffe analysieren. In dieser Phase werden, abhängig von dem im Medium befindlichen Stoffen, Enzyme gebildet, um diese Stoffe abzubauen und zu verwerten. Sobald der Zugang zu Nährstoffen ermöglicht wird, kann das Zellwachstum und die Zellteilung starten und die Mikroorganismenkultur geht in die exponentielle Phase über. In dieser Phase ist das Wachstum exponentiell, da kein limitierender Faktor vorliegt, sodass die Generationszeit über mehrere Zellteilungszyklen gleichbleibt. Wenn der verfügbare Raum oder die Nährstoffe limitiert werden, geht die Kultur in die stationäre Phase über. In dieser Phase stellt sich ein Gleichgewicht zwischen absterbenden und durch Zellteilung neu hinzukommenden Mikroorganismen ein, wodurch die Zellzahl gleichbleibt. Werden die Nährstoffe aufgebraucht oder die Konzentration von Sekundärstoffen, an denen die Mikroorganismen sterben, zu hoch, geht die Kultur in die Absterbephase und die Mikroorganismenkonzentration sinkt.

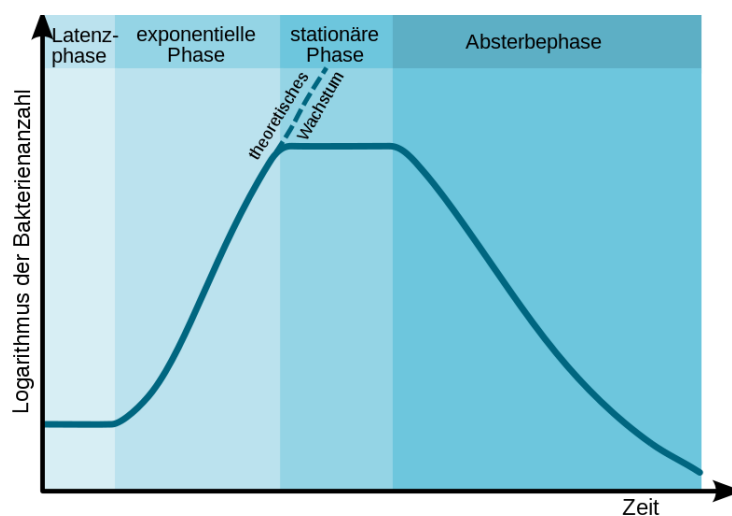


Abbildung 10: Logistisches Modell einer Bakterienpopulation über die Zeit in einer begrenzten Umgebung (Komorniczak, 2011)

2.4.3. Berechnung des Wachstums

Um die Wachstumsphasen der Algen ermitteln zu können, ist es wichtig die Unterschiede zwischen exponentiellem, linearem und logistischem Wachstum zu verstehen und wie sich das Wachstum auf die Wachstumsrate und die Verdopplungszeit auswirkt.

Bei bekannter Start- und Endkonzentration, sowie der Zeitspanne, kann die Wachstumsrate über die Formel 2 berechnet werden. Dies soll am Beispiel einer Startkonzentration von 1500 Millionen Algen/Liter und einer Endkonzentration von 1687,5 Millionen Algen/Liter mit einer Zeitspanne von 3 Tagen dargestellt werden, Formel 3.

$$r = \left(\left(\frac{N_{End}}{N_{Start}} \right)^{\frac{1}{t}} - 1 \right) \cdot 100 \quad (2)$$

- r ist die Wachstumsrate in %
- N_{End} ist die Endkonzentration
- N_{Start} ist die Startkonzentration
- t ist die Zeitspanne

$$4 \% = \left(\left(\frac{1687,5 \frac{N}{L}}{1500 \frac{N}{L}} \right)^{\frac{1}{3}} - 1 \right) \cdot 100 \quad (3)$$

Die tägliche Wachstumsrate beträgt 4 % pro Tag.

Die Verdopplungszeit lässt sich über die Formel 4 berechnen. Mit den Werten des vorherigen Beispiels ergibt sich folgende Verdopplungszeit, Formel 5.

$$D = \frac{t \cdot \ln(2)}{\ln \left(\frac{N_{End}}{N_{Start}} \right)} \quad (4)$$

- D ist die Verdopplungszeit

$$17,65 \text{ Tage} = \frac{3 \cdot \ln(2)}{\ln \left(\frac{1687,5 \frac{N}{L}}{1500 \frac{N}{L}} \right)} \quad (5)$$

Die Verdopplungszeit beträgt 17,65 Tage, es würde also 17,65 Tage dauern, bis die Anfangskonzentration von 1500 Millionen Algen/Liter auf 3000 Millionen Algen/Liter ansteige.

Beim exponentiellen Wachstum erhöht sich die Wachstumsgeschwindigkeit kontinuierlich. Mit zunehmender Populationsgröße steigt auch die Wachstumsgeschwindigkeit. Dies führt zu einer exponentiellen Kurve und ist oft nach der Latenz-Phase einer Mikroorganismenkultur in der exponentiellen Phase ohne limitierende Faktoren zu beobachten. Die Verdopplungszeit bleibt dabei konstant, das heißt, unabhängig von der Größe der Population benötigt diese dieselbe Zeit, um sich zu verdoppeln. (Fritsche, 2016)

Bei linearem Wachstum bleibt die Wachstumsrate konstant. Das heißt die Algenpopulation wächst in jeder Zeiteinheit um denselben Betrag, was zu einer geraden Diagrammkurve führt. Dabei steigt die Verdopplungszeit, da der Zuwachs konstant bleibt, unabhängig von der Populationsgröße. Somit braucht eine größere Population länger, um sich zu verdoppeln. (StudySmarter GmbH, 2024)

Beim logistischen Wachstum nimmt die Wachstumsrate ab, während die Population zunimmt. Das Wachstum wird zunehmend langsamer und nähert sich einem Grenzwert. Die Steigung der Wachstumskurve nimmt kontinuierlich ab. Die Verdopplungszeit steigt dabei stetig an. (StudySmarter GmbH, 2024)

Zur Veranschaulichung sind in Abb. 11 das exponentielle, lineare und logistische Wachstum dargestellt. Dabei handelt es sich um rein theoretische Werte gegen die Zeit.

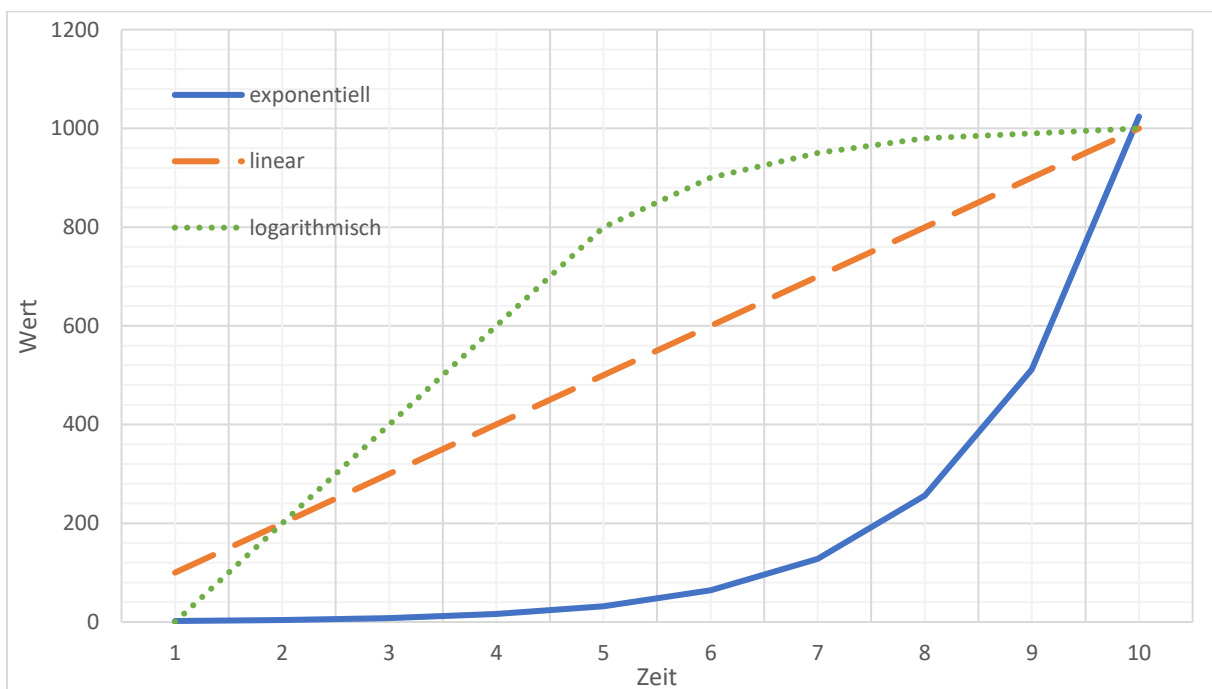


Abbildung 11: Veranschaulichung der Wachstumsphasen von Mikroorganismen im Logistischen Modell

2.5. Analysemethoden für Algenwachstum

2.5.1. Einführung in die Analysemethoden des Algenwachstums

Die Analyse des Algenwachstums kann mittels verschiedener Methoden durchgeführt werden. Die mikroskopische Analyse mit einer Zählkammer ermöglicht eine direkte Zählung und Identifizierung von Algenzellen, während die Lichtabsorptionsmessungen die Absorption von Licht durch Algenzellen nutzen, um indirekt die Zellkonzentration zu bestimmen. Eine weitere Analysemethode ist die Messung des pH-Wertes im Kultivierungsmedium, der Aufschluss über die Säure-Basen-Balance innerhalb des Photobioreaktors gibt. Zur Bestimmung des Biomassewachstums können Proben ebenfalls getrocknet und gewogen werden.

2.5.2. Mikroskop/Zählkammer

Die mikroskopische Analyse zur Bestimmung von Algenkonzentrationen mit einer Zählkammer ist eine präzise Methode zur quantitativen Bestimmung von Algen in einer Probe. Die Zählkammer besteht wie in Abb. 12 abgebildet aus einer rechteckigen Grundplatte aus optischen Spezialglas, das die Größe eines Objektträgers aufweist und einem Deckglas.

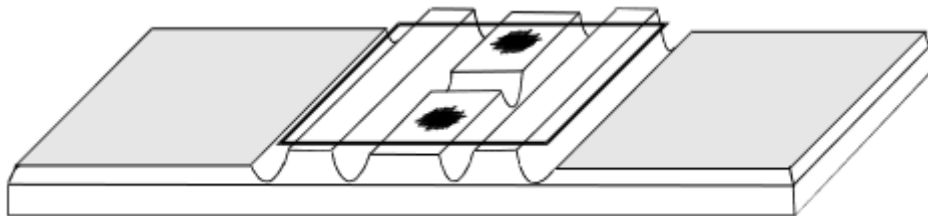


Abbildung 12: Zählkammer mit Deckglas (Glassware, 2024)

Die Grundplatte besitzt im mittleren Drittel vier Längsnuten, die drei Mittelstege bilden, welche plangeschliffen und poliert sind. Die Höhe des Mittelstegs ist dabei etwas niedriger als die der Außenstege. In diesem Mittelsteg befinden sich die Zählnetze, die ohne Mikroskop nur unter einem bestimmten Winkel im Licht sichtbar sind. Die Zählnetze sind eingravierte Linien mit genauen geometrischen Abmessungen, die eine genaue Berechnung der Algenkonzentration ermöglichen. Wird wie in Abb. 13 das Deckglas auf die Stege aufgelegt, so entsteht zwischen dem Mittelsteg und dem Deckglas ein Kapillarspalt.

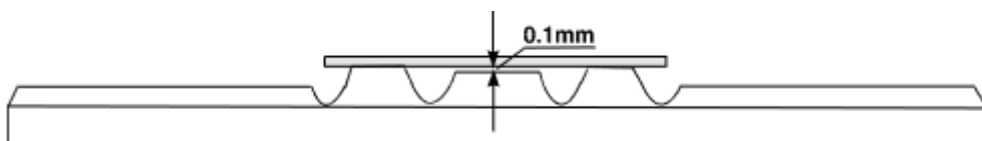


Abbildung 13: Seitenansicht der Zählkammer mit unterschiedlichen Höhen der Stege (Glassware, 2024)

Die Probe wird am Mittelsteg eingebracht, dabei zieht sich ein Teil der Probe über den Kapillareffekt zwischen Mittelsteg und Deckglas. Unter Verwendung eines Mikroskops wird die Probe in den Zählnetzen betrachtet und analysiert. Dabei kann neben dem Auszählen der Algen auch die Morphologie analysiert werden.

Die im Rahmen dieser Bachelorarbeit verwendeten Zählkammern sind Standard Neubauer-Zählkammern. Die Neubauer-Zählkammer verfügt über ein Zählgitter, das sich aus neun Großquadraten zusammensetzt, wobei jedes Quadrat eine Kantenlänge von 1 mm und eine Fläche von 1 mm² aufweist. Dabei wird die Gesamtzellzahl wie in Formel 6 dargestellt, berechnet (Glassware, 2024):

$$\text{Zellen pro } \mu\text{l} = \frac{N}{a \cdot h \cdot x} \quad (6)$$

- N ist die Anzahl ausgezählter Zellen
- a ist die ausgezählte Fläche in mm²
- h ist die Kammertiefe in mm
- x ist die Verdünnungsstufe der Lösung

Die Berechnung am Beispiel mit 16 ausgezählten Zellen, 4 Quadrate ausgezählter Fläche (=4 · 1 mm²), einer Kammertiefe von 0,1 mm und einer Verdünnung von 1:10 in Formel 7.

$$\frac{400 \text{ Zellen}}{\mu\text{l}} = \frac{16}{4 \text{ mm}^2 \cdot 0,1 \text{ mm} \cdot \frac{1}{10}} \quad (7)$$

In Abb. 14 ist eine theoretische Zählkammer abgebildet. Die schwarzen Punkte sind Zellen, welche in die Berechnung mit eingebunden wurden und die weißen Punkte sind Zellen, die nicht in die Berechnung mit eingegangen sind. Darauf zu achten ist, dass Zellen, die die linke und obere Abgrenzung in Form von drei Strichen berühren, mitgezählt werden, wobei Zellen, die sich in der unteren und rechten Abgrenzung befinden, nicht mitgezählt werden. Angenommen, dass das gesamte Quadrat, begrenzt durch die drei Striche, eine Seitenlänge von 0,2 mm hätte, die Kammertiefe 0,1 mm beträgt und mit einer 1:10 Verdünnung gearbeitet wurde, dann würde die Berechnung wie in Formel 8 durchgeführt werden. Gezählt wurden 21 Zellen, was zu einer Zellkonzentration von 52500 Zellen pro μl führt.

$$\frac{52500 \text{ Zellen}}{\mu\text{l}} = \frac{21}{0,04 \text{ mm}^2 \cdot 0,1 \text{ mm} \cdot \frac{1}{10}} \quad (8)$$

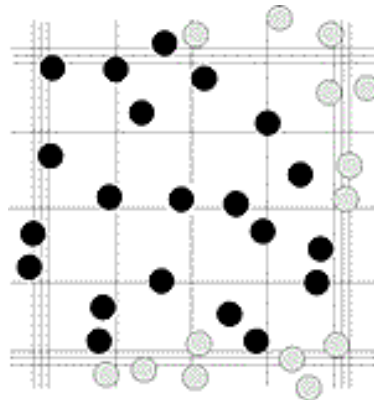


Abbildung 14: Schematische Darstellung einer Zählkammer unter dem Mikroskop
(bernitaways.blogspot.com, 2021)

2.5.3. Lichtabsorption

Die Lichtabsorptionsmessung oder optische Dichtemessung ist eine Methode zur Bestimmung von Mikroorganismenkonzentrationen. Aufgrund der Dichteunterschiede zwischen Wasser und Mikroorganismen wird langwelliges Licht, das durch das Medium scheint, abgelenkt. Das Licht wird, wie in Abb. 15 am mittleren Strahl zu sehen, vom Detektor abgelenkt, sodass es nicht mehr erfasst werden kann, was zu einem Lichtverlust führt. Der untere Lichtstrahl schreitet ungehindert durch den Filter und durch die Küvette mit dem Medium und wird vom Detektor erfasst. Wellenlängen unter 600 nm werden vom Filter aufgehalten. Der resultierende Lichtverlust wird gemessen und als Extinktionswert dargestellt. (Universität Ulm, 2024)

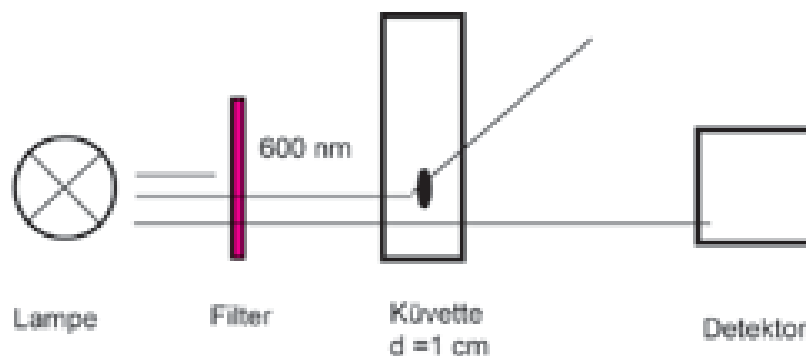


Abbildung 15: Schematische Darstellung der Lichtabsorptionsmessung eines OD-Messgeräts (Universität Ulm, 2024)

Die Anwendung der Lichtabsorption als Analysemethode erfordert geeignete Messinstrumente, die in der Lage sind, die Lichtabsorption in einem definierten Wellenlängenbereich zu quantifizieren. Photometer sind typische Instrumente, die für solche Messungen verwendet werden. Anhand der Bestimmung der Absorptionswerte kann dann auf die Konzentration der Algenzellen zurückgeschlossen werden. (Studocu, 2022)

Diese Methode bietet den Vorteil, dass sie schnell und automatisierbar ist. Moderne Photometer ermöglichen präzise Messungen mit hoher Auflösung. Trotz dieser Vorteile gibt es jedoch auch einige potenzielle Nachteile, die berücksichtigt werden müssen. Die Lichtabsorptionsmethode kann empfindlich gegenüber Störungen sein, die die Lichtdurchlässigkeit beeinflussen. Dies könnte zu Messungenauigkeiten führen, insbesondere wenn externe Faktoren wie Trübheit des Mediums oder andere Substanzen im Wasser vorhanden sind. Daher erfordert die Lichtabsorptionsmethode eine sorgfältige Kontrolle der Versuchsbedingungen, um präzise und zuverlässige Ergebnisse zu gewährleisten. (xylemanalytics, 2015)

2.5.4. pH-Wert

Der pH-Wert ist ein logarithmisches Maß für die Aktivität der Hydroniumionen (H_3O^+) in einer Lösung, wodurch er die relative Säure oder Basizität angibt. Er basiert auf der Formel 9,

$$\text{pH} = -\log_{10}[\text{H}_3\text{O}^+] \quad (9)$$

wobei $[\text{H}_3\text{O}^+]$ die Konzentration der Hydroniumionen darstellt. In wässrigen Lösungen reicht der pH-Wert typischerweise von 0 (stark sauer) bis 14 (stark basisch), mit einem neutralen Punkt bei pH 7, bei dem die Konzentration der Hydroniumionen der der Hydroxidionen (OH^-) entspricht. (B. Plewinsky, 2014)

Die pH-Wert Messung erfolgt üblicherweise mit einem pH-Meter, das eine pH-Elektrode verwendet, um die Hydroniumionen-Konzentration in einer Lösung zu messen. Diese Elektrode erzeugt ein elektrisches Potential, das von der Ionenkonzentration abhängt. Das pH-Meter wandelt dieses Potential in den pH-Wert um. (Chemie-Schule, 2023)

Das für diese Versuche genutzte pH-Meter verwendet eine Ag/AgCl-Referenzelektrode. Diese besteht aus einem Silberdraht, der mit Silberchlorid (AgCl) beschichtet ist und sich in einem Gel befindet, das Kaliumchlorid (KCl) enthält.

Der pH-Wert hat einen Einfluss auf die Verfügbarkeit essenzieller Nährstoffe und die Löslichkeit von CO_2 , was wiederum den Algenmetabolismus und somit das Algenwachstum beeinträchtigt. (Ana E. Ochoa-Alfaro, 2019)

2.5.5. Trocknung und Wägung von Proben

Um den Wassergehalt aus Algenproben zu entfernen und um das Trockengewicht ermitteln zu können, eignet sich besonders das Verfahren der Trocknung und Wägung. Zuerst werden die frischen Algenproben gewogen, um den Anfangs- bzw. Nassgehalt zu bestimmen.

Anschließend werden die Algen mit einer der folgenden Methoden getrocknet: Sontentrocknung (30 °C), Ofentrocknung (60 °C), Lyophilisierung (-110 °C), Walzentrocknung (120 °C) oder Sprühtrocknung (100-150 °C). Dabei ist die Sontentrocknung die energetisch günstigste Variante. Nach der Trocknung erfolgt die Nachwägung der getrockneten Algen und das Trockengewicht wird ermittelt. Aus diesen Werten kann der ursprüngliche Wassergehalt in der Algenprobe ermittelt werden. Je nach Trocknungsmethode kann diese mehrere Stunden bis Tage in Anspruch nehmen. Außerdem kann je nach Trocknungsmethode das jeweilige Produkt der Algen oder die Algen selbst verändert oder beschädigt werden. (C.K. Madhubalaji, 2021)

Um Qualitätsmerkmale zu erhalten, liegt die optimale Temperatur zur Trocknung von *C. vulgaris* mittels Konvektionsofen bei 60 bis 80 °C. (Hasti Hosseinizand, 2017)

2.5.6. Ermitteln des Heizwertes

Der Heizwert (H_u) einer Substanz ist die Summe der nutzbaren Wärmemenge während der Verbrennung bezogen auf die Menge des eingesetzten Brennstoffs und ist ein Parameter für die Beurteilung der Energieeffizienz von Brennstoffen (Energie-Wiki, 2021). Liegt die Alge nach der Trocknung als Trockenmasse vor, kann diese verbrannt und der Heizwert ermittelt werden. Dies geschieht in sogenannten Kalorimetersystemen, dabei wird die Probe in einem geschlossenen Gefäß bei 30 bar Druck und einer Sauerstoffatmosphäre verbrannt. Das System erfährt dabei eine Temperaturerhöhung, welche mit dem Gewicht der Probe und der Wärmekapazität des Kalorimetersystems verrechnet wird und den Brennwert (H_o) ergibt. Der Heizwert liegt dabei ca. 10% unter dem Brennwert. (Joachim Herz Stiftung, 2024) Der durch die Verbrennung entstandene Wasserdampf entsteht durch die Reaktion des Wasserstoffs aus dem Brennstoff mit dem zugeführten Sauerstoff, Formel 10, dieser kondensiert und gibt die Kondensationswärme an das Kalorimetersystem ab.



Diese Wärmemenge muss von dem Ergebnis abgezogen werden, um den Heizwert ermitteln zu können. In Formel 11 ist das Verhältnis zwischen dem Heizwert und dem Brennwert unter Berücksichtigung der speziellen Verdampfungswärme des Wassers dargestellt.

$$H_u = H_o - \frac{m_F}{m_P} \cdot \Delta h_v = \frac{J}{g} \quad (11)$$

- Δh_v ist die spez. Verdampfungswärme des Wassers (bei 25 °C) = 2441 J/g
- m_F ist der bei der Verbrennung gebildete Wasserdampf in Gramm
- m_P ist die Masse der Brennstoffprobe in Gramm

Formel 12 zeigt das Verhältnis von freiwerdender Energie ΔE bei vollständiger Verbrennung und der Masse Δm des Brennstoffes

$$H = \frac{\Delta E}{\Delta m} \text{ mit } [H] = \frac{\text{kJ}}{\text{g}} \quad (12)$$

Mit den Algen der Familie *Nannochloropsis* konnte ein Heizwert von 31 – 36 kJ/g erzielt werden. (Rajdeep Shakya, 2017)

Eine weitere Studie erzielte mit der Alge *Chlorella vulgaris* einen Heizwert von 17,44 kJ/g. (Virthie Vhola, 2011)

In Tab. 2 sind weitere Heizwerte für Standardbrennstoffe dargestellt, darunter befinden sich sowohl gasförmige, flüssige als auch feste Brennstoffe.

*Tabelle 2: Heizwerte für oft verwendete Brennstoffe in kJ pro g. *besteht aus einem Gemisch, Werte können zwischen 5 % - 10 % variieren (The Engineering ToolBox, 2024)*

Brennstoff	Heizwert in kJ/g
Methan	50
Diesel*	42,6
Ethanol (100%)	26,7
Methyl Ester (Biodiesel)	37,5
Pflanzenöle (Biodiesel)	37,8
Holz (trocken)	15,4

2.6. Energetische Bilanzierung

2.6.1. Einleitung in die Energiebilanzierung

Wie leistungsfähig und effizient eine Photobioreaktor ist, kann durch eine energetische Bilanzierung ermittelt und dargestellt werden. Die energetische Bilanzierung bietet Einblicke in den Energieeintrag und -ausgang des Systems. Dies umfasst alle benötigten Energiequellen, die für das Algenwachstum benötigt werden und den Energieertrag, der in Form von Biomasse oder anderen Produkten durch die Algen hergestellt wurde. Wichtig bei der Bilanzierung eines Photobioreaktors sind Parameter wie die Lichtausnutzungseffizienz, die Umwandlungseffizienz von Lichtenergie in Biomasse, der Heizwert dieser Biomasse und der Gesamtwirkungsgrad des Photobioreaktorsystems.

2.6.2. Grundlagen der Energiebilanzierung

Der Erste Hauptsatz der Thermodynamik besagt, dass Energie in einem geschlossenen System weder erschaffen noch vernichtet werden kann, sondern von einer Form in eine andere umgewandelt werden kann. (Günter Jakob Lauth, 2015) Das bedeutet im Falle der Algen, dass die gesamte Energie, die von den Algen aufgenommen wird, entweder bei der Metabolisierung verwendet, als Wärme abgegeben oder in Form von Biomasse gespeichert wird. Eine solche Betrachtung des Photobioreaktors erlaubt es, die genauen Wege der Energieflüsse innerhalb des Reaktors zu verfolgen und zu analysieren.

In dem System Photobioreaktor spielen die Energieformen Lichtenergie, chemische Energie und thermische Energie eine wichtige Rolle. Die Lichtenergie (E_{Licht}) ist die primäre Energiequelle für die Algen. Sie wird durch die Sonne oder künstliche Lichtquellen bereitgestellt, und hat einen großen Einfluss auf die Gesamteffizienz des Systems. (Al-Najjar, 2010) Diese Gesamteffizienz kann z.B. durch die richtige Verwendung von Lichtquellen, die im roten und blauen Wellenlängenbereich strahlen, maximiert werden. Die Lichtstreuung ist ein weiterer wichtiger Aspekt. Durch die Interaktion mit Algenzellen, anderen Partikeln im Medium oder Biofouling, kann die Lichtstreuung beeinflusst werden und das tiefe Eindringen von Licht in den Photobioreaktor wird verhindert. Dies führt zu Einbußen in der photosynthetischen Effizienz. Zu starke Lichtstreuung kann durch die Reaktorgeometrie, Algendichte und Strömungsdynamik beeinflusst oder umgangen werden. (Christopher McHardy, 2018) Die in molekularen Verbindungen gespeicherte chemische Energie in der Biomasse (E_{Mess}) ist von besonderem Interesse, da diese in Biokraftstoffe oder andere Ausgangsstoffe umgewandelt werden kann. Die thermische Energie entsteht als Nebenprodukt verschiedener Prozesse, wie der Absorption von Licht und metabolischer Aktivitäten von Algen. Der Erhalt der optimalen Temperatur in Photobioreaktoren ist entscheidend für das Wachstum von Algen und Biomasseproduktion. Dies kann zu weiteren Energieverlusten (E_{Temp}) und Kosten führen, bei z.B. schlechter Isolierung des Reaktors, somit Wärmeabgabe nach außen, die konstant zurück in den Photobioreaktor zugeführt werden muss.

Diese Parameter und andere für die Kultivierung eingesetzte Energie, wie die Versorgung von Messinstrumenten (E_{Mess}) und der Begasung ($E_{Begasung}$), beschreiben die Effizienz ($E_{eff.}$) des Photobioreaktors in Formel 13.

$$E_{eff.} = E_{Biomasse} - (E_{Mess} + E_{Temp} + E_{Begasung} + E_{Licht}) \quad (13)$$

2.7. Aktuelle Entwicklungen und Zukunftsaussichten

Algen bieten die Möglichkeit in Regionen, in denen Landwirtschaft aufgrund ungünstiger Bedingungen wie Wassermangel, schlechter Bodenqualität und extremen Klimabedingungen nicht möglich ist, Bioenergie zu produzieren (Dominik Winckelmann, 2015). Die Fähigkeit von Algen in Salz- oder Brackwasser gezüchtet zu werden, minimiert den Bedarf an Süßwasserressourcen und bietet ariden Gebieten natürliche Ressourcen effektiv nutzen zu können. (Xinyu Gan, 2016) Solche Algenfarmen in landwirtschaftlich nicht nutzbarem Land, bieten diesen Regionen die Möglichkeit Nahrung und Energie zu produzieren und kann neue Wirtschaftszweige in diesen Gebieten eröffnen und somit den Wohlstand steigern.

Die Forschung an neuer Photobioreaktortechnologie führt zu immer vielversprechenderen Fortschritten und zur Nutzbarkeit der Algenproduktion, wodurch die Wirtschaftlichkeit dieser Technologie steigt. Insbesondere treiben Umweltbedenken und die Entdeckung neuer, nützlicher Mikroalgenmetabolite Fortschritte in der Algenzucht an, vor allem im Bereich der Materialien und Beleuchtung (P.C.S. Kirnev, 2020). Hochentwickelte Materialien für die Reaktorgehäuse tragen zur Optimierung der Lichtverhältnisse bei, was wiederum das Wachstum der Algen fördert. Durch verbesserte Lichtdurchlässigkeit wird die Effizienz der Photosynthese in den Reaktoren gesteigert. Biotechnologische Strategien konzentrieren sich auch auf die genetische Verbesserung von Algenstämmen, um ihre Biosynthese und Kohlenstoffaufnahme zu optimieren. (Khan, 2020)

3. Versuchsaufbau und-durchführung

3.1. Beschreibung des Algenbioreaktors und der verwendeten Geräte

3.1.1. Aufbau und Komponenten des Algenbioreaktors

Der Photobioreaktor ist ein Plattenreaktor, der gemäß einer spezifischen Stückliste und Aufbauanleitung konstruiert wurde. (Bochmann, 2023) Die wesentlichen Komponenten des Rahmens bzw. Gestells umfassen verschiedene Konstruktionsprofile, PMMA-Platten, PMMA-Rohr, Einfassprofile, Winkelsätze, Tankdurchführungen, Winkeleinschraubstutzen, Silikonkartusche, Lenkrollen, Halbrundschauben, Nutsteine, Diagonalstreben, Lampenhalterungen und einen Deckel. Der Zusammenbau erfolgt in mehreren Schritten, einschließlich des Einfassens der PMMA-Platten, Montage der Tankdurchführungen und Begasungslanze, Abdichtung der Fugen mit Silikon, Zusammenfügen der H-förmigen Strukturen, Montage der Füße, Rollen und Diagonalstreben, Befestigung der Lampenhalterungen und Zusammenbau des Deckels. In die fünf Lampenhalterung wurden jeweils eine 90 cm lange LED Pflanzenleuchte TIP65 Vollspektrum, mit einer Leistung von 12 W, eingebaut. Die Begasung und Beleuchtung wurden durch Zeitschaltuhren der Marke TOPICA 4505 gesteuert. Zur Analyse des Reaktormediums wurden ein pH-Meter und ein Temperatursensor in das obere rechte Drittel des Mediums über den Deckel eingeführt. Mittig

an der rechten Vorderscheibe des Reaktors wurde ein Onlinephotosensor angebracht. Am unteren Querrahmen wurde über einen Greifarm, eine Kamera angebracht. Der fertig zusammengebaute Photobioreaktor ist in Abb. 16 abgebildet.

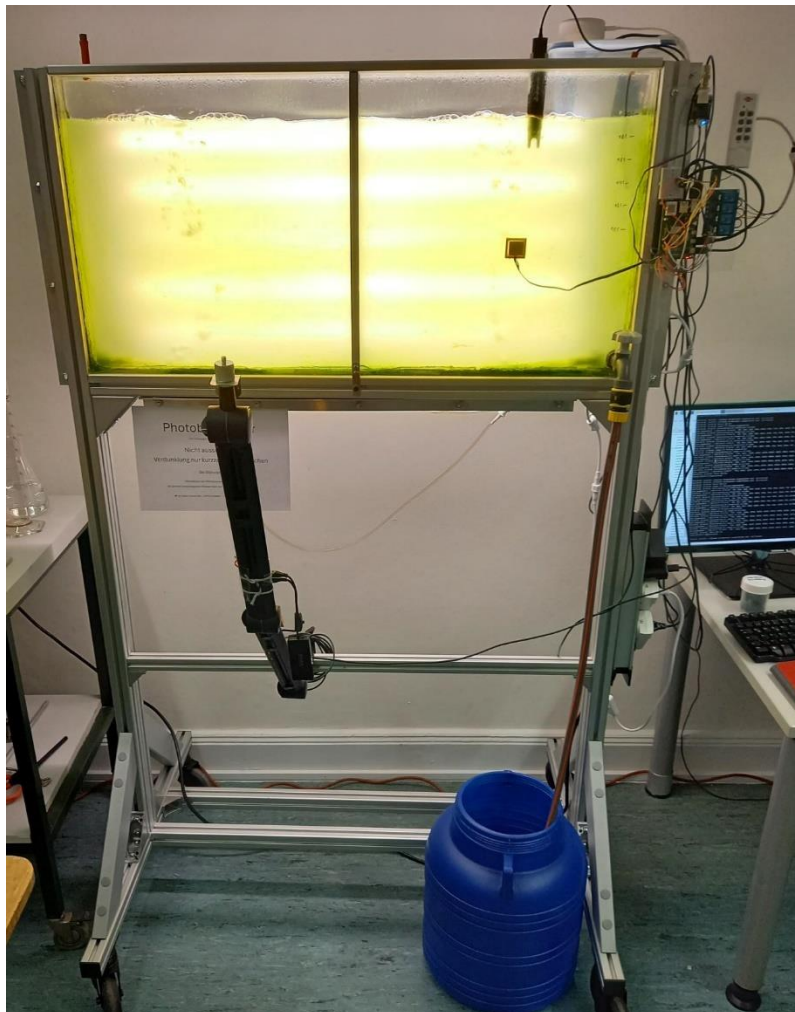


Abbildung 16: Photobioreaktor im Betrieb

3.1.2. Technische Spezifikationen und Kapazitäten des Bioreaktors und verwendeter Geräte

Der Reaktorbehälter ist 50 cm hoch, 1 m breit und 5 cm tief und hat ein Volumen von 25 Litern. Das Beleuchtungssystem besteht aus fünf GoLeat LED Pflanzenleuchten TIP65 Vollspektrum mit 12 W Leistung und einer Länge von 90 cm. Die Lichtintensität wurde nicht variiert, die Beleuchtungszeiten wurden variiert und konnten durch das Ein- und Ausschalten der LEDs reguliert werden. Der Reaktor verfügte über keine Temperaturregulierung. Die Belüftung wurde durch die EHEIM air400 Pumpe reguliert mit einer Leistung von 4 W und einem Pumpvermögen von 400 l/h. Als Nährstoffquelle wurde die Phytoplankton Spezial Nährlösung von www.greenearth24.com verwendet, dies ist ein speziell abgestimmter flüssiger Planktondünger auf Basis der Guillard F/2 Rezeptur (Guillard, 1962) mit 0,882 mmol/ml Natriumnitrat (NaNO_3) als Stickstoffquelle und 0,0362 mmol/ml Natriumdihydrogenphosphat (NaH_2PO_4) als Phosphatquelle. Die Nährstoffzugabe fand manuell über einen Zugang am linken Deckelbereich statt. Die Temperatur des Reaktormediums wurde mit dem

Temperatursensor DS18B20, Abb. 17, inline gemessen. Der Messbereich liegt bei -55 °C bis $+125\text{ °C}$ und die Genauigkeit bei $\pm 0,5\text{ °C}$. Der Temperatursensor wurde über den Reaktordeckel in das Reaktormedium oben rechts eingeführt.



Abbildung 17: Temperatursensor DS18B20 zur Messung der Temperatur im Reaktormedium

Zur Bestimmung der Algenkonzentration wurde das Lichtmikroskop (Helmut Hund Typ: H 500) und eine Standard Neubauer-Zählkammer eingesetzt. Mit der Mikroskop-Kamera (JVC TK-C1381) wurden Zählkammerbilder aufgenommen. Die optische Dichtemessung wurde mit dem Ultraspec 3000 von der Firma Pharmacia Biotech, Abb. 18, durchgeführt.

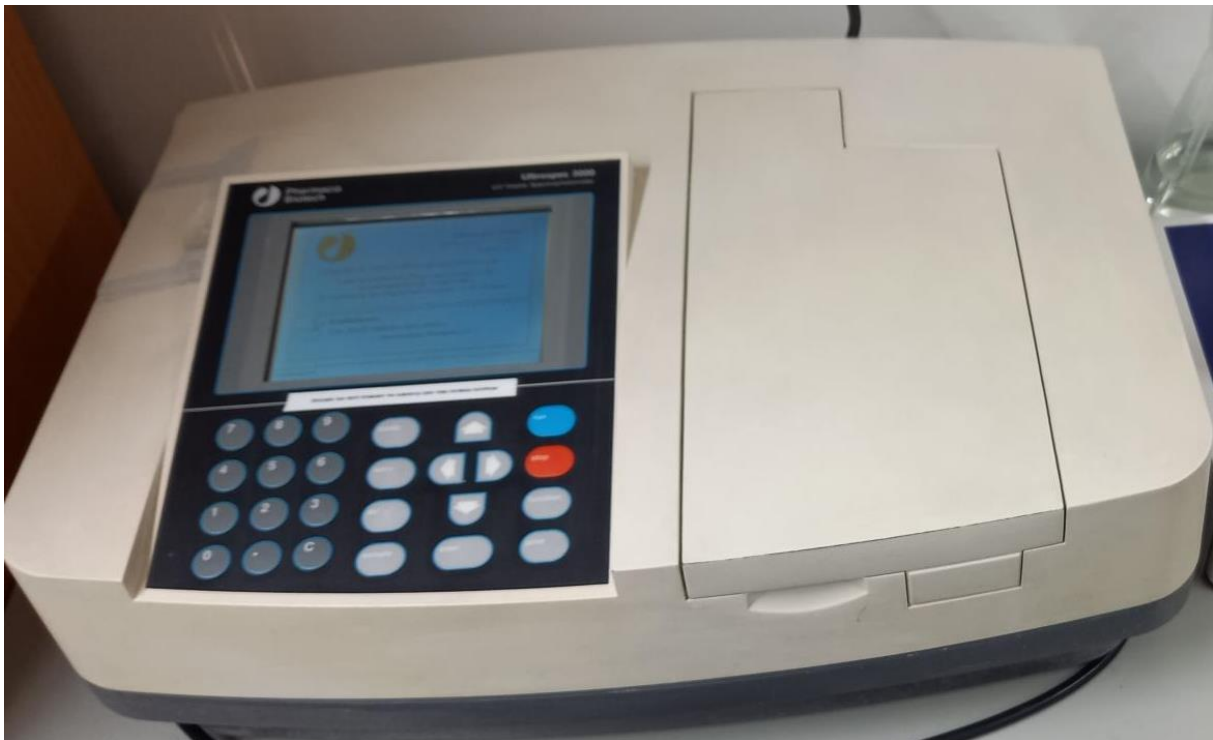


Abbildung 18: Pharmacia Biotech Ultraspec 3000 zur Messung der Optischen Dichte

Das Spektralphotometer Ultrospec 3000 von Pharmacia Biotech misst im ultravioletten sowie im sichtbaren Spektrum mit einer Silizium- Photodiode. Für das Erstellen der Kalibrierkurve und weitere Messungen wurde mit der Wellenlänge 600 nm gearbeitet. Zum Messen, wurden die Proben in 1,5 ml Halbmikro-Polymethylmethacrylat (PMMA) Einmal-Küvette der Firma BRAND (BRAND, 2024) pipettiert, Abb. 19, und korrekt ausgerichtet, Pfeil beachten, in die Messkammer, Abb. 20, eingesetzt.

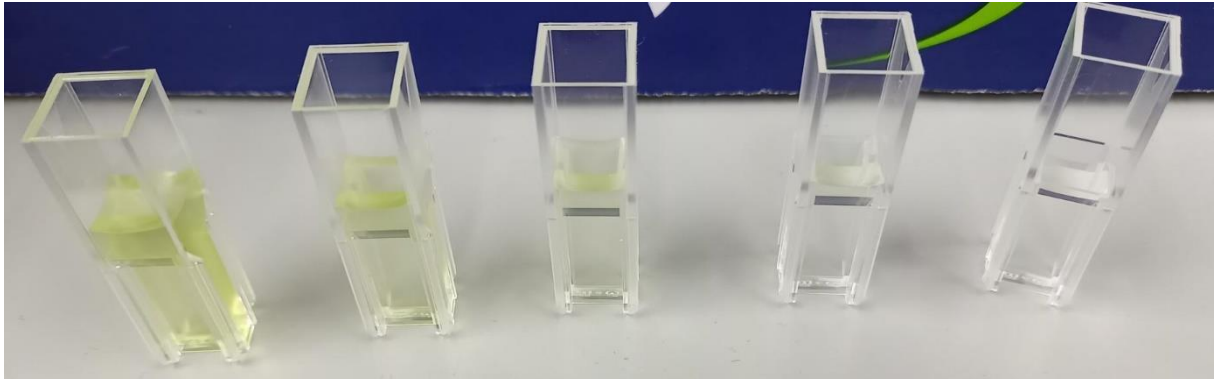


Abbildung 19: Küvetten mit einer definierten Algenlösung zur Standardkurvenherstellung



Abbildung 20: Messkammer des Ultrospec 3000

Das Erstellen der Standardkurve, für die Quantifizierung unbekannter Konzentrationen von Algen, wurde über das Standardkurvenprogramm des Ultrospec 3000 durchgeführt, Abb. 21. Dazu misst der Ultrospec 3000 zunächst mit einem Blank, das heißt einer Lösung ohne Algen oder anderen Zusätzen, um einen Nullpunkt sicherzustellen. Anschließend werden Standardlösungen mit einer bekannten Konzentration an Algen vorbereitet, die den

erwarteten Bereich abdecken. Dies geschieht durch das Auszählen von Algen mit dem Lichtmikroskop und der Neubauer-Zählkammer.

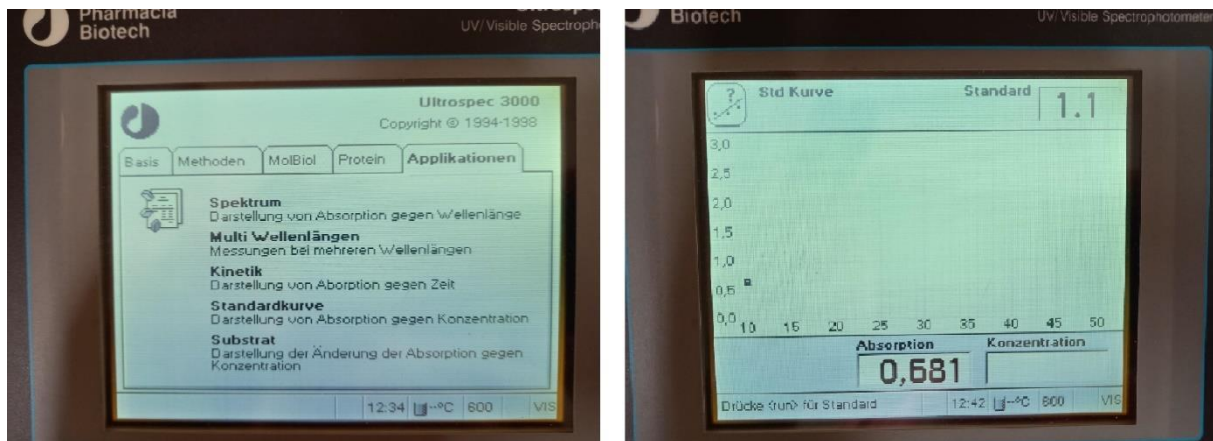


Abbildung 21: Benutzermenü des Ultrospec 3000 (links), Absorptionsmessung mit dem Ultrospec 3000 (rechts)

Anschließend werden die Standards nacheinander gemessen und die Messwerte gegen die bekannten Konzentrationen in Tab. 3 aufgestellt. Mit den Messwerten wurde anschließend eine Standardkurve erstellt, siehe Abb. 22.

Tabelle 3: Absorption bei 600 nm der Standardlösungen

Zellzahl in Millionen pro Liter	Absorption bei 600 nm
26850	1,226
10628	0,681
7500	0,557
3500	0,333
2000	0,178
1063	0,083
250	0,036

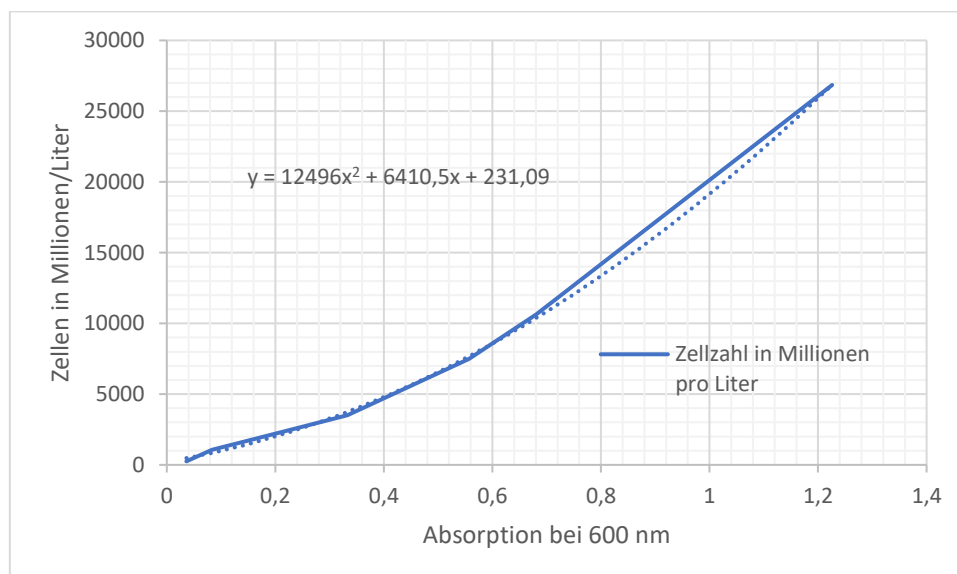


Abbildung 22: Standardkurve mit Trendlinie für den Ultrospec 3000 mit definierten Algenlösungen

Die Diagrammkurve zeigt eine nichtlineare Beziehung zwischen der Absorption bei 600 nm und der Zellzahl. Die Kurve steigt bei niedrigeren Absorptionswerten flach an und wird mit zunehmenden Absorptionswerten steiler. Dieser Verlauf ist typisch für eine quadratische Funktion und kann somit mit einer Trendlinie zweiten Grades beschrieben werden. Zur Berechnung der Zellkonzentrationen aus unbekanntem Proben wird die Formel 14 verwendet.

$$y = 12496 \cdot x^2 + 6410,5 x \cdot 231,09 \quad (14)$$

Zusätzlich zur optischen Dichtemessung mit dem Ultrospec 3000 wurde eine weitere atline optische Dichtemessung mit dem mobilen HAW-Fotometer, siehe Abb. 23, durchgeführt. Dieses Gerät verfügt über eine WLAN/WIFI-Schnittstelle mit einer übersichtlichen grafischen Benutzeroberfläche.

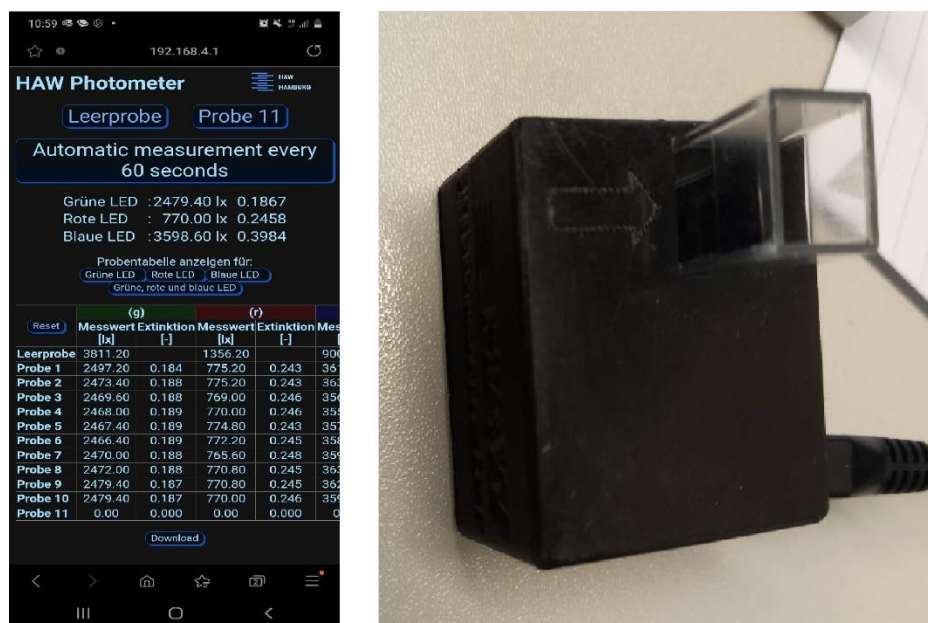


Abbildung 23: GUI des mobilen Fotometers der HAW (links), Fotometergehäuse mit Küvette (rechts)

Das mobile Fotometer der HAW bietet dabei die Möglichkeit, die Daten direkt über das WLAN auf ein Smartphone zu laden. Die Datei wird als CSV-Datei gespeichert.

Tabelle 4: Ergebnisse einer Probenmessung gegen eine Leerprobe mit dem mobilen HAW-Fotometer

Column1	Column2	Column3	Column4	Column5	Column6	Column7
	(g)	(g)	(r)	(r)	(b)	(b)
	M	E	M	E	M	E
	[lx]	[-]	[lx]	[-]	[lx]	[-]
Leerprobe	1245,6	[-]	656,2	[-]	6245,6	[-]
Probe 1	1580,2	-0,103	460,2	0,154	1441,4	0,637
Probe 2	1581,6	-0,104	457,8	0,156	1432,8	0,639
Probe 3	1581,6	-0,104	455,4	0,159	1425,2	0,642
Probe 4	1583,8	-0,104	456,8	0,157	1426,2	0,641
Probe 5	1586,6	-0,105	457,8	0,156	1428,4	0,641
Probe 6	1583,8	-0,104	456,4	0,158	1431,4	0,64
Probe 7	1582,2	-0,104	455	0,159	1429,6	0,64
Probe 8	1584,4	-0,104	455,8	0,158	1431	0,64
Probe 9	1583	-0,104	456,6	0,158	1437,4	0,638
Probe 10	1582,4	-0,104	457,6	0,157	1437,8	0,638

Jede Probe wird im mobilen HAW-Fotometer mit einer grünen (g), roten (r) und blauen (b) LED angestrahlt und die Extinktion der jeweiligen Wellenlängen wird gegen die Leerprobe ermittelt, Tab. 4. Die aus dem Photobioreaktor entnommenen Proben wurden jeweils 10-mal in einem Durchlauf gemessen und die Extinktion gemittelt. Für den Gebrauch am Reaktor, wurden Kalibrierkurven mit definierten Zellkonzentrationen, welche mit der Neubauer-Zählkammer ermittelt wurden, für jeden Wellenlängenbereich erstellt, siehe Tab. 5.

Tabelle 5: Werte für die Kalibrierkurve des mobilen HAW-Fotometers

Zellen in Milliarden /Liter	E(g)	E(r)	E(b)
19,4375	-0,104	0,1572	0,6396
10,15	0,1877	0,245	0,3983
4,55	0,0808	0,1268	0,1824
3,05	0,0332	0,0669	0,1063
1,86	-0,0016	0,0352	0,0516
0,8055	0,0137	0,0184	0,0304

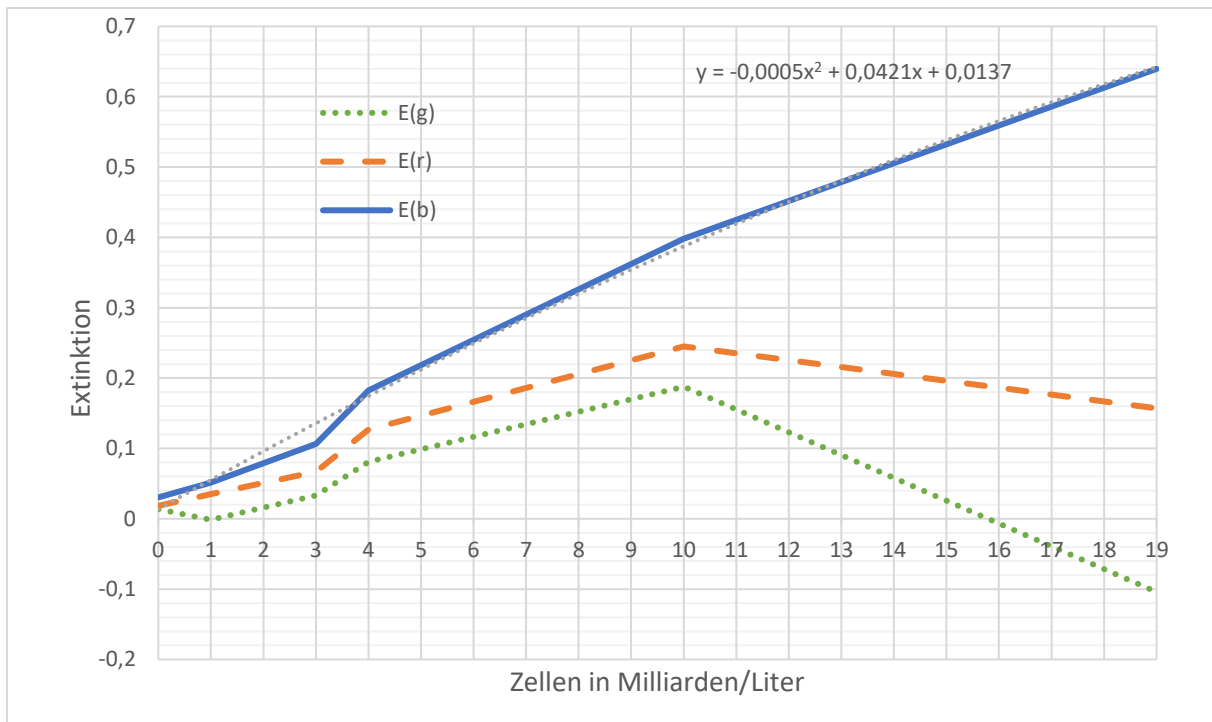


Abbildung 24: Kalibrierkurven für die Wellenlängenbereiche des HAW-Fotometers

Die Kalibrierkurven in Abb. 24 zeigen einen unterschiedlichen Verlauf. Die Extinktionskurve für den grünen (g) Wellenlängenbereich steigt zunächst auf einen Extinktionswert von 0,19 bei einer Zellkonzentration von 10 Milliarden/Liter und sinkt anschließend bei höheren Konzentrationen linear in den negativen Bereich, wodurch sich dieser Wellenlängenbereich für die Messung nicht eignet. Die Extinktionskurve für den roten (r) Wellenlängenbereich beschreibt einen ähnlichen Verlauf, sie hat ihren Höhepunkt ebenfalls bei zehn Milliarden Zellen/Liter bei einem Extinktionswert von 0,22 und sinkt mit einer geringeren Steigung mit höheren Zellkonzentrationen ab und eignet sich somit ebenfalls nicht für weitere Messungen. Die blaue (b) Extinktionskurve zeigt eine stärkere Steigung gegenüber den Wellenlängen grün (g) und rot (r) und steigt bei Zellkonzentrationen von zehn Milliarden/Liter und höher weiterhin in den positiven Extinktionsbereich. Somit eignet sich der blaue (b) Wellenlängenbereich für weitere Probenmessungen. Zur Berechnung der Zellkonzentration aus der Extinktion des blauen (b) Wellenlängenbereiches wurde eine quadratische Trendlinie erstellt, die mit Formel 15 beschrieben wird.

$$y = -0,0005 \cdot x^2 + 0,0421 \cdot x + 0,0137 \quad (15)$$

Aufgelöst nach x ergibt sich Formel 16.

$$x = \frac{0,0421 \pm \sqrt{0,00179541 - 0,002 y}}{0,001} \quad (16)$$

Für die Messung wird nur eine der Lösungen verwendet, Formel 17.

$$x = \frac{0,0421 - \sqrt{0,00179541 - 0,002 y}}{0,001} \quad (17)$$

Der Onlinephotosensor, bestehend aus einem Einplatinencomputer und einem Spektorsensor vom Typ AS7341, wurde von Herrn Randow im Rahmen einer Studienarbeit zur Analyse der Trübheit des Reaktormediums entwickelt. Dieser misst die Helligkeit der Wellenlängen 480 nm, 515 nm und 680 nm der Kultivierungslampen durch das Reaktormedium, die Ergebnisse sind für den Versuch 4 in Abb. 25 dargestellt. Die blaue Wellenlänge 480 nm eignet sich für die Messung der Algenkonzentration am besten, da der Detektor, im Gegensatz zu den Wellenlängen 515 nm und 680 nm, bei geringen Konzentrationen nicht in die Sättigung geht. Die Helligkeitsmessungen sind für den 480 nm Bereich in Tab. 6 mit den jeweiligen Algenkonzentrationen zum Messzeitpunkt gegenübergestellt.

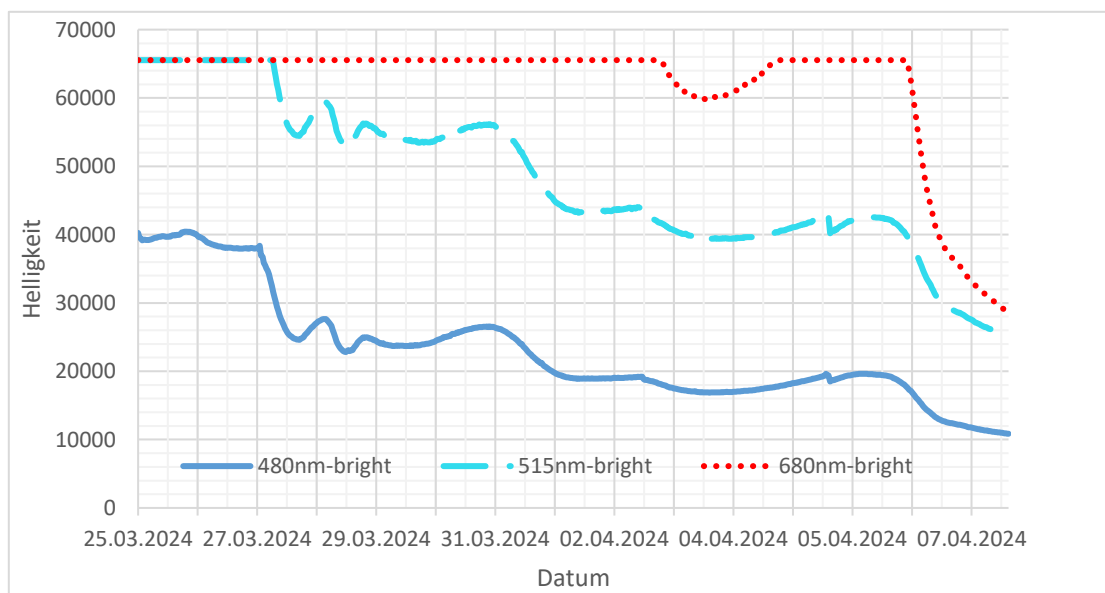


Abbildung 25: Onlinephotosensordaten der Trübheitsmessung des Reaktors mit verschiedenen Wellenlängen

Tabelle 6: Messwerte für die Kalibrierungskurve des Onlinephotosensors

Datum	Helligkeitsmessung im 480 nm Bereich	Algenzahl
25.03.2024 12:23	40258	1050
27.03.2024 10:53	36957	1445
02.04.2024 15:18	19188	6667,5
05.04.2024 15:18	18675	6425
08.04.2024 09:48	10855	9225

Wird die aus der Tab. 6 gemessene Helligkeit gegen die Algenzahl aufgetragen, ergibt sich die Kalibrierkurve aus Abb. 26. Mit der daraus resultierenden Trendliniengleichung, Formel 18, werden weitere Messungen ausgewertet.

$$y = -0,2777 \cdot x + 11921 \quad (18)$$

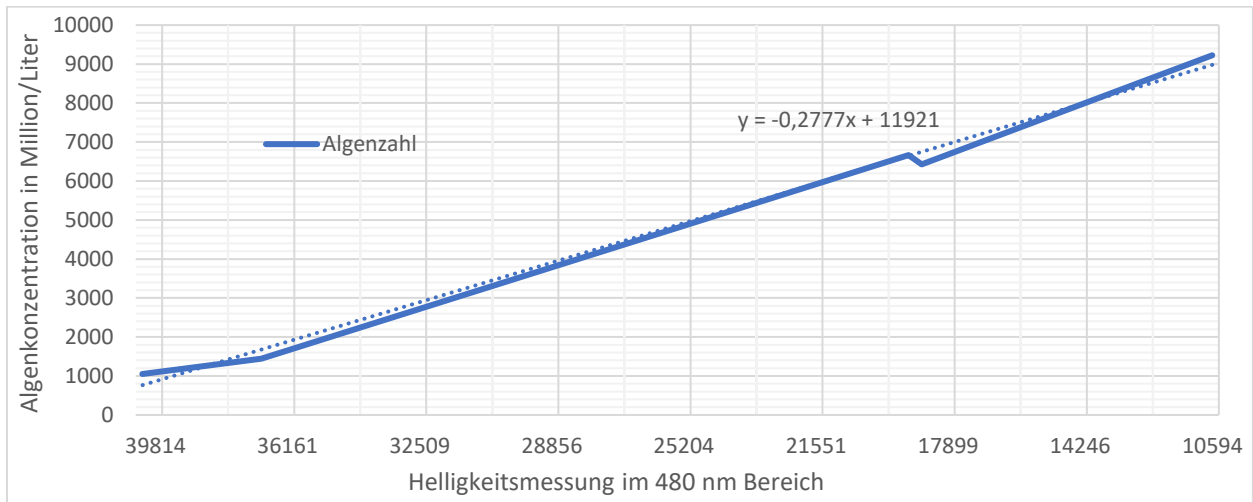


Abbildung 26: Kalibrierkurve für den Onlinephotosensor mit der 480 nm Wellenlänge

Eine weitere inline-Messung ist die pH-Messung des Reaktormediums mit dem DFRobot Gravity Analog pH-Meter pro V2 mit Signalumwandlungsplatine, siehe Abb. 27. Dieses Gerät kann mit einer Versorgungsspannung von 3,3 V bis 5,5 V betrieben werden und gibt eine Ausgangsspannung von 0 bis 3,0 V aus. Die Messgenauigkeit liegt bei $\pm 0,1$ V bei 25 °C. Die pH-Sonde bietet einen Erkennungsbereich zwischen 0 pH bis 14 pH mit einer Genauigkeit von $\pm 0,1$ pH bei 25°C und kann im Temperaturbereich zwischen 0 °C bis 80 °C betrieben werden. (DFRobot, 2024)



Abbildung 27: Die Verwendete pH-Sonde Gravity: Analog Industrial pH Sensor / Meter Pro Kit V2

Die Kalibrierung der pH-Elektrode findet mit den beigegefügt Pufferpulvern (4,0; 6,86; 9,18) statt, siehe Abb. 28. Jeweils ein Pufferbeutel wird in 250 ml demineralisiertem Wasser gemischt und so lange gerührt, bis sich das Pulver aufgelöst hat. Dabei ist auf die Wassertemperatur zu achten. Wenn die Wassertemperatur nicht bei 25°C liegt, sollte der für die Temperatur entsprechende pH-Wert als Referenz für die Kalibrierung verwendet werden. Das pH-Messgerät wird eingeschaltet und in die pH-6,86-Pufferlösung eingetaucht. Es wird gewartet, bis sich der Messwert stabilisiert und dann das Messgerät angepasst, bis es den korrekten Wert für pH 6,86 anzeigt. Anschließend wird die Elektrode in demineralisiertem Wasser abgespült und der Vorgang für die Pufferlösungen 4,0 und 9,18 wiederholt.



Abbildung 28: Verpackungen der PH-Pufferlösungen zur Kalibrierung der pH-Sonde, Vorder- und Rückseite

Die pH-Elektrode wurde nach der Kalibrierung und anschließender Reinigung mit demineralisiertem Wasser, wie in Abschnitt 3.1.1. zu sehen in das obere rechte Viertel des Reaktormediums eingelegt. Die Reinigung der pH-Elektrode sollte vor und nach jeder Messung mit demineralisiertem Wasser stattfinden, um die Genauigkeit zu gewährleisten.

Die durch Sedimentation und das Entfernen des Überstandes gewonnenen Algen wurden auf einer Heizung getrocknet. Die vorgetrockneten Algen wurden in einer Trockenwaage der PCE Group Serie 100 weiter getrocknet.



Abbildung 29: Trockenwaage (PCE Group Serie 100) im Betrieb mit Restfeuchteanzeige in Prozent

Die Trockenwaage dient ebenfalls als Feuchtebestimmer und gibt diesen Wert, wie in Abb. 29 zu sehen, rechts am Anzeigefeld in Prozent (%) an. Die vorgetrockneten Algen wiesen eine Restfeuchtigkeit zwischen 1 % und 7,7 % auf.

Die Brennwertbestimmung erfolgte nach dem Trocknen der Algen mit einem Kalorimeter des Typs IKA C200 und einer dazugehörigen Bombe, Abb. 30, auf die das Kalorimeter eingestellt ist.



Abbildung 30: Kalorimeter (links), Bombe mit bereits eingefädeltm Faden (rechts)

Für die Reinigung des Photobioreaktors wurde dieser mehrfach durchgespült und mit einem Schwamm ausgewischt.

3.2. Systematische Durchführung von Versuchen unter verschiedenen Randbedingungen

Der Photobioreaktor wurde mit einer bestimmten Inokulationsmenge der Alge *C. vulgaris* inokuliert und auf 20 Liter mit Leitungswasser aufgefüllt. Anschließend wurde die gewünschte Menge an Phytoplankton Spezial Nährlösung dazugegeben. Das Beleuchtungs- und Begasungssystem wurde je nach Versuchsparameter in Betrieb genommen. Die Probenentnahme fand, sofern nicht anders spezifiziert, jeden Montag, Mittwoch und Freitag statt. Die Proben wurden mittels Mikroskop und Neubauer-Zählkammer auf die Zellzahl analysiert. Zur Zellzahlbestimmung wurde ebenfalls eine OD_{600} Messung mit dem Ultrospec 3000 durchgeführt.

3.2.1. Versuch Nr. 1 Wachstumsversuch

Der erste Versuch zielte darauf ab, erstes Algenwachstum zu beobachten und die Funktionalität des Photobioreaktors zu erfassen. Dabei wurde, aufgrund fehlender Analysegeräte wie der Zählkammer und des Photometers, mit einer unbekannt Menge *C. vulgaris* inokuliert. Die Inokulationslösung, siehe Abb. 31, hatte bereits eine deutliche grüne Verfärbung angenommen, was auf eine erhöhte Konzentration der Algen in der Lösung hindeutet, und betrug ca. 1 L.



Abbildung 31: Anzucht der Inokulationslösung mit 3 GoLeat LEDs

Diese wurde dem Reaktor zugegeben und auf insgesamt 20 L aufgefüllt. Dem Reaktormedium wurden wöchentlich 20 ml der im Abschnitt 3.1.2. beschriebenen Phytoplankton Spezial Nährlösung zugegeben. Die Beleuchtung fand mit fünf GoLeat LEDs in einem 16:8-Stunden Zyklus statt. Die Begasung wurde mit Luft, ohne Zusätze an CO₂ betrieben. Nach einer Kultivierungsperiode von 27 Tagen wurden die ersten Proben zum Abschluss des Versuchsdurchlaufs entnommen und analysiert. An dem Ablassventil wurde 1 L Probe entnommen, aus dem wiederum für die Analysemethoden benötigten Volumina in Höhe von 1 ml entnommen wurden, um den Einfluss auf das Gesamtsystem zu minimieren. Die Zellzählung erfolgte mittels einer Standard Neubauer-Zählkammer und Lichtmikroskopie. Zwei Liter des Reaktormediums wurden im Abschluss des Versuches entnommen und zur Brennwertbestimmung kühl gelagert.

3.2.2. Versuch Nr. 2 Standardisierung

Der zweite Versuchsdurchlauf wurde mit einem Liter Medium aus dem ersten Versuch inokuliert, das ergibt eine Inokulationsmenge von $2,7 \cdot 10^{10}$ Algen/Liter und einer Startkonzentration von $1,35 \cdot 10^9$ Algen pro Liter im Reaktor. Die Versuchsparameter wurden so gewählt, dass sie als Ausgangspunkt für weitere Versuche gelten. Dazu gehört die Beleuchtung des Reaktors mit fünf GoLeat LEDs in einem 16:8-Stunden Zyklus, jede 15 Minuten für 15 Minuten Begasung mit Luft ohne CO₂Zusatz und der Zugabe von Phytoplankton Spezial Nährlösung. Der Startzeitpunkt ist der 21.02.2024. Dem Medium wurden am 21.02.2024, sowie am 29.02.2024 jeweils 20 ml Nährlösung zugegeben. Zusätzlich zur Zellzahlbestimmung mittels Neubauer-Zählkammer mit dem Lichtmikroskop wurde die optische Dichte der Proben im 600 nm Bereich mit dem Ultrospec 3000 ermittelt und die Temperatur des Reaktormediums gemessen.

3.2.3. Versuch Nr. 3 Parameter Nährstoff

Die Versuchsparameter für den Versuchsdurchlauf Nummer 3 stützten sich auf den Versuch Nr. 2 und blieben abgesehen von der Nährstoffzugabe und der Inokulationslösung gleich. Die Inokulationslösung betrug zwei Liter mit einer Algenkonzentration von jeweils 9 Milliarden Algen pro Liter. Der Photobioreaktor wurde inokuliert und auf 20 Liter aufgefüllt, was eine Startkonzentration von 0,9 Milliarden Algen/Liter ergab. Die Versuchszeit betrug zwei Wochen, beginnend am 06.03. um 10 Uhr und endete am 20.03. um 10 Uhr. Die Probenanalysen zur Zellzählung wurden jeweils montags, mittwochs und freitags durchgeführt. An diesen Tagen wurden jeweils 20 ml Nährstofflösung und zusätzlich 20 ml Nährstofflösung pro Tag bis zum nächsten Analysetag zugegeben. Aufgrund einer unzureichenden Menge an Nährstofflösung, wurden am 15.03. lediglich 40 ml anstatt der 60 ml Nährstofflösung und am 18.03. keine Nährstofflösung zugegeben. Die Analyse der Algenkonzentrationen erfolgte mit Neubauer-

Zählkammer und Mikroskop, sowie der optischen Dichtemessung im 600 nm Bereich mit dem Ultrospec 3000. Zusätzlich wurde ab dem 11.03. das mobile HAW-Fotometer zur Messung der optischen Dichte im blauen Wellenlängenbereich eingesetzt, um eine umfassendere Wachstumskontrolle der Algen zu erhalten.

3.2.4. Versuch Nr. 4 Dauerbelichtung

Der vierte Versuch wurde unter ähnlichen Parametern durchgeführt wie der dritte Versuch, mit dem Unterschied, dass die Beleuchtungsdauer von 16 Stunden am Tag auf 24 Stunden angehoben wurde und somit eine Dauerbeleuchtung stattgefunden hat. Diese Veränderung zielt darauf ab, die Auswirkungen von Lichtexposition auf die Algen zu untersuchen. Um die Reproduzierbarkeit des Versuches zu verbessern, wurden am Standort des Reaktors externe Lichteinflüsse minimiert. Der Reaktor wurde mit einem Liter Lösung mit $19,44 \cdot 10^9$ Algen/Liter inokuliert. Die Versuchszeit betrug zwei Wochen, beginnend am 25.03. um 10 Uhr und endete am 06.04. um 10 Uhr. Zusätzlich wurde ein pH-Sensor der Marke DFRobot in die obere rechte Ecke des Reaktormediums eingesetzt, sowie der Onlinephotosensor an der vorderen Seite gegenüber den Beleuchtungslampen.

4. Laborversuche im Fach Energetische Nutzung nachwachsender Rohstoffe

Die Durchführung von Laborversuchen mit Algen und den dazugehörigen Analysemethoden, bietet den Studierenden die Möglichkeit das Verständnis der Grundlagen der energetischen Nutzung nachwachsender Rohstoffe zu erfahren und praktische Fähigkeiten anzueignen. Die Auswahl der Alge ist hierbei ein entscheidender Faktor, der analysiert werden kann, da verschiedene Algenarten Unterschiede in ihrem Metabolismus, in der Nährstoffdichte und im Wachstumsverhalten aufweisen. Dies bietet im Rahmen der in dieser Bachelorarbeit ausgewählten Parameter bereits eine breite Spanne an Möglichkeiten die Versuche zu variieren.

Besonders interessant wäre der Vergleich der Wachstumsergebnisse und Brennwertveränderung der Algen zwischen weiteren Parameteranpassungen wie Temperaturänderungen, Beleuchtungsstärken, Hell-Dunkel-Zyklen und der Begasung mit unterschiedlichen CO₂ Konzentrationen. Solche Versuche könnten sich an den Versuchen, welche in dieser Arbeit beschrieben wurden, orientieren. Die Ergebnisse liefern eine umfassende Menge an Informationen, die den Reaktoraufbau und das Algenwachstum fördern und optimieren können.

Ein Beispiel eines solchen Versuchs wäre, die Algenzucht mit variierenden Temperaturen im Bioreaktor. Die Parameter könnten sich an den Nährstoff-Versuchsdurchlauf, Versuch Nr. 3,

dieser Bachelorarbeit richten. Dabei wird mit einer bekannten Algenmenge inokuliert und die Zugabe von 20 ml Phytoplankton Spezial Nährlösung erfolgt jeden Tag für zwei Wochen. Die Analysemethoden Mikroskop mit Zählkammer und OD-Messung bieten dabei ein solides Fundament, um die Veränderung der Zellzahl zu dokumentieren. Hinzu könnte über die Stickstoffmessung im Reaktormedium die Geschwindigkeit der Metabolisierung und der Bedarf der Algen an stickstoffhaltigen Nährstoffen analysiert werden. Die Stickstoffmessung kann mit Stickstoffsensoren, wie dem Orbisphere Stickstoffsensor 315, automatisiert werden. (HACH, 2024)

Ein solcher Versuchsaufbau bietet den Studierenden bereits beschriebene Analyseverfahren zu wiederholen und zu festigen, sowie neue Aufgaben und Herausforderungen, wie der Automatisierung der Stickstoffmessung.

5. Energiebilanz der Anlage

5.1. Energiebedarf des Systems

5.1.1. Beleuchtung

Die Beleuchtung des Photobioreaktors ist der größte Energiefaktor dieser Anlage. Die fünf GoLeat LED Pflanzenleuchten TIP65 Vollspektrum mit einer Leistung von 12 W sind die Hauptlichtquellen. Das Umgebungslicht wird nicht in der Berechnung berücksichtigt. Die Standardbetriebszeit für die Lampen während der Versuchsreihen beträgt 16 Stunden. Damit berechnet sich der Verbrauch der Lampen für einen Tag wie folgt über die Formel 19.

$$E_{Lampe,Tag} = P \cdot N \cdot T \quad (19)$$

- $E_{Lampe,Tag}$ ist der tägliche Verbrauch in Wattstunden (Wh)
- P ist die Leistung einer Lampe in Watt (W)
- N ist die Anzahl der Lampen
- T ist die Betriebsdauer pro Tag in Stunden (h)

$$960 \frac{Wh}{Tag} = 12 W \cdot 5 \cdot 16 h \quad (20)$$

Somit entsteht nach Formel 20 ein Energieverbrauch von 960 Wh oder 0,96 Kilowattstunden (kWh) pro Tag. Die Nutzung der Lampen im Dauerzustand führt zu einem Energieverbrauch von 1,44 kWh pro Tag, Formel 21.

$$1440 \frac{Wh}{Tag} = 12 W \cdot 5 \cdot 24 h \quad (21)$$

5.1.2. Belüftung

Die Belüftung des Photobioreaktormediums wird mit dem EHEIM air400 Pumpleistung 400 l/h mit einer Leistung von 4 W betrieben. Die Pumpen werden in einem Intervall von 15 Minuten ein- und ausgeschaltet, was bedeutet, dass die Pumpen insgesamt 12 Stunden pro Tag laufen. Somit berechnet sich der Verbrauch der Pumpe für einen Tag wie folgt über die Formeln 22 und 23.

$$E_{Pumpe,Tag} = P \cdot T \quad (22)$$

$$48 \frac{Wh}{Tag} = 4 W \cdot 12 h \quad (23)$$

Der Energieverbrauch der Pumpe, die alle 30 Minuten für 15 Minuten betrieben wird, liegt bei 48 Wh pro Tag.

5.1.3. Bestimmung des Heizwerts der Algenmasse

Die Allgemeine Methodik zur Bestimmung des Heizwertes wurde bereits im Abschnitt der Theoretischen Grundlagen erläutert. Im Folgenden wird die spezifische experimentelle Durchführung mit den verwendeten Geräten beschrieben.

Bevor die Restfeuchte der Algen in der Trockenwaage (PCE Group Serie 100) entfernt wird, muss die Alge bereits in einem vorgetrockneten Zustand vorliegen. Dazu wurde das Medium für Tage im Kühlschrank aufbewahrt, damit die Algen sedimentieren können. Nach der Sedimentation wurde der Überstand vorsichtig entfernt und die Algenmasse am Boden des Zylinders bei Raumtemperatur getrocknet. Nach der Entfernung der Restfeuchte mit der Trockenwaage, wurden mit einer Feinwaage ungefähr 0,8 g getrockneter Algenmasse eingewogen und in einen Glastiegel gelegt. Dieser Glastiegel wurde in der Bombe befestigt. Ein Baumwollfaden wurde um den Heizdraht der Bombe gedreht und in die Probe geführt. Dieser dient dazu, dass die Probe sich entzündet. Anschließend wurde die Bombe gut handfest zusammengeschraubt. Eine Füllnadel wurde von oben in das Ventil der Bombe vorsichtig eingeführt und diese mit Sauerstoff aufgefüllt. Der Zündadapter wurde auf die Bombe gesteckt. Dem Kalorimeter wurde temperiertes Wasser mit einer Temperatur von 21 °C bis 24 °C bis zum maximalen Füllungsstand zugegeben. Dies ist ein wichtiger Parameter, weil unterschiedlich temperiertes Wasser pro Grad den Messwert um 100 J verändert. Dem vorbereiteten Kalorimeter wurde anschließend die Bombe in die Magnethaltepunkte eingesetzt. Der Deckel wurde geschlossen und das System wurde gestartet. Die Messung erfolgt automatisch durch das Gerät und gibt die Temperatur gegen die Zeit über ein Diagramm aus, siehe Abb. 32. Nach Abschluss der Messung wird der Heizwert H_o vom Kalorimeter ausgegeben.

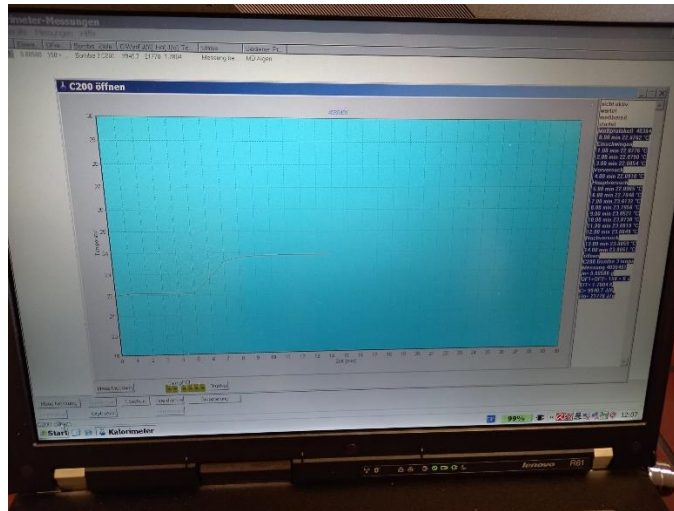


Abbildung 32: Erste Brennwertmessung der Algenanzucht

Die erste Messung, siehe Abb. 32, von 0,8058 g getrockneter Anzuchtalgen, die für die Inokulation der ersten Versuchsdurchführung genutzt wurden, ergab einen Brennwert von 21778 J/g.

Zur Berechnung des Heizwertes wird die Kondensationswärme des gebildeten Wasserdampfes vom Brennwert abgezogen. Hierzu wird nach dem Abschluss der Messung durch das Kalorimeter die Bombe entfernt und geöffnet. Nach dem Öffnen wird der kondensierte Wasserdampf mit einem feinen Tuch, welches zuvor mit einer Feinwaage gemessen wurde, abgewischt. Das Tuch wird anschließend erneut gewogen. Mit der Formel 11 wird der Heizwert ermittelt. In Formel 24 ist die Berechnung mit den zuvor beschriebenen Werten dargestellt.

$$20390 \frac{J}{g} = 21778 \frac{J}{g} - \frac{0,4578 \text{ g}}{0,8058 \text{ g}} \cdot 2441 \frac{J}{g} \quad (24)$$

Der in der Verbrennung verwendete Baumwollfaden besitzt einen Heizwert von 100 J und wird somit vom Ergebnis abgezogen. Somit ergibt sich ein Heizwert der ersten Heizwertbestimmung der Anzuchtalgen von 20290 J/g. Alle weiteren Ergebnisse der Heizwertbestimmung sind in Tab. 7 dargestellt, der Heizwert wird in Kilojoule (kJ) angegeben.

Tabelle 7: Heizwertergebnisse der Algenzuchtversuche

Datum	Algenherkunft	Einwaage Alge in g	Brennwert in J/g	Wasserdampfmenge in g	Heizwert in kJ/g
04.03.2024	Versuch 1	0,8058	21778	0,4578	20,29
17.04.2024	Versuch 2	0,8317	17948	0,3958	16,69
17.04.2024	Versuch 2	0,8916	18561	0,4542	17,22
17.04.2024	Versuch 3	0,8311	21188	0,4566	19,75
17.04.2024	Versuch 4	0,802	17328	0,325	16,24

Mit den ermittelten Heizwerten der Alge aus Versuch 1 wurde die Gesamtenergieausbeute mit der Biotrockenmasse pro Liter berechnet und in Tab. 8 dargestellt. Für die Versuche 2 bis 4 sind die Angaben zur Biotrockenmasse pro Liter nicht bekannt, wodurch eine Berechnung der Gesamtenergieausbeute nicht möglich ist.

Tabelle 8: Biotrockenmasse/Liter nach Trocknung und die daraus resultierende Gesamtenergieausbeute für die Versuche

Datum	Algenherkunft	Biotrockenmasse in g/L	Gesamtenergieausbeute in kJ
04.03.2024	Versuch 1	1,91	775,27
17.03.2024	Versuch 2	-	-
17.03.2024	Versuch 3	-	-
17.03.2024	Versuch 3	-	-
17.03.2024	Versuch 4	-	-

5.1.4. Gesamtenergiebilanzen

Mit der Formel 25 lassen sich die Gesamtbilanzierungen für die einzelnen Versuche aus dem Energieverbrauch der Lampen und des Belüftungssystems sowie der Heizwerte der Algen berechnen.

$$E_{eff.} = E_{Biomasse} - (E_{Begasung} + E_{Licht}) \quad (25)$$

Am Beispiel des ersten Versuchs mit einer Kultivierungsdauer von 27 Tagen, 16 Stunden Licht, 12 Stunden Luftzufuhr pro Tag und mit:

$$1 \text{ kWh} = 3600 \text{ kJ} \quad (26)$$

ergibt sich eine Gesamtbilanz von:

$$-27,001 \text{ kWh} = 0,215 \text{ kWh} - (1,296 \text{ kWh} + 25,92 \text{ kWh}) \quad (27)$$

Der Wirkungsgrad wird am Beispiel des ersten Versuchs über die Formel 28 berechnet.

$$\eta = \frac{0,215 \text{ kWh}}{26,987 \text{ kWh}} \cdot 100 \% = 0,79 \% \quad (28)$$

Die Gesamtenergiebilanz und der Wirkungsgrad für den Versuch 1 sind in Tab. 9 aufgelistet.

Tabelle 9: Gesamtbilanz und Wirkungsgrad der Versuche

Datum	Versuch	Gesamtbilanz in kWh	Wirkungsgrad in %
04.03.2024	1	-27,001	0,79

5.1.5. Vergleich mit anderen Algenbioreaktoren

Umweltbedingungen, insbesondere Nährstoffkonzentrationen wie Phosphor, spielen eine entscheidende Rolle bei der Bestimmung des Energiegehalts von *C. vulgaris*. Phosphorkonzentrationen von $2,3 \cdot 10^{-4}$ mol/L zeigten besseres Wachstum, jedoch mit einem Heizwert von 13,78 kJ/g, während unter geringeren Phosphorkonzentrationen von $2,3 \cdot 10^{-6}$ mol/L Kohlenhydrate, Lipide und Triacylglycerole am stärksten angesammelt wurden, was den Heizwert signifikant auf einen Wert zwischen 30,47 kJ/g und 33,07 kJ/g erhöhte (Mathias Ahii Chia, 2013). Die erzielten Heizwerte dieser Arbeit liegen im Vergleich zwischen 16,24 kJ/g und 20,29 kJ/g im Mittelfeld. Die in den Versuchen verwendeten Phosphorkonzentrationen sind in Tab. 10 dargestellt.

Tabelle 10: Phosphorkonzentrationen der Algen aus den Versuchen mit den jeweiligen Heizwerten

Versuch	Heizwert in kJ/g	Phosphorkonzentration in mol/L
1	20,29	$1,448 \cdot 10^{-4}$
2	16,69	$7,24 \cdot 10^{-5}$
2	17,22	$7,24 \cdot 10^{-5}$
3	19,75	$3,98 \cdot 10^{-4}$
4	16,24	$5,07 \cdot 10^{-4}$

Die verwendeten Phosphorkonzentrationen liegen im höheren Bereich, welche laut der Studie das Wachstum und nicht den Heizwert steigern sollten. Diese Tendenz ist in den gewonnenen Heizwerten nicht zu beobachten.

5.1.6. Schlussfolgerung

Die Heizwerte aus den Versuchen Nr. 1 und Nr. 3 liegen 10 % über denen der anderen Versuche. Dies könnte bei Versuch Nr. 1 auf die lange Kultivierungszeit zurückzuführen sein, während der Versuch Nr. 3 möglicherweise bessere Bedingungen bot, um heizwertsteigernde Moleküle ansammeln zu können. Die am Kultivierungsende höhere optische Dichtemessung gegenüber der mit der Neubauer-Zählkammer ermittelten Algenkonzentration könnte diesen Unterschied erklären, da eine Anhäufung von Molekülen innerhalb der Zellen höhere Messwerte anzeigen könnte.

6. Ergebnisse und Diskussion

6.1. Ergebnisse des ersten Versuchs

Die Messung der Algenzahl mittels Neubauer-Zählkammer und Mikroskop erfolgte am Ende der Kultivierung am 21.02.2024 und ergab 108 Algen in insgesamt 16 Neubauer-Zählquadraten. Abb. 33 zeigt zwei dieser 16er Zählkammern. Unter Anwendung der in Formel 2 eingesetzten Berechnungsmethode zur Ermittlung der Gesamtkonzentration in Litern ergab dies $2,7 \cdot 10^{10}$ Algen pro Liter, siehe Formel 29.

$$\frac{2,7 \cdot 10^{10} \text{ Algen}}{L} = \left(\frac{108}{0,04 \text{ mm}^2 \cdot 0,1 \text{ mm}} \right) \cdot 1000000 \quad (29)$$

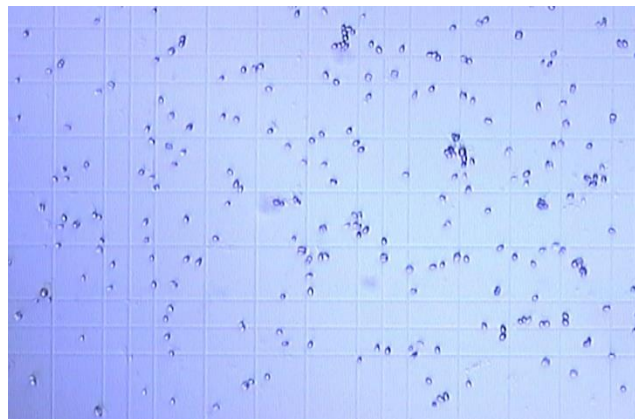


Abbildung 33: Zwei 16er Neubauer-Zählkammern mit einer homogenen Verteilung von Algenzellen

Aufgrund der fehlenden Zellzahlbestimmung in der Inokulationslösung kann keine Wachstumskurve und somit keine Verdopplungszeit der Algen ermittelt werden. Die Endkonzentration von $2,7 \cdot 10^{10}$ Algen/Liter stellt eine Mindestobergrenze dar, die im Photobioreaktor nach 27 Tagen erreicht werden kann. Dies entspricht einer Trockenbiomasse von 1,91 g pro Liter Medium am Ende der Kultivierung.

Die Kultivierung der Algen über 27 Tage zeigte bereits deutliches Biofouling, siehe Abb. 34, vor allem an dem Silikon, das zur Abdichtung genutzt wurde.



Abbildung 34: Entleerter Photobioreaktor nach dem ersten Versuchsdurchlauf mit deutlichem Biofouling an den Scheiben und Silikon

6.2. Ergebnisse Versuch Nr. 2 Standardisierung

Der Reaktor wurde mit einem Liter Inokulationslösung mit $2,7 \cdot 10^{10}$ Algen/Liter gestartet, was eine Startkonzentration von $1,35 \cdot 10^9$ Algen/Liter im Reaktor erwarten ließ. Nach der Inokulation und fünf Minuten Belüftung, um eine gute Durchmischung des Mediums zu gewährleisten, betrug die tatsächliche Startkonzentration $1,5 \cdot 10^9$ Algen/Liter. Diese Diskrepanz von $11,1\bar{1}\%$ kann zum einen aus der ungenauen Messung mit der Neubauer-Zählkammer oder aus der Verschmutzung, dem Biofouling, der Anlage resultieren, siehe Abb. 35 - 36. Die Methode der Reinigung des Photobioreaktors beinhaltete das Wischen der Scheiben und das mehrfache Durchspülen. Dabei könnten, besonders an den Silikonfugen und schwer zugänglichen Stellen, größere Ansammlungen an Algen verblieben sein. Beim Abstellen der Luftzufuhr, fließt Reaktormedium in den Luftzufuhrschlauch, dieser Bereich ist für den Reinigungsschwamm unzugänglich und wird beim mehrfachen Ausspülen nicht mitgereinigt, sodass dort hohe Konzentrationen an Algen verbleiben und bei der nächsten Aktivierung der Luftzufuhr in das Reaktormedium gespült werden könnten. Abb. 37 zeigt den Zustand des Photobioreaktors nach der Reinigung, besonders deutlich ist die grüne Verunreinigung an dem schwer zugänglichen unteren Bereich beim Luftzufuhrschlauch zu sehen. Die Aktivierung der Luftzufuhr während des mehrfachen Durchspülens des Reaktorvolumens, könnte die Verunreinigung im Luftzufuhrschlauch und die Kontamination von Algen aus bereits durchgeführten Versuchen vermindern.



Abbildung 35: Biofouling und Verschmutzung des Photobioreaktors nach Extraktion des Reaktormediums



Abbildung 36: Biofouling in und um den Luftzufuhrschlauch (links), Biofouling an Scheiben und Silikonfugen (rechts)



Abbildung 37: Biofouling und Verschmutzung des Bioreaktors nach der Reinigung

Die Entwicklung der Algenzahl, gemessen mit dem Mikroskop und der Zählkammer sowie mit dem Photometer Ultrospec 3000, ist in Abb. 38 und Tab. 11 über den gesamten Verlauf des Versuches vom 21.02.2024 bis zum 06.03.2024 dargestellt.

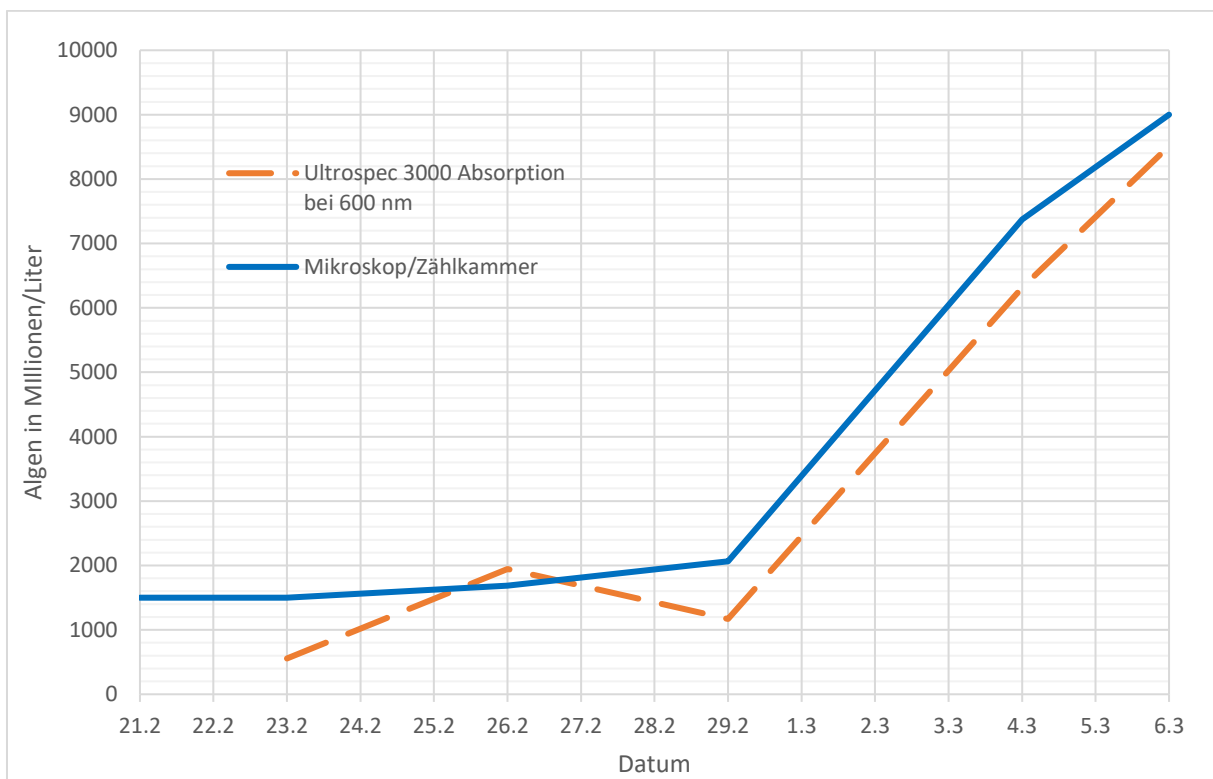


Abbildung 38: Wachstumskurve der Algen im Standardisiertem Versuchsdurchlauf

Tabelle 11: Standarddurchlauf aufgenommene Messwerte

Datum	Zählkammermessung Millionen Algen/Liter	Ultrospec 3000 Millionen Algen /Liter	Nährstoffzugabe in ml
21.02.2024	1500	-	20
23.02.2024	1500	556	-
26.02.2024	1687,5	1945	-
29.02.2024	2062,5	1171	20
04.03.2024	7375	6317	-
06.03.2024	9000	8512	-

Die Algenkonzentration, gemessen mit der Neubauer-Zählkammer, stieg zwischen dem 21.02. und 29.02. langsam um 37,5 %, mit einer in der Tab. 12 dargestellten Verdopplungszeit von 17,4 Tagen. Ein deutlicher Anstieg des Wachstums findet nach der Zugabe von 20 ml Nährlösung am 29.02.2024 um 15 Uhr statt. In Abb. 39 ist der Unterschied in der Trübheit des Mediums zwischen dem 29.02. um 14 Uhr und dem 04.03. um 10 Uhr deutlich zu sehen. Dabei stieg die Algenkonzentration, gemessen mit der Neubauer-Zählkammer, um 257,58 % mit einer Verdopplungszeit von 2,18 Tagen und gemessen mit dem Ultrospec 3000 um 439,45 % mit einer Verdopplungszeit von 1,65 Tagen.

Tabelle 12: Verdopplungszeit der Algenkultur gemessen mit den Methoden Neubauer-Zählkammer und Ultrospec 3000

Zeitraum	Messmethode	Verdopplungszeit (Tage)
21.02.2024 - 29.02.2024	Neubauer-Zählkammer	17,4
29.02.2024 - 4.03.2024	Neubauer-Zählkammer	2,18
29.02.2024 - 4.03.2024	Ultrospec 3000	1,65



Abbildung 39: Trübheitsunterschiede des Reaktormediums am 29.02 um 14 Uhr (links) und am 04.03 um 10 Uhr (rechts)

Dabei ist ebenfalls ein deutlicher Anstieg der Zellanzahl unter dem Mikroskop mit Hilfe der Zählkammer zu beobachten. Die Abb. 40 links zeigt die Algenanzahl in der Zählkammer am 29.02. um 14 Uhr vor der Nährstoffzugabe, während der rechte Bildabschnitt die Algenanzahl in der Zählkammer am 04.03. um 10 Uhr zeigt.

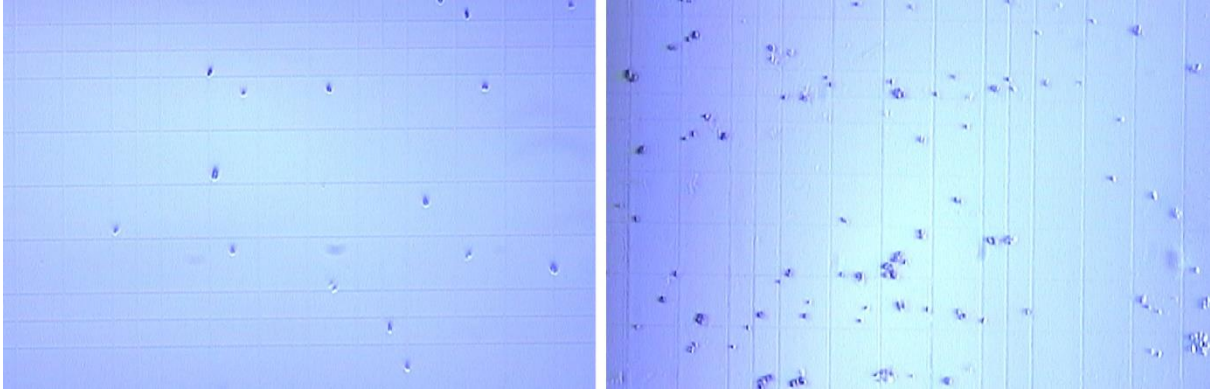


Abbildung 40: Steigerung der Zellzahl zwischen dem 29.02 (links) und 04.03 (rechts) mittels Neubauer-Zählkammer

Zum Ende der Kultivierung am 06.03.2024 um 13 Uhr war die Algenkonzentration mit 9 Milliarden Algen pro Liter am größten und stieg seit der ersten Messung am 21.02. um das Sechsfache. Dies spiegelt sich in der Trübheit des Algenmedium im Reaktor wider, Abb. 41.



Abbildung 41: Trübheit des Reaktormediums des Standarddurchlaufs am Ende der Kultivierung (01.03.2024 um 13 Uhr)

Die methodenspezifischen Unterschiede in der Erfassung der Wachstumsraten zwischen der Neubauer-Zählkammer und dem Ultraspec 3000 werden in Tab. 13 aufgeführt. Die Differenz der Wachstumsraten ist übersichtlich in der letzten Spalte der Tabelle vom 21.02. bis 06.03. dargestellt. Die Tabelle verdeutlicht, dass die mit dem Ultraspec 3000 gemessenen Wachstumsraten deutlich von denen der Neubauer-Zählkammer abweichen. In der Zeit vom 23.02. bis 26.02. wurde eine deutliche Differenz zwischen den Methoden in Höhe von 47,8 % ermittelt, wobei die Methode Ultraspec 3000 eine deutlich höhere Wachstumsrate zeigte. Die folgende Periode vom 26.02. bis 29.02. zeigte beim Ultraspec 3000 eine negative Wachstumsrate, die nach dem logistischen Modell erst in der Absterbephase und nicht in der Latenz- oder Exponentialphase zu erwarten war. Beide Zeiträume deuten darauf hin, dass die Ultraspec 3000-Methode gegenüber der Zählkammer-Methode ungenauer sein könnte, da die Zählkammer-Methode die Algenkonzentration direkt erfasst und die Ultraspec 3000-Methode die Konzentration indirekt über die Trübung ermittelt. Eine weitere Möglichkeit für die unerwarteten Wachstumsraten, könnte ein Fehler in der Handhabung der Method sein. Ein fehlerhaftes Handling der Küvette am 26.02., wie beispielsweise durch das Berühren der Messfläche, könnte zu einer Fettverschmutzung und somit zu einer überhöhten Trübungsmessung geführt haben, wodurch folglich die höhere Wachstumsrate entstanden sein könnte. Dieser vergrößerte Wert könnte folglich zum negativen Wachstumswert in dem Zeitraum vom 26.02. bis 29.02. geführt haben. Besonders auffällig ist der Zeitraum nach der Nährstoffzugabe am 29.02., wo beide Methoden einen signifikanten Anstieg der Wachstumsrate zeigen. Beide Diagrammkurven verlaufen parallel und deuten somit auf einen Bedienfehler am 26.02. hin. Die erhöhten Wachstumsraten sowie die verkürzten Verdopplungszeiten ab dem 29.02. deuten ebenfalls auf die Effektivität der Nährstoffzugabe hin und markieren den Übergang aus der Latenz-Phase in die exponentielle Wachstumsphase.

Tabelle 13: Vergleich der Wachstumsraten gemessen mit der Neubauer Zählkammer und dem Ultraspec 3000

Datum	Wachstumsrate in % Zählkammer	Wachstumsrate in % Ultraspec 3000	Differenz in %
21.02 - 23.02	0		
23.02 - 26.02	4	51,8	47,8
26.02 - 29.02	6,92	-15,56	-22,48
29.02 - 04.03	37,51	52,4	14,89
04.03 - 06.03	10,47	16,08	5,61

Die Temperaturmessung startete ab dem 26.02. um 14:42 und zeigt in der Abb. 42 eine Temperaturschwankung zwischen 22 °C und 24 °C. Die Temperaturmaxima von 23 °C bis 24°C wurden zwischen 18 Uhr und 22 Uhr erreicht und die Temperaturminima von 22 °C bis 22,5 °C lagen zwischen 2 Uhr und 6 Uhr morgens. Diese Schwankung könnten aus den Kombinierten Faktoren Außentemperatur und Beleuchtung entstehen. Deutlich zu sehen ist der Anstieg der Durchschnittstemperatur über den Verlauf der Kultivierung und besonders ab dem 29.02. Dieser Anstieg könnte aufgrund erhöhter Außentemperaturen oder auf die vermehrte

Stoffwechselaktivität der Algen zurückzuführen sein, die ab dem 29.02. in die exponentielle Wachstumsphase übergegangen sind.

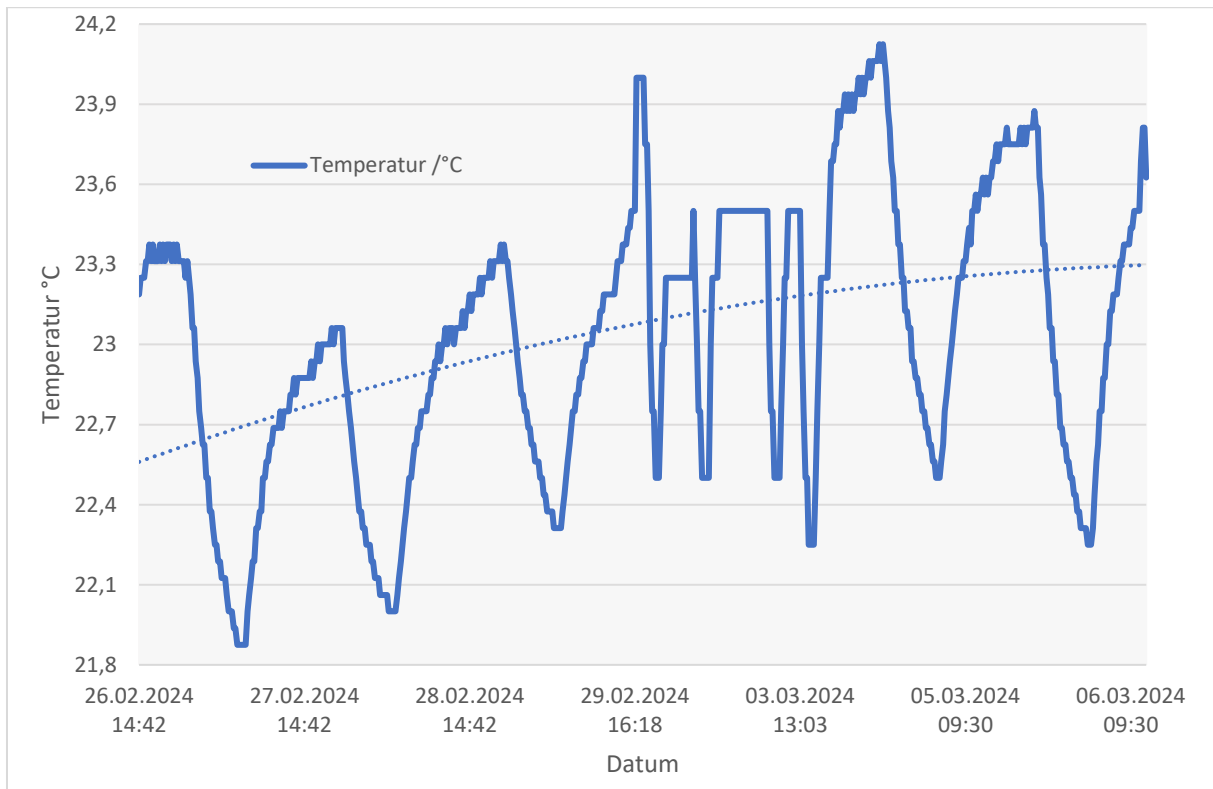


Abbildung 42: Temperaturverlauf des Reaktormediums vom 26.02. 14:42 Uhr bis zum 06.03. 11:45 Uhr

6.3. Ergebnisse Versuch Nr. 3 Parameter Nährstoff

Die Wachstumskurven, gemessen mit dem Mikroskop und der Neubauer-Zählkammer, mit dem Photometer Ultrospec 3000 und dem mobilen HAW-Fotometer, sind in der Abb. 43 und der Tab. 14 über den gesamten Verlauf des Versuchs von zwei Wochen dargestellt. Die theoretische Anfangskonzentration von 0,9 Milliarden Algen pro Liter nach der Inokulation des Photobioreaktors konnte nicht bestätigt werden. Die Analyse der ersten Probe ergab eine Algenkonzentration von 1 Milliarde Algen pro Liter. Dies deutet erneut auf verbliebenes Restmedium im Totvolumen des Reaktors hin.

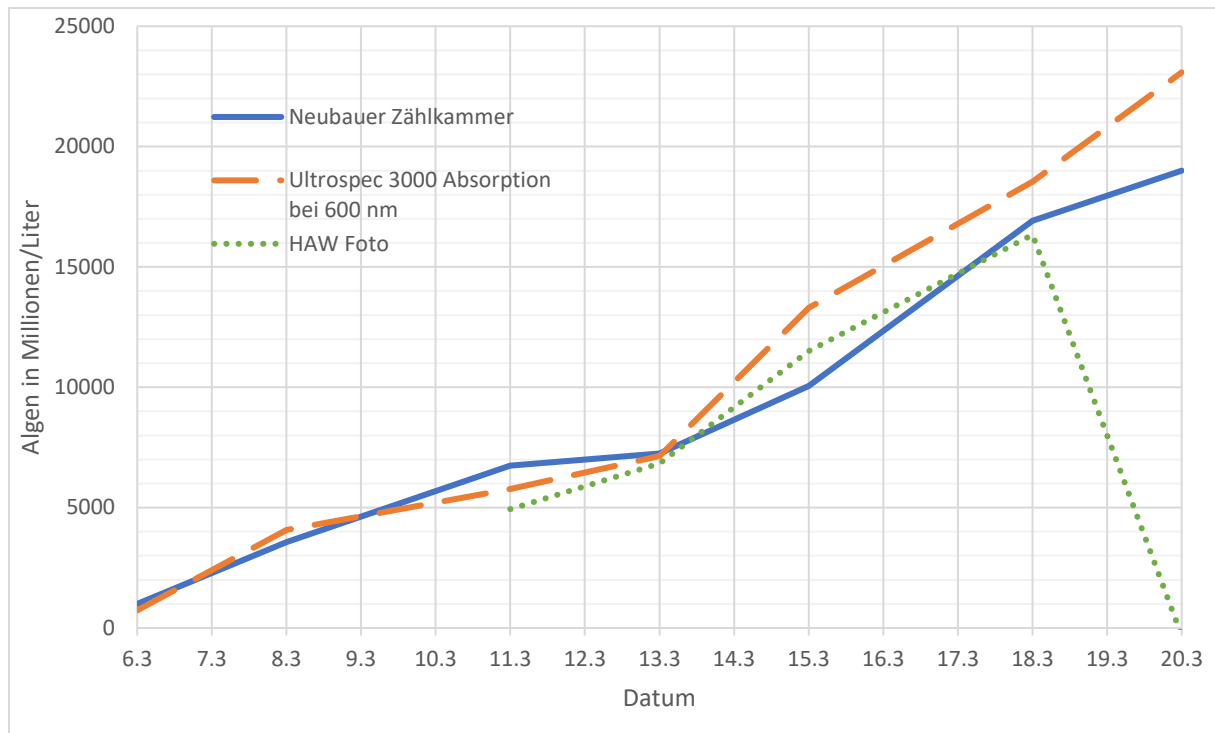


Abbildung 43: Wachstumskurve der Algen im Nährstoff Versuchsdurchlauf

Deutlich zu sehen ist das Fehlen einer Latenzphase zu Beginn der Kultivierung. Die zuvor aus dem Versuch Nr. 2 entnommenen Algen befanden sich bereits in der exponentiellen Phase und die Umweltbedingungen des neuen Versuches haben sich nicht verändert, wodurch keine Anpassung der Algen nötig war.

Tabelle 14: Nährstoffdurchlauf Zellzahlmessungen mit Nährstoffzugabe

Datum	Zählkammermessung Millionen Algen/Liter	Ultrasp3c 3000 Millionen Algen/Liter	HAW-Fotometer Millionen Algen/Liter	Nährstoffzugaben in ml
06.03.2024	1000	733	-	40
08.03.2024	3562,5	4066	-	60
11.03.2024	6750	5770	4938	40
13.03.2024	7250	7139	6840	40
15.03.2024	10050	13304	11503	40
18.03.2024	16925	18545	16335	-
20.03.2024	19000	23086	-326	-

Die Methoden Neubauer-Zählkammer und Ultrasp3c 3000 zeigen in Tab. 15 einen ähnlichen Verlauf vom 06.03. bis zum 13.03., mit Verdopplungszeiten von 2,45 Tagen, gemessen mit der Neubauer-Zählkammer und 2,13 Tagen, gemessen mit dem Ultrasp3c 3000. Die

Verdopplungszeiten verdoppeln sich innerhalb der zweiten Versuchswoche auf 5,04 Tage, gemessen mit der Neubauer-Zählkammer und 4,13 Tage, gemessen mit dem Ultrospec 3000. Die erhöhten Verdopplungszeiten und die verminderten Wachstumsraten, deuten auf einen Logistischen Wachstumsverlauf hin, welcher durch einen Mangel in der Lichtversorgung, Platz oder Nährstoffe entstanden sein könnte. Dabei zeigt sich, dass die durch das Ultrospec 3000 ermittelte Kurve gegenüber der Neubauer-Zählkammer Kurve ins Positive ausweicht. Dies könnte auf einen systematischen Unterschied in der Empfindlichkeit oder der Kalibrierung der beiden Messmethoden hinweisen. Außerdem könnte es bedeuten, dass ab einer bestimmten Algenkonzentration im Photobioreaktor, die Algenmorphologie eine Veränderung durchläuft, auf die das Ultrospec 3000 stärker reagiert. Dazu gehören Anpassungen wie das Erhöhen der Menge oder Zusammensetzung von Pigmenten, um auf variierende Lichtverhältnisse zu reagieren, die in einem Photobioreaktor mit steigender Konzentration an Algen stattfinden könnten. Je nach Alter und Kulturbedingungen kann der Pigmentgehalt von *C. vulgaris* zwischen 0,5 % und 5,5 % des Trockengewichts variieren, was zu signifikanten Fehlern bei der Quantifizierung der Biomasse, aufgrund der Veränderung in der Absorption, über den Verlauf eines Wachstumszyklus führen kann. (Melinda J., 2011) Die Produktion oder Speicherung von intrazellulären Substanzen wie Ölen oder Stärke könnte ebenfalls Auswirkungen auf die optische Dichtemessung haben, welche man unter dem Mikroskop und beim Auszählen der Algen mit der Neubauer-Zählkammer nicht direkt erkennt. Die Messung mit dem mobilen HAW-Fotometer erfolgte ab dem 11.03. und startete mit einer geringeren Wert gegenüber den Messmethoden Neubauer-Zählkammer und Ultrospec 3000. Dabei folgte sie nah dem Verlauf der Neubauer-Zählkammer Messmethode bis zum 18.03. mit einer Verdopplungszeit von 3,98 Tagen. Der Messwert am 20.03. ist eindeutig eine Fehlmessung, die eventuell auf die Messung einer Küvette mit Wasser zurückzuführen ist.

Tabelle 15: Verdopplungszeiten und Wachstumsraten für die Messmethoden Neubauer Zählkammer, Ultrospec 3000 und HAW-Fotometer

Zeitraum	Messmethode	Verdopplungszeit (Tage)	Wachstumsrate in %
06.03.2024 - 13.03.2024	Neubauer-Zählkammer	2,45	33
06.03.2024 - 13.03.2024	Ultrospec 3000	2,13	38
13.03.2024 - 20.03.2024	Neubauer-Zählkammer	5,04	15
13.03.2024 - 20.03.2024	Ultrospec 3000	4,13	18
13.03.2024 – 18.03.2024	HAW-Fotometer	3,98	19

Im Verlauf der Versuchsreihe wurden die Algen unter dem Mikroskop fotografiert. Hierzu wurde die Neubauer-Zählkammer verwendet, um einen deutlichen Einblick in die Menge der Algen im Photobioreaktor zu gewährleisten. In Abb. 44 ist die Zunahme der Algen vom 13.03. (linke Abbildung) zum 20.03. (rechte Abbildung) in den Zählkammern zu sehen. Dabei stieg die Algenzahl um das 2,6-Fache innerhalb der zweiten Versuchswoche.

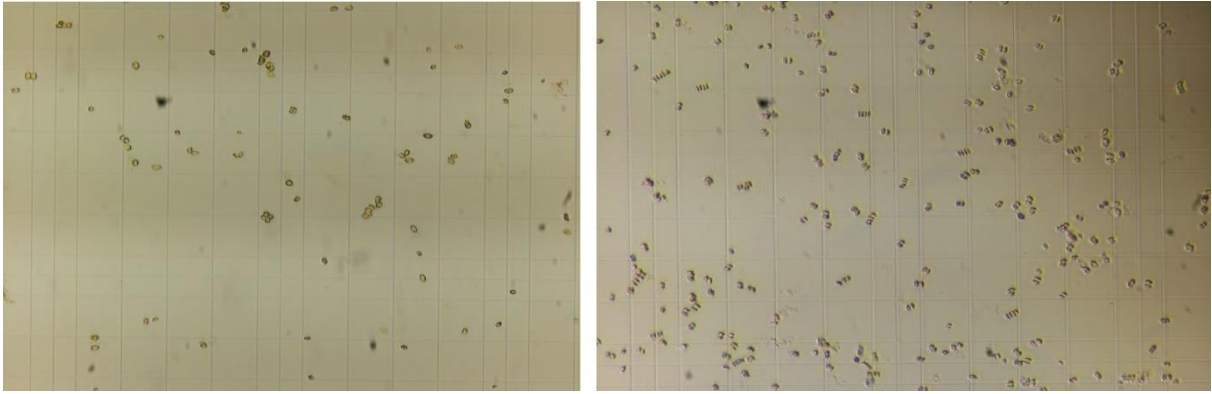


Abbildung 44: Mikroskopiebilder der Algen am 11.03. (links) und am 20.03 (rechts)

Die Trübheit des Reaktormediums nahm innerhalb dieses Zeitraumes ebenfalls zu, siehe Abb. 46 bis 49. Die Abbildungen wurden im Zeitraum der Probenentnahme und Analyse entnommen. Die Darstellung der Abb. 45 dient dabei als Verknüpfungshilfe zwischen der Trübheit und der steigenden Algenzahl im Medium.

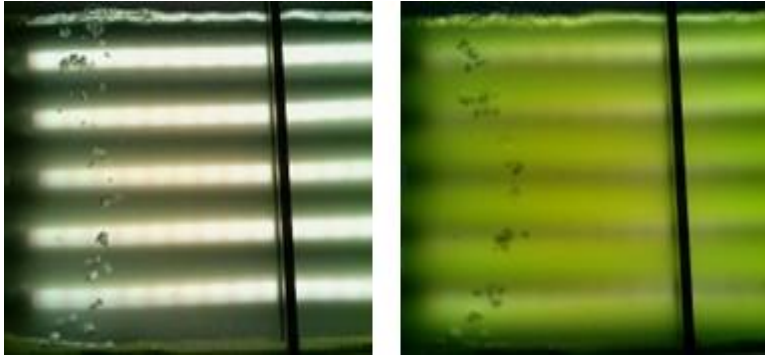


Abbildung 46: Photobioreaktor, 6.03. 14 Uhr (links), 8.03. 14 Uhr (rechts)

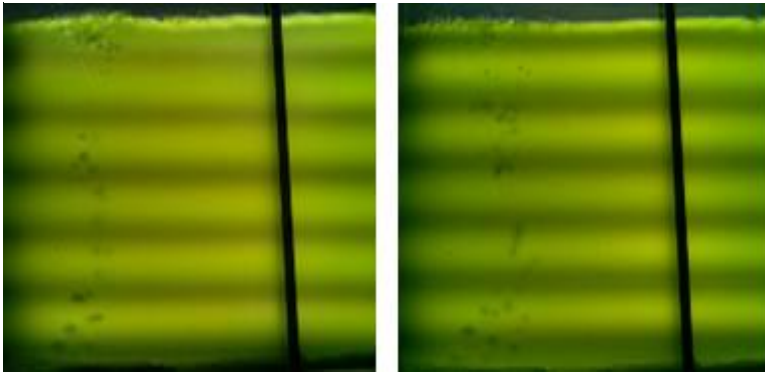


Abbildung 47: Photobioreaktor, 11.03. 15 Uhr (links), 13.03. 10 Uhr (rechts)

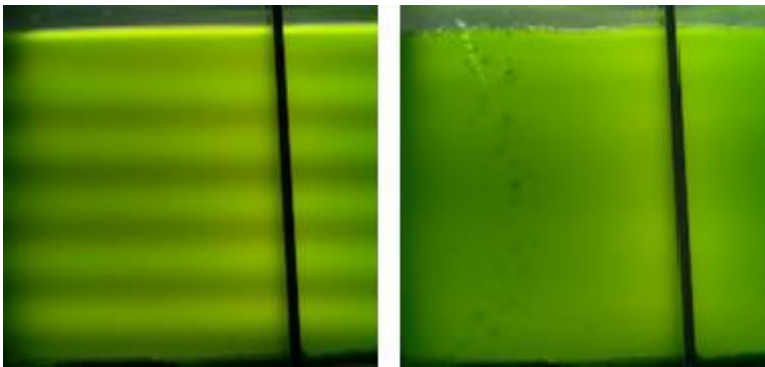


Abbildung 48: Photobioreaktor, 15.03. 14 Uhr (links), 18.03. 10 Uhr (rechts)

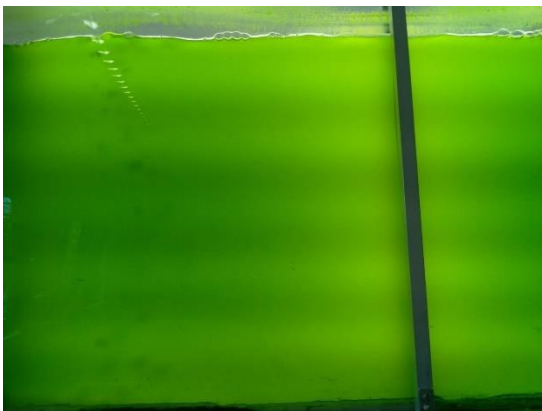


Abbildung 49: Trübheit des Photobioreaktors, 20.03. 10 Uhr

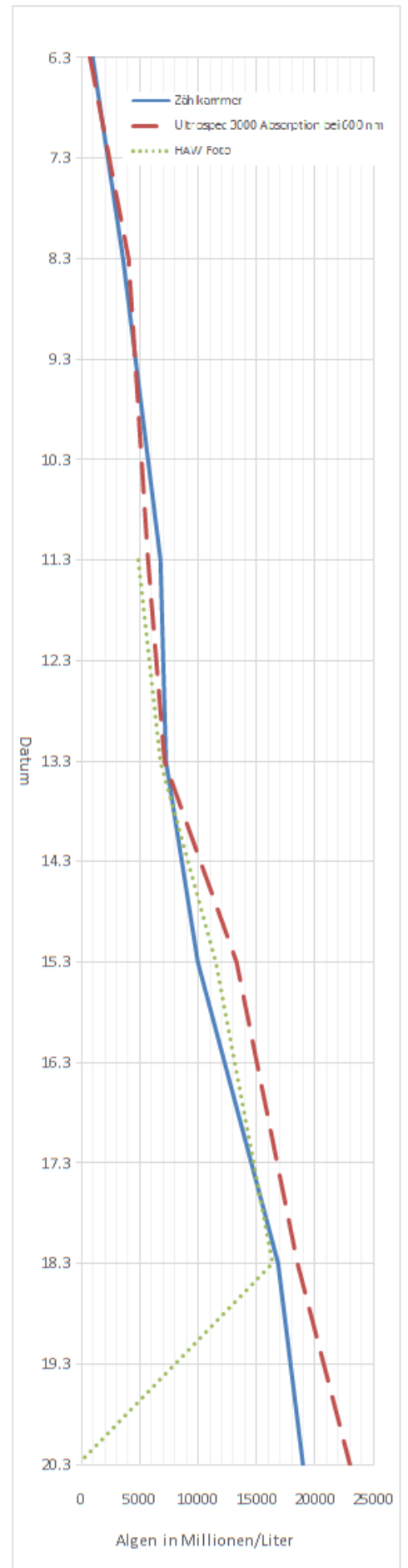


Abbildung 45: Wachstumskurve Versuch Nr. 3

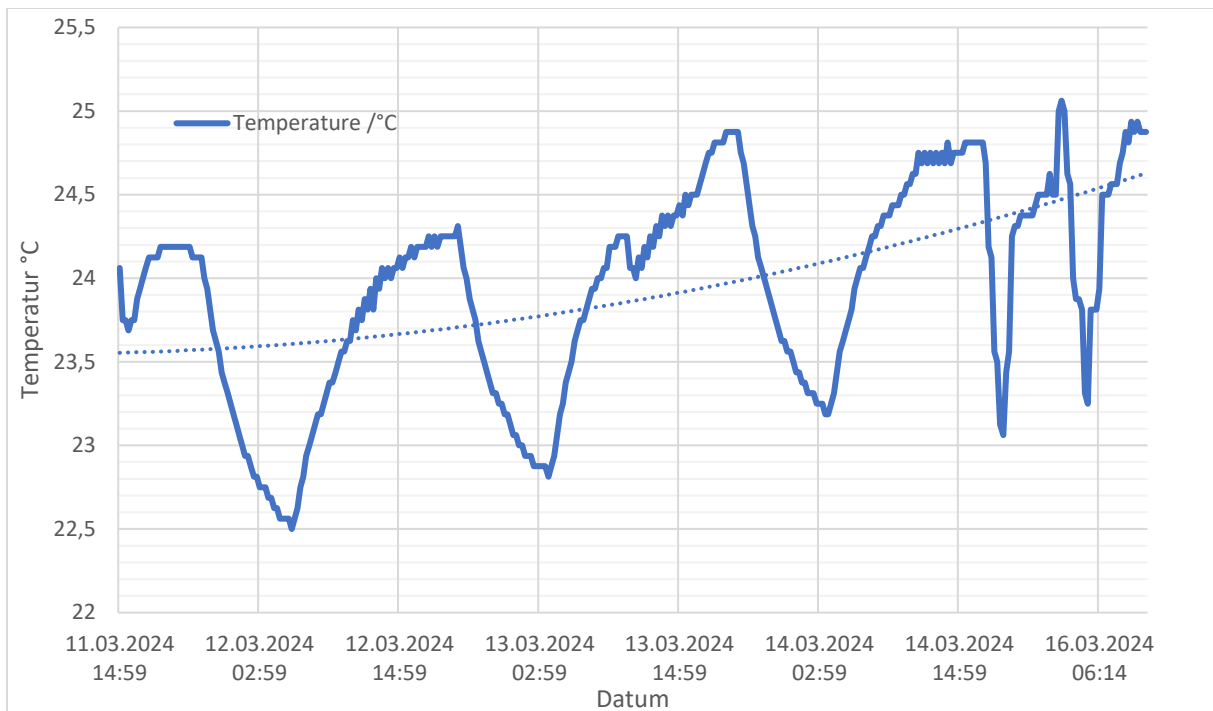


Abbildung 50: Temperaturverlauf des Reaktormediums vom 11.03. 14:59 Uhr bis zum 16.03. 14:44 Uhr

Die Messung des Reaktormediums des Versuchs Nr. 2 endete am 06.03.2024 mit 9 Milliarden Algen pro Liter mit einer Temperatur von 23,6 °C. Die Temperaturmessung des Versuches Nr. 3 startete am 11.03.2024 mit einer Temperatur von 24,1 °C mit 6,75 Milliarden Algen pro Liter und stieg im Durchschnitt mit steigender Algenkonzentration bis zum 16.03.2024 an. Dieser Vergleich der Temperaturmessungen zeigt eine steigende Temperatur des Reaktormediums mit zunehmender Algenzahl, die durch Stoffwechselaktivitäten erhöht werden könnte. Eine weitere Möglichkeit, die steigende Temperatur des Mediums zu erklären, wäre der Einfluss von außen über eine steigende Umgebungstemperatur.

Mit dem Beginn der Kultivierung des Versuches Nr. 3 lagerten einige Algen in Zweier- bzw. Vierergruppen aus ovalen Zellen aneinander, siehe Abb. 51. Dies ist untypisch für die Alge *C. vulgaris*, die rund ist und einzeln vorliegt.

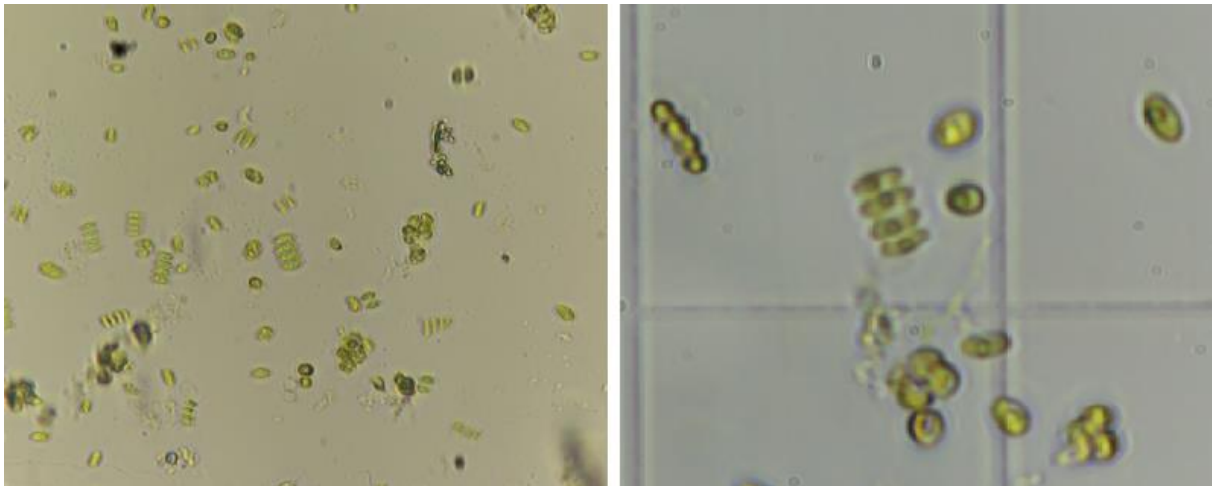


Abbildung 51: Mögliche *Scenedesmus obliquus* Kontamination. Mikroskop Vergrößerung x10 (links), x 40 (rechts)

Dabei handelt es sich vermutlich um die Alge *Scenedesmus obliquus*, die, wie in Abb. 52 zu sehen, in Gruppen aus vier ovalen Zellen vorliegt. Es besteht die Möglichkeit, dass diese während der Reinigungsarbeiten in das System eingetragen wurde.

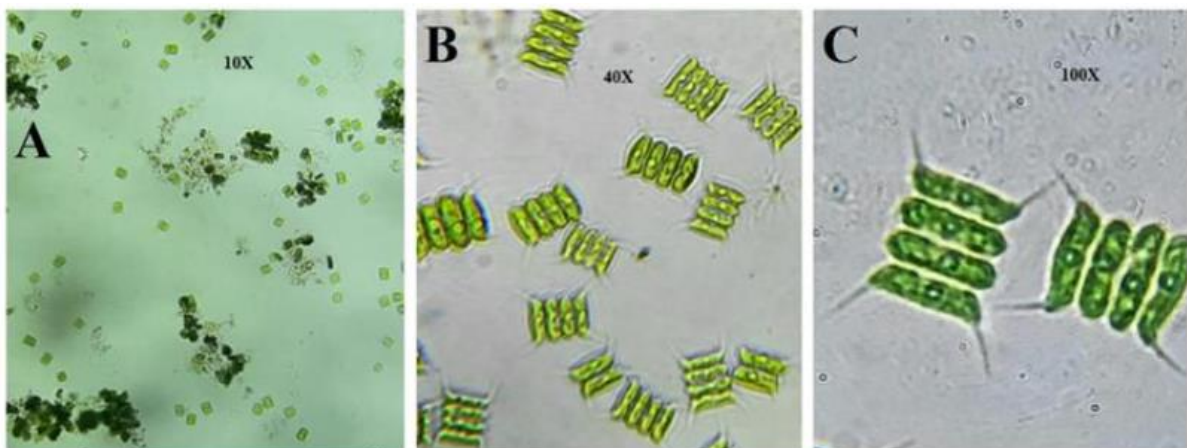


Abbildung 52: *Scenedesmus obliquus* unter Mikroskopischer Vergrößerung von x10 (A), x40 (B) und x100 (C) (V. Hariram, 2022)

Wie die Alge *C. vulgaris* kann auch die Alge *Scenedesmus obliquus* signifikante Mengen an Lipiden und Biomasse produzieren, was sie zu einem vielversprechenden Rohstoff für die Biodieselproduktion macht. (V. Hariram, 2022)

6.4. Ergebnisse Versuch Nr. 4 Parameter Dauerbelichtung

Die Wachstumskurven, gemessen mit dem Mikroskop und der Zählkammer, mit dem Photometer Ultrospec 3000, dem mobilen HAW-Fotometer und dem Onlinephotosensor, sind in Abb. 53 und Tab. 16, über den gesamten Verlauf des Versuchs dargestellt. Die 659 Datenpunkte des Onlinephotosensor sind aufgrund der großen Menge nicht tabellarisch dargestellt.

Tabelle 16: Versuch Nr. 4 Zellzahlmessungen mit Nährstoffzufuhrmengen

Datum	Zählkammermessung Millionen Algen/Liter	Ultraspac 3000 Millionen Algen/Liter	HAW-Fotometer Millionen Algen/Liter	Nährstoffzugabe in ml
25.03.2024	1050	463	1455	40
27.03.2024	1445	661	564	120
02.04.2024	6667,5	6924	4515	60
05.04.2024	6425	5932	2502	60
08.04.2024	9225	9587	7883	-

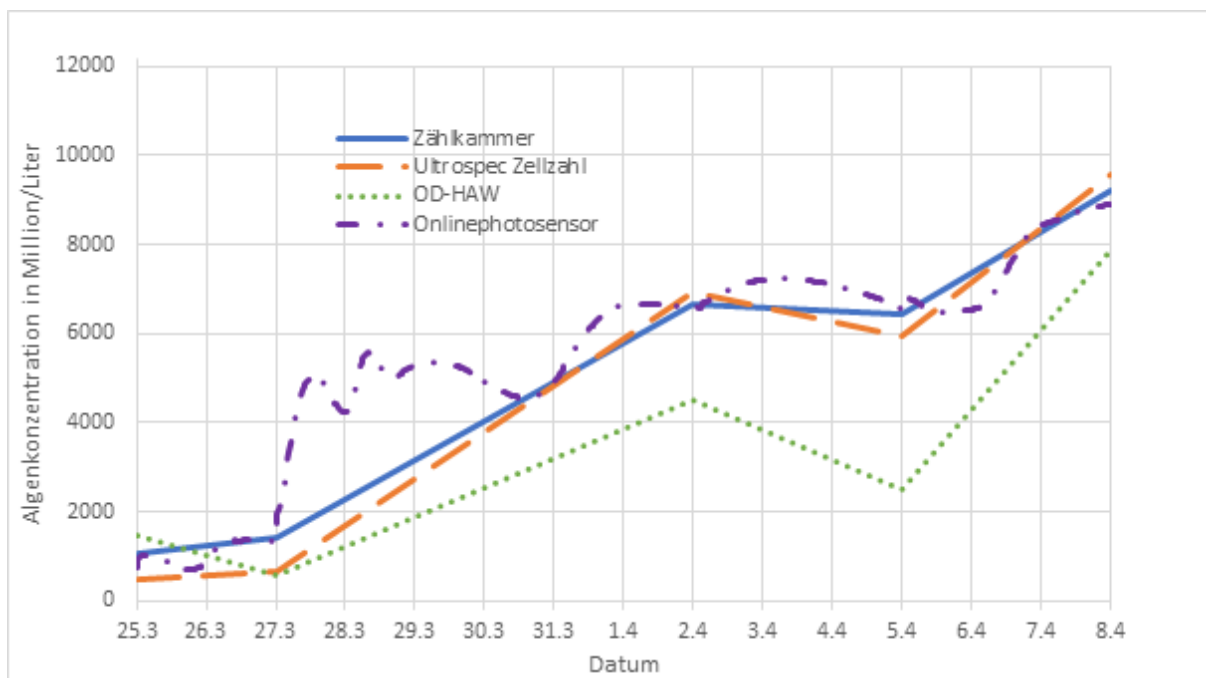


Abbildung 53: Wachstumskurven der Algen im vierten Versuch

Die Inokulationsmenge des Versuches lag bei 1 Milliarde Algen/Liter. Dem kommt die Startmessung der Neubauer-Zählkammer mit 1,05 Milliarden Algen/Liter am nächsten. Die erste Messung mit dem Ultraspac 3000 könnte ebenfalls plausibel sein, da das Biofouling und Restmengen des Mediums aus dem Versuch Nr. 3 die Anfangskonzentration erhöht haben könnten. Die Wachstumskurven zeigen eine deutliche Zunahme der Algenkonzentration über den gesamten Beobachtungszeitraum mit einer Zunahme der Wachstumsraten und Abnahme der Verdopplungszeit von dem Zeitraum 25.03. bis 27.03. zum 27.03. bis 2.04., siehe Tab. 17, das auf einen Übergang von der Lag-Phase in die Exponentielle Phase hindeutet. Die Exponentielle Phase geht ab dem 2.04. bis zum 5.04. in die Stationäre Phase bzw. in die Absterbephase, da die Verdopplungszeiten und Wachstumsraten gemessen mit allen Messmethoden ins Negative übergehen. Ab dem 5.04. steigt die Algenkonzentration erneut bis zum Ende der Kultivierung am 8.04.

Tabelle 17: Wachstumsraten und Verdopplungszeiten zwischen den Messpunkten für die Messmethoden Neubauer-Zählkammer, Ultrospec 3000 und HAW-Fotometer

Datum	Messmethode	Verdopplungszeit in Tagen	Wachstumsrate in %
25.03. - 27.03	Neubauer-Zählkammer	4,3	17,3
	Ultrospec 3000	3,9	19,4
	HAW-Fotometer	-1,5	-37,7
27.03. - 2.04.	Neubauer-Zählkammer	2,7	29,0
	Ultrospec 3000	1,8	47,9
	HAW-Fotometer	2,0	41,4
2.04. - 5.04.	Neubauer-Zählkammer	-56,1	-1,2
	Ultrospec 3000	-13,4	-5,0
	HAW-Fotometer	-3,5	-17,9
5.04. - 8.04.	Neubauer-Zählkammer	5,7	12,8
	Ultrospec 3000	4,3	17,4
	HAW-Fotometer	1,8	46,6

Die Alge *C. vulgaris* kann bis zu einem pH-Wert von 10,6 wachsen (Joel C., 1982). Anhand der Abb. 54 ist der pH-Wert über die gesamte Kultivierungszeit abgebildet. Die Messung wurde mit angeschalteten Lampen (pH-bright) und mit ausgeschalteten Lampen (pH-dark) gemessen. Deutlich zu sehen, ist der starke Anstieg des pH-Wertes vom 27.03. zum 29.03. von pH 7,78 zu pH 11 nach Zugabe der hohen Mengen an Nährstofflösung in Höhe von 120 ml. Der Anstieg fand nicht direkt nach der Zugabe statt, wodurch angenommen werden kann, dass nicht die direkte Zugabe der Nährstofflösung den Anstieg hervorgerufen hat, sondern die darauffolgende Verstoffwechslung der Nährstoffe, welche zu einem starken Anstieg der Algenkonzentration geführt hat, die wiederum das CO₂ bei der Photosynthese verbraucht hat. Dies führte zu einer Verringerung der gelösten Kohlensäure im Wasser und führte somit zum starken pH-Wert Anstieg. Dieser Verlauf ist deutlich in der Abb. 53 an den Messwerten des Onlinephotosensors zu beobachten. Die Algenkonzentration stieg vom 27.03. zum 29.03. von 1445 Millionen Algen/Liter auf 5300 Millionen Algen/Liter und veränderte sich nicht ausschlaggebend, bis der pH-Wert am 31.03. abfiel und die Algenkonzentration erneut um weitere 2000 Millionen Algen/Liter innerhalb eines Tages stieg. Der pH-Wert stieg am 1.04. erneut auf einen Wert von pH 11, wodurch kein Wachstum stattgefunden hat. Am 6.04. sank der pH-Wert auf pH 9, wodurch sich die Algenkonzentration innerhalb eines Tages von 6400 Millionen Algen/Liter auf 8900 Millionen Algen/Liter erhöhte.

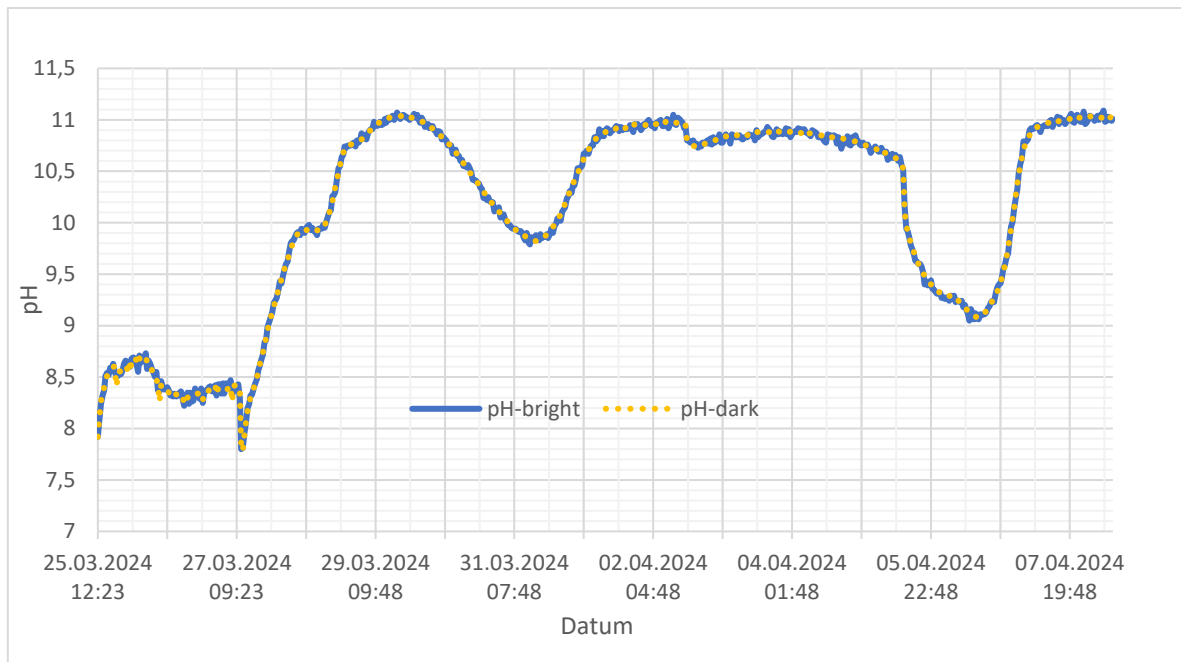


Abbildung 54: pH-Wert Messung vom 25.03. - 8.04. bei leuchtenden Lampen (pH-bright) und ausgeschalteten Lampen (pH-dark)

Aufgrund der Dauerbeleuchtung ist in der Temperaturmessung des Versuches Nr. 4 keine eindeutige zyklische Veränderung zu beobachten. Die Abb. 55 zeigt einen Temperaturverlauf, der keinen eindeutigen Zusammenhang zwischen Algenwachstum und Algenkonzentration zeigt. Somit könnten Temperaturunterschiede von außen den größten Einfluss auf die Reaktormediumtemperatur haben. Um eine eindeutige Aussage über den Einfluss der Algen auf die Temperatur des Kulturmediums treffen zu können, müsste die Temperaturmessung auch außerhalb des Reaktors stattfinden.

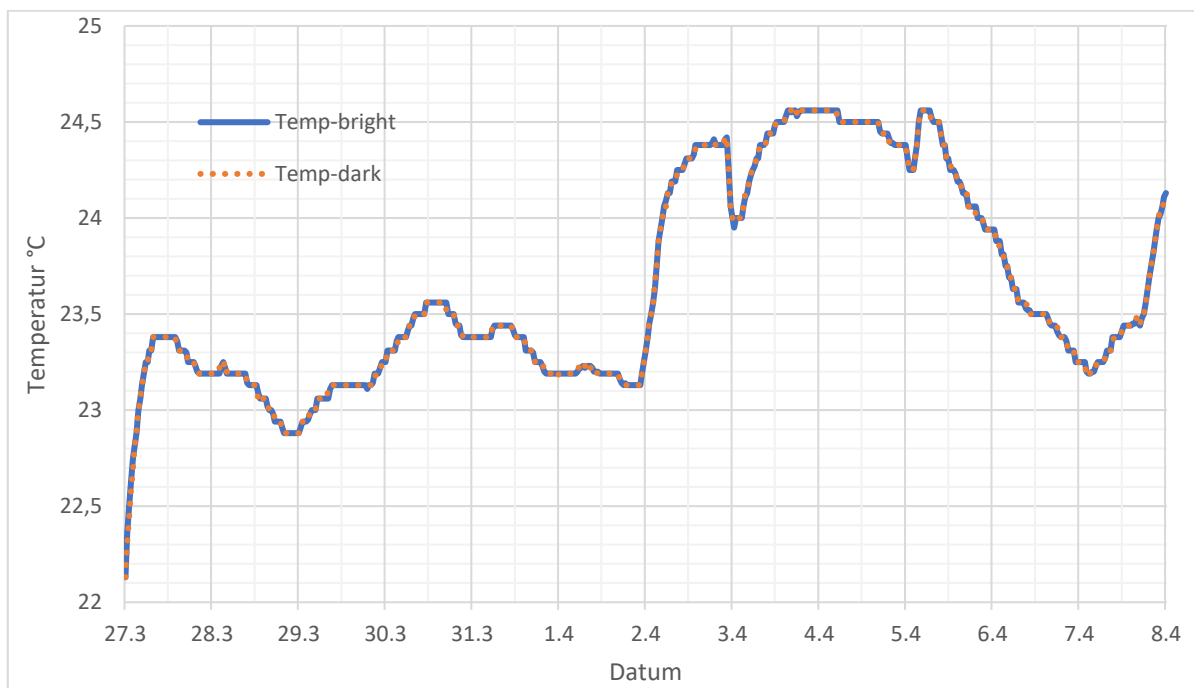


Abbildung 55: Temperaturverlauf des Reaktormediums vom 27.03. – 8.4. mit angeschalteten Lampen (Temp-bright) und ausgeschalteten Lampen (Temp-dark)

6.5. Vergleich der Versuche

Die Wachstumskurven der Versuche verliefen unterschiedlich zueinander und sind in Abb. 56 dargestellt. Hierbei werden die Kurven, gemessen mit der Neubauer-Zählkammer aus den Versuchen Nr. 2 Standarddurchlauf und Nr. 3 Nährlösungsdurchlauf, sowie dem Onlinephotosensor aus dem Versuch Nr. 4 Dauerbelichtung, verglichen.

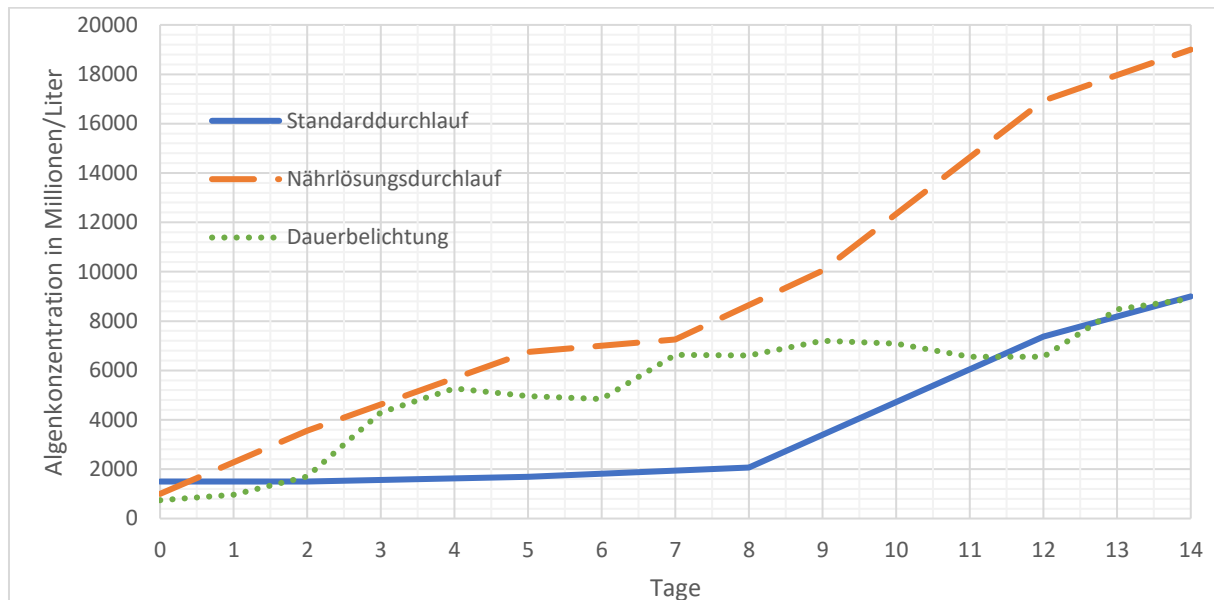


Abbildung 56: Vergleich der Wachstumskurven der Versuche Nr. 2, Nr. 3 und Nr. 4

Die erfolgreichste Kultivierung fand im Versuch Nr. 3 dem Nährlösungsdurchlauf, statt. Dabei wurde eine doppelt so hohe Algenkonzentration, in Höhe von 19 Milliarden Algen/Liter, in der gleichen Kultivierungszeit erzielt wie mit den Versuchen Nr. 2 und Nr. 4. Die Versuche Nr. 2 und Nr. 4 erzielten mit 9 Milliarden Algen/Liter die gleiche Algendichte. Die Versuchsparameter Nr. 4 mit der Dauerbelichtung und der höheren Nährstoffzugabe, ähnlich wie bei Versuch Nr. 3, bieten das größte Potenzial, höhere Algenkonzentrationen zu erreichen. Aufgrund der Dauerbelichtung und der plötzlichen Zugabe großer Mengen an Nährstofflösung stieg die Algenkonzentration stark an, was zu einem starken Anstieg des pH-Wertes führte, der als limitierender Faktor weiteres Algenwachstum hemmte. Ein kontrolliertes Einstellen des pH-Wertes im Bereich 7-9 mit Säure- oder CO₂-Zugabe, bei sonst gleichbleibenden Parametern, könnte die Algenkonzentration steigern und bietet die Möglichkeit für weitere Versuche.

6.6. Vergleich mit etablierten Wachstumsmodellen

Die Abb. 57 zeigt das Wachstumsmodell der Alge *C. vulgaris*, gezüchtet unter spezifischen Kulturbedingungen (C. J. C. Derek, 2011). Die Algen wurden in Bolds Basal Medium (BBM) kultiviert, die bei einer konstanten Temperatur von 26 °C und konstanter Beleuchtung mit einer Intensität von 40 mmol m⁻² s⁻¹ gehalten wurden. Die Kultivierung fand in 500 ml Erlenmeyerkolben statt, die regelmäßig per Hand geschüttelt wurden. Die Studie liefert keine

Informationen über die Startkonzentration. Die Endkonzentration erreichte im Verlauf des Experiments ein Maximum von 7,3 Milliarden Zellen pro Milliliter am Ende der linearen Wachstumsphase, die am 12. Tag auftrat. Danach begann die Zellkonzentration ab dem 13. Tag zu sinken. Diese Studie zeigt das unter optimalen Bedingungen in einem kontrollierten Laborumfeld sehr hohe Dichten von Mikroalgen erreicht werden können.

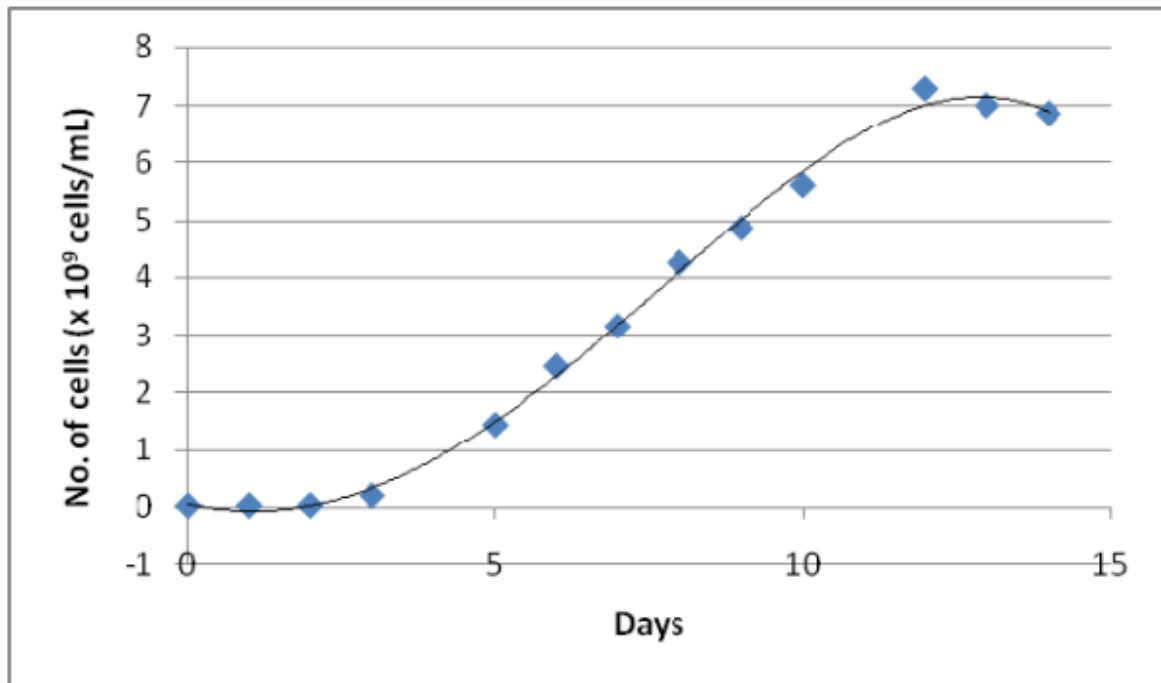


Abbildung 57: Wachstumskurve *C. vulgaris* in Bold's Basal Medium gemessen mit einem UV-1601 Shimadzu Spektrophotometer bei 682 nm (C. J. C. Derek, 2011)

Die Wachstumskurve aus Abb. 57 zeigt, im Gegensatz zu den Ergebnissen der in dieser Studie durchgeführten Versuche, eine klare Logistische Wachstumskurve über 14 Tage. Die erreichten 7,3 Milliarden Zellen pro Milliliter am 12. Tag sind 500-fach bzw. 1000-fach größer als die Ergebnisse der Kultivierung des Versuchs Nr. 3 bzw. der Versuche Nr. 2 und Nr. 4. Der Vergleich der Versuche mit dem Logistischen Wachstumsmodell und die erreichten Endkonzentration des Wachstumsmodells aus Abb. 57, deuten auf mehr Potenzial der erreichbaren Algenmengen der durchgeführten Versuche bei Optimierung der Parameter.

6.7. Optimierungsmöglichkeiten

Um die Produktivität von Photobioreaktoren zu steigern, ist eine Optimierung verschiedener Aspekte unabdingbar. Dieser Abschnitt beschreibt Optimierungsansätze, die sowohl die physische Wartung des Reaktors als auch die Effizienz der biologischen Prozesse verbessern sollen.

Biofouling stellt ein großes Problem dar, da es nicht nur die Lichttransmission und damit die Photosyntheserate beeinträchtigt, sondern auch eine Verunreinigung mit sich bringt, die weitere Versuche beeinträchtigen kann. Eine Methode zur Kontrolle von Biofouling könnte die Implementierung von automatisierten Reinigungssystemen sein, die aus mechanischen Bürsten bestehen, die entlang der inneren Oberfläche des Reaktors bewegt werden, um Ablagerungen und Biofilme zu entfernen. Zusätzlich könnten Spülsysteme eingesetzt werden, die zwischen den Versuchen eine verdünnte Lösung von umweltverträglichen Reinigungsmitteln, wie 0,1 % NaOH (Yinghui Mo, 2010), durch den Reaktor spülen, um einer möglichen Kontamination, wie sie ab Versuch 3 entstanden ist, vorzubeugen. Eine weitere Möglichkeit, um das Anhaften und die Akkumulation von Biofilmen zu verhindern ist die Anpassung der Strömungsbedingungen innerhalb des Photobioreaktors. Durch die Optimierung der Pumpleistung und Reaktorgeometrie kann eine gleichmäßige und turbulente Strömung erzeugt werden, die das Ansetzen von Biofilmen erschwert. Zudem fördern diese Maßnahmen eine verbesserte Nährstoffverteilung und den Gasaustausch, was das Algenwachstum unterstützt.

Eine Belüftung mit CO₂ kann die Algenausbeute drastisch steigern (Emily E. Matula, 2021) und zudem den pH-Wert stabilisieren, was wiederum das Algenwachstum fördert.

Die Beleuchtung mit Vollspektrum-LEDs bietet ein breites Spektrum an Lichtwellenlängen, welche nicht komplett von den Algen genutzt werden können. Die Effizienz der Lichtnutzung kann optimiert werden, indem LEDs mit spezifischen Wellenlängen verwendet werden, die genau auf die Absorptionsmaxima der Photosynthesepigmente abgestimmt sind. Für Chlorophyll A liegen diese Maxima bei ca. 430 nm im blauen und bei ca. 660 nm im roten Wellenlängenbereich. Für Chlorophyll B liegen diese Absorptionsmaxima bei ca. 453 nm im blauen und bei ca. 640 nm im roten Wellenlängenbereich (khanacademy, 2024). Um Kosten zu sparen und dennoch das Wachstum der Algen zu gewährleisten, könnte ein hybrides System aus Beleuchtung und natürlicher Sonneneinstrahlung hergestellt werden. Die Lampen werden nur eingeschaltet, wenn keine Sonne scheint.

Die Optimierung der Trennung von Algen aus dem Medium ist ein weiterer Prozess, der beträchtliche Auswirkungen auf die Gesamteffizienz und Kosteneffektivität der Algenproduktion hat. Die Algen wurden geerntet, indem das Reaktormedium nach Abschluss der Kultivierung in Behälter abgefüllt und kühl gelagert wurde. Über Tage lagerten sich die Algen auf den Boden der Behälter ab und bildeten ein Sediment, der Überstand wurde entfernt. Dieses Verfahren ist nicht optimal, da ein großer Teil der Algen nicht vollständig sedimentiert und verloren geht. Eine effizientere Methode zur Ernte der Algen wäre das Zentrifugieren. Der Einsatz einer Zentrifuge würde die Algen schnell und effektiv von der Flüssigkeit trennen und eine weitere, zeitintensive Vortrocknung vermeiden. Zudem wäre die Ausbeute der Algen höher und es könnte eine genauere Aussage über die Biotrockenmasse pro Liter der Kultivierung getroffen werden. Eine weitere Methode zur Algenernte wäre das Filtrieren des Mediums, durch das ebenfalls der Verlust an Algen minimiert würde.

7. Zusammenfassung

In dieser Bachelorarbeit wurden verschiedene Aspekte der Algenkultivierung, Messmethoden und die energetische Bilanzierung eines Photobioreaktors analysiert. Die Ergebnisse zeigen, dass die Umweltbedingungen wie die vorhandenen Nährstoffe und der pH-Wert das Wachstum und den Heizwert von *C. vulgaris* deutlich beeinflussen. Festgestellt wurde, dass optimierte Nährstoffbedingungen das Potenzial haben, die Biomasseproduktion erheblich zu steigern und extreme pH-Werte das Wachstum stark hemmen. Zusätzlich hat der Vergleich mit anderen Wachstumsmodellen gezeigt, dass eine deutlich höhere Konzentration an Algen erreicht werden kann.

Die energetische Bilanzierung des Photobioreaktors hat gezeigt, dass sich die Produktion von Biokraftstoff in diesem Versuchsaufbau nicht rentiert, da der Nutzungsgrad lediglich bei 0,79 % liegt. Die gemessenen Heizwerte erreichten jedoch ähnliche Werte wie andere Studien.

Abschließend wurde eine Reihe von Optimierungsmöglichkeiten vorgeschlagen, die das System effizienter machen. Die Einführung von automatischen Reinigungssystemen und die Anpassung der Beleuchtung sind nur einige Maßnahmen, die die Produktivität und Leistung des Photobioreaktors steigern und gleichzeitig die Kosten senken können.

Durch die umfangreiche Auseinandersetzung mit den Messmethoden und der Datenanalyse im Zusammenhang mit dem Photobioreaktor habe ich meine Kenntnisse und Fähigkeiten in praktischen Labortätigkeiten erweitert. Darüber hinaus hat die Arbeit an diesem Projekt meine Interessen an nachhaltigen Technologien und die Anwendung dieser gestärkt. Der Einfluss, den Algen potenziell auf die Energiebranche und auf weitere Branchen haben könnten, bzw. bereits haben, motiviert mich eine Karriere in dieser innovativen und wichtigen Richtung zu betrachten.

Literaturverzeichnis

- Al-Najjar, e. a. (2010). Conversion and conservation of light energy in a photosynthetic microbial mat ecosystem. *nature reviews microbiology*. doi:10.1038/ismej.2009.121
- Amani Belaiba, e. a. (2021). Feasibility of the Hybrid Use of Chlorella vulgaris Culture with the Conventional Biological Treatment in Urban Wastewater Treatment Plants. *MDPI*. doi:https://doi.org/10.3390/pr9091640
- Ana E. Ochoa-Alfaro, e. a. (2019). pH effects on the lipid and fatty acids accumulation in Chlamydomonas reinhardtii. *Biotechnology Progress*.
- Anna Jacobi, e. a. (2010). Photobioreactors: Hydrodynamics and mass transfer. *ScienceDirect*. doi:https://doi.org/10.3182/20100707-3-BE-2012.0033
- Ashraf, G. R. (2017). *Microalgae: a potential plant for energy production*. doi:10.1080/24749508.2017.1332853
- B. Plewinsky, M. H. (2014). *Das Ingenieurwissen Chemie*. Heidelberg: Springer.
- B.P. Kremer, H. B. (2018). *Einführung in die Laborpraxis*. Deutschland: Springer.
- bernitaways.blogspot.com. (05 2021). *bernitaways.blogspot.com*. Abgerufen am 08. 02 2024 von <https://bernitaways.blogspot.com/2021/05/neubauer-zahlkammer-https-encrypted.html>
- bg-kiel. (2015). Abgerufen am 21. 04 2024 von <http://www.bg-kiel.de/ms2015/licht-und-temperatur>
- Bochmann, F. P. (28. 05 2023). Konstruktion und Modellierung eines Labor-Photobioreaktors für die energetische Nutzung. Hamburg.
- BRAND. (2024). *BRAND*. Abgerufen am 09. 04 2024 von <https://shop.brand.de/de/life-science-consumables/kuvetten.html>
- Brunet C, J. G. (2012). *Pigments and photoacclimation processes*. Cambridge University: Cambridge Environmental Chemistry Series.
- C. J. C. Derek, J. K. (2011). The Effect of Chitosan Dosage and Mixing Time in the Coagulation Process of Microalgae Cultures. *Research Journal of Chemistry and Environment*. Von https://www.researchgate.net/publication/234685743_The_Effect_of_Chitosan_Dosage_and_Mixing_Time_in_the_Coagulation_Process_of_Microalgae_Cultures abgerufen
- C.K. Madhubalaji, e. a. (2021). Evaluation of drying methods on nutritional constituents and antioxidant activities of Chlorella vulgaris cultivated in an outdoor open raceway pond. *Springer*.
- C.U. Ugwu, e. a. (2008). Photobioreactors for mass cultivation of algae. *ELSEVIER*, 4021-4028. doi:https://doi.org/10.1016/j.biortech.2007.01.046
- Cai, Y. L. (2021). Rising nutrient nitrogen reverses the impact of temperature on photosynthesis and respiration of a macroalga Caulerpa lentillifera (Ulvophyceae, Caulerpaceae). *Springer*. doi:https://doi.org/10.1007/s10811-020-02340-9
- Carvalho, A. S. (2010). Light requirements in microalgal photobioreactors: an overview of biophotonic aspects. *Springer*. doi:https://doi.org/10.1007/s00253-010-3047-8

- Chan, A. (2014). Heavy Metal Removal (Copper and Zinc) in Secondary Effluent from Wastewater Treatment Plants by Microalgae. *ACSPublications*, 130-137.
doi:<https://doi.org/10.1021/sc400289z>
- Chemie-Schule. (2023). *Chemie-Schule*. Abgerufen am 27. 01 2024 von <https://www.chemie-schule.de/KnowHow/PH-Meter>
- Chinchin Wang, e. a. (2018). Effects of shear stress on microalgae – A review. *Biotechnology Advances*, 986-1002.
- Christopher McHardy, e. a. (2018). Numerical analysis of the effects of air on light distribution in a bubble column photobioreactor. *Algal Research*, 311-325.
- David U. Santos-Ballardo, e. (2015). A simple spectrophotometric method for biomass measurement of important microalgae species in aquaculture. *ciencia Direkt*.
doi:<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.05.044>
- DFRobot. (04. 04 2024). *dfrobot.com*. Abgerufen am 04. 04 2024 von <https://www.dfrobot.com/product-2069.html>
- Dominik Winkelmann, e. a. (2015). Open pond cultures of indigenous algae grown on non-arable land in an arid desert using wastewater. *Springer Link*. doi:<https://doi.org/10.1007/s40071-015-0107-9>
- Dr. Ulrike Schmid-Staiger, e. a. (2016). *Bioraffinerie auf Basis kohlenhydratreicher Algenbiomasse, Nutzung von Stärke und Protein*. Abgerufen am 18. 02 2024 von https://www.igb.fraunhofer.de/content/dam/igb/documents/publications/berichte/2016/2016_Algen_Bioraffinerie.pdf
- Emily E. Matula, J. A. (2021). Effects of stepwise changes in dissolved carbon dioxide concentrations on metabolic activity in *Chlorella* for spaceflight applications. *ScienceDirect*.
doi:<https://doi.org/10.1016/j.lssr.2021.03.005>
- Energie-Wiki. (28. 6 2021). *Energie-Wiki*. Abgerufen am 19. 02 2024 von <https://wiki.energie-m.de/Heizwert>
- Eric Fouilland, e. a. (2018). Influence of bacteria on the response of microalgae to contaminant mixtures. *ScienceDirect*. doi:<https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2018.07.161>
- Fabian Kuhfuß, e. a. (2021). View on a mechanistic model of *Chlorella vulgaris* in incubated shake flasks. *Bioprocess and Biosystems Engineering*, 15-30. doi:<https://doi.org/10.1007/s00449-021-02627-2>
- Flemming, H.-C. (2002). Biofouling in water systems – cases, causes and countermeasures. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 629-640. doi:<https://doi.org/10.1007/s00253-002-1066-9>
- Fraunhofer-Institut für Grenzflächen- und Bioverfahrenstechnik IGB. (2024). Abgerufen am 17. 02 2024 von <https://www.igb.fraunhofer.de/de/forschung/algenbiotechnologie/algenbiomassenutzung.html>
- Frey, H. (2018). *Energieautarke Gebäude*. Springer Verlag.
- Fritsche, O. (2016). *Mikrobiologie*. Berlin Heidelberg: Springer.

- Glassware, M. L. (2024). *Marienfeld-info-Zaehlkammern*. Abgerufen am 08. 02 2024 von <https://www.researchgate.net/file.PostFileLoader.html?id=5251c7afcf57d7d123046b4d&assetKey=AS%3A272153558093836%401441897872562>
- Guillard, R. (1962). f/2 Medium. Abgerufen am 15. 02 2024 von https://ncma.bigelow.org/PDF%20Files/NCMA%20algal%20medium%20f_2.pdf
- Günter Jakob Lauth, J. K. (2015). *Thermodynamik Eine Einführung*. Berlin Heidelberg: Springer Spektrum.
- HACH. (2024). *HACH*. Abgerufen am 24. 03 2024 von <https://de.hach.com/stickstoff-sonden/orbisphere-315xx-stickstoff-sonden/family?productCategoryId=24134483446>
- Hasti Hosseinizand, e. a. (2017). Studying the drying mechanism of microalgae *Chlorella vulgaris* and the optimum drying temperature to preserve quality characteristics. *Drying Technology*.
- Ho Seok Kwak, e. a. (2015). A microscale approach for simple and rapid monitoring of cell growth and lipid accumulation in *Neochloris oleoabundans*. *National Library of Medicine*. doi:10.1007/s00449-015-1444-1
- Joachim Herz Stiftung. (2024). *LEIFphysik*. Abgerufen am 19. 02 2024 von <https://www.leifiphysik.de/waermelehre/waermekraftmaschinen/ausblick/heizwert>
- Joel C., e. a. (1982). The effect of pH in intensive microalgal cultures. I. Biomass regulation. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 1-13.
- Kajla, S. K. (2022). Microbial CO₂ fixation and biotechnology in reducing industrial CO₂ emissions. *Springer*. doi:<https://doi.org/10.1007/s00203-021-02677-w>
- Khan, S. (2020). Biotechnological perspectives on algae: a viable option for next generation biofuels. *ScienceDirect*. doi:<https://doi.org/10.1016/j.copbio.2019.09.020>
- khanacademy*. (2024). Abgerufen am 31. 01 2024 von <https://de.khanacademy.org/science/biology/photosynthesis-in-plants/the-light-dependent-reactions-of-photosynthesis/a/light-and-photosynthetic-pigments>
- Komorniczak, M. (20. 09 2011). Bacterial growth curve. Abgerufen am 18. 03 2024 von https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Bacterial_growth_curve_de.svg
- Kopton, J. (08. 12 2023). *Progressive-Agrarwende*. Abgerufen am 08. 12 2023 von <https://progressive-agrarwende.org/superfood-von-der-fensterbank/>
- Kremer, B. P. (2010). *Basiswissen Physik, Chemie und Biochemie*. Springer.
- Liebig, C. (2017). *Untersuchung des Einflusses des pH-Wertes auf die Grünalge Chlorella vulgaris im Algenschnelltest*. HAW Hamburg, Hamburg.
- Linden Harris, e. a. (2013). Potential impact of biofouling on the photobioreactors of the Offshore Membrane Enclosures for Growing Algae (OMEGA) system. *Bioresource Technology*, 420-428.
- Linder, T. (10. 11 2023). *Mikrobiologisches Praktikum Zellzahlbestimmung*. Abgerufen am 01. 01 2024 von http://66.84.30.30/public/biology/microbiology/microbiology_module/protocols/protokoll_e.html
- Loomba, V. (21. 11 2018). *Modelling and Optimization of Algal Cultivation in Lab*.

- Martin Kaltschmitt, H. H. (2016). *Energie aus Biomasse*. Berlin Heidelberg: Springer Vieweg.
- Mathias Ahii Chia, e. a. (2013). Calorific values of *Chlorella vulgaris* (Trebouxiophyceae) as a function of different phosphorus concentrations. *Phycological Research*, Issue 4. doi: <https://doi.org/10.1111/pre.12026>
- Melinda J., e. a. (2011). Interference by pigment in the estimation of microalgal biomass concentration by optical density. *Journal of Microbiological Methods*, 119-123. doi:<https://doi.org/10.1016/j.mimet.2011.02.005>
- Metzen, H. (24. 06 2022). *Uni-Bielefeld*. Abgerufen am 18. 02 2024 von <https://aktuell.uni-bielefeld.de/2022/06/24/wie-algen-aus-abwaessern-zu-duenger-werden/>
- Navid R. Moheimani, D. P. (2015). *Biomass and Biofuels from Microalgae. Advances in Engineering and Biology*. Springer.
- P.C.S. Kirnev, e. a. (2020). Technological mapping and trends in photobioreactors for the production of microalgae. *Springer Link*. doi:<https://doi.org/10.1007/s11274-020-02819-0>
- Puiz, O. (2009). *Mikroalgen als Energieträger der Zukunft*. Berlin: Springer.
- Rajdeep Shakya, e. a. (2017). Influence of biochemical composition during hydrothermal liquefaction of algae on product yields and fuel properties. *Bioresource Technology*, 1112-1120. doi:<https://doi.org/10.1016/j.biortech.2017.07.046>
- Rajesh K. Srivastava, e. a. (2020). Biofuels, biodiesel and biohydrogen production using bioprocesses. A review. *Springer*. doi:<https://doi.org/10.1007/s10311-020-00999-7>
- rohkost-spirulina-aus-deutschland*. (2022). Abgerufen am 8. 12 2023 von Algenland: <https://www.algenland.de/rohkost-spirulina-aus-deutschland>
- Sachin Kumar Madotra, A. K. (2021). *Algae Multifarious Applications for a Sustainable World*. Singapore: Springer.
- Studocu*. (23. 11 2022). Abgerufen am 03. 01 2024 von <https://www.studocu.com/de/document/rheinische-friedrich-wilhelms-universitat-bonn/mikrobiologie/protokoll-e-zellzahlbestimmung/57638493>
- StudySmarter GmbH. (2024). *StudySmarter*. Abgerufen am 11. 04 2024 von <https://www.studysmarter.de>
- subitec*. (2024). Abgerufen am 18. 02 2024 von <https://subitec.com/technologie/photobioreaktoren/>
- T. Scheper, M. J. (2006). *Sterile Filtration*. Berlin Heidelberg: Springer.
- T.-S. Sim, e. a. (1988). Comparison of centrifugation, dissolved air flotation and drum filtration techniques for harvesting sewage-grown algae. *ELSEVIER*. doi:[https://doi.org/10.1016/0144-4565\(88\)90015-7](https://doi.org/10.1016/0144-4565(88)90015-7)
- The Engineering ToolBox*. (2024). Abgerufen am 06. 03 2024 von https://www.engineeringtoolbox.com/fuels-higher-calorific-values-d_169.html
- Thi Dong Phuong Nguyen, e. a. (2014). Harvesting *Chlorella vulgaris* by natural increase in pH: effect of medium composition. *Environmental Technology*, 1378-1388.
- Universität Ulm. (2024). *nugi*. Abgerufen am 26. 02 2024 von <https://www.nugi-zentrum.de/misc/nugi/experimente/grundlagen/optische-dichte/allgemeines/>

- V. Hariram, e. a. (2022). *Scenedesmus obliquus* and *Chlorella vulgaris* – A Prospective Algal Fuel Source. *Nature Environment and Pollution Technology*, 2129-2139.
- Virthie Vhola, e. a. (2011). Effects of parameters affecting biomass yield and thermal behaviour of *Chlorella vulgaris*. *Journal of Bioscience and Bioengineering*, 377-382.
doi:<https://doi.org/10.1016/j.jbiosc.2010.11.006>
- Walter Mulbry, e. a. (2008). Treatment of dairy manure effluent using freshwater algae: Algal productivity and recovery of manure nutrients using pilot-scale algal turf scrubbers. *ELSEVIER*, 8137-8142. doi:<https://doi.org/10.1016/j.biortech.2008.03.073>
- Xiaochen Ma, e. a. (2014). Effects of Temperature and Substrate Concentration on Lipid Production by *Chlorella vulgaris* from Enzymatic Hydrolysates of Lipid-Extracted Microalgal Biomass Residues (LMBRs). *Springer Link*. doi:<https://doi.org/10.1007/s12010-014-1134-5>
- Xinyu Gan, e. a. (2016). Simultaneous biological desalination and lipid production by *Scenedesmus obliquus* cultured with brackish water. *ScienceDirect*.
doi:<https://doi.org/10.1016/j.desal.2016.09.012>
- xylemanalytics*. (06 2015). Abgerufen am 03. 01 2024 von
https://www.xylemanalytics.com/de/file%20library/resource%20library/wtw/09%20application%20papers/photometrie-kompodium_grundlagen_de-sg-teil1.pdf
- Yinghui Mo, e. a. (2010). Chemical cleaning of nanofiltration membrane filtrating the effluent from a membrane bioreactor. *Separation and Purification Technology*, 407-414.
- Yujie Feng, e. a. (2011). Lipid production of *Chlorella vulgaris* cultured in artificial wastewater medium. *Bioresource Technology*, 101-105.
doi:<https://doi.org/10.1016/j.biortech.2010.06.016>

Eidesstattliche Erklärung und Veröffentlichungserklärung Student oder Studentin

Analyse von Algenwachstum und Energiebilanzen für einen Photobioreaktor bei unterschiedlichen Randbedingungen

Eidesstattliche Erklärung Student oder Studentin

verfasst von: Herr **Dobrowolski** Mateusz

Ich versichere hiermit, dass ich die vorliegende Bachelorarbeit mit dem o.a. formulierten Thema ohne fremde Hilfe selbständig verfasst und nur die angegebenen Quellen und Hilfsmittel verwendet habe.

Wörtlich oder dem Sinn nach aus anderen Werken entnommene Sätze sind als solche den Quellen kenntlich gemacht.

Datum:

Unterschrift

Mateusz Dobrowolski

Erklärung zur Veröffentlichung des Studenten oder der Studentin

Ich bin mit der Online-Veröffentlichung der oben genannten Abschlussarbeit auf dem Dokumentenserver der HAW Hamburg **nicht einverstanden**.

Mit meiner Unterschrift bestätige ich obige Angaben und dass ich die Rechtliche Grundlagen zur Veröffentlichung von Abschlussarbeiten der HAW Hamburg zur Kenntnis genommen habe und akzeptiere. Zu finden im Downloadbereich Fakultätsservicebüro Life Sciences, dort unter den Downloads des Studiengangs.

Datum:

Unterschrift

Mateusz Dobrowolski

Bei der Abgabe der Bachelorarbeit abzugeben

Dobrowolski, Mateusz

240 05 03

Prüfakte_Abschlussarbeit_alle Studiengänge_S.

Biotechnologie Bachelor 20152 vers. 06.2