

Praktikumsbericht

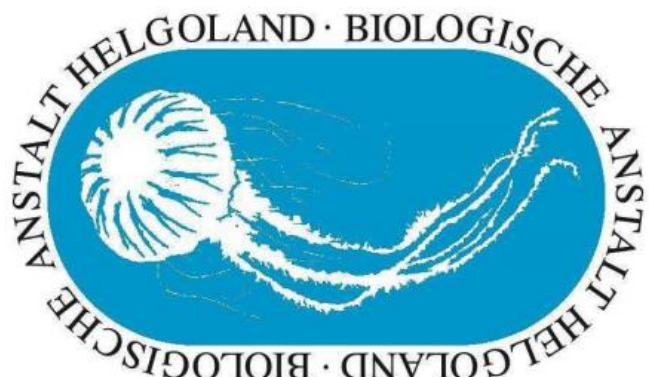
Praktikum
am Alfred-Wegener-Institut
in der Biologischen Anstalt Helgolands

vom 05. September bis 03. Oktober 2012

von Anja Rebelein

**Biologische Anstalt
Helgoland**

Kurpromenade 201
27498 Helgoland
Telefon: 0 47 25 / 819 0
Fax: 0 47 25 / 819 3283



Inhaltsverzeichnis

1	Einleitung	3
2	Projektinformationen	4
2.1	Grundlegendes zu Nahrungsnetzen	4
2.2	Unterschiedliche Typen von Sättigungskurven.....	5
3	Material und Methoden	6
3.1	Artenbeschreibung der verwendeten Arten.....	6
3.2	Methode zur Algenzählung	8
3.3	Herstellen von F/2 Medium.....	9
3.4	Kultivieren der <i>Mediopyxis helysia</i>	9
3.5	Versuchsaufbau.....	9
3.6	Berechnung der Fressrate	13
4	Versuchsergebnisse	14
5	Diskussion	18
6	Fazit und Rückblick	20
7	Literaturverzeichnis	23
8	Anhang.....	25

1 Einleitung

Mein Name ist Anja Rebelein und ich bin 17 Jahre alt. Ich habe im Juni 2012 mein Abitur am Labenwolf-Gymnasium Nürnberg in Bayern gemacht.

Da ich mich sehr für die Naturwissenschaften, vor allem für Biologie, interessiere und viele Erfahrungen mit wissenschaftlichen Methoden sammeln will, habe ich an der Internationalen Biologieolympiade 2012 teilgenommen. Dort habe ich es geschafft in die dritte Runde zu kommen. In dieser wurden verschiedene Praktikumsplätze vorgestellt, die vom Förderverein der Biologieolympiade vermittelt wurden. Ich habe mich für das Praktikum an der Biologischen Anstalt Helgolands (BAH) beworben, da mich die Meeresbiologie seit langem interessiert. Zusätzlich ist es eine gute Möglichkeit verschiedene wissenschaftliche Methoden und Geräte kennen zu lernen, mit denen in den Laboren gearbeitet wird, und auszuprobieren, ob ich zukünftig auf dem Gebiet arbeiten möchte. Als ich schließlich die Zusage bekam, habe ich mich sehr darüber gefreut.

Die Biologische Anstalt Helgolands ist Teil des Alfred-Wegener-Instituts (AWI) für Polar- und Meeresforschung. Auf Helgoland wird hauptsächlich an den Beziehungen in Nahrungsnetzen und Ökosystemen der Nordsee geforscht, vor allem auch in Bezug auf den Klimawandel mit seinen zukünftigen Veränderungen [1].

Die Arbeitsgruppe, der ich zugeteilt war, befasste sich mit Nahrungsnetzen und Diversität unter globalen und regionalen Veränderungen.

Frau Dr. Alexandra Kraberg und Herr Prof. Dr. Maarten Boersma teilten sich die Stelle als mein Betreuer. Da ich im Ökolabor im Haus A der BAH arbeitete, war Prof. Dr. Maarten Boersma mein erster Ansprechpartner.

Mit Hilfe der Langzeitdatenreihe, bei der der tägliche Bestand des Phytoplanktons und Zooplanktons rund um Helgoland kontrolliert wird, wird das Vorkommen der unterschiedlichen Arten und neue Arten aufgezeichnet.

Im März 2009 tauchte zum ersten Mal die Kieselalge *Mediopyxis helysia* auf, die erst kurze Zeit vorher als eigenständige Art beschrieben wurde. Diese Kieselalgenart verbreitete sich rasch und kam daher häufig vor Helgoland vor. Die größte Anzahl an *Mediopyxis* wurde 2010 zur Zeit der Algenblüte



Abb. 1: Biologische Anstalt Helgoland Haus A

im Frühling gemessen. Seit 2010 wurde die Algenart nur noch vereinzelt aufgefunden und nimmt keinen großen Teil des Phytoplanktons mehr ein.

Die starke Vermehrung und das schnelle Verschwinden innerhalb kurzer Zeit lassen die Fragen nach den Ursachen des Geschehens, ob die Alge natürliche Fressfeinde hat und ob so etwas in Zukunft wieder passieren kann, aufkommen.

In meinem eigenen Projekt befasste ich mich mit der Frage, wie gut die *M. helysia* gefressen werden. Da aus einigen Versuchen schon bekannt war, dass Copepoden (Ruderfußkrebse) der Art *Acartia tonsa* die *Mediopyxis helysia* fressen, sollte ich herausfinden, wie die Sättigungskurve des Fressverhaltens mit zunehmender Algenkonzentration verläuft.

Dazu wurde die gleiche Anzahl Copepoden jeweils bei unterschiedlichen Konzentrationen in Monokulturen *Mediopyxis helysia* gesetzt und nach einiger Zeit die Konzentration der Algen wieder bestimmt. Dadurch konnte eine Kurve erstellt werden, bei der das Fressverhalten gegenüber der Konzentration aufgetragen wird.

Das Praktikum bestand im Wesentlichen aus zwei Teilen: die ersten zweieinhalb Wochen habe ich Vorversuche zum Fressverhalten der Copepoden mit der Alge *Rhodomonas salina* gemacht, da das ihre Futteralge in den Aufzuchtbecken ist. Diese Vorversuche dienten dazu den Umgang mit den Copepoden und Gerätschaften zu lernen und den Versuchsaufbau zu optimieren für den endgültigen Versuch. Bei den Vorversuchen wurde ich von den Doktorandinnen Henriette Horn und Julia Lange unterstützt. Die Vorversuche werde ich im Folgenden aber nicht besprechen, sondern nur den endgültigen Versuch mit der neuen Kieselalge *Mediopyxis helysia*.

Die Sättigungskurve, die bei diesem Versuch herauskommt zeigt einen typischen Verlauf einer Sättigungskurve des Fressverhaltens von Copepoden, jedoch ist die aufgenommene Biomasse an *M. helysia* sehr viel geringer als sie es normalerweise bei *Rhodomonas* s. der Fall ist.

2 Projektinformationen

2.1 Grundlegendes zu Nahrungsnetzen

Das Algenfressverhalten von Copepoden gehört zur Untersuchung an Nahrungsnetzen und damit in den Bereich der Ökologie, der sich mit den Beziehungen von Lebewesen untereinander und mit ihrer Umwelt beschäftigt.

Grundsätzlich gibt es in Nahrungsnetzen verschiedene Ebenen, die aufgrund der Ernährung und Lebensweise der unterschiedlichen Lebewesen voneinander unterschieden werden.

Die unterste Ebene bilden die Produzenten, die sich selbst ernähren und nicht von anderen Lebewesen leben. Dies sind autotrophe (selbsternährende) Organismen, vor allem Pflanzen und auch Phytoplankton, also Algen.

Alle Organismen, die als Nahrung andere Organismen benötigen, sind Konsumenten. Die Copepoden sind als Teil des Zooplanktons Konsumenten, da sie sich vom Phytoplankton ernähren.

Bei den Konsumenten gibt es viele Ebenen, weil Konsumenten auch andere Konsumenten fressen. So dienen die Copepoden zum Beispiel als Nahrung für kleinere Krebse oder Fische. In Abbildung 2 ist eine vereinfachte Form eines Nahrungsnetzes eines Süßwassersees zu sehen.

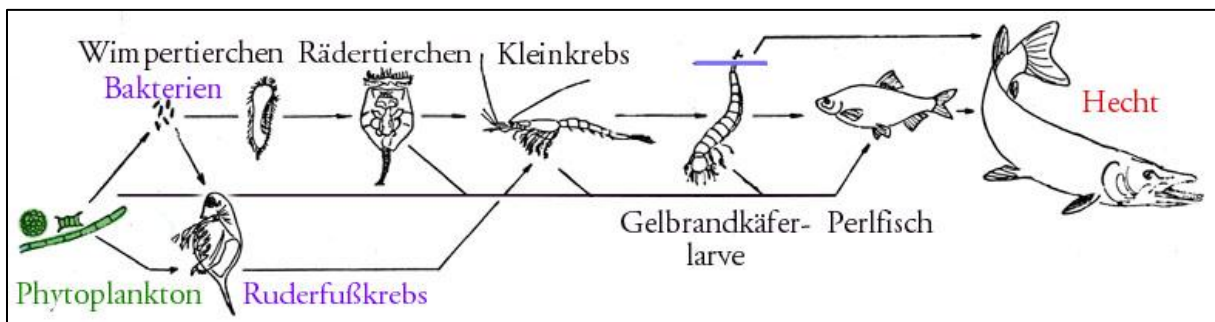


Abb. 2: Schematische Darstellung eines Nahrungsnetzes ohne Destruenten

Weiterhin gibt es noch eine Gruppe der Destruenten, die die tote Biomasse wieder in anorganische Bestandteile zerlegt. Diese hat in Bezug auf den Versuch mit Copepoden und der Kieselalge jedoch keine Bedeutung [2].

2.2 Unterschiedliche Typen von Sättigungskurven

Bei der Auswertung des Versuchs entsteht eine Sättigungskurve. Deshalb werden hier deren grundlegende Eigenschaften erklärt. Eine Sättigungskurve besteht im Wesentlichen aus einer ansteigenden Phase und einer Phase, bei der der Sättigungswert erreicht ist und die Kurve relativ konstant bleibt. In manchen Fällen kann es noch zu einer Anlaufphase oder einem Abfall der Kurve nach dem Sättigungswert kommen, wenn eine Übersättigung auftritt. Dies ist aber nicht zwingend notwendig.

Im Speziellen unterscheidet man die Sättigungskurven nach Art des Anstiegs zu Beginn der Kurve bis die Sättigung eintritt.

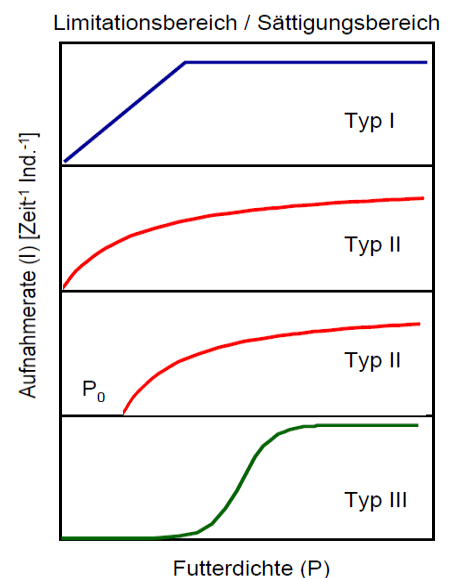


Abb. 3: Unterschiedliche Typen an Sättigungskurven

Die Sättigungskurve, die mit dem Typ I gekennzeichnet ist, verläuft zu Beginn mit einem linearen Anstieg bis zum Sättigungswert. Dies ist zum Beispiel der Fall, wenn die Miesmuschel *Mytilus edulis* die Alge *Dunaliella* frisst.

Der Typ II ist gekennzeichnet durch einen Anstieg, der dem der Michaelis-Menten-Kinetik entspricht und wie eine logarithmische Kurve ansteigt. Diese Kurven treten bei Versuchen zum Fressverhalten von Algen durch Copepoden häufig auf. Dabei ist zu unterscheiden, ob es einen Schwellenwert (P_0 in Abb. 3) gibt oder ob die Kurve beim Ursprung startet.

Die Sättigungskurve mit dem Typ III zeigt einen logistischen Verlauf mit Anlaufphase, exponentiellem Anstieg, dann Abflachen der Kurve bis der Sättigungswert erreicht ist. Dies ist meist bei Wachstumskurven von Bakterien auf einem Nährmedium der Fall [3].

3 Material und Methoden

3.1 Artenbeschreibung der verwendeten Arten

Acartia tonsa

Copepoden (Ruderfußkrebse) zählen zu den Krebsen (*Crustacea*) im Stamm der Gliederfüßer (*Arthropoden*).

Acartia tonsa gehören zu den Calanoiden Copepoden, die den Großteil des Planktons im Meer ausmachen. Sie kommen mit Ausnahme der polaren Gebiete in fast allen Meeren vor und ernähren sich vor allem von Mikroalgen des Phytoplanktons der Meere [4].

Copepoden schwimmen ihr ganzes Leben lang frei im Meer und durchlaufen dabei sechs verschiedene Larvenstadien (Nauplienstadien) und weitere sechs



Abb. 4: *Acartia tonsa*

Copepoditstadien. Das letzte Copepoditstadium (C6) bezeichnet einen adulten Copepoden.

Die adulten Copepodenweibchen erreichen eine Größe von 0,9 bis 0,975 mm und die Männchen von 0,75 bis 0,85 mm [5].

Die *Acartia tonsa* ernähren sich nur von Phytoplankton. Die Copepoden aus den Aufzuchtanks in der BAH werden mit der Algenart *Rhodomonas salina* gefüttert.

Da die Versuchsansätze unter gleichen Bedingungen laufen sollen und Weibchen mehr fressen als Männchen, werden für den Versuch nur adulte Weibchen benötigt. Daher müssen die Copepoden vor dem Versuch sortiert werden. Als Unterscheidungskriterium dient das Genitalsegment, das bei Weibchen und Männchen eine unterschiedliche Form

aufweist. Bei den Weibchen ist eine deutliche Rundung zu sehen, während es bei den Männchen wie einen Einschnitt im Segment aussieht (s. Abb. 5 und 6) [4].

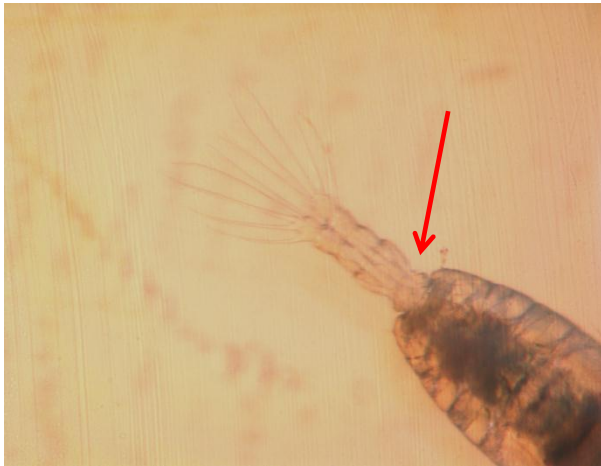


Abb. 5: Männlicher Copepod, Pfeil deutet auf Erkennungsmerkmal



Abb. 6: Weiblicher Copepod, Pfeil deutet auf Erkennungsmerkmal

Mediopyxis helysia

Mediopyxis helysia ist eine Kieselalgenart, die erst 2006 als neue Art beschrieben wurde (Kühn, Hargreaves & Halliger in Kühn *et al.* 2006). Sie tauchte vor allem 2009 und 2010 vermehrt in der Deutschen Bucht auf und ist seitdem wieder zurückgegangen.

Diese Kieselalgenart kommt in kalten Gewässern vor und ist durch ihre Größe und Gestalt sehr auffällig. Mit einer Länge von 85-125 μm , einer Breite von 27-78 μm

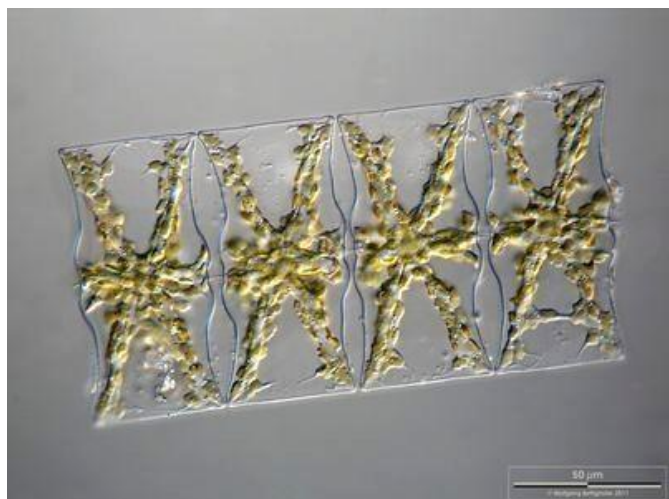


Abb. 7: *Mediopyxis helysia* Algenkette

und im Zentrum einer Tiefe von 1,5 μm gehört *Mediopyxis helysia* zu den größeren Vertretern des Phytoplanktons.

Die Zellen sind sehr flach und sind in der Draufsicht als Rechtecke oder Parallelogramme zu sehen. Die Algen verbinden teilweise ihre Zellenden durch Gallerte locker miteinander und sind dann als Ketten von meist 2 bis 6 Algen zu finden, sie können aber auch einzeln auftreten.

„Der Zellkern hat einen großen, zentralen Nucleolus, das Kernplasma ist stark granuliert, wie es bei Diatomeen und auch bei Dinoflagellaten üblich ist“ ([6] Planktische Diatomeen um Helgoland, Bettighofer, 2012).

Die *M. helysia* enthalten viele plättchenförmige Chromatophoren (v.a. Chloroplasten), die bei neu entstandenen Zellen fast die ganze Frustel (Zellhülle) ausfüllen. Bei älteren Zellen bilden sich jedoch sogenannte Saftvakuolen aus, in denen die Chloroplasten dann vor allem in der Nähe des Zellkerns, aber auch im restlichen sternförmig aufgespannten Zellplasma vorkommen [6,7].

3.2 Methode zur Algenzählung

Die Algen wurden mit Hilfe einer Zählkammer unter dem Mikroskop gezählt. Die Zählkammer von „Sedgewick Rafter“ fasst das Volumen 1 ml. Das Raster auf der unteren Glasplatte teilt die Kammer in 20*50 Kästchen mit einem Volumen von je 1 μ l.



Abb. 8: Zählkammer von Sedgewick Rafter

Um die Algen zählen zu können, wurde 1 ml der zu bestimmenden Probe mit einer Plastikpipette in die Zählkammer gegeben und danach das Deckgläschen vorsichtig daraufgelegt.

Unter dem Mikroskop wurde die Zählkammer von einer Ecke in die gegenüberliegende durchgezählt. Es ist sinnvoll, bei einer Vergrößerung von 40 immer zwei Reihen auf einmal anzuschauen, da die Algen groß genug sind, um sie dann noch zu sehen und man dadurch schneller vorankommt. Mit einem Handstückzähler habe ich die Algen gezählt. Wenn Algenketten aufgetreten sind, musste genau darauf geachtet werden, um wie viele einzelne Algen es sich handelt.

M. helysia wurden nur gezählt, wenn sie als ganze Zelle vorkamen, Einzelteile wie Chloroplastenbündel wurden nicht gezählt. Sofern eine Zellteilung auftrat zählten die Zellen erst dann, wenn die Valven sichtbar getrennt waren, andernfalls handelt es sich noch um eine Zelle.

Bei Konzentrationen über 800 Zellen pro Milliliter wurden nur einige Reihen, zum Beispiel acht, mit jeweils 50 Kästchen, die zufällig ausgewählt wurden, gezählt. Danach ermittelte ich ein Durchschnittswert an Algenzellen pro Reihe. Diesen multiplizierte ich dann mit dem Faktor 20, um die durchschnittliche Algenanzahl von 1 ml zu bekommen. Bei geringeren Konzentrationen wurde einfach die ganze Zählkammer gezählt.

3.3 Herstellen des F/2-Nährmedium

Die Algen benötigen ein Nährmedium, in dem sie wachsen können und durch das sie Nährstoffe geliefert bekommen. Das Nährmedium F/2 besteht aus filtriertem Seewasser und verschiedenen nährstoffreichen Zusätzen.

Für die Zubereitung werden mehrere Liter Seewasser mit Hilfe von Druckluft von einem Seewasserdruckbehälter durch eine Filteranlage gepumpt. Diese filtert das Wasser mit einem Glasfaserfilter [2,7 µm] und einem Zellulosefilter [0,2 µm].

Das gefilterte Wasser wird dann in autoklavierte 10-Liter-Kanister gefüllt. Danach werden je 10 ml Metallmix, Vitaminmix, Dinatriumhydrogenphosphat und Natriumnitrat pro 10 Liter Seewasser dazugegeben. Die Komponenten müssen vermischt werden, dann kann das Nährmedium benutzt werden.

Nach der Benutzung werden der Seewasserdruckluftbehälter und der Filter mit destilliertem Wasser ausgewaschen, die Filter in der Filteranlage ausgewechselt und diese autoklaviert.

3.4 Kultivieren der *Mediopyxis helysia*

Ich habe eine isolierte Kultur *Mediopyxis helysia* in einer 250 ml Kulturflasche bekommen, von der ich größere Mengen brauchte. Weil die Gefahr größer ist, die Algen kaputt zu machen, wenn man sie zu sehr verdünnt, habe ich sie schrittweise verdünnt. Dazu habe ich sie zunächst in eine 2-l-Glasflasche gefüllt und mit F/2-Medium als Nährmedium aufgefüllt.

Nach einem Tag habe ich diese dann in eine 5-l-Glasflasche umgefüllt und wieder mit F/2-Medium aufgefüllt, allerdings nur auf vier Liter. Einen weiteren Tag später habe ich die Stammkultur auf fünf Liter aufgefüllt mit F/2-Medium. Wenn die Konzentration zu hoch wird, gibt es die Möglichkeit ein wenig der Stammkultur abzukippen und neues F/2-Medium nachzufüllen.

Zusätzlich ist es sinnvoll, die Algen ein bis zweimal am Tag durch vorsichtiges Schwenken zu verteilen, damit sie nicht alle zusammenkleben.

3.5 Versuchsaufbau

Der Versuch findet im Dunkeln in den Kühlräumen statt, die auf 17°C gekühlt sind, um das Algenwachstum während der Versuchszeit möglichst einzudämmen.

Damit sich die Algen nicht absetzen, werden die Ansätze in ein Planktonrad gespannt, das sich kontinuierlich dreht und somit für eine Vermengung der Algen sorgt.

Grundsätzlich benötigt man je Algenkonzentration, für die man das Fressverhalten testen will zwei autoklavierte 250-ml-Schottflaschen. Bei jeder Konzentration gibt es einen Ansatz mit Copepoden und eine Blindprobe. Normalerweise wird bei diesen Versuchen auch mit Replikaten gearbeitet, um die Messwerte zu stabilisieren, aber dazu haben mir für den endgültigen Versuch die Mittel und vor allem die Zeit gefehlt.

In meinem Versuch habe ich mit neun verschiedenen Konzentrationen gearbeitet: 20, 30, 50, 75, 125, 200, 300, 500 und 750 Algen pro Milliliter.

In jeden Ansatz kommen je zehn Copepoden und die Lösung mit einer bestimmten Algenkonzentration. In die Schottflaschen mit den Blindproben kommt nur die Lösung der Algenkonzentration, um das Algenwachstum miteinberechnen zu können.

Der Versuch muss über mehrere Tage durchgeführt werden, da die Copepoden vorher ausgehungert werden und alle gleich hungrig sind. Dadurch soll eine möglichst gleiche Fressrate aller Individuen erreicht werden.

Am Tag bevor das richtige Experiment läuft, müssen die Copepoden sortiert werden nach Männchen und Weibchen, weil die adulten Copepoden ein unterschiedliches Fressverhalten zeigen, der Versuch aber möglichst einheitlich sein soll.

Vorher ist es nötig, in jede 250-ml-Schottflasche 50 ml filtriertes Seewasser zu geben, damit die Copepoden Platz für Bewegung haben und nicht auf dem Trockenen sitzen.

Zum Aussortieren werden die Copepoden aus den Tanks mithilfe einer Schottflasche gefangen. Sie reagieren auf Phototaxis und schwimmen zur Oberfläche, wenn der Deckel geöffnet wird und Licht in den Tank fällt. Dadurch kann man sie leichter abschöpfen.

Um die Konzentration der Copepoden zu erhöhen, wird das Wasser durch einen 100- μ m-Filter abgeschüttet. Die Copepoden werden dann mit Hilfe einer Spritzflasche in eine Petrischale mit filtriertem Seewasser gegeben.

Nach einigen Wiederholungen hat man genügend Tiere, um sie unter dem Binokular zu sortieren.

Mit Hilfe einer Glaspipette werden einige Copepoden

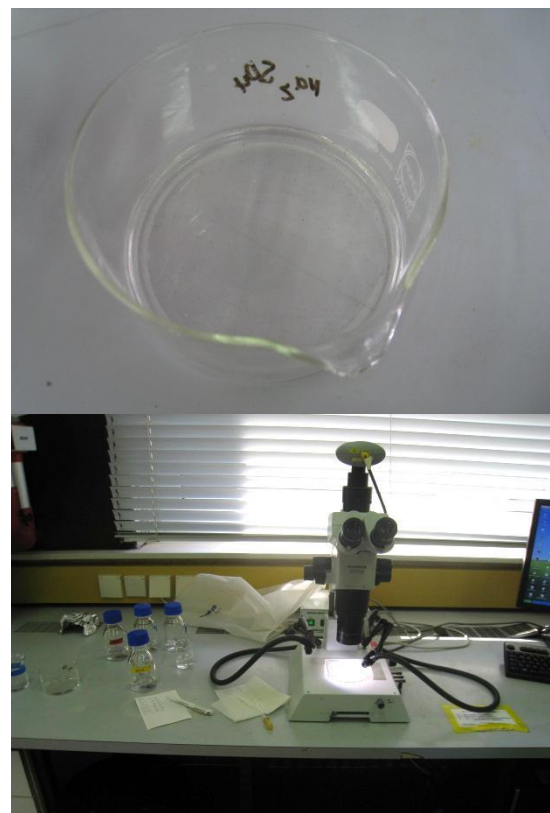


Abb. 9: Copepoden in der Petrischale (oben), Arbeitsplatz zum Aussortieren am Binokular (unten)

aus der Petrischale aufgenommen und so auf eine Bogorov-Schale gegeben, dass je ein Copepod in einem Tröpfchen Wasser sitzt. Das gewährleistet ein einfacheres Aussortieren, da die Copepoden nicht durcheinander oder wegschwimmen können.

Aussortiert werden sie anhand des Unterschieds am Genitalsegment (s. 3.1 Artbeschreibung der verwendeten Arten). Mit einer Glaspipette werden sie vorsichtig in das Wasser in den Ansätzen gesetzt, um sie nicht zu beschädigen. Immer zehn Copepoden kommen in einen Ansatz.

Die Schottflaschen mit den Copepoden werden über Nacht im Dunkeln in dem Kühlraum gelagert, in dem der Versuch stattfinden soll, damit sie an die Versuchsbedingungen gewöhnt sind.

Damit der Unterschied der Anfangskonzentrationen in dem Ansatz und der jeweiligen Blindprobe mit einer Konzentration nicht so groß ist, wird vorher eine Stammlösung für die jeweilige Konzentration gemischt. Damit werden die Schottflaschen dann bis zum Rand aufgefüllt. Für jede Stammlösung benötigt man eine autoklavierte 1-l-Schottflasche.

Um die Konzentration in den Flaschen ungefähr bei der Sollkonzentration zu halten, muss die Stammlösung der jeweiligen Konzentration eine höhere Konzentration aufweisen, da jede Schottflasche mit 50 ml filtriertem Seewasser gefüllt ist.

Die Konzentration für die Stammlösung für die einzelnen Konzentrationen kann über das Mischungskreuz berechnet werden. Dazu benötigt man das Verhältnis von Wasser und Stammlösung in den 250-ml-Schottflaschen und die gewünschte Endkonzentration. Da die Flaschen bis zum Rand gefüllt werden, muss man mit 315 ml Gesamtvolumen rechnen. Das Verhältnis von filtriertem Seewasser zu Lösung aus der an gemischten Stammlösung entspricht in unserem Falle 50 ml : 265 ml. Die Endkonzentration, die wir am Schluss in der Schottflasche haben möchten, wird dann durch die 265 geteilt, damit man einen Faktor erhält. Dieser Faktor wird mit 50 multipliziert und dann auf die gewünschte Endkonzentration addiert. Dadurch erhält man die Konzentration, die die jeweilige Stammlösung für die unterschiedlichen Konzentrationen haben muss.

An dem Versuchstag selber werden aus der Algenstammkultur zwei Liter entnommen und in eine Schottflasche gefüllt. Daraus wird nach gutem Invertieren 1 ml entnommen und in diesem die Algenkonzentration an *M. helysia* in einer Zählkammer bestimmt. Die Bestimmung von Hand ist



Abb. 10: Schottflaschen mit Stammlösungen

notwendig, da die *M. helysia* Ketten bilden und dadurch für das Algenzählgerät Casy zu groß sind und nicht gezählt werden können.

Wenn dies geschehen ist, kann man berechnen wie viele Milliliter in jede Stammlösung müssen, um die jeweilige Konzentration zu bekommen.

Dies geschieht durch folgende Rechnung:

$$\text{Volumen}_1 = c_1 * 1000 \text{ ml} / c'$$

Dabei entspricht c_1 der gewünschten Konzentration, die in der Stammlösung bestehen soll, und c' der Konzentration, die in der Stammkultur der *M. helysia* gemessen wurde. Volumen_1 beschreibt die Menge an Stammkultur, die in die jeweilige Stammlösung muss.

Diese Rechnung sollte vorher mit einem zuvor bestimmten Wert der Algenstammkultur durchgerechnet werden, damit man weiß, welche Menge an Stammkultur man ungefähr braucht. Diese Menge sollte vor der Messung der Stammkultur für den Versuch von der Stammkultur entnommen werden.

Nach dem Ausrechnen werden die entsprechenden Mengen an der *M. helysia* Stammkultur in die beschrifteten Stammlösungen gefüllt und mit filtriertem Seewasser bis zu 1000 ml aufgefüllt. Diese werden dann noch ein bis zwei Stunden stehen gelassen, um die Algen an das filtrierte Seewasser zu gewöhnen, damit sie sich relativ normal verhalten.

Nach der Wartezeit werden die Ansätze und Blindproben mit der jeweiligen Stammlösung bis zum oberen Rand aufgefüllt. Nach dem Invertieren werden je 5 ml aus jeder Flasche entnommen und in ein Schnappdeckelgläschen gegeben, damit die Anfangskonzentration von Ansatz und Blindprobe mit Hilfe von Zählkammern bestimmt werden kann. Dabei muss bei den Ansätzen darauf geachtet werden, keine Copepoden einzusaugen. Zusätzlich wird die Zeit notiert, wann die Algenkonzentration bei den Ansätzen und Blindproben entnommen wird.

Daraufhin werden die Flaschen mit Gummibändern in das Planktonrad gespannt und dieses mit der Umdrehungszahl von einer Umdrehung pro Minute eingeschaltet. Es muss darauf geachtet werden, dass die Schnappdeckelgläschen auch beim Transport möglichst wenig Licht abbekommen. Deshalb können sie zum Beispiel in einen Karton verpackt werden. Währenddessen läuft der Versuch im Dunkeln.



Abb. 11: Schottflaschen im Planktonrad

Nach ca. 22 Stunden Laufzeit werden die Schottflaschen aus dem Planktonrad genommen. Nach kurzem Invertieren werden wieder 5 ml entnommen, in Schnappdeckelgläschen gegeben und die Zeit für jeden Ansatz aufgeschrieben. Dabei muss erneut aufgepasst werden, keine Copepoden mit einzusaugen.

Danach werden die Algenkonzentrationen wieder unter dem Mikroskop mit einer Zählkammer bestimmt.

Zum Schluss muss noch in Erfahrung gebracht werden, wie viele Copepoden in jedem Ansatz vorhanden sind, da es leicht passieren kann, dass ein Copepod bei dem Invertieren oder Zuschrauben der Schottflaschen verloren geht.

Dazu werden die Ansätze durch den 100 µm Filter geschüttet und anschließend mit einer Spritzflasche in Petrischalen übertragen. In den Petrischalen können die Copepoden dann ausgezählt werden. Mit einer Lichtquelle und der Phototaxis, die die Copepoden zeigen, schwimmen sie alle an eine Seite. Dadurch hat man leichter den Überblick und kann sie besser zählen.

Ab und zu passiert es, dass ein Copepod in der Flasche zurückbleibt, dann muss er mit noch etwas Wasser ausgeschwankt und in die Petrischale dazugegeben werden.

Mit den Algenkonzentrationen vor und nach dem Versuch, den genauen Zeitangaben und der Anzahl an Copepoden in jedem Ansatz nach dem Versuch kann dann weitergerechnet werden und die Fressrate der Copepoden bestimmt werden.

3.6 Berechnung der Fressrate

Nachdem man die verschiedenen Algenkonzentrationen vor und nach dem Versuch bei einer bestimmten Zeitdifferenz gemessen hat, kann mit diesen Ergebnissen die Fressrate ausgerechnet werden.

Zuerst muss das Algenwachstum k ausgerechnet werden, damit es bei der Fressrate berücksichtigt werden kann. Dies geschieht mit folgender Formel:

$$k = \ln(C_2/C_1) / (t_1 - t_2)$$

C_1 und C_2 beschreiben die Zellkonzentrationen (in Zellen pro ml) in der Blindprobe ohne Copepoden zu den Zeitpunkten t_1 und t_2 , also Anfangs- und Endwert.

Der Weidekoeffizient g wird durch diese Formel ausgerechnet:

$$g = k - (\ln(C_2'/C_1') / (t_2 - t_1))$$

C_1' und C_2' stehen für die Zellkonzentrationen in den Versuchsansätzen mit den Copepoden zu dem Anfangs- und Endzeitpunkt (t_1 und t_2).

Die durchschnittliche Zellkonzentration $[C]$ in dem jeweiligen Versuchsansatz zwischen dem Anfangs- und Endwert berechnet sich durch:

$$[C] = (C_1' (e^{(k-g)(t_2-t_1)} - 1)) / (t_2 - t_1) (k-g)$$

Das „Durchlaufvolumen“ durch einen Copepoden F (engl. „volume swept clear“), das beschreibt, wie viele ml ein Copepod in der Stunde filtern kann, wird in der Einheit [ml/Copepod/Std] angegeben und ausgerechnet durch:

$$F = V g / N$$

V ist das Volumen in der Schottflasche, in der der Versuch stattfindet. Bei meinem Versuch war $V = 310$ ml. N ist die jeweilige Anzahl an Copepoden, die sich in der jeweiligen Schottflasche befindet. Diese muss je nach Anzahl, die pro Ansatz danach ausgezählt wird, verändert werden.

Indem man das „Durchlaufvolumen“ und die durchschnittliche Zellkonzentration multipliziert, bekommt man die Fressrate I eines Copepoden. Diese wird in [gegessene Zellen/Copepod/Std] angegeben.

$$I = [C] * F$$

Die Fressrate wird dann in einer Grafik gegenüber der Konzentration an Algen aufgetragen, um eine Sättigungskurve zu sehen.

Diese ist bei unterschiedlichen Algenarten auch unterschiedlich geformt. Dabei sind vor allem der Wert, bei dem die Sättigung eintritt, und der Verlauf der Kurve vor der Sättigung wichtig.

4 Versuchsergebnisse

Die Algenkonzentration in der Stammkultur wurde mit einer Zählkammer auf durchschnittlich 3102,22 Zellen/ Milliliter bestimmt.

Dadurch kann die Menge an Stammkultur, die in die jeweilige Stammlösung muss bestimmt werden.

Konzentration in der Stammlösung und nötige Menge an Stammkultur zum Anmischen

Sollkonzentration in Ansatz [Zellen/ml]	Konzentration in Stammlösung [Zellen/ml]	benötigtes Volumen an Stammkultur [ml]
20	23,77	7,66
30	35,66	11,5
50	59,43	19,16
75	89,15	28,74
125	148,59	47,9
200	237,7	76,62
300	356,6	114,95
500	594,34	191,59
750	891,51	287,378

Die Algenkonzentrationen vor und nach dem Versuch und die Anzahl an Copepoden in jedem Ansatz werden in folgender Tabelle gezeigt. Das B hinter der Zahl steht für die Blindprobe und das R für den Ansatz mit Copepoden.

Algenkonzentrationen, Anzahl Copepoden und Zeitdifferenz der unterschiedlichen Ansätze

Probe	Anzahl Algen vorher [Zellen/ml]	Anzahl Algen nachher [Zellen/ml]	Anzahl Copepoden	Zeitdifferenz [Std]
20 B	17	27		22,1666667
20 R	16	25	7	22,1666667
30 B	24	37		22,1166667
30 R	24	25	9	22,1166667
50 B	37	43		22,0833333
50 R	35	36	9	22,0833333
75 B	67	84		22,2
75 R	56	66	10	22,2
125 B	115	130		22,1666667
125 R	136	111	9	22,1666667
200 B	191	200		22,1166667
200 R	189	148	8	22,1166667
300 B	297	303		22,1
300 R	293	234	9	22,1

Probe	Anzahl Algen vorher [Zellen/ml]	Anzahl Algen nachher [Zellen/ml]	Anzahl Copepoden	Zeitdifferenz [Std]
500 B	478	489		22,0833333
500 R	479	409	10	22,0833333
750 B	749	780		22,05
750 R	739	720	8	22,05

Man kann erkennen, dass die Algenkonzentrationen zu Beginn in Blindprobe und Ansatz ziemlich gleich sind. Davon weichen allerdings die Proben mit 75 und 125 Zellen/ml ab, denn da sind die Zellkonzentrationen zu Beginn mit größeren Differenzen zu sehen.

Bei den Algenkonzentrationen nach dem Versuch wird deutlich, dass der Wert von der Blindprobe immer höher ist, als der von dem Ansatz mit den Copepoden. Dabei schwanken jedoch die Differenz und das Verhältnis vom Wert der Blindprobe zum Wert des Ansatzes.

Während bei der Konzentration von 20 Zellen pro ml die Algenkonzentration der Blindprobe nur geringfügig höher ist, als die des Ansatzes (nur um 2 Zellen pro ml), tritt bei der Konzentration 30 Zellen pro ml eine sehr große Differenz auf. Die Anzahl an *M. helysia* ist in der Blindprobe um 12 Zellen pro ml höher als die des Ansatzes. Dies sind bei kleinen Konzentrationen große Unterschiede.

Bei den höheren Konzentrationen ab 300 Zellen pro ml schwankt die Differenz der Werte von Ansatz und Blindprobe zwischen 60 und 80 Zellen pro ml und ist bei allen mehr oder weniger gleich.

Die Anzahl der Copepoden schwankt zwischen 7 und 10, jedoch sind neun Copepoden am Versuchsende am häufigsten aufgetreten.

Die Zeitdifferenz beträgt ungefähr 22 Stunden, beziehungsweise wenige Minuten darüber.

Mit Hilfe dieser Zahlen lässt sich die Fressrate über oben genannte Rechnungen (s. 3.5 Berechnung der Fressrate) bestimmen.

Fressrate der Copepoden pro Konzentration an Algen

Sollkonzentration [Zellen/ml]	Konzentration Beginn [Zellen/ml]	Fressrate [Anzahl Algen/Copepod/Std.]
20	16	0,094026499
30	24	1,661863981
50	35	0,751220842
75	56	0,525412035
125	136	6,921613692
200	189	10,67011453
300	293	11,12614143
500	479	11,24153416
750	739	10,67231970

Bei den Werten der Fressrate ist zu erkennen, dass die Fressrate mit steigender Konzentration an *M. helysia* pro Ansatz auch steigt. Bei einem Wert von ungefähr 11 pendelt sie sich dann ein. Dies geschieht ab einer Konzentration von 200 Zellen pro Milliliter.

Zwei Werte fallen aus diesem Schema heraus: der Wert der Fressrate bei einer Sollkonzentration von 30 Zellen/ml ist sehr viel höher, als seine beiden Nachbarwerte, während der Wert bei der Sollkonzentration von 75 Zellen/ml eher etwas zu niedrig ist.

Dies ist leichter in folgender Grafik zu sehen.

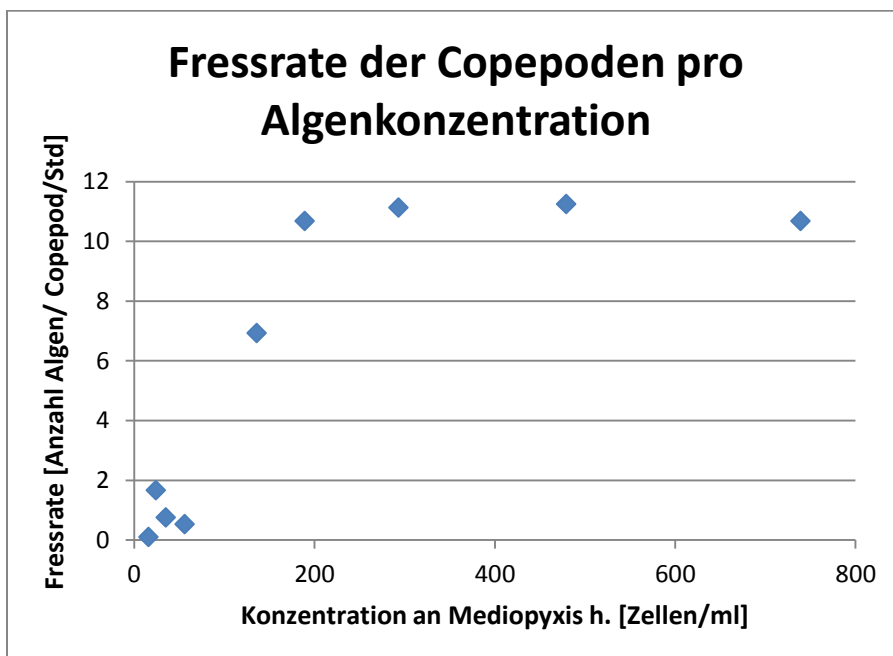


Abb. 12: Fressrate der Copepoden pro Algenkonzentration

In der Grafik ist schön der Bogen einer Sättigungskurve zu erkennen, bei dem nach einem relativ steilen Anstieg sich die einzelnen Werte um eine relativ konstante Fressrate einpendeln.

Die beiden Werte, die nicht in die Kurve passen, bei Sollkonzentrationen von 30 und 75 Zellen/ml sind gut erkennbar.

5 Diskussion

Die Algenkonzentrationen zu Beginn des Versuchs sollten in Blindprobe und Ansatz möglichst gleich sein, damit gleiche Bedingungen herrschen. Das sollte durch das Anmischen der Konzentrationen vor dem Auffüllen der Schottflaschen gewährleistet werden. Jedoch treten bei den Sollkonzentrationen von 75 und 125 Zellen/ml große Differenzen auf (s. Tabelle 2). Dies kann verschiedene Gründe haben. Der wahrscheinlichste ist, dass die Algen entweder in der Stammlösung oder in der Probe selber noch nicht komplett gleichmäßig verteilt waren und dadurch beim Messen unterschiedliche Werte herausgefunden wurden.

Da die Anfangswerte mit in die Rechnung miteinbezogen werden, wurde trotzdem mit den Werten weitergerechnet.

Solche Fehler können in folgenden Versuchen relativiert werden, wenn man mit mehreren Replikaten, sowohl vom Ansatz mit den Copepoden, als auch von der Blindprobe, arbeitet.

Bei den Werten der Konzentration der *M. helysia* nach dem Versuch ist zu erkennen, dass die Werte der Blindproben immer höher sind, als die der Ansätze mit den Copepoden. Dies kommt dadurch zustande, dass die Algen in beiden Gefäßen wachsen, jedoch in dem Ansatz mit den Copepoden auch gefressen werden. Dennoch sind die Verhältnisse, wie viele Algen gefressen wurden teils sehr unterschiedlich. Dies kann wie bei den ungleichen Konzentrationen vor dem Versuch an einer ungleichmäßigen Verteilung der Algen liegen, die zwar durch Invertieren möglichst eingedämmt werden soll, aber nie ganz zu vermeiden ist. Auch das kann in Folgeversuchen einfach durch mehrere Replikate bei einer Konzentration relativiert werden.

Die Anzahl der Copepoden nach dem Versuch beträgt zwischen 7 und 10. Diese Werte entstehen dadurch, dass zum einen tote Copepoden nicht mitgezählt werden und zum anderen Copepoden verloren gehen können. Bei toten Copepoden weiß man nicht, wie lange sie schon tot sind. Aber es ist wahrscheinlich, selbst wenn sie noch nicht so lange tot sind, dass sie davor ein eher atypisches Verhalten gezeigt haben und nicht normal gefressen haben. Da das normale Fressverhalten von *M. helysia* herausgefunden werden soll, werden diese außer Acht gelassen.

Copepoden können verloren gehen, wenn beim Schließen der randvoll gefüllten Schottflaschen versehentlich wenige Tropfen überlaufen und sich darin ein Copepod befand. Außerdem kann auch an den Pipettenspitzen bei der Probennahme ein Copepod hängen bleiben.

Die Werte der Fressraten pro Konzentration an Algen sind wie erwartet in einer Sättigungskurve zu sehen (s. Abb. 12: Fressrate der Copepoden pro Algenkonzentration). Bei steigender Konzentration wird für die Copepoden die Wahrscheinlichkeit immer höher, auf eine Alge zu treffen. Dadurch nimmt auch die Fressrate zu. Irgendwann ist der Punkt erreicht, bei dem die Copepoden so viele Algen fressen, dass sie nicht noch mehr Algen pro Zeiteinheit aufnehmen können - dann tritt der Sättigungswert ein. Dieser liegt in unserem Beispiel mit den Algen *M. helysia* bei ungefähr 11 Zellen, die pro Stunde gefressen werden, bzw. knapp darunter.

Der Beginn der Kurve ist leider etwas undeutlich zu erkennen, da die Fressrate von der Konzentration 30 Zellen/ml etwas zu hoch ist. Das kann dadurch zustande gekommen sein, dass die Algen in der Blindprobe sehr stark gewachsen sind oder ein Messfehler aufgetreten ist. Der Wert der Konzentration 75 Zellen/ml ist dagegen etwas niedriger als man erwarten würde.

Vor allem der Wert der Fressrate bei der Konzentration von 75 Zellen/ml wäre noch gut, um mit Sicherheit sagen zu können, welchem Typ von Sättigungskurve die vorliegende entspricht.

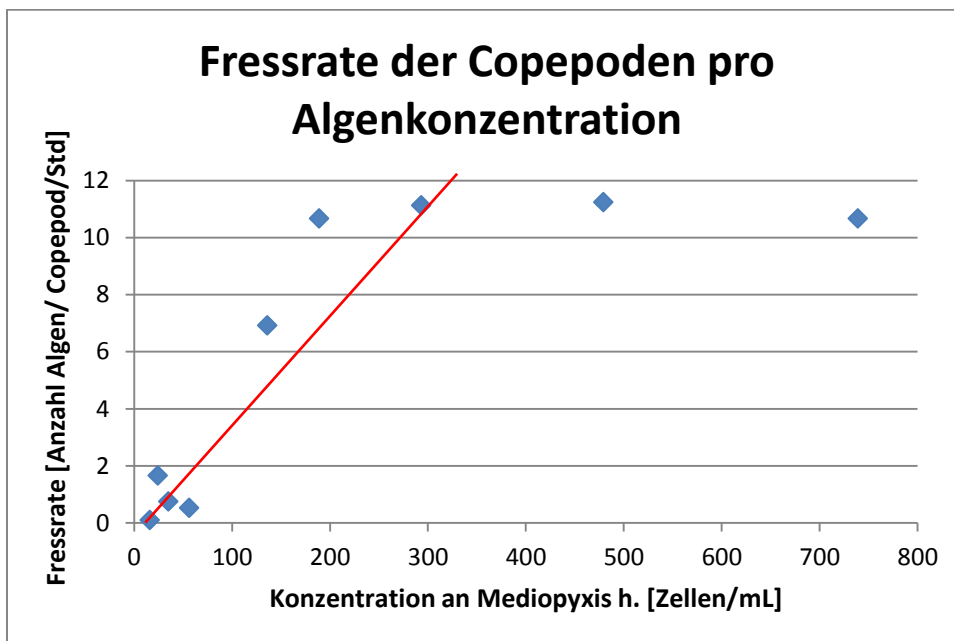


Abb. 13: Fressrate der Copepoden pro Algenkonzentration, Sättigungstyp-Bestimmung

Man kann jedoch mit relativer Sicherheit ausschließen, dass die Sättigungskurve zum Typ I gehört, da ein linearer Anstieg nicht wirklich zu den Werten passt (s. rote Linie in Abb. 13).

Eine Klassifizierung als Typ II oder Typ III ist mit den vorliegenden Werten nicht eindeutig möglich. Dennoch ist die Wahrscheinlichkeit groß, dass es sich um Typ II handelt, da die Copepoden z.B. bei *Rhodomonas salina* auch ebendieses Fressverhalten zeigen.

Allerdings kann man große Unterschiede erkennen, wie viel Masse die Copepoden aufnehmen. *Rhodomonas salina* haben einen durchschnittlichen Zelldurchmesser von 11,9 – 12,8 µm [8]. Dadurch sind die *Mediopyxis helysia* vom Volumen her gesehen etwa 8-10 mal so groß.

Die Fressrate von *Acartia tonsa* gegenüber *Rhodomonas salina* beträgt laut einem Versuch bei ihrem Sättigungswert 20146,9 Zellen pro Individuum pro Stunde mit einer Standardabweichung von 7915,5 Zellen/ml [9].

Bei dem Versuch mit *M. helysia* hingegen tritt der Sättigungswert bei 11 Zellen pro Individuum pro Stunde ein. Man kann schnell erkennen, dass hierbei eine sehr viel geringere Masse aufgenommen wurde, die in keinem Verhältnis zum Größenverhältnis der Algenarten steht.

Deshalb kann man darauf schließen, dass Copepoden die Algen *Mediopyxis helysia* zwar fressen und aufnehmen, aber dies dennoch nicht in dem Maße tun, in dem sie *Rhodomonas salina* fressen.

Dabei kann man anführen, dass die Copepoden, die verwendet wurden ja nicht an *M. helysia* gewöhnt waren, da sie vor dem Versuch auch mit *Rhodomonas s.* gefüttert wurden.

Daher sind weitere Experimente erforderlich, die zum einen die gewonnenen Ergebnisse dieses Versuches stützen, aber auch eventuell damit experimentieren, wie sich die Zahlen verändern, wenn die Copepoden die ganze Zeit nur mit *M. helysia* gefüttert werden, sich somit an die Algen gewöhnt haben.

Interessant wäre es auch, dieses Verhältnis der Fressrate von *Acartia tonsa* zu den beiden Algenarten nicht nur über die Masse zu vergleichen, sondern auch über den Anteil an Kohlenstoff. Dies ist mir leider nicht möglich, da mir die Werte für den Kohlenstoffanteil in einer *Mediopyxis*-Alge nicht vorliegen und auch im Internet nicht veröffentlicht wurden.

6 Fazit und Rückblick

Das Praktikum in der Biologischen Anstalt Helgolands hat mir sehr viel Spaß gemacht und ich habe viele tolle neue Erfahrungen gemacht.

Besonders gut hat mir gefallen, dass ich ein eigenes wissenschaftliches Projekt bekommen habe, bei dem ich dann relativ selbstständig meine Experimente durchführen konnte. Ich habe die meisten Sachen einfach selbst ausprobieren dürfen, wie sie am besten funktionieren, und dennoch immer jemanden fragen können, wenn ich mir unsicher war.

Auch an Geräten und Materialien konnte ich viel Neues kennenlernen und auch selbstständig damit arbeiten. Mit anderen Materialien, wie Mikropipetten oder Zählkammern, die ich schon kannte, habe ich dagegen eine gewisse Routine bekommen, die später sehr hilfreich sein wird.

Allgemein finde ich es gut, so viele praktische Erfahrungen im Labor gemacht zu haben und eben auch Routine in einigen Methoden bekommen zu haben.

Meine Arbeitsgruppe war sehr nett und vor allem hilfsbereit. Ich konnte jederzeit einen beliebigen Mitarbeiter fragen und habe Hilfe oder einfach Antworten auf meine vielen Fragen bekommen. Dadurch konnte ich auch die verschiedenen Berufe in diesem Institut kennen lernen und die jeweilige Einstellung zu ihrer Arbeit und auch zu ihrer Ausbildung, zum Beispiel was ihnen daran gefällt oder gefallen hat.

Sobald man in das Institut hereinkommt, bemerkt man auch sofort die familiäre Atmosphäre, da alle sehr entspannt miteinander umgehen.

Am Institut arbeiten und schreiben viele Bachelor- und Masterstudenten sowie Doktoranden ihre Arbeiten, auch in unterschiedlichen Bereichen im weiten Feld der Biologie. Dadurch hatte ich die Chance, viel über den jeweiligen Werdegang und die damit verbundenen Chancen, aber auch Anstrengungen, zu erfahren. Das war für mich als angehende Biologie-Studentin eine wertvolle Erfahrungsquelle. Ich habe viele Tipps bekommen, was man bei seinem Studium und bei der Arbeitssuche bedenken muss.

Im Allgemeinen hat mich das Praktikum in meiner Wahl bestärkt, später in der Forschung zu arbeiten. Auch das Gebiet der Meeresbiologie hat mir sehr gut gefallen und ich könnte mir vorstellen, später auf diesem Gebiet zu arbeiten. Auf jeden Fall würde ich mich freuen, für meine Bachelorarbeit wieder nach Helgoland zurückzukehren und sie an der Biologischen Anstalt Helgolands zu schreiben.

Ich möchte die Gelegenheit wahrnehmen, mich bei Herrn Prof. Dr. Maarten Boersma und Frau Prof. Dr. Alexandra Kraberg dafür zu bedanken, dass sie mich als Betreuer bei meinen Experimenten unterstützt haben und mich immer wieder auf Dinge hingewiesen haben, die zu beachten und eventuell zu verbessern sind. Wenn man als Außenstehender die Versuche betrachtet, fallen einfach noch viel mehr Dinge auf, vor allem wenn man schon jahrelange Erfahrung mit Fressversuchen im Allgemeinen und den Algen *M. helysia* im Besonderen gemacht hat. Dank ihrer vieler Tipps konnten die Versuche im Laufe der Zeit professioneller gestaltet werden.

Weiterhin möchte ich mich bei der gesamten Arbeitsgruppe bedanken, dass sie mich so schnell aufgenommen haben, mir immer wieder geholfen haben und meine wohl nie endenden Fragen immer noch mit einem Lächeln beantwortet haben.

Zu guter Letzt gilt mein besonderer Dank Julia Lange und Henriette Horn, da sie die ersten Schritte der Vorversuche mit mir zusammen gemacht haben und mich immer, wenn ich Hilfe brauchte, unterstützt haben. Auch bei späteren Versuchen haben sie mir immer geholfen, die Copepodenweibchen auszusortieren, da das alleine doch sehr viel Zeit in Anspruch nimmt.

7 Literaturverzeichnis

Quellenverzeichnis Bilder:

Titelseite, AWI Logo

<http://www.awi.de/de/institut/standorte/helgoland/>

aufgerufen am 15.09.12 um 14.45

Abb. 2: Schematische Darstellung eines Nahrungsnetzes ohne Destruenten

<http://de.wikipedia.org/w/index.php?title=Datei:NahrungsnetzSee2.png&filetimestamp=20110905011812>

aufgerufen am 16.09.12 um 17.35 Uhr

Abb. 3: Unterschiedliche Typen an Sättigungskurven

http://www.aqua.icbm.de/veranstaltungen/Bachelor_Bio_Umwelt/Aquatic_ecology/lecture_notes/03-Ecology_Resources.pdf, Dokument Seite 38

aufgerufen am 10.10.12 um 14.45 Uhr

Abb. 4: *Acartia tonsa*

<http://www.int-res.com/uploads/pics/MEPS445-FA-pic-250.jpg>

aufgerufen am 09.10.12 um 15.45 Uhr

Abb. 7: *Mediopyxis helysia* Algenkette

http://content65.eol.org/content/2012/07/30/04/58625_orig.jpg

aufgerufen am 09.10.12 um 15.55 Uhr

sonstige Bilder und Abbildungen habe ich selber gemacht, bzw. erstellt

Textquellenverzeichnis:

Internetquellen:

[1] <http://www.awi.de/de/institut/standorte/helgoland/>

aufgerufen am 16.09.12 um 16.20 Uhr

[2] <http://de.wikipedia.org/wiki/Nahrungskette>

aufgerufen am 16.09.12 um 17.30 Uhr

[3] http://www.aqua.icbm.de/veranstaltungen/Bachelor_Bio_Umwelt/Aquatic_ecology/lecture_notes/03-Ecology_Resources.pdf, Dokument Seite 38

aufgerufen am 09.10.12 um 16.10 Uhr

[4] <http://nanoriffundmeer.de/acartia-tonsa.html>

aufgerufen am 16.09.12 um 18.02 Uhr

Material *Acartia tonsa* Größen:

[5] <http://www.caspianenvironment.org/biodb/eng/zooplankton/Acartia%20tonsa/main.htm>

aufgerufen am 16.09. um 18.30 Uhr

Textquellen:

[6] Bettighofer W (2012) Planktische Diatomeen um Helgoland. MIKROKOSMOS 101, S. 160-165

[7] Kühn SF, Klein G, Halliger H, Hargraves PE, Medlin LK (2006) A new diatom, *Mediopyxis helysia* gen. nov. and sp. nov. (Mediophyceae) from the North Sea and the Gulf of Maine as determined from morphological and phylogenetic characteristics. *Nowa Hedwigia*, Beiheft 130, p. 307-324

[8] Tremblay R, Cartier S, Miner P, Pernet F, Quéré, Moal J, Muzeller ML, Mazuret M, Samain JF (2007) Effect of *Rhodomonas salina* addition to a standard hatchery diet during the early ontogeny of the scallop *Pecten maximus*. *Aquaculture* Vol. 262, Issues 2-4, p. 410-418

[9] Wagett RJ, Ransom Hardison D, Tester PA (2010) Toxicity and nutritional inadequacy of *Karenia brevis*: synergistic mechanism disrupt top-down grazer control. *Marine Ecology Progress series* Vol. 444: p. 15-30

8 Anhang

Berechnung der Zeitdifferenz:

Probe	Zeitpunkt einsetzen = t1	Zeitpunkt rausnehmen = t2	t2 - t1 [Std]
20 B	13:00	11:10	22,1666667
20 R	13:00	11:10	22,1666667
30 B	13:04	11:11	22,1166667
30 R	13:04	11:11	22,1166667
50 B	13:08	11:13	22,0833333
50 R	13:08	11:13	22,0833333
75 B	13:12	11:24	22,2
75 R	13:12	11:24	22,2
125 B	13:16	11:26	22,1666667
125 R	13:16	11:26	22,1666667
200 B	13:20	11:27	22,1166667
200 R	13:20	11:27	22,1166667
300 B	13:24	11:30	22,1
300 R	13:24	11:30	22,1
500 B	13:27	11:32	22,0833333
500 R	13:27	11:32	22,0833333
750 B	13:31	11:34	22,05
750 R	13:31	11:34	22,05

Einzelberechnungen der Fressraten:

		Hilfsrechnungen:	
Probe 20 R:			
k	0,020870234	k-g	0,020133253
g	0,000736981		
[C]	20,16639053		
F	0,032637744		
l	0,658185496		
pro Coppi:	0,094026499		
Probe 30 R:			
k	0,01957185	k-g	0,001845757
g	0,017726093		
[C]	24,49659826		
F	0,610565421		
l	14,95677583		
pro Coppi:	1,661863981		

Probe 50 R:			
k	0,006805232		
g	0,005529569	k-g	0,001275662
[C]	35,49765246		
F	0,190462949		
l	6,760987575		
pro Coppi:	0,751220842		
Probe 75 R:			
k	0,010185774	k-g	0,007401038
g	0,002784736		
[C]	60,86314235		
F	0,086326801		
l	5,254120353		
pro Coppi:	0,525412035		
Probe 125 R:			
k	0,005530932	k-g	-0,00916352
g	0,014694451		
[C]	123,0771143		
F	0,506142215		
l	62,29452323		
pro Coppi:	6,921613692		
Probe 200 R:			
k	0,002081866		
g	0,013138448	k-g	-0,011056582
[C]	167,6653378		
F	0,509114868		
l	85,36091627		
pro Coppi:	10,67011453		
Probe 300 R:			
k	0,000905008	k-g	-0,010174276
g	0,011079283		
[C]	262,3954106		
F	0,381619757		
l	100,1352729		
pro Coppi:	11,12614143		
Probe 500 R:			
k	0,001030268	k-g	-0,007154058
g	0,008184326		
[C]	443,0788014		
F	0,253714105		
l	112,4153416		
pro Coppi:	11,24153416		
Probe 750 R:			
k	0,001839226		
g	0,003020483	k-g	-0,001181257

[C]	729,4587598		
F	0,117043707		
I	85,37855764		
pro Coppi:	10,6723197		

Da zu viele Vorexperimente gemacht wurden, um sämtliche Daten hier anzuhängen, kann bei Bedarf der Daten bei mir nachgefragt werden.

In den Vorversuchen wurde der Versuchsaufbau und die verwendeten Methoden erst an Copepoden und den Algen *Rhodomonas salina*, die sie normalerweise als Futter bekommen, bei drei verschiedenen Konzentrationen getestet.

Anschließend wurde der Fressversuch einmal mit *Mediopyxis helysia* bei drei verschiedenen Konzentrationen getestet, damit das Handling mit den neuen Algen getestet werden kann.