

## **Optimierung der Wasserstoffproduktion durch differenzierte Algenkultivierung**

Teilnehmerin/Teilnehmer: Philipp Schöneberg (17) Marta Magin (16)  
Caja Bösch (16)

Erarbeitungsort: Gymnasium Athenaeum Stade

Projektbetreuerin/Projektbetreuer: Dr. Helmut Schneider

Thema des Projekts:

In unserem Projekt geht es um die Erforschung der Algenkultivierung und die Optimierung der Wasserstoffproduktion durch die Veränderung verschiedenster Einflüsse während des Algenwachstums. Wir arbeiten steril mit professionellen Geräten, um beispielsweise die Lichtintensität und Temperatur bei der Kultivierung konstant zu kontrollieren und zu beobachten. Außerdem nutzen wir Sensoren, um die Algenkonzentration zu überwachen. Wir erhoffen uns, durch unsere Forschungen neue Kenntnisse im Bereich der Algenkultivierung zu gewinnen und diese nutzbar für verschiedene Probleme unserer heutigen Gesellschaft machen zu können.

Fachgebiet: Biologie

Wettbewerbssparte: Jugend forscht

Bundesland: Niedersachsen

Wettbewerbsjahr: 2022

## Inhaltsverzeichnis

1. Kurzfassung	1
2. Inhaltsverzeichnis	2
3. Einleitung	2
4. Vorgehensweise, Materialien und Methode	2
5. Ergebnisse	8
6. Ergebnisdiskussion	13
7. Zusammenfassung	14
8. Quellen- und Literaturverzeichnis	14
9. Unterstützungsleistungen	15

## 3. Einleitung

Unser Projekt handelt davon, Algen auf verschiedene Arten zu kultivieren und die Auswirkungen verschiedener äußerer Einflüsse während der Kultivierung herauszuarbeiten und zu analysieren. Dabei wollen wir in Zukunft besonders den Aspekt der Wasserstoffgewinnung betrachten. Außerdem wollen wir überprüfen, wie die Resultate nutzbar gemacht, eine Hilfe sein und angewendet werden können.

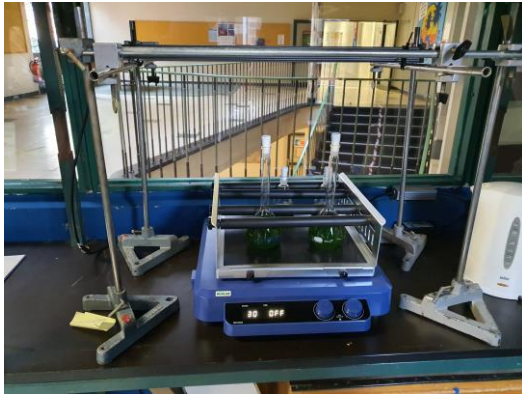
Diese Idee kam uns bei Betrachtung der aktuellen Lage unserer Gesellschaft. Hierbei ist uns der Umstieg von fossilen zu umweltfreundlichen Energieträgern besonders aufgefallen. Als wir uns diesen Umstieg genauer anschauten, fiel auf, dass Strom zwar eine vielversprechende Alternative, aber bei großen Maschinen und Fahrzeugen mit unserer aktuellen Technik noch nicht realisierbar ist. Somit haben wir darüber nachgedacht, welche anderen Möglichkeiten noch existieren und kamen zu dem Schluss, dass Wasserstoff wohl die Beste sei. So kamen wir dann auf die Wasserstoffproduktion und die verschiedenen Prozesse, in welchen dieser produziert wird. Einer davon, war der durch Algen. Hierbei wird den Algen das Sulfat aus ihrem Nährmedium entzogen, um die Sauerstofferzeugung zu vermindern und die Wasserstoffproduktion anzuregen (Melis *et al.* 2000; Ghirardi *et al.* 2000). Dieser Prozess wirkte auf uns wie eine äußerst zukunftsorientierte Lösung für eine grüne Wasserstoffproduktion und wir entwickelten die Idee diesen Prozess zu optimieren. Das soll dazu führen, die Wasserstoffproduktion ökonomischer und zu gleich ökologischer zu machen. Dann hätten wir eine wirkliche Konkurrenz zu fossilen Brennstoffen. Während der Bearbeitung unseres Projektes zeigte sich jedoch, dass unser Projekt mehr Potenzial enthält als wir zu Beginn dachten und dass es eine Verschwendung darstellen würde, dieses nicht komplett auszuschöpfen. Diese volle Verwertung wollen wir erreichen, indem wir uns nicht nur auf die Auswirkung der Veränderung äußerer Einflüsse in Bezug auf Wasserstoff konzentrieren, sondern die kultivierten Algen auf möglichst viele Veränderungen untersuchen.

## 4. Vorgehensweise, Materialien und Methoden

### Vorgehensweise und Materialien:

Da wir neu in diesem Fachgebiet waren und keinerlei Vorkenntnisse hatten, war es nötig, uns zu Beginn das nötige Grundwissen anzueignen und uns über mögliche Geräte und Organismen sowie über eine mögliche Vorgehensweise zu informieren. Dazu nahmen wir zum Institut für Umwelttechnik und Energiewirtschaft der technischen Universität Hamburg Kontakt auf und vereinbarten einen Termin, wo wir die Möglichkeit erhielten, mit Experten auf diesem Fachgebiet zu sprechen und Fragen zu stellen. Des Weiteren durften wir das Labor des Instituts besuchen und uns verschiedene Prozesse anschauen. Nach dem Besuch überlegten wir uns mit den neuen Informationen, welche Algenart und welche Maschinen wir für unser Projekt nutzen wollen. Schlussendlich entschieden wir uns für die Algenart *Chlamydomonas Reinhardtii*, da diese bereits sehr gut erforscht ist und viele Informationen vorliegen. Die Alge besteht zu nahezu zwei Dritteln aus Chloroplasten, was sie zur Photosynthese befähigt. Des Weiteren ist es ihr möglich, bei Abwesenheit von Licht auf andere Kohlenstoffquellen zurückzugreifen und weiter zu wachsen. Auch besitzt *Chlamydomonas Reinhardtii* zwei Zuggeißeln sowie einen Augenfleck, um auf Licht zu reagieren (Dr. Beatrix Vater-Dobberstein, Dr. Hans-Georg Hilfrich, 1982; Harris, 2009). Aufgrund dieser vielfältigen Aspekte gilt sie als Modellorganismus, was sicher einen Vorteil für unser erstes Projekt auf diesem Gebiet darstellt. Als Medium wählten wir das TAP-Nährmedium der Firma „Gibco“. Diese Lösung ist auf die spezielle Verwendung mit der Algenart *Chlamydomonas Reinhardtii* ausgelegt. Außerdem entschieden wir uns zur Kultivierung der Algen für den Kauf eines Laborschüttlers, einer Wachstumslampe, eines Multikultivators, eines dazugehörigen Kühlers sowie eines Mikroskops, da diese Geräte unserer Ansicht nach den größten Nutzen hatten. Dieser besteht darin, dass sie besonders präzise sind und Messungen in den Bereichen erlauben, die für unsere Untersuchungen von Relevanz sind.

Als Schüttelgerät wählten wir das „WINLAB Universal – Schüttelgerät“ der Firma „WINLAB“. Dieser dient zusammen mit der darauf angebrachten Wachstumslampe der Algenkultivierung in den ersten zwei von vier Wachstumsphasen, der Lag-Phase und der Log-Phase. Die Lag-Phase beschreibt hierbei den Zeitraum, in welchem sich die Algen an das neue Nährmedium anpassen, indem sie passende Enzyme für die Nährstoffe in ihrer Umgebung ausbilden. In unserem Fall findet diese Phase aufgrund der Überführung der Algen in das neue TAP-Medium statt. Die zweite Phase, die Log-Phase beschreibt dann die Zeit des exponentiellen Wachstums der Kultur, in welcher diese ihren größten Zuwachs hat. Anschließend folgen noch die Stationäre- sowie Sterbephase, in welchen das Wachstum abnimmt, stagniert und schlussendlich negativ wird (Hans G. Schlegel, Karin Schmidt, 1981). Um die Kultivierung in den ersten zwei Phasen zu gewährleisten, bewegt der Laborschüttler die Abstellfläche kreisförmig mit einer konstanten, festlegbaren Geschwindigkeit. Dadurch werden die Algen in den darauf angebrachten Behältern dauerhaft in Bewegung gehalten (Abb. 1). Außerdem bestrahlt die darüber angebaute Wachstumslampe in einem, durch eine Zeitschaltuhr festgelegten Tag-Nacht-Zyklus (Intervalle: 8 Stunden Licht am Stück) die Algen, um die Kultivierung zusätzlich zu fördern (Abb. 2).



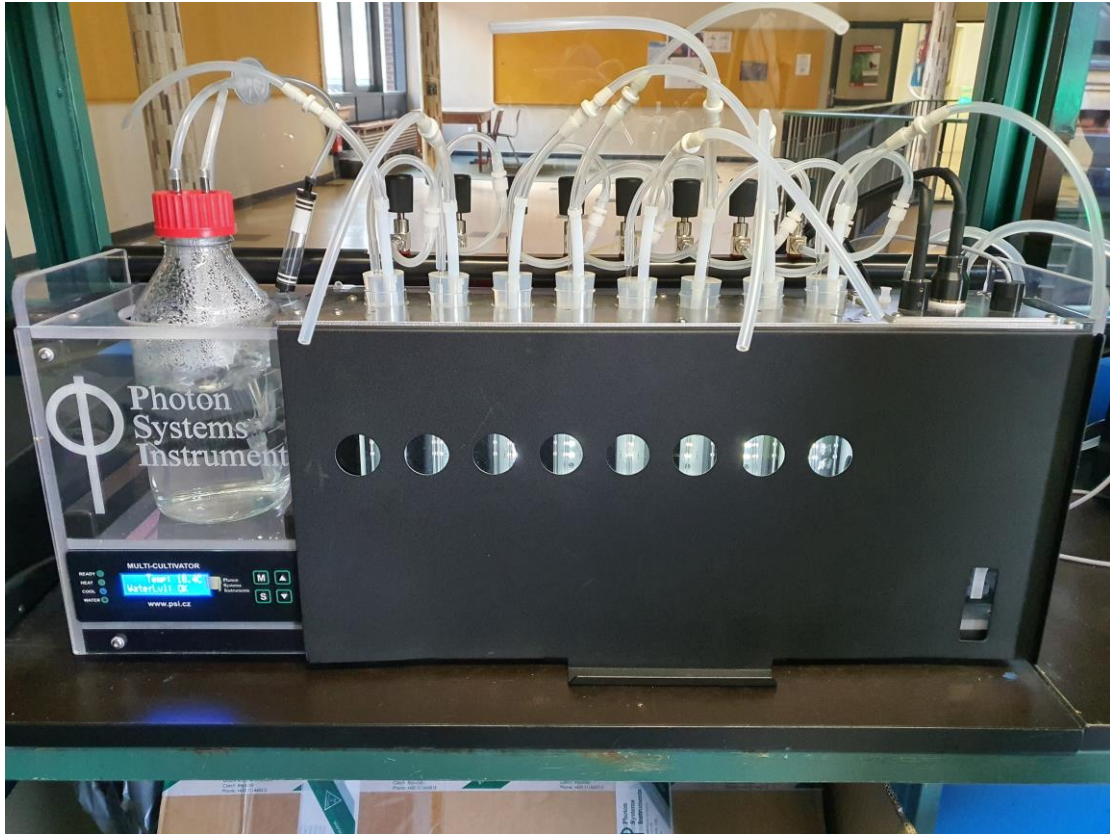
**Abb. 1:** Schüttelgerät samt inaktiver Wachstumslampe



**Abb. 2:** Schüttelgerät samt aktiver Wachstumslampe

Der Multikultivator (Abb. 3) dient daraufhin dem kontrollierten Kultivieren der Algen in der 2. Wachstumsphase. Wir nutzen den „Multi-Cultivator MC 1000-OD“ der Firma „PHOTO SYSTEMS INSTRUMENTS“ in der Standardausführung. Er kann per Hand moduliert oder am Computer gesteuert werden. Da wir möglichst präzise Ergebnisse mit wenig Fehlerquellen erzielen wollen, entschieden wir uns für die digitale Variante. Beim Anschließen des Gerätes kam es allerdings zu dem Problem, dass der Multikultivator vom System nicht erkannt und somit nicht verwendet werden konnte. Nach eingehender Untersuchung des Problems und dem Überprüfen vieler möglichen Fehlerquellen, entdeckten wir den Fehler, welcher durch einen defekten USB-Port verursacht wurde. Um den nun erkannten Multikultivator über den Computer zu steuern, wurde ein Programm mitgeliefert, in welches wir uns daraufhin einarbeiteten. Der Multikultivator besitzt acht weitgehend unabhängige Plätze für Reagenzgläser, welche sich, als einzige Gemeinsamkeit, im selben Wasser befinden, was eine gemeinsame Temperatur zur Folge hat. Diese Temperatur kann mit Hilfe des Kühlers konstant gehalten werden. Weitere auf die Algen wirkende Einflüsse, wie die Lichtintensität können separat kontrolliert werden. Da an diesem Gerät sehr hohe Lichtintensitäten einstellbar sind, war es nötig, Schutzmaßnahmen zu ergreifen, welche wir mit dem extra angebauten Sichtschutz „Protective Front Cover“ derselben Firma (Abb. 3) sowie neuen Schutzbrillen erreichten. Des Weiteren bietet der Multikultivator die Möglichkeit, Messungen, wie die der Algenkonzentration mit Hilfe eines OD Messers für jeden Slot einzeln vorzunehmen. Diese Messgeräte bieten die Möglichkeit die optische Dichte zwei verschiedenen Wellenlängen zu messen. So können die Messungen im Bereich von Wellenlängen der Größe 680 nm oder in einem Bereich von 720 nm stattfinden. Da unsere Algen grün sind und somit besser auf Wellenlängen von 720 nm reagieren, beziehen sich alle nachfolgenden OD Messungen auf diese Wellenlänge und werden nicht weiter unterschieden.





**Abb. 3:** Multikultivator mit Sichtschutz in schwarz sowie manueller Eingabe am Display links unten am Gerät.

Der von uns zusätzlich genutzte Kühler „AC-710 Cooling Unit Hailea Modelic 130 A“ ebenfalls der Firma „PHOTO SYSTEMS INSTRUMENTS“ (Abb. 4) ist verbunden mit dem Multikultivator und somit auch ansteuerbar über das Computerprogramm. Er sorgt für die Kühlung des Wassers, in welchem sich die Reagenzgläser mit den Proben befinden und somit für die Einhaltung der eingestellten Temperatur.



**Abb. 4:** Kühler

Das Mikroskop (Abb. 5) bietet ähnlich zum Multikultivator die Möglichkeit per Computerprogramm gesteuert zu werden. So ist es möglich, Fotografien und Videos über den Computer aufzunehmen und das aktuelle Geschehen zu betrachten. Es hat den Nutzen, die Algen am Ende des Prozesses zu untersuchen und eventuelle Veränderungen festzustellen. Außerdem wird es zur Überprüfung der Algen genutzt. So kann es bei zu langer Kultivierung der Algen, mit beispielsweise dem Laborschüttler, zum Absterben der Algen in der 3. und 4. Wachstumsphase kommen, was wir durch eine Untersuchung mit dem Mikroskop überprüfen können.



**Abb. 5:** Mikroskop

Da unsere Ergebnisse möglichst präzise sein sollen und wir Unreinheiten weitgehend ausschließen wollen, ist es unser Anspruch ein hohes Sterilitätslevel einzuhalten. Hierzu nutzen wir einen schulischen Ofen aus dem Chemietrakt, welcher dem Sterilisieren der Arbeitsmaterialien dient. Des Weiteren tragen wir Laborkittel und Handschuhe.

Weitere Arbeitsmaterialien, die wir für unsere Experimente nutzen sind LLG-Zellstoff-Steristopfen der Firma „LLG-Labware“ sowie handelsübliche Reagenzgläser, Erlenmeyerkolben, Pipetten und Trichter.

### Testexperiment:

Als wir alle Geräte angeschlossen hatten, begannen wir ein Testexperiment, welches dem Aneignen der Software des Multikultivators und dem testweisen Ansteuern verschiedener Module diente. So testeten wir die Steuerung der Temperatur und Lichtintensität.

### Experiment 1:

Nachdem wir uns nun mit dem Testexperiment das nötige Grundwissen zur Bedienung der Geräte angeeignet hatten, überlegten wir, was wir als unser erstes Experiment wählen sollten. Bei unseren Überlegungen kam uns der Gedanke, dass wir zukünftig unsere Messungen und Ergebnisse mit einem Referenzexperiment vergleichen müssten, um eine Veränderung erkennen zu können. Daher starteten wir unser erstes Experiment als ein solches mit dem Ziel, die Kultivierung der Algen bei aus unserer Sicht gewöhnlichen Wachstumsbedingungen zu testen. Wir kultivierten die Algen zuerst als Lösung im TAP-Medium im Laborschüttler bei einer Geschwindigkeit von 20 Umdrehungen pro Minute. Dieser Prozess dauerte bis sich genügend Algen gebildet hatten, um acht Proben für den Multikultivator vorbereiten zu können. Als dies der Fall war

füllten wir jeweils ungefähr gleich viel Lösung mit Pipetten in die acht Reagenzgläser des Multikultivators. Als möglichst gewöhnliche Werte legten wir für die Temperatur  $17^{\circ}\text{C}$  und für die Lichtintensität bei allen Reagenzgläsern  $5\text{ }\mu\text{mol m}^{-2}\text{ s}^{-1}$  fest. Des Weiteren entschieden wir uns, die Luftpumpe während der gesamten Experimentdauer eingeschaltet zu lassen und aktivierten die OD Messungen, welche wir auf ein fünfminütiges Intervall setzten. Für die Experimentdauer legten wir eine Woche fest und starteten daraufhin den Versuch.

Während des Experiments sank das Wasserlevel des Wärmebades unter einen kritischen Wert (Markierung 1 in Abb. 7), weshalb die Kontrolle der Wachstumsbedingungen, bis wir das Problem bemerkten und das Wasser nachfüllten (Markierung 2 in Abb. 7), aussetzte. Dieser Zwischenfall dauerte exakt 7 Stunden und 15 Minuten.

## Experiment 2:

Aufgrund der Ergebnisse unseres letzten Experiments entschieden wir uns, ein weiteres Experiment als neuen Referenzversuch aufzusetzen. Das neue Experiment sollte jedoch ohne Unterbrechungen und mit anderen Wachstumsbedingungen ablaufen, um diesmal ein besseres Algenwachstum zu erzielen und eine bessere Referenz zu bilden. Wir begannen wieder damit, genügend Algen im Schüttelgerät bei derselben Geschwindigkeit zu kultivieren und füllten diese danach wieder in die acht Slots des Multikultivators. Bei diesem Experiment entschieden wir uns dazu in jedes Reagenzglas genau eine halbe Pipette Algenlösung aus der Kultivierung mit dem Laborschüttler zu geben. Das sollte dazu dienen, dass die Proben zu Beginn eine ähnlichere Algenkonzentration besitzen. Anschließend richteten wir das Experiment über die Software des Multikultivators ein. Um passendere Werte für die Wachstumsbedingungen zu wählen und ein vielfaches Ausprobieren zu vermeiden, entschieden wir uns dazu uns vorher beim Hersteller des Multikultivators nach angemessenen Werten zu erkundigen. Diese empfahlen uns dann eine Temperatur von  $25^{\circ}\text{C}$  und eine Lichtintensität von  $200\text{ }\mu\text{mol m}^{-2}\text{ s}^{-1}$ . Nachdem wir diese Parameter übernommen hatten, aktivierten wir wieder die Luftpumpe sowie die Messungen der optischen Dichte bei gleichen Intervallen und gleicher Versuchsdauer.

Bei der Durchführung dieses Experiments achteten wir explizit auf die Höhe des Wasserpegels, um ein Unterschreiten des kritischen Wasserspiegels wie beim letzten Experiment zu vermeiden. Hierzu bestimmten wir einen aus unserer Gruppe, der das Wasser an einem festgelegten Tag nachfüllte. Allerdings kam es während des Experiments an den Markierungen eins bis vier trotzdem zu zwei kurzen Aussetzern des Systems, welche durch das Entbinden des Multikultivators vom Computersystem zustande kamen. Das erste Verbindungsproblem (Markierung 1 bis 2 in Abb. 8) dauerte genau 18 Sekunden, während der zweite Zwischenfall (Markierung 3 bis 4) 6 Sekunden anhielt.

## Experiment 3:

Aufgrund der, nach den letzten Ergebnissen, entstandenen Idee eines Referenzexperiments, welches auf OD Werten basiert, zu machen, starteten wir nach demselben Ablauf wie zuvor ein weiteres Experiment. Jedoch füllten wir nach der Kultivierung durch das Schüttelgerät mit 20 Umdrehungen in der Minute eine Algenkonzentration von einem Zehntel einer Algenlösung mit einer optischen Dichte von 1 in die acht Proben des Multikultivators. Wir richteten dieselben Einstellungen für die Parameter sowie Messungen wie zuvor ein und starteten das Experiment über die gleiche Zeitspanne.

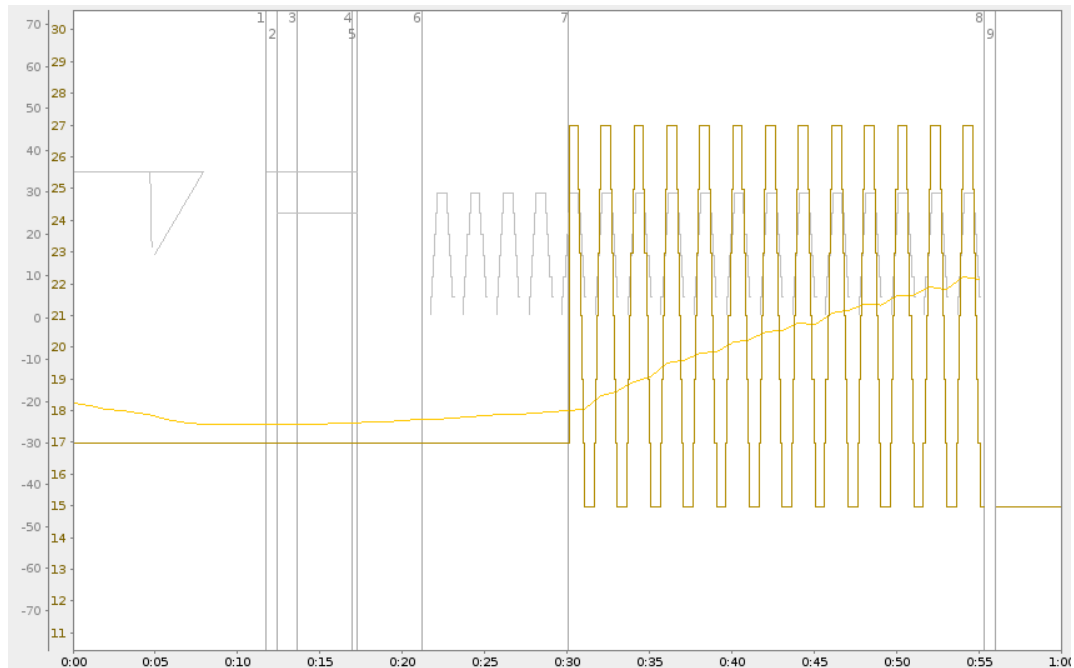
Wie im ersten Experiment sank der Wasserpegel auch in diesem Versuch unter einen kritischen Punkt (Markierung 1 in Abb. 9) und das System stoppte die Kontrolle und

Anpassung der Parameter. Nach dem Auffüllen des Wasserspiegels (Markierung 4 in Abb. 9) lief das Experiment jedoch wie geplant weiter. Dieser Zwischenfall hielt 11 Stunden und 23 Minuten an. Währenddessen fand auch eine Trennung des Multikultivators vom System statt (Markierung 2 bis 3 in Abb. 9), welche 1 Stunde, 55 Minuten und 47 Sekunden anhielt.



## 5. Ergebnisse

### Ergebnisse Testexperiment:

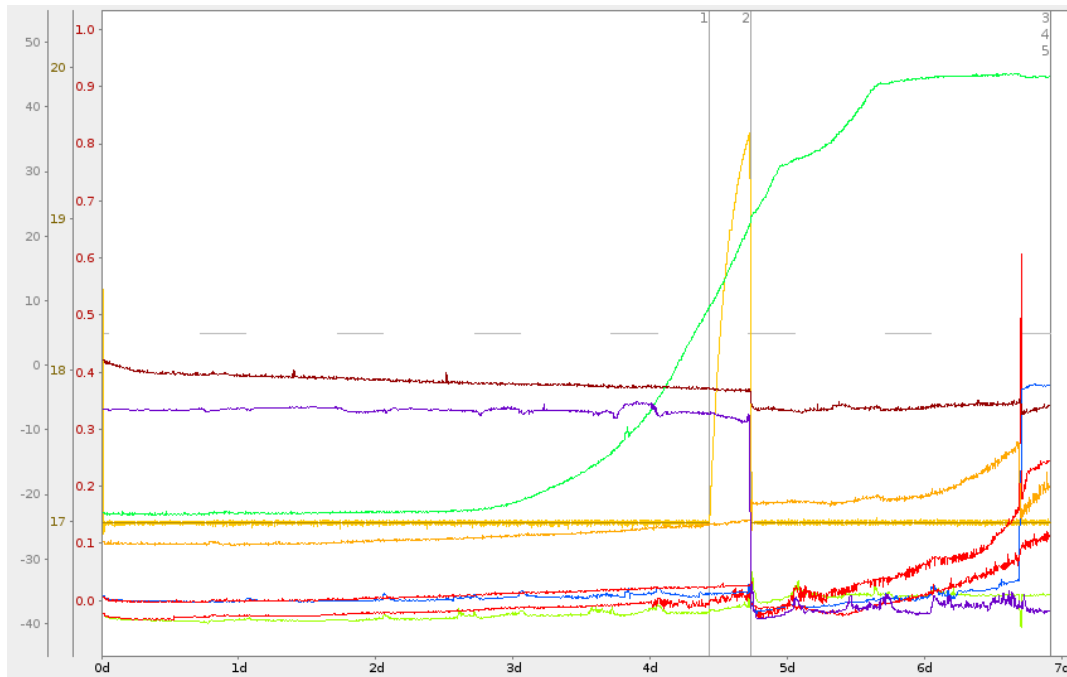


**Abb. 6:** Ausschnitt aus dem automatisch vom Programm des Multikultivators erzeugten Diagramm zum Testexperiment

Die X- Achse zeigt die Zeit in Stunden, während die Y-Achse die Stärke der verschiedenen Parameter darstellt. So geben die hellgrauen Werte die Lichtintensität in  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  und die Gelben die Temperatur in Grad Celsius an. Die Graphen stellen dann jeweils die zeitliche Entwicklung der einzelnen Werte dar. So stellt der Hellgraue die der Lichtintensität, der Dunkelgelbe die der eingestellten Temperatur und der Hellgelbe die der tatsächlichen Temperatur dar. Markierungen, welche durch vertikale Striche mit Nummer dargestellt werden, geben besondere Geschehnisse an.

Unser Testexperiment war erfolgreich. Zu Beginn testen wir die Steuerung einzelner Module und akute Veränderung der Parameter (linker Part der Graphen in Abb. 6). Im zweiten Schritt gelang es uns, die verschiedenen Parameter gleichzeitig bereits für die Zukunft festzulegen und somit einzelne Zyklen zu erzeugen (rechter Teil der Graphen in Abb. 6). Wir konnten uns also erfolgreich in das Programm zum Steuern des Multikultivators einarbeiten und uns die einzelnen Module zu nutzen machen.

## Ergebnisse Experiment 1:



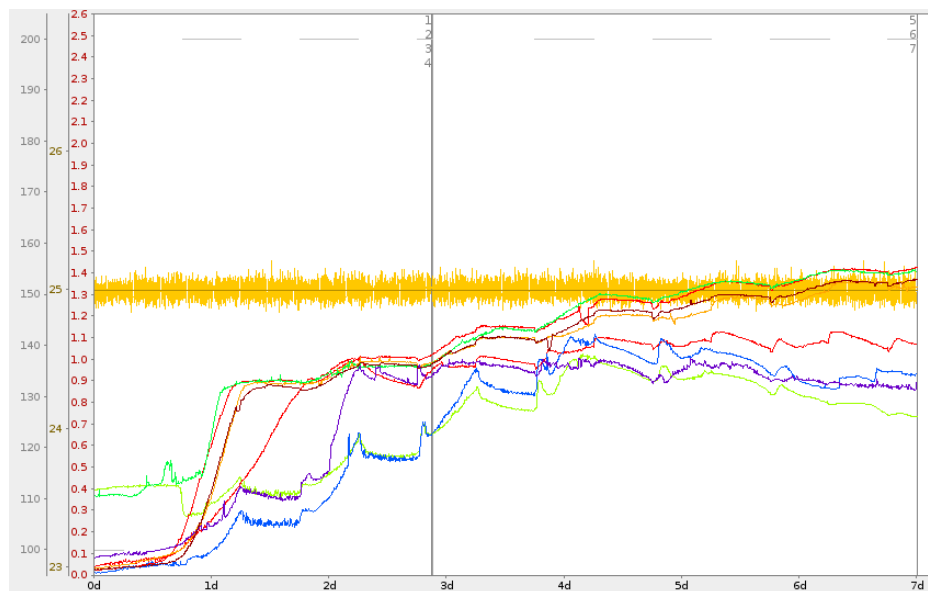
**Abb. 7:** Automatisch vom Programm des Multikultivators erzeugtes Diagramm zum ersten Experiment

Die X- Achse zeigt die Zeit in Tagen, während die Y-Achse die Stärke der verschiedenen Parameter darstellt. So geben die hellgrauen Werte die Lichtintensität in  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , die Gelben die Temperatur in Grad Celsius und die Roten die gemessene optische Dichte an. Die Graphen stellen dann jeweils die zeitliche Entwicklung der einzelnen Werte dar. So stellt der Hellgraue die der Lichtintensität, der Dunkelgelbe die der eingestellten Temperatur, der Hellgelbe die der tatsächlichen Temperatur und die Restlichen die der optischen Dichten der einzelnen Proben dar. Hierbei stellt der Violette die der ersten Probe, der Blaue die der zweiten Probe, der Grüne die der dritten Probe, der Lindgrüne die der vierten Probe, der Orange die der fünften Probe, der zu Beginn untere Hellrote die der sechsten Probe, der zu Beginn obere Hellrote die der siebten Probe, der Dunkelrote die der achten Probe dar. Markierungen, welche durch vertikale Striche mit Nummer dargestellt werden, geben besondere Geschehnisse an.

Im endgültigen Diagramm zu unserem ersten Experiment (Abb. 7) fällt auf, dass die Proben anders als geplant zu Beginn eine sehr unterschiedliche Algenkonzentration besaßen und sich sehr unterschiedlich entwickelten. So könnte man vermuten, dass der grüne Graph als einziges eine sehr gute und schnelle Entwicklung der Algen aufweist, da das Algenwachstum zu Beginn eher schwächer ist, im Verlauf exponentiell zunimmt und zum Ende hin wieder abflacht. Dieses Wachstum deutet auf eines in den Wachstumsphasen 1, 2 und 3 hin, wobei die zweite vollständig zu erkennen ist. Beim Betrachten der Probe stellten wir eine ungewöhnliche Trübung fest. Die Farbe war hell grün und man erkannte die von der Luftversorgung erzeugten Luftbläschen, die eine Art umgekehrten Nebel bildeten. Die grüne Kurve hat auch ein ständiges Wachstum, was zeigt, dass hier keine Ruhephase eingehalten wurde. Auffällig ist, dass dieses Exemplar das einzige ist, welches mit einer optischen Dichte von ca. 1,5 startete. Alle weiteren, welche einen niedrigeren Startwert gegen 0 besaßen zeigten bis zum letzten halben Tag kein großes Wachstum. Das könnte daran liegen, dass die Algenkonzentration zu Beginn zu gering war, um ein erkennbares Wachstum aufzuweisen. Eine

weitere mögliche Erklärung wäre, dass diese Proben sich noch in der ersten Wachstumsphase befanden und sich somit noch an das neue Medium gewöhnen mussten. Diese Möglichkeit schließen wir jedoch aus, da die Proben aus denselben Lösungen hervorgehen und sich somit zu Beginn alle in derselben Wachstumsphase befinden sollten. Eine weitere Auffälligkeit ist, dass auch die Proben mit einem vergleichsweise höheren OD Wert kein deutliches Wachstum hervorbrachten. Dies könnte daran liegen, dass die Algenkonzentration zu Beginn zu hoch war und die Proben direkt in die Wachstumsphasen 3 und ein wenig später, erkennbar am Fallen der Graphen, 4 übergingen. Ein weiterer wichtiger Aspekt in Bezug auf das Wachstum der Algen ist das Absinken des Wasserspiegels, was zum Steigen der Temperatur sowie dem Sinken der Algenkonzentration bei allen Proben bis auf der dritten führte. Im Allgemeinen ist also zu schlussfolgern, dass das Experiment aufgrund nur einer stichhaltigen Probe nicht als Referenzexperiment verwendet und somit erneut durchgeführt werden sollte. Dazu wäre es aufgrund des unterschiedlichen Wachstums wichtig, die Startkonzentration besser zu kontrollieren und die Parameter anzupassen.

## Ergebnisse Experiment 2:



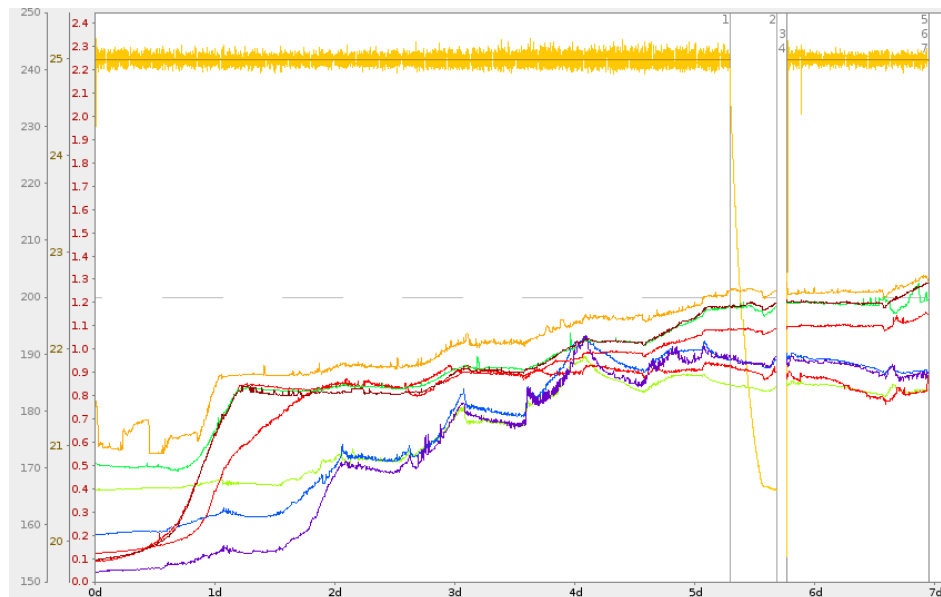
**Abb. 8:** Automatisch vom Programm des Multikultivators erzeugtes Diagramm zum zweiten Experiment

Die X- Achse zeigt die Zeit in Tagen, während die Y-Achse die Stärke der verschiedenen Parameter darstellt. So geben die hellgrauen Werte die Lichtintensität in  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , die Gelben die Temperatur in Grad Celsius und die Roten die gemessene optische Dichte an. Die Graphen stellen dann jeweils die zeitliche Entwicklung der einzelnen Werte dar. So stellt der Hellgraue die der Lichtintensität, der Dunkelgelbe die der eingestellten Temperatur, der Hellgelbe die der tatsächlichen Temperatur und die Restlichen die der optischen Dichten der einzelnen Proben dar. Hierbei stellt der Violette die der ersten Probe, der Blaue die der zweiten Probe, der Grüne die der dritten Probe, der Hellgrüne die der vierten Probe, der Orange die der fünften Probe, der zu Beginn untere Hellrote die der sechsten Probe, der zu Beginn obere Hellrote die der siebten Probe, der Dunkelrote die der achten Probe dar. Markierungen, welche durch vertikale Striche mit Nummer dargestellt werden, geben besondere Geschehnisse an.

Unser zweites Experiment zeigt am Ende im Diagramm deutlich bessere Ergebnisse als das vorherige. Während wir zum eine deutlich ähnlichere Startkonzentration an

Algen bei den meisten der Proben erreichen konnten, lässt sich zusätzlich ein wesentlich besseres Algenwachstum in sämtlichen Proben erkennen. Auch die zwei sehr kurzen Zwischenfälle weisen keine sichtbaren Veränderungen in der Kultivierung auf. Wir können an allen Proben ein zu Beginn stagnierendes, anschließend jedoch sehr rasantes und am Ende wieder abflachendes Wachstum feststellen, welches genau der Entwicklung der Probe 3 im letzten Experiment entspricht. So können wir auch hier die Wachstumsphasen 1, 2 und 3 erkennen, wobei die zweite komplett abgebildet ist. Aufgrund dieser Tatsache ist das Experiment als Referenzversuch nutzbar. Allerdings wollten wir ein weiteres Experiment als mögliches Referenzversuch starten, in welchem wir mit einer anderen spezifischeren Algenkonzentration in den Exemplaren starten. Diese sollte auf der optischen Dichte basierend gewählt und somit praktischer sein. Die Idee stammt aus einem Informationsgespräch mit Herr Arnold der Technische Universität München, Fakultät für Chemie und des Werner Siemens-Lehrstuhl für Synthetische Biotechnologie (WSSB). Des Weiteren wollen wir unserem Experiment einen Rahmen geben, welchen wir dadurch erreichen, dass wir unsere Ergebnisse auf eine OD Wert bis eins beschränken.

## Ergebnisse Experiment 3:



**Abb. 9:** Automatisch vom Programm des Multikultivators erzeugtes Diagramm zum dritten Experiment

Die X- Achse zeigt die Zeit in Tagen, während die Y-Achse die Stärke der verschiedenen Parameter darstellt. So geben die hellgrauen Werte die Lichtintensität in  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , die Gelben die Temperatur in Grad Celsius und die Roten die gemessene optische Dichte an. Die Graphen stellen dann jeweils die zeitliche Entwicklung der einzelnen Werte dar. So stellt der Hellgraue die der Lichtintensität, der Dunkelgelbe die der eingestellten Temperatur, der Hellgelbe die der tatsächlichen Temperatur und die Restlichen die der optischen Dichten der einzelnen Proben dar. Hierbei stellt der Violette die der ersten Probe, der Blaue die der zweiten Probe, der Grüne die der dritten Probe, der Lindgrüne die der vierten Probe, der Orange die der fünften Probe, der zu Beginn untere Hellrote die der sechsten Probe, der zu Beginn obere Hellrote die der siebten Probe, der Dunkelrote die der achten Probe dar. Markierungen, welche durch vertikale Striche mit Nummer dargestellt werden, geben besondere Geschehnisse an.

Nach Abschluss des dritten Experiments ist im Diagramm klar erkennbar, dass trotz der gleichen Verteilung einer Lösung mit einem OD Wert von 1 die dabei entstandenen Proben verschiedene optische Dichten besitzen. Dieser Fakt zeigt, dass die Algenkonzentration in verschiedenen Teilen der Lösung variiert. Trotz dessen wird auch hier deutlich, dass ähnlich wie beim vorherigen Experiment die ersten drei Wachstumsphasen von allen Proben durchlaufen werden und ein starkes Wachstum erkennbar wird. Somit bildet auch dieses Experiment ein gelungenes Referenzexperiment und kann als solches verwendet werden. Aufgrund der Tatsache, dass wir unsere Experimente auf einen Bereich bis zu einem OD Wert von maximal 1 fokussieren wollen, stellen die zwei Zwischenfälle (Markierungen 1 bis 4) auch kein größeres Problem dar. Das liegt daran, dass zu ihrem Eintreten bereits von allen Proben eine optische Dichte von annähernd 1 erreicht wurde.

## 6. Ergebnisdiskussion

Bei Betrachtung aller Ergebnisse ist aus unserer Sicht gut erkennbar, dass unser Projekt noch am Anfang seiner Laufbahn steht, noch viele Experimente folgen und Ideen einfließen werden. Jedoch haben wir es geschafft ohne Vorwissen unser eigenes System zu kreieren, in dem es uns möglich ist, Algen innerhalb der vier Wachstumsphasen zu beobachten und eine kontrollierte Kultivierung vorzunehmen. Des Weiteren zeigen unsere Referenzexperimente eine steigende Präzision. So machten wir zu Beginn noch einige Fehler, indem wir vergaßen auf den Wasserpegel zu achten oder den Startkonzentrationen zu wenig Aufmerksamkeit schenkten, während wir nun aufgrund gut abgestimmter Werte und Methoden ein wunderbares Algenwachstum beobachten können. Ein weiterer wichtiger Aspekt ist, dass wir durch unser steriles Arbeiten sowie unserer exakten Messgeräte Veränderungen im dreistelligen Nachkommabereich erkennen und analysieren können. Auch wenn wir also noch keine weiteren Experimente samt Untersuchung vorweisen können, sollte das Potenzial und unsere Ambitionen erkennbar sein. Als Nächstes planen wir eine Korrelation der optischen Dichten mit der daraus resultierenden Biomasse. Hierzu wollen wir verschiedene Algenkonzentration in Lösungen mithilfe des Multikultivators im dreistelligen Nachkommabereich messen und anschließend zentrifugieren. Danach lassen wir die Proben trocknen und messen mit Schulwagen die Biomasse im dreistelligen Nachkommabereich. Zum Schluss erstellen wir per Computerprogramm ein Diagramm, um zukünftig ausschließlich durch die OD Messwerte auf die Biomasse schließen und diese dann mit der Referenz vergleichen zu können. Des Weiteren planen wir weitere Experimente und eine Gewinnung von Wasserstoff, um die gewonnenen Mengen ebenfalls miteinander vergleichen zu können. In Zukunft könnten unsere Ergebnisse helfen, die ökonomische Algenkultivierung effizienter und profitabel zu machen. Auch der daraus gewonnene Treibstoff könnte so vom Preis sinken und eine Konkurrenz zu fossilen Brennstoffen darstellen. Im weiteren Sinne kann unser Projekt also in Zukunft helfen, beispielsweise den Luftverkehr umweltfreundlicher und die Welt gesünder zu machen.



## 7. Zusammenfassung

Zusammengefasst stehen wir noch am Anfang unserer Forschungen. Unser Ziel der Optimierung der Wasserstoffproduktion durch differenzierte Algenkultivierung ist noch nicht erreicht. Jedoch haben wir uns die Grundlagen angeeignet und ein funktionierendes System erarbeitet sowie erste Versuche durchgeführt. Dies bildet die Grundlage präzise Ergebnisse zu erreichen und besser voranzuschreiten. Das sich Proben durch die Veränderung der äußeren Einflüsse während der Kultivierung verändern, konnten jedoch nun auch wir durch unsere Versuche zeigen. Jetzt müssen wir weitere Experimente durchführen und die bestehenden erweitern sowie die entstehenden Veränderungen genau analysieren, um unserem Ziel näher zu kommen.

## 8. Quellen- und Literaturverzeichnis

Dr. Beatrix Vater-Dobberstein, Dr. Hans-Georg Hilfrich: „Versuche mit Einzellern“, Stuttgart 1982, S. 22-23

Ghirardi, M.L., Zhang, L., Lee, J.W., Flynn, T., Seibert, M., Greenbaum, E., Melis, A. (2000): Microalgae a Green Source of Renewable H<sub>2</sub>. Trends in Biotechnology, Vol. 18; pp. 506–511.

Harris, E.H. (2009): Volume 1: Introduction to Chlamydomonas and Its Laboratory Use in: The Chlamydomonas Sourcebook. Second Edition. Herausgegeben von Harris, E.H.. Academic Press, San Diego.

Melis, A., Zhang, L., Forestier, M., Ghirardi, M.L., Seibert, M. (2000): Sustained Photobiological Hydrogen Gas Production upon Reversible Inactivation of Oxygen Evolution in the Green Alga Chlamydomonas reinhardtii. Plant Physiology, Vol. 122; pp. 127–135.

Hans G.Schlegel, Karin Schmidt: „Allgemeine Mikrobiologie“, New York 1981, S. 186

## 9. Unterstützungsleistungen

*Das Unternehmen Dow hat uns die finanziellen Mittel zur Verfügung gestellt unsere Pläne zu verwirklichen und die dazu nötigen Maschinen und weiteren Materialien zu besorgen.*

*Das Institut für Umwelttechnik und Energiewirtschaft der technischen Universität Hamburg ermöglichte uns durch ein Treffen, wo wir Fragen stellen und ihr Labor besichtigen konnten, gut ins Thema einzusteigen.*

*Herr Arnold, Technische Universität München, Fakultät für Chemie, Werner Siemens-Lehrstuhl für Synthetische Biotechnologie (WSSB), brachte uns auf die Idee eines dritten Experiments mit einer Startkonzentration basierend auf der optischen Dichte sowie eine Korrelation zwischen der optischen Dichte und der entstandenen Biomasse durchzuführen.*