



**Universität Rostock**  
**Mathematisch-Naturwissenschaftliche Fakultät**  
**Institut für Biowissenschaften**



**Leibniz-Institut für Ostseeforschung**  
**Warnemünde**

# **Aufnahme von diazotrophen Stickstoff in das Mesozooplankton der Ostsee**

**Diplomarbeit**

von

**Frederike Korth**

Juli 2008

**Gutachter**

Dr. habil. Maren Voß

Prof. Dr. Bodo von Bodungen

Inhaltsverzeichnis	Seite
1. Einleitung.....	1
2. Material und Methoden.....	6
2.1 Probenahmegebiet.....	6
2.2 Probenahme auf See.....	7
2.2.1 Mesokosmen.....	7
2.2.2 CTD-, Chlorophyll a- und Nährstoffbestimmung.....	7
2.2.3 Phytoplanktonabundanz.....	8
2.2.4 Stickstofffixierung.....	9
2.2.5 Zooplanktonabundanz.....	9
2.2.6 Stickstoffaufnahme in das Mesozooplankton.....	9
2.3 Aufarbeitung der Proben im Labor.....	14
2.3.1 Bestimmung der $\delta^{15}\text{N}$ Werte.....	14
2.3.2 Bestimmung der Abundanz und Dominanz des Zooplanktons in der Wassersäule.....	15
2.3.3 Bestimmung der Zooplanktondichte in den Versuchsansätzen.....	16
2.4 Aufnahme von Stickstoff in das Mesozooplankton bei steigenden CO <sub>2</sub> -Konzentrationen.....	19
<b>3. Ergebnisse.....</b>	<b>21</b>
3.1 Zur Hydrographie des Probenahmegebietes im Versuchszeitraum.....	21
3.2 Nährstoffe und Chlorophyll-a.....	23
3.3 Phytoplanktonverteilung.....	24
3.4 Stickstofffixierung in der Wassersäule.....	25
3.5 Zooplanktonverteilung.....	27
3.6 Stickstoffaufnahme in das Mesozooplankton.....	32
3.6.1 Quantifizierung der Aufnahme von Stickstoff in das Mesozooplankton.....	32
3.6.2 Wie viel der N-Aufnahme verläuft über Ingestion?.....	38
3.7 Mesokosmen.....	39
3.7.1 Stickstoffaufnahme in das Mesozooplankton bei steigenden CO <sub>2</sub> -Konzentrationen.....	42
<b>4. Diskussion.....</b>	<b>44</b>
4.1 Kritische Betrachtung der Methoden.....	44
4.2 Cyanobakterienentwicklung und Stickstofffixierung.....	46
4.3 Zooplanktonverteilung.....	48

4.4 Weitergabe von fixiertem Stickstoff in höhere trophische Ebenen.....	55
4.5 Weitergabe von fixiertem Stickstoff in höhere trophische Ebenen bei steigenden CO <sub>2</sub> Konzentrationen.....	62
<b>5. Zusammenfassung</b> .....	65
<b>6. Literaturverzeichnis</b> .....	66
7. Danksagung.....	75
8. Selbständigkeitserklärung.....	76

## 1. Einleitung

Die Primärproduktion in marinen Ökosystemen ist im wesentlichen Stickstoff limitiert (Hecky und Kilham 1988) und somit auf den Eintrag stickstoffhaltiger Verbindungen angewiesen. Eine der wichtigsten anorganischen Stickstoffverbindungen in der euphotischen Zone des Pelagials ist Nitrat ( $\text{NO}_3^-$ ). Es trägt neben Stickstofffixierung und Eintrag aus Niederschlägen und Flüssen zur neuen Produktion bei. Unter neuer Produktion versteht man den Anteil der marinen Primärproduktion im offenen Ozean, der auf die Nitratmenge, die in die euphotische Zone eingetragen wird, angewiesen ist. Nitrat gelangt durch Diffusion aber vor allem durch Auftrieb aus dem nährstoffreichen Tiefenwasser in die euphotische Zone. Durch das Ausbilden einer sommerlichen Sprungschicht ist die Nährstoffzufuhr aus der Tiefe weitgehend unterbrochen und es kommt zum Erschöpfen von Nitrat und/oder Phosphat.

Ein weiterer Eintrag stickstoffhaltiger Verbindungen im Sommer erfolgt durch die Fixierung atmosphärischen Stickstoffs. Zur Stickstofffixierung sind nur Cyanobakterien, die das Enzym Nitrogenase besitzen, in der Lage. In Gebieten, in denen der Eintrag von Nitrat gering ist, aber noch genügend Phosphat vorhanden ist, erhalten diazotrophe Cyanobakterien einen Konkurrenzvorteil, so dass es zu massenhaften Entwicklungen kommen kann. Die am besten untersuchte diazotrophe Gattung ist *Trichodesmium* sp., welche in oligotrophen tropischen und subtropischen Gewässern vor kommt (Capone et al. 1997; Karl et al. 2002; La Roche und Breitbarth 2005) und über 50% der neuen Produktion ausmachen kann (Karl et al. 1997; Capone et al. 2005; Mahaffey et al. 2005). Aber auch in der Ostsee, einem Brackwassermeer kommt es zu Massenentwicklungen von Cyanobakterien. Neben den wichtigsten Blütenbildenden diazotrophen Arten der Ostsee *Nodularia spumigena*, *Anabaena* sp. und *Aphanizomenon* sp., die auch Toxine bilden können, ist der Anteil an Picocyanobakterien ebenso von Bedeutung. Die wesentlichen Grundlagen für die Entstehung von Cyanobakterienblüten sind: warme Wassertemperaturen ( $>16^\circ\text{C}$ ), neutrale bis leicht alkalische pH-Werte, ruhige Windbedingungen (geringe Durchmischungstiefe), hohe Sonneneinstrahlung ( $\sim 120 \text{ W}\cdot\text{m}^2$ ) und niedrige N:P-Verhältnisse (N:P 7-8). Niedrige N:P-Verhältnisse fördern stickstofffixierende Arten da sie im Vergleich zu anderen Arten N-Limitierung umgehen und das noch vorhandene überschüssige Phosphat („excess phosphate“) nutzen können. Der Anteil an Stickstoff Eintrag, auch der durch Fixierung, kann für marine Ökosysteme, wie z.B. die Ostsee eine große Rolle spielen. So liegen Stickstofffixierungsraten der Ostsee durchschnittlich bei  $125 \text{ mmol N m}^{-2} \text{ yr}^{-1}$  und ergeben eine Fixierung von  $370.000 \text{ t N}\cdot\text{a}^{-1}$

(Wasmund et al. 2001). Damit liegt der biologische Eintrag an Stickstoff in der gleichen Größenordnung wie der jeweilige Eintrag durch Flüsse ( $480.000 \text{ t N} \cdot \text{a}^{-1}$ ) und der Atmosphäre ( $196.000 \text{ t N} \cdot \text{a}^{-1}$ ) (Elmgren und Larsson 2001).

Die Abgabe stickstoffhaltiger Verbindungen durch Cyanobakterien trägt signifikant zur Versorgung pelagischer Nahrungsnetze mit neuem bioverfügbarem Stickstoff bei (Ohlendieck et al. 2000, 2007), da es zur direkten Abgabe des fixierten Stickstoffs kommt. Dies erfolgt sowohl als gelöster organischer Stickstoff (DON) (Gilbert and Bronk 1994; Carpone et al. 1994), als auch gelöster anorganischer Stickstoff (DIN:  $\text{NH}_4^+$ ,  $\text{NO}_2^-$ ,  $\text{NO}_3^-$ ) (Mulholland und Capone 2001; Mullholland et al. 2004a). Die Abgabe des aufgenommenen Stickstoffs durch wachsende Cyanobakterien kann mit einer Rate von bis zu 80% über das DON erfolgen (Gilbert und Bronk 1993; Bronk et al. 1994; Bronk und Ward 1999; Nagao und Miyazaki 1999; Slawyk et al. 2000; Ohlendieck et al. 2000). Cyanobakterien, die nicht Stickstoff limitiert sind, geben bei ausreichender Stickstoffversorgung vermehrt DON ab (Nagao & Miyazaki 2002), um Zellen ohne Nitrogenase mit N-haltigen Verbindungen wie Glutamat zu versorgen (Capone et al. 1994). Zusätzlich ist bei Diatomeen bekannt, dass sie, wenn photosynthetische Energie im Überschuss vorhanden ist und nicht vollständig zur Biosynthese genutzt werden kann, DON über die Reduktion von  $\text{NO}_3^-$  zu  $\text{NH}_4^+$  ausschleusen (Lomas et al. 2000) um Photodestruktion zu verhindern. Diese Schutzmaßnahme wird für Cyanobakterien auch vermutet. Stickstoff wird neben der direkten Abgabe auch indirekt, durch „sloppy feeding“ durch Zooplankton (O'Neil et al. 1996) oder via Zelllysis (Ohki 1999; Hewson et al. 2004), dem gelösten Stickstoff-Pool zugeführt. Zelltod führt vor allem zum Ende von Cyanobakterien Massentwicklungen zur Abgabe stickstoffhaltiger Verbindungen (Berman-Frank et al. 2004). Die Abgabe von Stickstoff fördert das Wachstum räumlich assoziierter Organismen. So weisen z.B. nicht diazotrophe Picocyanobakterien in der Ostsee ähnliche räumliche und zeitliche Verteilungsmuster wie stickstofffixierende Cyanobakterien auf (Stal et al. 2003). Vergleichbare Muster wurden bei Ohlendieck et al. (2000) und Garzia et al. (2007) beobachtet. Hier konnte gezeigt werden, dass 5-13% des durch Diazotrophe fixierten Stickstoffs während einer Blüte für den Aufbau von Biomasse durch das Picoplankton verwendet wurde.

Im Sommer bilden Cyanobakterien mit bis zu  $>10 \text{ mg kg}^{-1}$  die höchste Biomasse unter den Primärproduzenten (Wasmund 1997). Inwieweit diese Biomasse in der Ostsee durch direkte Ingestion genutzt wird, ist nach wie vor umstritten. Als Ursache für geringe Nahrungsqualität von Cyanobakterien werden die Größe ihrer Kolonien, ihre mögliche Toxizität und ihr niedriger Nährwert angegeben (Lampert 1987). Niedrige Nährwerte

lassen sich durch das Fehlen von langkettigen mehrfach ungesättigten Fettsäuren 20:5 $\omega$ 3 und 22:6 $\omega$ 3 erklären (Ahlgren et al. 1992), welche essentiell für das Wachstum von Zooplanktern sind (Müller-Navarra et al. 2000). Die meisten Studien über Mesozooplankton belegen, dass bei Ingestion natürlicher Planktongemeinschaften Cyanobakterien gemieden werden (Meyer-Harms und von Bodungen 1997) und eine negative Korrelation zwischen Sekundärproduktion und Cyanobakterienabundanz besteht (Schmidt et al. 1998). Studien die belegen, dass Zooplankton nur in geringen Maßen Cyanobakterien aufnimmt und/oder die Fruchtbarkeit des Zooplanktons bei Aufnahme von Cyanobakterien abnimmt, wurden von Lampert (1987), Sellner et al. (1996) und Koski et al. (1999) veröffentlicht. Vor allem neuere Studien besagen jedoch, dass sowohl Copepoden als auch Cladoceren eine hohe Aufnahmerate an Cyanobakterien und hohe Reproduktionsraten in Gegenwart von Cyanobakterien aufweisen (Burns und Xu 1990; Engström et al. 2000; Meyer-Harms et al. 1999b; Koski et al. 2002; Kozlowsky-Suzuki et al. 2003). Bei *Bosmina longispina maritima* (Cladorera) konnte durch Pigmentanalysen des Darminhaltes (Sellner et al. 1994) und durch den Unterschied der natürlichen  $\delta^{15}\text{N}$  Werte zwischen Cyanobakterien und dem übrigen nitrataufnehmenden Phytoplankton (Kerker 1998) nachgewiesen werden, dass sie Cyanobakterien ingestieren. Neben der direkten Ingestion ist der Weg über das mikrobielle Nahrungsnetz („microbial loop“) eine weitere Möglichkeit, wie der von Cyanobakterien fixierte Stickstoff in das Zooplankton gelangen kann. Bei dem mikrobiellen Nahrungsnetz dient der durch Cyanobakterien abgegebene gelöste Stickstoff Bakterien und heterotrophen Flagellaten als Nahrung (Ohlendieck et al. 2000) und kann über diesen Umweg in das herbivore Zooplankton gelangen. Sommer et al. (2006) vermuten basierend auf natürlichen  $\delta^{15}\text{N}$ -Werten des Zooplanktons, dass während einer Cyanobakterienblüte im Sommer zwischen 23-45% des fixierten Stickstoffs über das mikrobielle Nahrungsnetz in das Mesozooplankton transferiert werden können. Altern, abnehmende Toxizität, Kolonisation durch Bakterien und biochemische Aufwertung durch Bewuchs von Mikrozooplankton können die Qualität von Cyanobakterien als Nahrung für Mesozooplankton steigern (Hoppe 1981; Kankaanpää et al. 2001).

Die vorliegende Diplomarbeit wurde im Rahmen des Projekts SOPRAN (Surface Ocean Processes in the Anthropocene) angefertigt. Unter anderem soll in diesem Projekt untersucht werden, wie sich erhöhte  $\text{CO}_2$  Gehalte auf marine Ökosysteme und den Gasfluss zwischen Ozean und Atmosphäre auswirken. Die atmosphärische  $\text{CO}_2$  Konzentration ist vom vorindustriellen Wert 280 ppm auf einen heutigen Wert von 370 ppm gestiegen. Szenarien besagen, dass die atmosphärische  $\text{CO}_2$  Konzentration im Jahr

2100 einen Wert von 700 ppm erreichen wird (IS92a, Houghton et al., 1995, 2001). Das IS92a Szenario („business-as-usual“) ist eins von sechs Szenarien, die im IPCC (1992), basierend auf einer Reihe von Zukunftsannahmen bezüglich ökonomischer, demographischer und politischer Faktoren beschrieben sind.

CO<sub>2</sub> steht über die Kohlensäure mit den Bikarbonat- (HCO<sub>3</sub><sup>-</sup>) und Karbonationen (CO<sub>3</sub><sup>2-</sup>) des Meerwassers im Gleichgewicht. Dieses marine Karbonatsystem spielt eine ausgesprochen wichtige Rolle im Meerwasser, da es den für viele biogeochemische Reaktionen wichtigen pH-Wert reguliert, sowie den Austausch von CO<sub>2</sub> zwischen Atmosphäre und Ozean steuert. Der heutige pH-Wert im Pelagial des Ozeans ist um 0,12 Einheiten niedriger als der vorindustrielle Wert. Durch den ansteigenden CO<sub>2</sub> Gehalt in der Atmosphäre werden der pH-Wert und die Konzentration von Karbonationen weiter sinken. Diese Veränderungen ziehen wichtige Konsequenzen nach sich, welche das Wachstum und die Kalzifizierungsrate von marinen Plankton- und Korallenarten betrifft. Es ist zu erwarten, dass die marine Kalzifizierung z.B. in Coccolithotrophen (Riebesell et al. 2000; Zondervan et al. 2001) und Foraminiferen (Wolf-Gladrow et al. 1999b) in Zukunft abnimmt, da mit steigendem CO<sub>2</sub> Gehalt in der Atmosphäre auch der CO<sub>2</sub> Gehalt im Oberflächenwasser steigt, welches zu einer Verringerung der Calciumkarbonat (CaCO<sub>3</sub>) Sättigung führt.

Für die Ostsee haben steigende CO<sub>2</sub> Partialdrücke vermutlich zur Folge, dass die Primärproduktion zunimmt (Riebesell 2004), und somit eine stärkere Ausbildung der Sommerphytoplanktonblüte. In Experimenten konnte nachgewiesen werden, dass sich erhöhte CO<sub>2</sub> Konzentrationen förderlich auf die Kohlenstofffixierung in eukaryotischen und prokaryotischen Phytoplanktonkulturen sowie natürlichen Phytoplanktongemeinschaften auswirken. So wurde in Laborversuchen gezeigt, dass die Stickstofffixierung, wie die Kohlenstofffixierung von *Trichodesmium* sp. bei steigenden CO<sub>2</sub> Konzentrationen gefördert werden können (Barcelos e Ramos et al. 2007; Hutchins et al. 2007; Levitan et al. 2007). Es ist zu erwarten, dass durch steigende Primärproduktion auch die Sekundärproduktion zunimmt.

Der Schwerpunkt dieser Arbeit liegt darin mit Hilfe des stabilen Isotops <sup>15</sup>N den Weg des molekular fixierten Stickstoffs in der Nahrungskette zu verfolgen und die Stickstoffaufnahme in das Mesozooplankton zu messen. Da die Meinungen kontrovers sind, über welchen Weg der von Cyanobakterien fixierte Stickstoff in das Mesozooplankton gelangt, soll zudem die Frage geklärt werden, ob die Aufnahme über direkte Ingestion oder das mikrobielle Nahrungsnetz verläuft und zu welchen Anteilen dies

geschieht. Zusätzlich soll im Rahmen dieser Diplomarbeit die Frage geklärt werden, ob unterschiedliche  $\text{CO}_2$  Gehalte die Aufnahme von fixiertem Stickstoff in das Mesozooplankton beeinflussen.

## 2. Material und Methoden

### 2.1 Probenahmegebiet

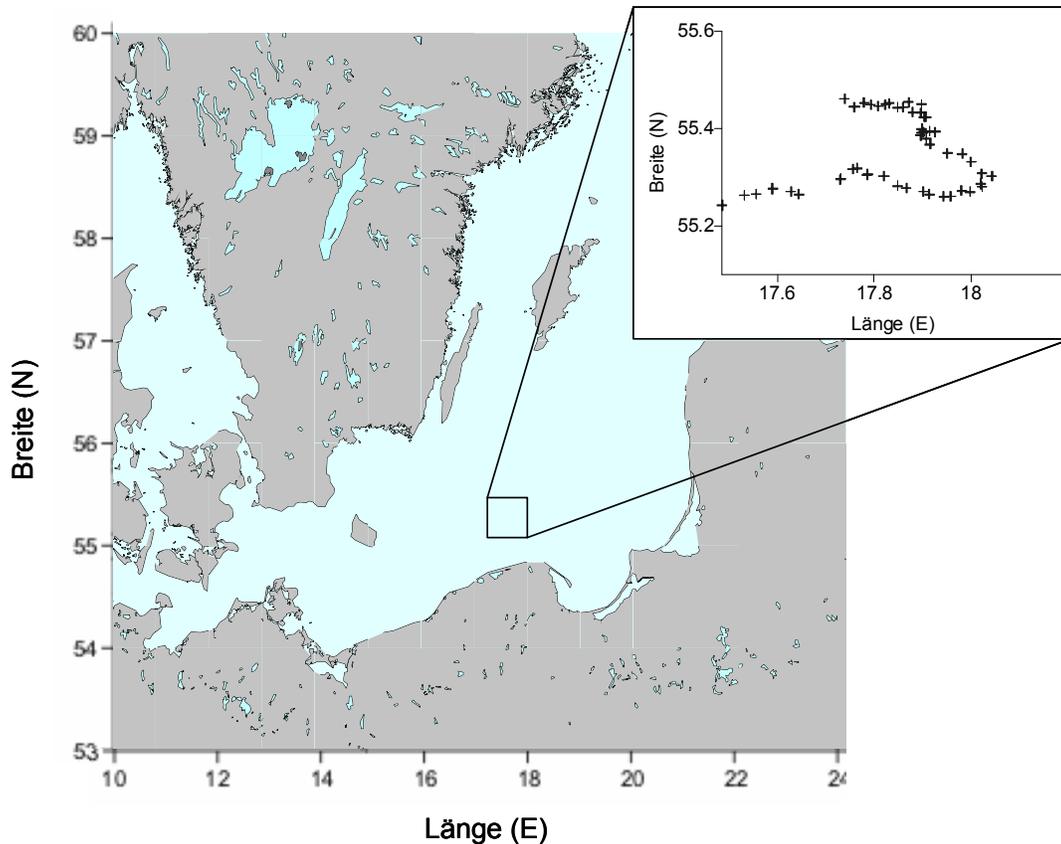


Abb.1: Probenahmegebiet im südlichen Gotlandbecken. Der vergrößerte Ausschnitt zeigt die Drift der Heincke und der Mesokosmen.

Die Gotlandsee ist ein Teilgebiet der zentralen Ostsee. Das salzreiche, schwere Tiefenwasser wird ganzjährig von salzarmen, leichtem Oberflächenwasser überlagert. Dieses salzarme Oberflächenwasser wird im Sommer durch eine Thermokline in eine durchmischte Oberflächenschicht und einen darunter liegenden Winterwasserkörper unterteilt. Das Ausbilden der Thermokline bedingt eine rasche Erschöpfung stickstoffhaltiger Nährsalze in der euphotischen Zone (Wulff und Rahm 1988; Graneli et al. 1990). Im Sommer zeichnet sich das Produktionsgebiet in der Gotlandsee daher durch oligotrophe Nährsalzverhältnisse und eine geringe Phytoplanktonbiomasse aus. Die Phytoplanktongemeinschaft setzt sich im Sommer aus kleinen Formen ( $<10 \mu\text{m}$ ) und diazotrophen Cyanobakterien zusammen (Kahru et al. 1994).

Die Probenahme erfolgte vom 10.07.2007 bis zum 20.07.2007 im südlichen Gotlandbecken mit der RV Heincke (Abb.1).

## **2.2 Probennahme auf See**

Die unter 2.2.2 bis 2.2.4 durchgeführten Messungen wurden im Rahmen des Projektes von anderen Wissenschaftlern durchgeführt und sind im Folgendem erläutert.

### **2.2.1 Mesokosmen**

Insgesamt wurden während der Heincke Fahrt 273 und der Alkor Fahrt 302 sechs Mesokosmen eingesetzt, um zu untersuchen, wie sich erhöhte CO<sub>2</sub> Gehalte auf das marine Ökosystem und den Gasfluss zwischen Ozean und Atmosphäre auswirken. Erhöhte CO<sub>2</sub>-Konzentrationen und die damit verbundene Ansäuerung im Meer sollte durch Zugabe von Salzsäure simuliert werden.

Die eingesetzten Mesokosmen hatten einen Durchmesser von 2 m und eine Länge von 20 m. In dem äußeren Stahlgerüst war ein Plastikschauch aus TPU (Thermoplastischen Polyurethan) aufgehängt. Der Inhalt der Mesokosmen fasste knapp 61 m<sup>3</sup> Seewasser. Die Mesokosmen waren während des Versuchszeitraumes miteinander verbunden und drifteten mit dem Umgebungswasser. Die Drift der Mesokosmen betrug insgesamt ca. 55 sm, also 5 sm pro Tag. Sie wurden am 10.7.2007 morgens ins Wasser gebracht und am 21.7.2007 vor einem aufkommenden Sturm geborgen. Die erste Ansäuerung der Mesokosmen mit Salzsäure erfolgte am 13.07.2007. Aufgrund der schlechten Wetterverhältnisse und dem damit verbundenen Wasseraustausch in den Mesokosmen musste erneut am 16.07. und am 20.07.2007 mit Salzsäure angesäuert werden. Die Ansäuerung erfolgte gleichmäßig über die gesamte Wassersäule der Mesokosmen. Es wurden dieselben Parameter wie in der Wassersäule gemessen (s. 2.2.2 bis 2.2.4)

### **2.2.2 CTD-, Chlorophyll a- und Nährstoffbestimmung**

Vom 10. bis 21.07.2007 wurden einmal täglich in der Wassersäule mit Hilfe einer CTD-Sonde (SeaBird Electronics) Tiefenprofile der Leitfähigkeit, der Temperatur und dem Druck gemessen und der Salzgehalt, pH-Wert und die Dichte berechnet. Am 12.07.2007 fanden aufgrund von schlechten Wetterverhältnissen keine Messungen mit der CTD-Sonde statt.

Die Konzentrationsbestimmungen der Nährstoffe Nitrat/Nitrit, Phosphat, Silikat und Ammonium erfolgten nach Grasshoff (1983). Bei der Nitratbestimmung findet eine Reduktion von Nitrat zu Nitrit an verkupferten Cadmiumspänen im pH-Bereich 7.5 bis 8.4 statt. Die Zugabe an Sulfanilsäureamid-hydrochlorid und N-(1-naphthyl)-ethylendiamindihydrochlorid führt zur Bildung einer der Nitritkonzentration proportionalen Menge von rotem Azofarbstoff. Durch die gleichzeitige Messung nicht

reduzierter Proben bestimmt man die Konzentration an Nitrit, um aus der Differenz der beiden Werte die Nitratkonzentration errechnen zu können. Die Präzision dieser Methode liegt bei  $\pm 0,1 \mu\text{mol/l}$  und es können Konzentrationen von bis zu  $40 \mu\text{mol/l}$  bestimmt werden. Die Phosphatbestimmung basiert auf der Reaktion der Phosphationen in saurer Lösung mit Molybdat und der Reaktion der dabei gebildeten Komplexverbindung (Heteropolysäure) zu Molybdänblau. Die Molybdänfärbung ist dem Phosphatgehalt proportional und wird photometrisch bestimmt. Die Präzision dieser Methode liegt bei  $\pm 0,2 \mu\text{mol/l}$ . Die Konzentration des Phosphats im Meerwasser schwankt zwischen  $0$  bis  $3 \mu\text{mol/l}$ . Die Ammoniumbestimmung erfolgte photometrisch als Indophenolblau. Indophenolblau wird in leicht alkalischer Lösung in Gegenwart von Ammoniak durch Phenol und Hypochlorit gebildet. Die Präzision dieser Methode liegt bei  $\pm 0,1 \mu\text{mol/l}$ . Der typische marine Konzentrationsbereich für Ammonium liegt zwischen  $0$  und  $5 \mu\text{mol/l}$ . Bei der Silikatbestimmung bildet Silikat im pH-Bereich von  $1.4$  bis  $1.6$  mit Molybdat eine Siliziummolybdatsäure, die zu Molybdänblau reduziert wird. Die Blaufärbung ist dem Silikatgehalt proportional und wird ebenfalls photometrisch bestimmt. Die Präzision dieser Methode liegt bei  $\pm 0,1 \mu\text{mol/l}$ . Typisch marine Silikatkonzentrationen liegen zwischen  $0$  und  $200 \mu\text{mol/l}$ .

Die Bestimmung der Chlorophyll-a-Konzentration erfolgte mit der spektrophotometrischen Methode nach Jeffrey und Humphrey (1975). Definierte Volumina der Wasserproben wurden über GF/F Filter filtriert. Die Extraktion der Pigmente erfolgte in  $10 \text{ ml}$   $90\%$ igen Aceton. Anschließend wurden die Acetonproben filtriert und deren Absorption bei  $630 \text{ nm}$  (Chl.-a/b),  $647 \text{ nm}$  (Chl.-b),  $663 \text{ nm}$  (Chl.-a) und  $750 \text{ nm}$  (Trübungsblindwert) gegen  $90\%$ iges Aceton gemessen.

### **2.2.3 Phytoplanktonabundanz**

Zur Bestimmung der Phytoplanktonabundanz und -zusammensetzung wurde die Uthermöhl-Methode (1958) angewandt. Hierfür wurde Probenwasser in  $250 \text{ ml}$  fassende Glasflaschen abgefüllt und mit  $1 \text{ ml}$  Lugolscher-Lösung versetzt. Im Labor fand die Anreicherung der Algen durch Sedimentation in Röhrenkammern und die Bestimmung und Auszählung mit einem inversen Lichtmikroskop (Zeiss: Aciovert S100) statt. Dieses wurde von Kristin Haynert im Rahmen ihrer Diplomarbeit durchgeführt.

Picocyanobakterienabundanzen wurden anhand eines Durchfluss-Zytometers (Becton Dickison: FACS Calibur) bestimmt. Bei der Durchfluss-Zytometrie passieren Einzelzellen in einem Flüssigkeitsstrom einen Laserstrahl und ihre optischen Eigenschaften

(Lichtbeugung, Lichtstreuung, Fluoreszenzlicht) werden gemessen, so dass die Zellen quantifiziert und charakterisiert werden können.

#### **2.2.4 Stickstofffixierung**

Zur Bestimmung der Stickstofffixierungsrate wurde die  $^{15}\text{N}$  Tracer-Methode nach Montoya et al. (1996) eingesetzt. Je 2 Wasserproben wurden in 250 ml Inkubationsflaschen luftdicht abgefüllt und mit Hilfe einer gasdichten Spritze mit 0,5 ml  $^{15}\text{N}_2$  Gas (99%  $^{15}\text{N}_2$ ) versetzt. Die Proben wurden anschließend vorsichtig geschüttelt, so dass ein Gleichgewicht zwischen dem  $^{15}\text{N}_2$  Gas und dem natürlich gelösten  $\text{N}_2$  entstehen konnte. Die Proben wurden in Inkubationswannen bei 75% Lichtintensität inkubiert und dabei mit Oberflächenwasser gekühlt. Nach ca. 6 Stunden Inkubation wurden die Proben größenfraktioniert (größer und kleiner 10  $\mu\text{m}$ ) und über vorgeglühte Whatman GF/F Filter (3,5 Stunden bei 450°C, Whatman) filtriert. Bis zur Analyse im Massenspektrometer wurden die Proben bei  $-20^\circ\text{C}$  eingefroren.

#### **2.2.5 Zooplanktonabundanz**

Um die Zusammensetzung des Zooplanktons zu erfassen, wurde am 10.07.2007 bzw. 11.07.2007 und am 16.07.2007 die Wassersäule ober- und unterhalb der Thermoklinen mit einem WP-2-Netz (Maschenweite 200  $\mu\text{m}$ ) beprobt. Die Netzhols fanden am 10.07.2007 um 14:00, 18:00 und 22:00 Uhr, am 11.07.2007 um 6:00 und 10:00 Uhr und am 16.07.2007 um 10:00 und 22:00 Uhr statt. Das Zooplankton wurde mit 37% Formalin in Kautexflaschen im Verhältnis 1:10 mit filtriertem Seewasser fixiert.

#### **2.2.6 Stickstoffaufnahme in das Mesozooplankton**

Die Zooplanktonproben wurden mit einem WP-2-Netz (Maschenweite 200  $\mu\text{m}$ ) vertikal aus einer Tiefe von 18 bis 0 m genommen. Die Proben wurden vorsichtig aus dem Netz in einen Eimer gespült und von dort in den abgedunkelten Behälter einer Lichtfalle gegeben (Abb.2). Die Lichtfalle wurde zuvor mit filtriertem Seewasser befüllt, so dass der lichtdurchlässige Behälter (II) vollständig und der abgedunkelte Behälter (I) bis knapp über dem Verbindungsschlauch luftblasenfrei gefüllt waren. In der Lichtfalle wanderte das Zooplankton aus dem dunklen Behälter (I) in Richtung Licht in den zweiten Behälter, so dass nach ca. 15 Minuten das agile Zooplankton getrennt vom Phytoplankton und totem Zooplankton für die Versuchsansätze entnommen werden konnte. Filtriertes Seewasser wurde hergestellt, indem Seewasser über einen GF/F Filter (Firma Whatman, Porenweite 0,8 $\mu\text{m}$ ) filtriert wurde. Durch visuelles Abschätzen wurde versucht ca. 200 Tiere pro

Versuchsansatz zu verwenden. Es wurden an Bord zwei unterschiedliche Versuchansätze durchgeführt. Die im Folgendem beschrieben werden.

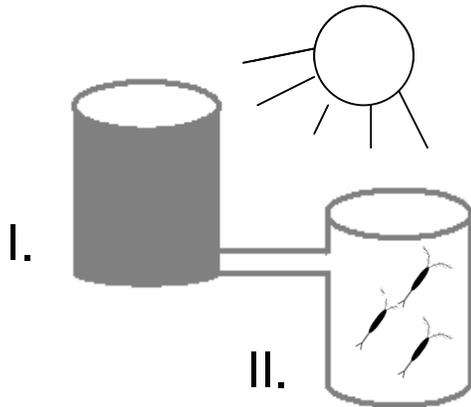


Abb.2: Lichtfalle. Behälter I ist abgedunkelt und Behälter II lichtdurchlässig.

### ***Stickstoffaufnahme des Zooplanktons in der Wassersäule (Versuchsansatz 1)***

Bei Versuchsansatz 1 konnte die Aufnahme von Stickstoff in das Zooplankton sowohl über direkte Ingestion, wie über das mikrobielle Nahrungsnetz verlaufen. Es wurden insgesamt 4 bzw. 5 bzw. 4 Experimente bei 3 bzw. 12 bzw. 20 Stunden Inkubation durchgeführt. Die Parallelen sind im Ergebnis Teil als a und b gekennzeichnet (Tab.1).

In Versuchsansatz 1 wurden zwei 2,3 l Polycarbonatflaschen mit je ca. 200 Zooplanktern aus der Lichtfalle und Cyanobakterien aus dem Oberflächenwasser versetzt. Das Seewasser wurde entweder durch eine Pütz aus der Oberfläche oder durch einen Wasserschöpfer (dieser wurde nur für Proben vom 12.07.2007 verwendet) in 5 m Tiefe gewonnen. Die Inkubationsflaschen wurden mit Hilfe eines Septums und einem Schraubverschluss luftdicht verschlossen. Die Flaschen wurden mit einer gasdichten Spritze über das Septum mit je 2 ml  $^{15}\text{N}_2$  Gas (99%  $^{15}\text{N}_2$ ) beimpft. Hierbei wurden die Inkubationsflaschen über Kopf gehalten, so dass durch eine zweite Kanüle der entstehende Überdruck entweichen und die Gasblase nach oben steigen konnte. Die Inkubation der Probenflaschen von 3, 12 und 20 Stunden fand in Inkubationswannen an Deck statt. Zur Kühlung wurden die Inkubationswannen durchgängig mit Oberflächenwasser durchflossen. Die Inkubationswannen waren mit einer Lichtfolie (75% Durchlässigkeit) bedeckt. Zum Abstoppen der Inkubation wurden die gesamten 2,3 l Probenwasser aus den Inkubationsflaschen über ein Sieb mit einer Maschenweite von 200  $\mu\text{m}$  gegeben und das Filtrat aufgefangen. Das Mesozooplankton auf der 200  $\mu\text{m}$  Gaze und das Filtrat, in dem sich die Cyanobakterien befanden, wurden getrennt über je einen vorgeglühten GF/F Filter (3,5h bei 450°C, Whatman) filtriert und mit filtriertem Seewasser gespült. Die GF/F Filter

mit dem Zooplankton (>200 µm) und den Cyanobakterien (<200µm) wurden anschließend in Reaktionsgefäßen (Eppendorf) bei -20 °C aufbewahrt.

Als Kontrolle dienten 1. Ansätze mit Oberflächenwasser, in die kein zusätzliches Zooplankton gegeben wurde (1a) um die Stickstofffixierung zu bestimmen und 2. Ansätze mit Zooplankton in filtriertem Seewasser (1b) (Abb.3), in denen keine Aufnahme zu erwarten war. Das bei Kontrolle 1 verwendete Oberflächenwasser entsprach dem in den Versuchen verwendeten Wasser. Somit war gewährleistet, dass die Phytoplanktonzusammensetzung gleich war. Die Kontrollen wurden wie oben beschrieben mit  $^{15}\text{N}_2$  Gas beimpft und ab da wie die anderen Proben bearbeitet. Von jedem Versuch wurde eine Parallele durchgeführt.

### ***Wie viel der Stickstoffaufnahme verläuft über direkte Ingestion in der Wassersäule (Versuchsansatz 2)***

Bei dem zweiten Versuchsansatz wurden  $^{15}\text{N}$  markierte Cyanobakterien dem Zooplankton als Futter zur Verfügung gestellt um die Stickstoffaufnahme über direkte Ingestion in das Mesozooplankton zu bestimmen. Hierfür wurden mit einem 10 µm Handnetz Cyanobakterien aus der Wasseroberfläche angereichert, mit filtriertem Seewasser in 5 l Polycarbonatflaschen abgefüllt und luftdicht verschlossen. Die Flaschen wurden wie im Versuchsansatz 1 mit 1ml/l  $^{15}\text{N}_2$  Gas beimpft und für 6 Stunden in den Inkubationswannen bei 75% Lichtintensität inkubiert. Anschließend wurden die Cyanobakterien über eine 10 µm Gaze filtriert, dabei war wichtig, dass die Cyanobakterien nicht trocken fielen. Das Filtrat wurde nicht aufgefangen, so dass durch Ausschluss der Protozoen das Verbindungsglied zwischen dem Zooplankton und den Bakterien fehlte. Über diesen Ausschluss konnte keine Stickstoffaufnahme in das Zooplankton über den Weg des mikrobiellen Nahrungsnetzes verlaufen. Die mit  $^{15}\text{N}$  markierten Cyanobakterien wurden auf zwei 2,3 l Polycarbonatflaschen aufgeteilt und mit angereichertem Zooplankton aus der Lichtfalle und filtriertem Seewasser aufgefüllt und luftdicht verschlossen. Die Flaschen wurden in den Inkubationswannen im Dunklen (lichtundurchlässige Folie) für 12 oder 20 Stunden inkubiert. Als Kontrolle diente ein Ansatz mit Zooplankton aus der Lichtfalle und filtriertem Seewasser. Nach dem abstoppen der Inkubation wurde mit den Proben wie in Versuchsansatz 1 verfahren. Abbildung 3 gibt einen Überblick über die Zusammensetzung und den Verlauf der beiden Versuchsansätze.

Tabelle1: Anzahl der Versuche und die Bezeichnungen der Parallelen an allen Versuchstagen in den Versuchsansätzen 1 und 2

Datum	Versuchsansatz	Anzahl der Versuche	Parallelen
11.07.2007	1	1	20a, 20b
12.07.2007	1	2	12a,12b, 20a, 20b
13.07.2007	1	1	20a, 20b
13.07.2007	2	1	20a, 20b
15.07.2007	1	3	3a,3b,12a,12b, 20a, 20b
15.07.2007	2	1	12a,12b
16.07.2007	1	1	12a,12b
19.07.2007	2	1	12a,12b
20.07.2007	1	2	3a,3b,12a,12b
21.07.2007	1	2	3a,3b,12a,12b

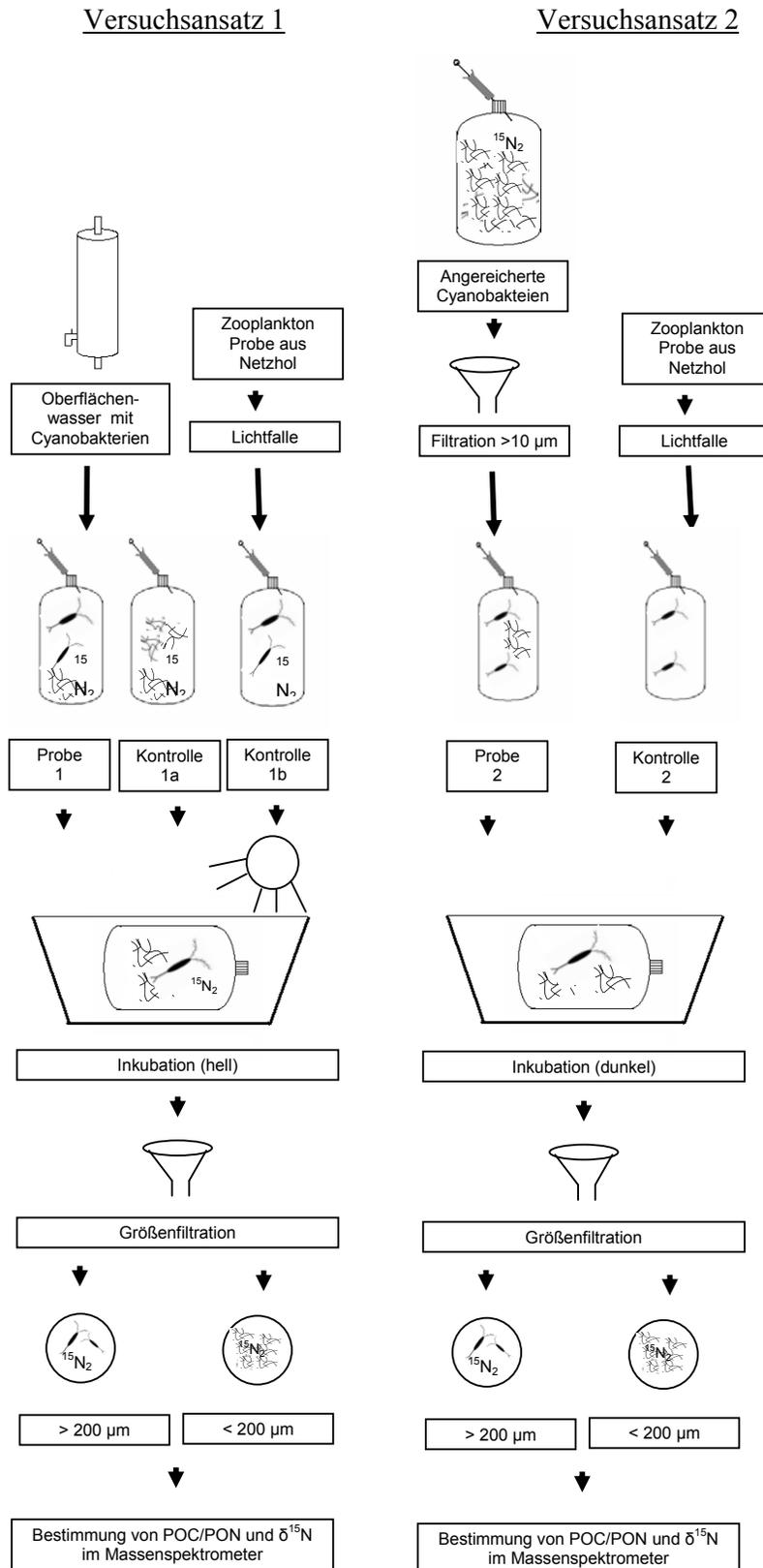


Abb.3: Versuchschemata: Kontrolle 1a besteht aus Oberflächenwasser und Kontrolle 1b und 2 bestehen aus Zooplankton in filtriertem Seewasser. Von jeder Probe und Kontrolle wurde einen Parallele durchgeführt.

## 2.3 Aufarbeitung der Proben im Labor

### 2.3.1 Bestimmung der $\delta^{15}\text{N}$ -Werte

Die eingefrorenen Filter der Stickstofffixierung (2.2.3) und der Aufnahmeratenbestimmung des Zooplanktons (2.2.5) wurden im Trockenofen bei 60 °C getrocknet, in Zinnschiffchen verpackt, zu Pellets gepresst und anschließend gemessen. Die Messungen der Proben fanden mit einem IRMS (isotope ratio mass spektrometer) (Finnigan Delta S oder Delta Plus) statt. Die Bestimmung der  $^{15}\text{N}$  Konzentrationen erfolgt indirekt über eine Verhältnismessung. Hierfür wird das Isotopenverhältnis (schweres zu leichtes Isotop) einer Probe im Verhältnis zu einer Referenzsubstanz, deren Isotopengehalt bekannt ist, gemessen. Isotopenverhältnisse werden in dieser Diplomarbeit in  $\delta$ -Notierungen in Promille angegeben. Die Formel für Stickstoff lautet:

$$\delta^{15}\text{N} (\text{‰}) = \left[ \frac{(\delta^{15}\text{N} / \delta^{14}\text{N})_{\text{Probe}}}{(\delta^{15}\text{N} / \delta^{14}\text{N})_{\text{Ref.}}} - 1 \right] * 1000$$

Als Referenzgas für Stickstoffmessungen dient Luft (Mariotti 1983), welches gegen einen internationalen Standard der International Atomic Energy Agency (IAEA-N1, N2 und N3) kalibriert ist. Zusätzlich wird jede sechste Messung ein laborinterner Standard (Pepton) gemessen, um die Messgenauigkeit des Gerätes zu prüfen. Anhand der Abweichungen vom Mittelwert für  $\delta^{15}\text{N}$  vom Pepton (5,75 ‰) wird ein Korrekturfaktor berechnet, mit denen die  $\delta$ -Werten der Proben korrigiert werden. Aus den Peptonmessungen ergibt sich eine Genauigkeit dieser Methode von  $\pm 0,2 \text{ ‰}$ .

Die Berechnung der Stickstofffixierungsraten und Aufnahmeraten aus den  $^{15}\text{N}$  Daten des IRMS erfolgte gemäß Montoya et al. (1996).

#### ***Funktionsweise des Massenspektrometers***

Die Bestimmung der Isotopenzusammensetzung der Probe erfolgt in zwei Schritten. Zunächst wird die verpackte Probe bei 1020°C in einem Verbrennungsofen des Elementaranalysers (Carlo Erba 1108) verbrannt. Die Verbrennung erfolgt im Heliumstrom als Trägergas unter Zugabe von Sauerstoff. Das organische Material verbrennt zu Kohlendioxid, Stickstoff, Stickoxiden, Schwefeldioxid und Wasser. Diese Verbrennungsgase werden im Heliumstrom durch den Verbrennungsofen und den Reduktionsofen (650 °C) weitergeleitet, wo die Stickoxide zu elementarem Stickstoff

reduziert werden. Das Wasser aus der Verbrennung wird in einer Wasserfalle, die mit einem Trocknungsmittel gefüllt ist, zurückgehalten. Die verbleibenden Gase (Stickstoff und Kohlendioxid) werden gaschromatographisch bei 50°C getrennt. Ein Teil dieser Gase (~1%) wird mit dem Heliumstrom in das Massenspektrometer (Finnigan Delta S) transportiert. In der Ionenquelle des Gerätes werden die Gasmoleküle ionisiert, beschleunigt und als Strahl fokussiert. Ein Magnetfeld lenkt die Ionen entsprechend ihrer Masse unterschiedlich stark ab, so dass sie getrennt voneinander aufgefangen werden können. Schließlich werden die Ionen detektiert, in elektrische Impulse umgewandelt und von einem Computer verrechnet. Sowohl die Quantifizierung der C- und N-Gehalte als auch die Messung der  $\delta^{13}\text{C}$  und  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte erfolgt auf diese Weise. Um das Signal der Proben quantifizieren zu können, wird jeden Tag eine Mehrpunkt-Kalibrierung mit unterschiedlichen Einwaagen von Acetanilid durchgeführt. Dieses weist einen konstanten Stickstoffgehalt von 10,36% auf. Zusätzlich werden leere Zinn- bzw. Silberschiffchen als Blindwerte gemessen, und deren C- und N-Gehalte von denen der Proben subtrahiert.

### 2.3.2 Bestimmung der Abundanz und Dominanz des Zooplanktons in der Wassersäule

Die mit Formalin fixierten Zooplanktonproben dienen der Ermittlung von Abundanz (Individuen/m<sup>3</sup>) und Dominanz (Relative Zusammensetzung der Probe(%)) der Arten in der Wassersäule. Die Analyse erfolgte mit einem inversen Lichtmikroskop (Leica) mit einer 10-12fachen Vergrößerung, unter Verwendung einer nach Arndt (1985) modifizierten Mini-Bogorov-Kammer (Postel et al. 2000). Das Formalin wurde zunächst durch ein Sieb mit 55 µm Maschenweite entfernt und durch destilliertes Wasser ersetzt. Aus dem Gesamtprobenvolumen wurde jeweils eine Teilprobe analysiert. Hierfür wurde mit einer 1 ml fassenden Eppendorfpipette (Öffnungsdurchmesser 5 mm) eine Teilprobe (1 bis 4 ml) entnommen. Es wurden pro Probe mindestens 400 Individuen analysiert, so dass statistisch der Fehler bei 400 gezählten Individuen unter 10 % liegt (Lund et al. 1958; Lenz 1968).

Die Berechnungen erfolgten nach folgenden Formeln:

$$\text{Abundanz (Ind./m}^3\text{)} = \frac{\text{Ausgangsvolumen(ml)} * \text{Individuen}}{\text{ausgezähltes Probevolumen(ml)} * \text{filtrierte Wassermenge(m}^3\text{)}}$$

$$\text{Individuen Dominanz (\%)} = \frac{\text{Anzahl pro Gruppe} * 100}{\text{Gesamtanzahl}}$$

$$\text{Zählfehler (\%)} = \pm 2 \frac{100}{\sqrt{\text{Anzahl der Individuen}}}$$

### 2.3.3 Bestimmung der Zooplanktondichte in den Versuchsansätzen

#### *Längenvermessung des Zooplanktons*

Von den unter 2.3.2 ausgezählten Individuen wurden mindesten 10 Tiere jeder Art wie in den Abbildungen 4 und 5 dargestellt vermessen. Das Vermessen erfolgte mit einem im Okular eingesetzten Mikrometer. Für die Längenvermessung der mit Formalin fixierten Proben muss kein Schrumpfungsfaktor berücksichtigt werden (Postel et al. 2007).

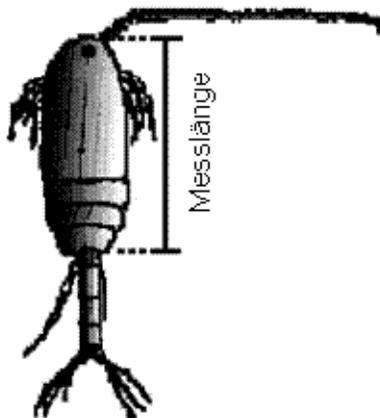


Abb.4 : Messvorgaben für Calanoida  
(verändert nach Hernroth 1985)

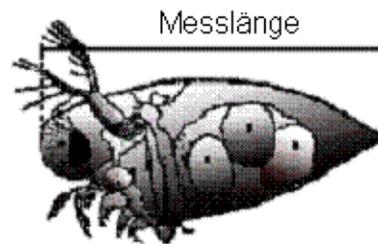


Abb.5 : Messvorgaben für Cladorera  
(verändert nach Hernroth 1985)

**Berechnung des Kohlenstoffgehaltes des Zooplanktons**

Zur Berechnung des Kohlenstoffgehaltes wurde folgende Formel verwendet:

$$\text{Kohlenstoff Biomasse } [\mu\text{g C} \cdot \text{Ind.}^{-1}] = a \cdot L^b$$

L = durchschnittliche Länge des Zooplanktons ( $\mu\text{m}/\text{Ind.}$ )

a und b sind Taxa spezifische Faktoren zur Berechnung der Kohlenstoffbiomasse (Tab.2).

So konnte der mittlere Kohlenstoffgehalt in  $\mu\text{g C} \cdot \text{Ind.}^{-1}$  für jede vorkommende Art in den Ansätzen berechnet werden. Da kein Koeffizient zur Berechnung des Kohlenstoffgehaltes von *Bosmina longispina maritima* vorlag, wurde nach Kankaala und Johansson (1986) aus der Formel für die Längen-Kohlenstoff Beziehung für Adulte *Bosmina longispina maritima* ( $y = 5,24x - 1.08$ ) der Kohlenstoffgehalt berechnet.

Tabelle 2: Koeffizienten a und b zur Berechnung der Kohlenstoff Biomasse für 11 verschiedene Taxa (Postel et al. 2007).

<b>Taxon</b>	<b>a</b>	<b>b</b>
<i>Acartia bifilosa</i>	$3.8665 \cdot 10^{-9}$	3.0253
<i>Acartia longiremis</i>	$4.7756 \cdot 10^{-8}$	2.6178
<i>Acartia tonsa</i>	$1.4390 \cdot 10^{-8}$	2.8146
<i>Centropages hamatus</i>	$1.7298 \cdot 10^{-8}$	2.8323
<i>Cyclops</i> sp.	$5.5751 \cdot 10^{-8}$	2.6510
<i>Evadne nordmanni</i>	$1.4663 \cdot 10^{-9}$	3.0342
<i>Oithona similis</i>	$5.3930 \cdot 10^{-10}$	3.3959
<i>Paracalanus</i> sp.	$1.6220 \cdot 10^{-6}$	2.1934
<i>Pseudocalanus</i> sp.	$2.3223 \cdot 10^{-6}$	2.1312
Podonidae	$1.8756 \cdot 10^{-7}$	2.4600
<i>Temora longicornis</i>	$2.2744 \cdot 10^{-9}$	3.2093

**Berechnung**

In den Versuchansätzen 1 und 2 konnte keine direkte Bestimmung der Artenzusammensetzung durch auszählen, durchgeführt werden. Aus den Experimenten ist nur der Gesamtkohlenstoffgehalt durch die Analyse mit dem Massenspektrometer bekannt. In der Wassersäule wurde die Artenzusammensetzung am 10./11. und 16.07.2007 bestimmt (2.3.2) und angenommen, dass die Artenzusammensetzung der Wassersäule identisch mit der in den Experimenten war. Anhand des berechneten Anteils der einzelnen Arten am Gesamtkohlenstoffgehalt konnten die Abundanzen in den Versuchsansätzen extrapoliert werden (Tab.3).

Tabelle 3: Kohlenstoff Biomasse ( $\mu\text{g C}\cdot\text{Ind.}^{-1}$ ) und Mittelwerte der Individuen Abundanzen (%) am 10. und 16.07.2007 vorkommenden Arten in den obersten 18 bzw. 20 m.

Art	Kohlenstoff Biomasse ( $\mu\text{g C Ind.}^{-1}$ )	10./11.07.2007	16.07.2007
		Individuen Abundanz (%)	
<i>Eurytemora sp.</i>	1.7	2.2	4.8
<i>Temora longicornis</i>	2.2	6.8	16.1
<i>Acartia sp. (tonsa)</i>	1.6	52.3	36.0
<i>Centropages sp.</i>	2.4	9.5	7.5
<i>Podon leuckarti</i>	2.7	3.9	1.3
<i>Bosmina coregoni maritima</i>	0.3	11.4	13.9
<i>Evadne nordmanni</i>	1.2	9.1	14.4
<i>Paracalanus sp.</i>	2.2	0.0	3.1

## 2.4 Aufnahme von Stickstoff in das Mesozooplankton bei unterschiedlichen CO<sub>2</sub>

### Konzentrationen

Um die Frage zu klären, ob unterschiedliche CO<sub>2</sub> Gehalte die Aufnahme von fixiertem Stickstoff in das Mesozooplankton beeinflussen, wurde der Versuchsansatz 1 mit Inkubationswasser aus den Mesokosmen durchgeführt. Dieses wurde mit einem Schöpfer (Hydrobios) über die ersten 10m der Wassersäule aus den Mesokosmen genommen und anschließend in 10 l Kanistern, zur Weiterverarbeitung an Bord, abgefüllt. Das Zooplankton wurde nicht aus den Mesokosmen entnommen sondern aus der Wassersäule gefischt. Die Bestimmung der Stickstoffaufnahme in das Mesozooplankton wurde wie unter 2.2.6 beschrieben durchgeführt. Aufgrund der schwierigen Probenahme vom Schlauchboot aus, stand nur eine geringe Wassermenge aus den Mesokosmen zur Verfügung und es konnten nicht, wie in den Versuchen in der Wassersäule, Kontrollen durchgeführt werden (Abb.3 Kontrolle 1a und b). Daher wurden die Proben nach dem Abstoppen der Inkubation nicht wie unter 2.2.6 beschrieben über GF/F Filter filtriert sondern in Schnappdeckelgläschen mit filtriertem Seewasser gespült und bei -20°C eingefroren. Das Einfrieren der Proben in Schnappdeckelgläschen war notwendig, da bei der Filtration über die 200 µm Gaze immer einige Cyanobakterien in der >200 µm Fraktion verblieben. Hier war es aufgrund der fehlenden Kontrollen nicht möglich bei den Berechnungen diese von den Aufnahmeraten abzuziehen, so dass das Zooplankton im Labor nach Auftauen der Proben von den Cyanobakterien getrennt wurde.

Die Inkubationszeit betrug am 14.07.2007 20 Stunden und am 17.07.2007 12 Stunden. Die Versuche wurden in jeweils drei der sechs Mesokosmen durchgeführt (Tab. 4a und b).

Tabelle 4: Die jeweils drei beprobten Mesokosmen am 14.07.2007 (a) und 17.07.2007 (b) und deren pCO<sub>2</sub> Gehalte (µatm).

a)		b)	
Mesokosmos Nr.	pCO <sub>2</sub> (µatm)	Mesokosmos Nr.	pCO <sub>2</sub> (µatm)
4	360	4	326
3	1245	2	554
1	1984	5	1299

***Aufarbeitung der Zooplanktonproben aus 2.4***

Die  $<200 \mu\text{m}$  Proben (entspricht abfiltrierten Cyanobakterien) die in den Schnappdeckelgläschen eingefroren waren, wurden im Labor aufgetaut und über einen vorglühten GF/F Filter filtriert und die  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte wie unter 2.3.1 beschrieben, gemessen. Die  $>200 \mu\text{m}$  Proben (Mesozooplankton) wurden nach dem Auftauen in Cyanobakterien und Zooplankton getrennt. Hieraus wurden nur die  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte des Zooplanktons bestimmt. Da nach den ersten Messungen zu erkennen war, dass das  $^{15}\text{N}$  beim Auftauen der Zooplanktonproben nicht mehr nur im Zooplankton enthalten war sondern sich auch in gelöster Phase im filtriertem Seewasser befand, wurde ein geglühter GF/F Filter in das aufgetaute filtrierte Seewasser gegeben, der das Wasser aufzog. Dieser wurde anschließend gefriergetrocknet (Christ: Alpha1-4) und der verbleibende Rest im Trockenschrank bei  $60^\circ\text{C}$  verdampft. Somit war das  $^{15}\text{N}$  an den Filter absorbiert und der vollständige  $\delta^{15}\text{N}$ -Wert des Zooplanktons konnte wie unter 2.3.1 bestimmt werden.

### 3. Ergebnisse

#### 3.1 Zur Hydrographie des Probenahmegebietes im Versuchszeitraum

Da die Zusammensetzung des Inkubationswassers von der Hydrographie des Probennahmegebietes beeinflusst war, wird auf diese im Folgenden eingegangen.

Der durchschnittliche Salzgehalt an der Oberfläche lag während des Versuchszeitraumes vom 10.07.2007 bis 21.07.2007 bei  $7,41 \pm 0,06$  PSU (Practical Salinity Unit). Im Verlauf der Messzeit sank der Oberflächensalzgehalt von 7,50 auf 7,38 PSU (Abb.6a). In einer Tiefe von 10 m verringerte sich der Salzgehalt von 7,68 PSU auf 8,25 PSU. Der pH-Wert hatte sich in der Oberfläche während der 11 Tage von 8,1 um 0,15 erhöht (Abb. 6b). Ab dem 13.07.2007 lagen in der Tiefe um 0,2 geringere pH-Werte als an der Oberfläche vor. Derselbe Trend wie an der Oberfläche war auch in der Tiefe zu verzeichnen, der pH-Wert stieg auch hier von 8,1 um 0,18 an.

Während des Versuchszeitraumes war die durchmischte Schicht durch eine saisonale Thermokline vom Tiefenwasser getrennt. Die Tiefe der durchmischten Schicht lag bei 10 bis 17 m (Abb.7). In den oberen 5 Metern der Wassersäule stieg die Temperatur von  $12,5^{\circ}\text{C}$  auf  $16,7^{\circ}\text{C}$  an. Zu Beginn waren die oberen 17 m gut durchmischt. Ab dem 11.07.2007 begann sich die Oberfläche zu erwärmen, so dass der Wasserkörper am 14.07.2007 nur noch bis in eine Tiefe von gut 10 m durchmischt war. Im weiteren Verlauf der Messungen sank die Thermokline wieder auf eine Tiefe von etwa 17 m.

Die Windgeschwindigkeit lag im Mittel bei 6,5 m/s. Maximale Windgeschwindigkeiten von 15,6 m/s wurden am 16.07.2007 erreicht (Abb.21). Die Windgeschwindigkeit war im Mittel, wie am 12., 15./16. und 19.07.2007 auffällig hoch.

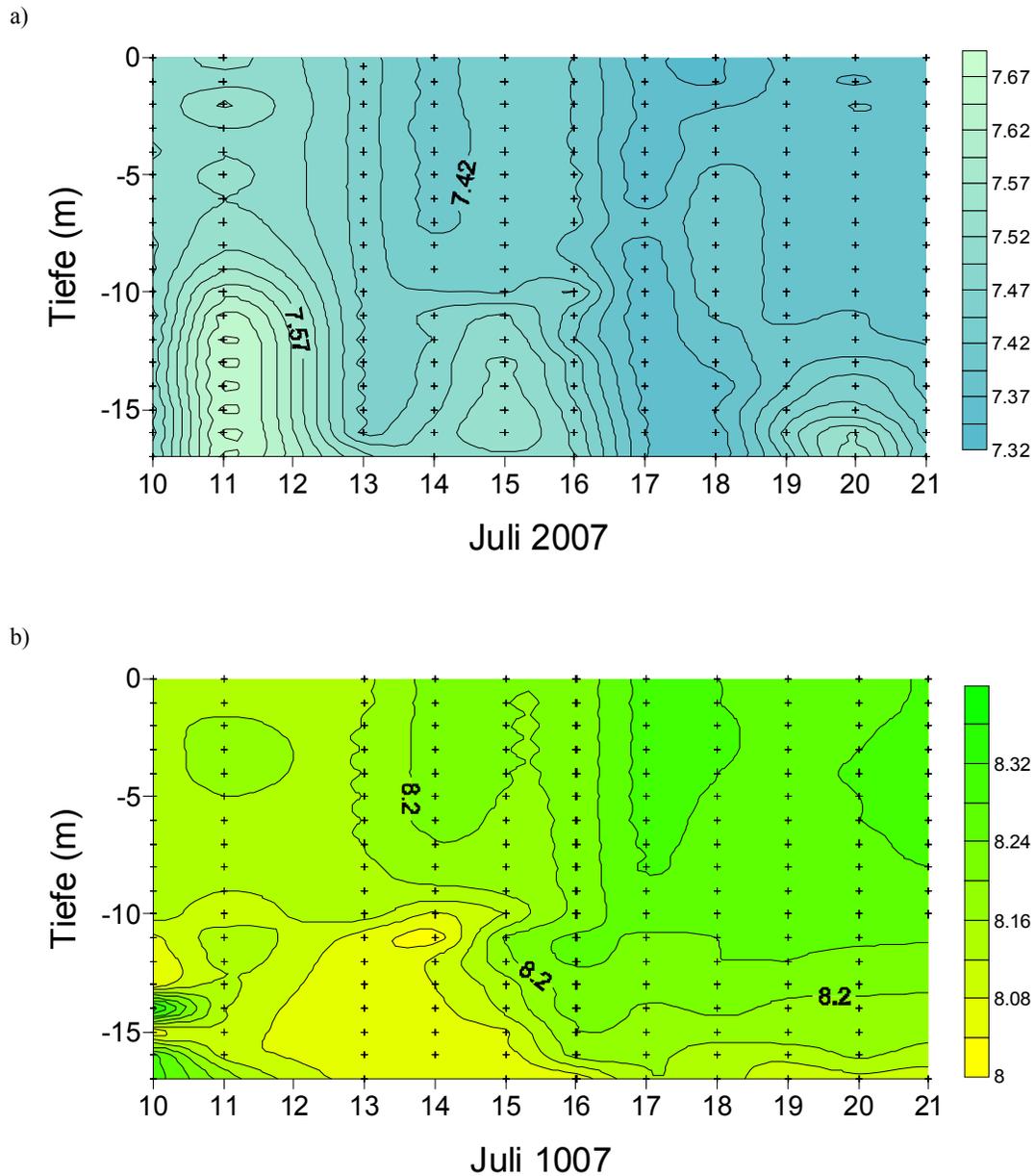


Abb.6: Verlauf des Salzgehaltes (PSU) (a) und des pH-Wertes (b) vom 10.07.2007 bis zum 21.07.2007 über eine Tiefe von 17 m im südlichen Gotlandbecken. Die schwarzen Kreuze geben die Messpunkte an. Am 12.07.2007 fanden aufgrund der schlechten Wittersituation keine Messungen statt.

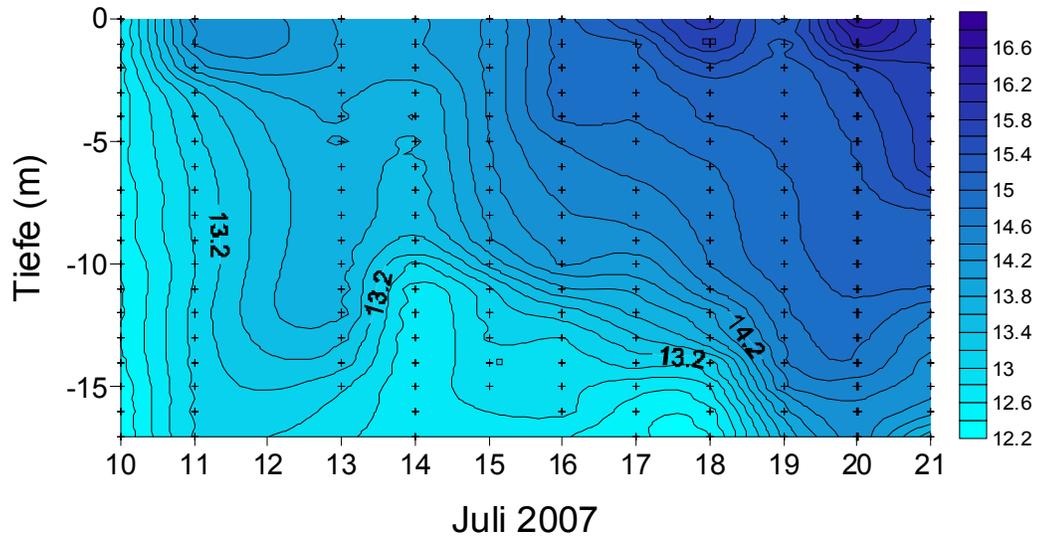


Abb.7: Verlauf der Temperatur (°C) vom 10.07.2007 bis zum 21.07.2007 über eine Tiefe von 17 m im südlichen Gotlandbecken. Die schwarzen Kreuze geben die Messpunkte an. Am 12.07.2007 fanden aufgrund der schlechten Wettersituation keine Messungen statt.

### 3.2 Nährstoffe und Chlorophyll-a

Nitrit- und Ammoniumkonzentrationen lagen während des Messzeitraumes unterhalb der Nachweisgrenze. Bei der Nitratkonzentration war ein Anstieg von 0  $\mu\text{mol/l}$  auf eine Konzentration von 0,13  $\mu\text{mol/l}$  zu verzeichnen. Phosphat war zu Beginn des Versuchszeitraumes mit 0,27  $\mu\text{mol/l}$  noch vorhanden. Die Konzentration verringerte sich um 0,1 auf 0,17  $\mu\text{mol/l}$ . Die Silikatkonzentration lag im Mittel bei 9,93  $\mu\text{mol/l}$  (Abb.8).

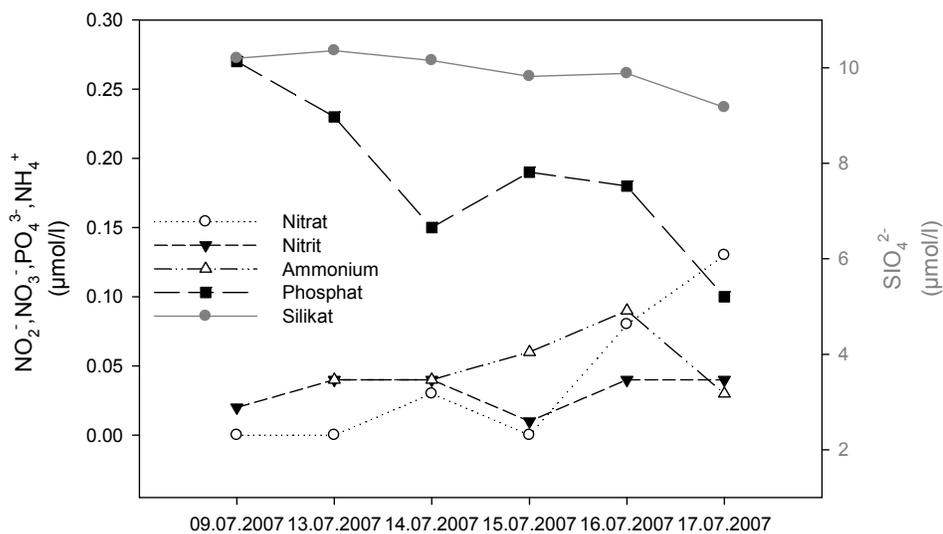


Abb.8: Verlauf der Nährstoffkonzentrationen in den obersten 10 m der Wassersäule (Nitrat, Nitrit, Ammonium, Phosphat und Silikat) vom 09.07.2007 bis zum 17.07.2007 im südlichen Gotlandbecken.

Die Chlorophyll-a Konzentrationen schwankten zwischen 2,3 und 2,6  $\mu\text{g/l}$  (Daten sind nicht abgebildet). Die niedrige DIN-Konzentration und der noch beträchtliche Gehalt an Phosphat lassen auf gute Wachstumsbedingungen für Cyanobakterien schließen (Abb.9).

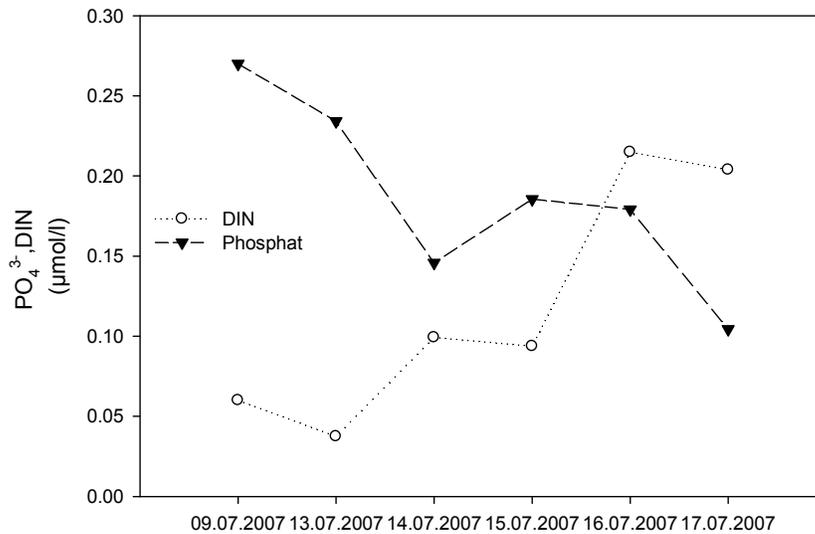


Abb.9: Phosphat- und DIN (gelöster anorganischer Stickstoff) Konzentrationen ( $\mu\text{mol/l}$ ) vom 09.07.2007 bis zum 17.07.2007 im südlichen Gotlandbecken.

### 3.3 Phytoplanktonverteilung in der Wassersäule

Die im Folgenden beschriebenen Ergebnisse wurden von Kristin Haynert im Rahmen ihrer Diplomarbeit erhoben und für diese Arbeit zur Verfügung gestellt.

Der Gesamtkohlenstoffgehalt des Phytoplanktons stieg während des Versuchzeitraumes von  $147 \text{ mg C/m}^3$  um 11% an. Den Hauptteil der Algengemeinschaft bildeten unbestimmte Dinoflagellaten (Dinophyceae) mit einem Kohlenstoffgehalt von 68 bis  $117 \text{ mg C/m}^3$  (entspricht einem Anteil von 46-80% am Gesamtkohlenstoffgehalt). Weitere Arten waren *Cryptomonadales* sp. (Cryotophyceae), *Heterocapsa rotundata* (Dinophyceae), *Actinocyclus octonarius* (Bacillariophyceae), *Chaetoceros impressus* (Bacillariophyceae), *Cylindrotheca closterium* (Bacillariophyceae), *Nitzschia* sp. (Bacillariophyceae), *Pyramimonas* sp. (Prasinophyceae) und *Planctonema lauterbornii* (Chlorophyceae) und nicht näher bestimmte Phytoplankter.

Der Kohlenstoffgehalt der Cyanobakterien am Gesamtkohlenstoffgehalt des Phytoplanktons stieg von 9 auf 14% während der Ausfahrt an. Bis zum 20.07.2007 waren coccoide Cyanobakterien die vorherrschende Gruppe unter den Cyanobakterien, mit einem maximalen Kohlenstoffgehalt am 19.07.2007 von  $23 \text{ mg C/m}^3$  (Abb.10a). Zu den coccoiden Cyanobakterien gehören Arten wie *Synechococcus* sp., welche nicht diazotroph

sind, oder auch *Snowella* sp.. Bei *Nodularia* sp., *Anabaena* sp. und *Aphanizomenon* sp. gab es bis zum 21.07.2007 kaum Veränderungen in der Biomasse. Ihre Kohlenstoffgehalte schwankten zwischen 0,2 und 2,6 mg C/m<sup>3</sup> (Abb.10a). Am 19., 20. und 21.07.2007 wurden die Proben nicht wie zuvor aus der Oberfläche genommen, sondern integrierte Proben über eine Tiefe von 10m (Abb.10b). Der Anstieg des Kohlenstoffgehalts der Cyanobakterien auf 21 mg C/m<sup>3</sup> ist auf den Anstieg des Kohlenstoffgehalts von *Aphanizomenon* sp. zurückzuführen. So betrug der Kohlenstoffgehalt von *Aphanizomenon* sp. am 19.07.2007 14 mg C/m<sup>3</sup>, dies entspricht einem Anstieg von 80% in der Biomasse im Vergleich zum 12.07.2007.

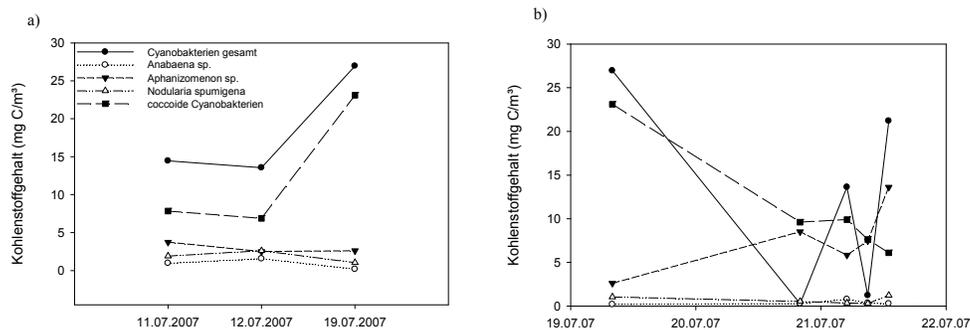


Abb.10: Kohlenstoffgehalt ( $\mu\text{g C/m}^3$ ) von coccoiden Cyanobakterien, *Anabaena* sp., *Aphanizomenon* sp. und *Nodularia* sp.. Die Skala in a gilt auch für b. Zwischen dem 13.07.2007 und den 18.07.2007 liegen keine Daten vor. a) Die Proben wurden alle in den obersten 5 m genommen. b) Integrierte Proben über die ersten 10 m der Wassersäule.

### 3.4 Stickstofffixierung in der Wassersäule

Am 12.07.2007 wurden zwischen 0,1 und 0,6 nmol N l<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup> Stickstoff fixiert mit einem Maximum in 16 m Tiefe (Abb.11a). Am 19.07.2007 waren höhere Fixierungsraten zu verzeichnen. Diese lagen zwischen 0,8 und 1,4 nmol N l<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup> (Abb.11b) mit einem Maximum in 5 m Tiefe. Integriert man die Stickstofffixierung über die Tiefe, betrug die Gesamtstickstofffixierung am 12.07.2007 über 20 m bzw. am 19.07.2007 über 10 m 9,4 bzw. 7,2  $\mu\text{mol N m}^{-2} \text{h}^{-1}$ . In der >10  $\mu\text{m}$  Fraktion wurde am 12.07.2007 52% und am 19.07.2007 50% des Stickstoffs fixiert. Betrachtet man einzelne Tiefen, so kann lokal der Anteil der >10  $\mu\text{m}$  Fraktion an der Gesamtstickstofffixierung bis zu 71 % betragen (12.07.2007 in 16 m Tiefe).

Das C/N Verhältnis lag am 12.07.2007 bei 8,5 und am 19.07.2007 bei 9,2. Die PON Konzentration schwankte zwischen 4,3 und 5,5  $\mu\text{mol N/l}$  und die POC Konzentration zwischen 40,1 und 47,7  $\mu\text{mol C/l}$ . Betrachtet man die C und N Aufnahme der >10 und <10  $\mu\text{m}$  Fraktionen sind die höheren Konzentrationen in der <10  $\mu\text{m}$  zu finden. Bei den

PON- und POC Konzentrationen schwanken die Werte in der  $<10 \mu\text{m}$  Fraktion zwischen  $3,5$  und  $4,4 \mu\text{mol N l}^{-1}$  bzw.  $27,7$  und  $37,2 \mu\text{mol C/l}$  und in der  $>10 \mu\text{m}$  Fraktion zwischen  $0,5$  und  $1,1 \mu\text{mol N/l}$  bzw.  $5,9$  und  $10,5 \mu\text{mol C/l}$ .

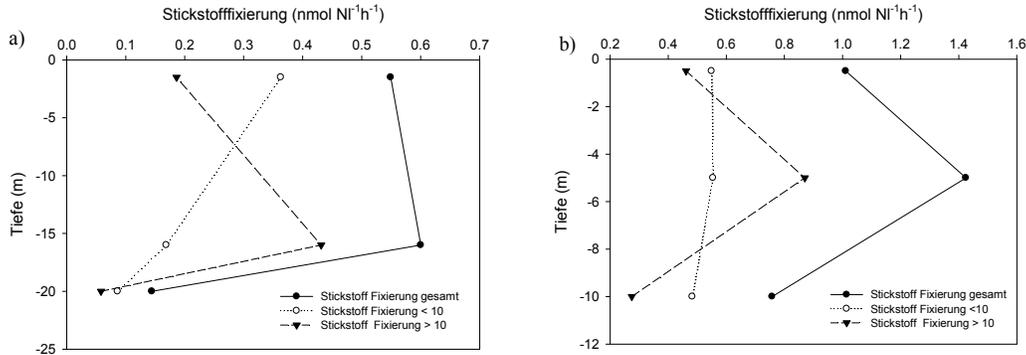


Abb.11: Stickstofffixierungsraten ( $\text{nmol NI}^{-1}\text{h}^{-1}$ ) vom 12.07.2007 (a) und 19.07.2007 (b) in unterschiedlichen Tiefen aus der Wassersäule.

Vom 20. und 21.07.2007 sind Fixierungsraten aus der Wassersäule über eine Wassertiefe von 10 m in Abbildung 12 dargestellt. Die Stickstofffixierung in der Wassersäule stieg auf  $2,1 \text{ nmol NI}^{-1}\text{h}^{-1}$  an. Bei den integrierten Proben stellte die  $>10 \mu\text{m}$  Fraktion bezogen auf die Stickstofffixierung einen Anteil von bis zu 56%. Der Anteil der  $<10 \mu\text{m}$  Fraktion an der Stickstofffixierung konnte, betrachtet man einzelne Probezeitpunkte, bis zu 66 % betragen (21.07.2007 um 8:00 Uhr).

Das C/N Verhältnis lag im Mittel bei 9,6, mit einem Ausreißer am 21.07.2007 um 11:30 Uhr. Hier betrug das C/N Verhältnis 78,3, da der POC mit  $549 \mu\text{mol/l}$  stark erhöht war, dieser wurde nicht in die Berechnung des mittleren C/N Verhältnisses einbezogen. Die PON Konzentration schwankten zwischen  $3,9$  und  $8,6 \mu\text{mol N/l}$  (Mittelwert:  $6,8 \mu\text{mol N/l}$ ) und die POC Konzentration zwischen  $34,7$  und  $80,2 \mu\text{mol C/l}$  (Mittelwert:  $65,1 \mu\text{mol C/l}$ ). Die höheren POC und PON Konzentrationen waren in der  $<10 \mu\text{m}$  zu finden. Bei den PON- und POC Konzentration schwanken die Werte in der  $<10 \mu\text{m}$  Fraktion zwischen  $2,7$  und  $7,5 \mu\text{mol N/l}$  bzw.  $23,6$  und  $66,6 \mu\text{mol C/l}$  und in der  $>10 \mu\text{m}$  Fraktion zwischen  $1$  und  $1,8 \mu\text{mol N/l}$  bzw.  $11,1$  und  $18 \mu\text{mol C/l}$ . Im Vergleich zu den Werten vom 12. und 19.07.2007 ist der Anstieg in den C/N Verhältnissen durch die steigenden POC Konzentration zu erklären.

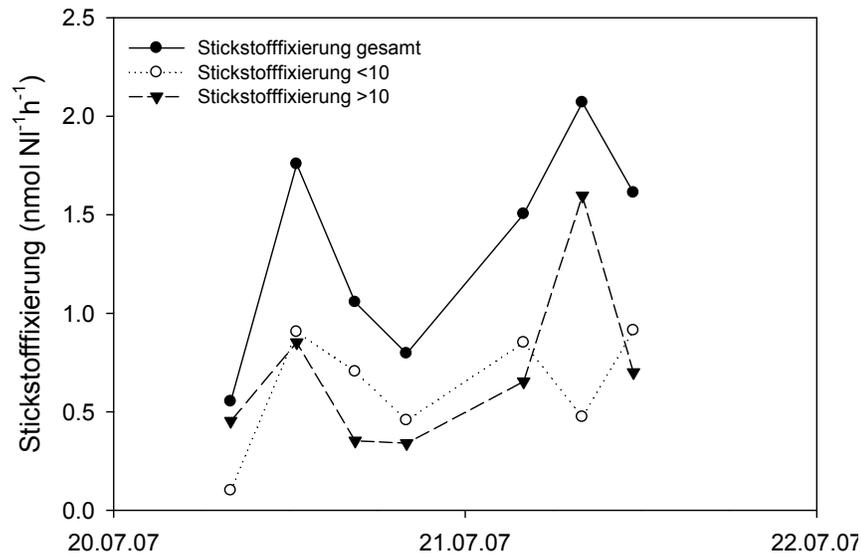


Abb.12: Stickstofffixierungsraten (nmol NI<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup>) vom 20. und 21.07.2007. Die integrierten Proben wurden über eine Tiefe von 10 m genommen. Der Startpunkt entspricht 8:00 Uhr am 20.07.2007.

### 3.5 Zooplanktonverteilung in der Wassersäule

Die Abundanz des Zooplanktons lag am 10.07.2007 und 11.07.2007 zwischen 12600 und 25600 Ind.m<sup>-3</sup> (Abb.13). Die minimale Abundanz war um 10:00 und die maximale um 14:00 Uhr zu verzeichnen.

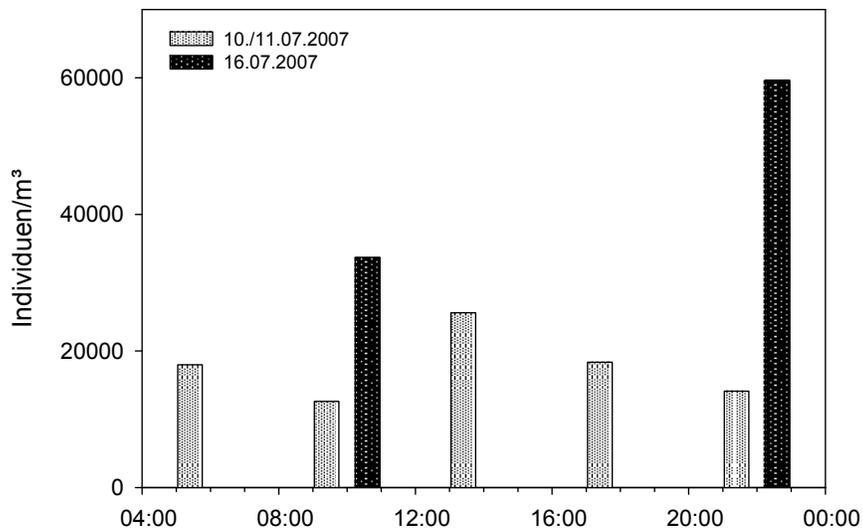


Abb.13: Zooplanktonabundanz (Ind.m<sup>-3</sup>) vom 10./11.07.2007 und 16.07.2007 integriert über die gesamte Wassersäule (60 m).

Am 16.07.2007 war deutlich mehr Zooplankton in der gesamten Wassersäule (60m) vorhanden. Die Abundanz lag zwischen 33.700 und 59.700 Ind.m<sup>-3</sup>. Von 10:00 auf 22:00 Uhr hatte sich in den 60 m der Wassersäule die Abundanz verdoppelt. Ein ähnlicher Anstieg war am 10./11.07.2007 zwischen 10:00 und 14:00 Uhr zu verzeichnen.

Betrachtet man die Verteilung der Zooplankter zu den unterschiedlichen Tageszeiten ober- und unterhalb der Thermokline, fällt auf, dass an allen Zeitpunkten, die Abundanz des Zooplanktons oberhalb um ca. 1500 bis 3500 Ind.m<sup>-3</sup> (dies entspricht 10 bis 40%) höher waren als unterhalb der Thermokline. Eine Ausnahme bildet der 11.07.2007 (10:00 Uhr). Hier war die Abundanz von 6500 Ind. m<sup>-3</sup> unterhalb der Thermokline um etwa 500 Ind. m<sup>-3</sup> größer (Abb.14).

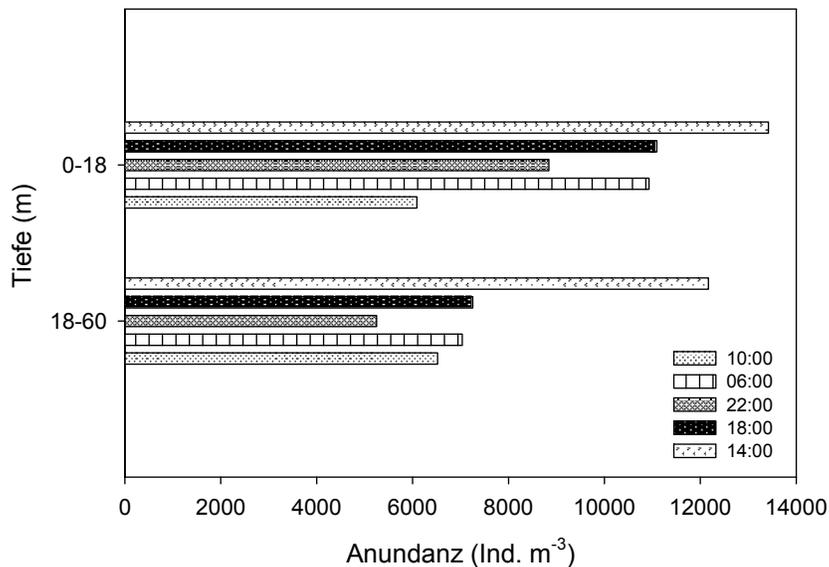


Abb.14: Vergleich der Zooplanktonabundanz (Ind. m<sup>-3</sup>) vom 10. und 11.07.2007 um 14:00, 18:00, 22:00, 6:00 und 10:00 Uhr über die Tiefen 0 bis 18 m und 18 bis 60 m.

In Abbildung 15 sind die Abundanzen des Zooplanktons zu den unterschiedlichen Tageszeiten (10:00 und 22:00 Uhr) in den drei Tiefenbereichen 0 bis 10m, 10 bis 20m und 20 bis 60m am 16.07.2007 dargestellt. Bei der 22:00 Uhr Probenahme findet man die höchste Abundanz des Zooplanktons in einer Tiefe von 0 bis 20 m. Sie war um 28% höher als in der Tiefe 20 bis 60 m. Um 10:00 Uhr waren oberhalb von 20m etwa 50% weniger Tiere. Betrachtet man den Unterschied ober- und unterhalb der Thermokline, die sich am 16.07.2007 bei 10 m befand, ist um 22:00 Uhr die Abundanz des Zooplankton unterhalb mit 20.000 Ind. m<sup>-3</sup> etwa gleich groß der Abundanz oberhalb der Thermokline. Um 10:00

Uhr war die Abundanz des Zooplanktons oberhalb mit 10.300 Ind. m<sup>-3</sup> um etwa 20% niedriger als unterhalb der Thermokline.

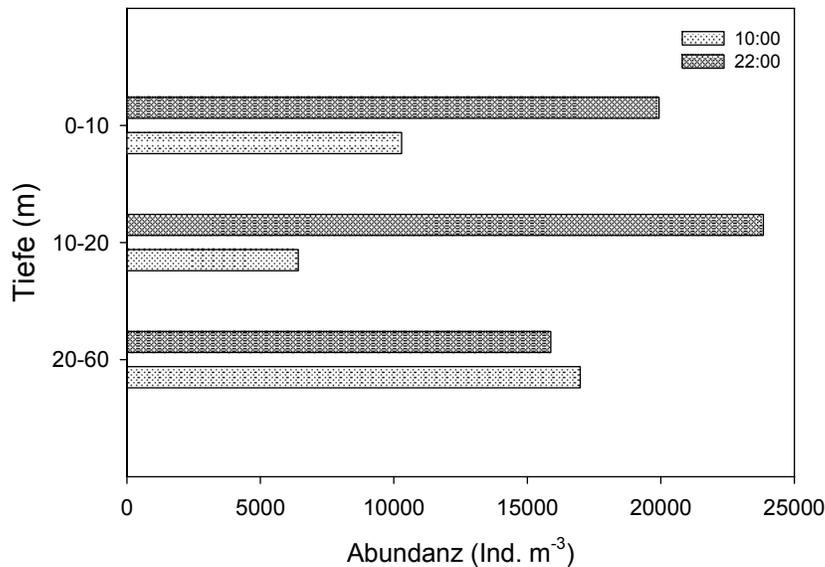


Abb.15: Vergleich der Zooplanktonabundanz (Ind. m<sup>-3</sup>) vom 16.07.2007 um 10:00 und 22:00 Uhr über die Tiefenbereichen 0 bis 10 m, 10 bis 20 und 20 bis 60 m.

In Abbildung 16 a bis e sind die relativen Zusammensetzungen (Dominanzen) der Proben dargestellt (Zum Vergleich siehe Abb. 13 mit den Gesamtabundanzen zu den jeweiligen Messzeitpunkten). Am 10./11.07.2007 in der Tiefe 0 bis 18 m war der Copepode *Acartia* sp. zu allen Zeitpunkten die dominante Art. Ihr Vorkommen nahm oberhalb der Thermokline von 59% um 14:00 Uhr auf 29% um 6:00 Uhr morgens ab, und stieg dann wieder an. Wenn die Individuen Abundanz von *Acartia* sp. in der Nacht und am frühen Morgen in der Oberfläche abnimmt, dominierte keine andere Copepoden Art, sondern Bivalvia-Larven mit bis zu 44%. Bivalvia-Larven sind u. a. in der Gruppe "Übrige" mit Synchaeta und Polychaeten-Larven zusammengefasst. An allen Tagen waren Bivalvia-Larven die vorherrschenden Organismen in dieser Gruppe. Das Vorkommen von Synchaeta und Polychaeten-Larven war in allen Proben <1%. Neben *Acartia* sp. kamen die Copepoden *Temora longicornis*, *Eurytemora* sp., *Centropages* sp. und *Pseudocalanus* sp. in mäßigen Individuenhäufigkeiten vor. Die am stärksten vertretene Cladoceren Art war *Bosmina coregoni maritima* neben *Podon leuckarti* und *Evadne nordmanni*. Die maximale Abundanz der Cladoceren lag um 18:00 Uhr bei 25% (Abb.16a).

Der Vergleich mit den Individuenabundanzen unterhalb der Thermokline zeigt, dass unterhalb von 18 m kaum noch Cladoceren vorhanden waren. Sie machten nur 2% aus. Die am häufigsten vorkommenden Copepodenarten unterhalb der Thermokline waren

*Pseudocalanus* sp. mit bis zu 50%, *Acartia* sp. mit bis zu 43% und *Temora longicornis* mit bis zu 34%. *Centropages* sp. war mit einer Häufigkeit von bis zu 13% und *Eurytemora* sp. mit bis zu 7% vertreten. Individuen von *Pseudocalanus* sp. kamen verstärkt bei der 22:00, 6:00 und 10:00 Uhr Probe vor, während *Acartia* sp. und *Centropages* sp. höhere Individuenabundanzen am Mittag und frühen Abend (14:00 und 18:00 Uhr) aufwiesen. Das Vorkommen von *Temora longicornis* war zu allen Tageszeiten relativ konstant. Bivalvia-Larven, Synchaeta und Polychaeten-Larven bildeten unterhalb der Thermokline im Vergleich zu den Abundanzen oberhalb der Thermoklinen nur einen geringen Anteil von 2,5% (Abb.16b).

Am 16.07.2007 waren oberhalb der Thermokline in einer Tiefe bis 10 m die Cladoceren mit bis zu 47% stark vertreten. Unter den Cladoceren war *Bosmina coregoni maritima* die vorherrschende Art. *Acartia* sp. war vormittags mit einer Abundanz von 32% stärker vertreten als nachts. *Temora longicornis* und *Eurytemora* sp. mit 20% bzw. 10% waren nachts stärker vertreten als vormittags. *Pseudocalanus* sp und *Centropages* sp. kamen mit 2% bzw. 9% vor (Abb.16c). In der Tiefe 10 bis 20 m kamen weniger Cladoceren als an der Oberfläche vor (Abb.16d). Unterhalb von 20 m bis in eine Tiefe von 60 m waren kaum noch Cladoceren zu finden (Häufigkeit <2%). Sehr stark vertreten waren wieder die Copepoden Arten *Acartia* sp. und *Temora* sp., wie auch schon in der Tiefe 10 bis 20 m (Abb.16e).

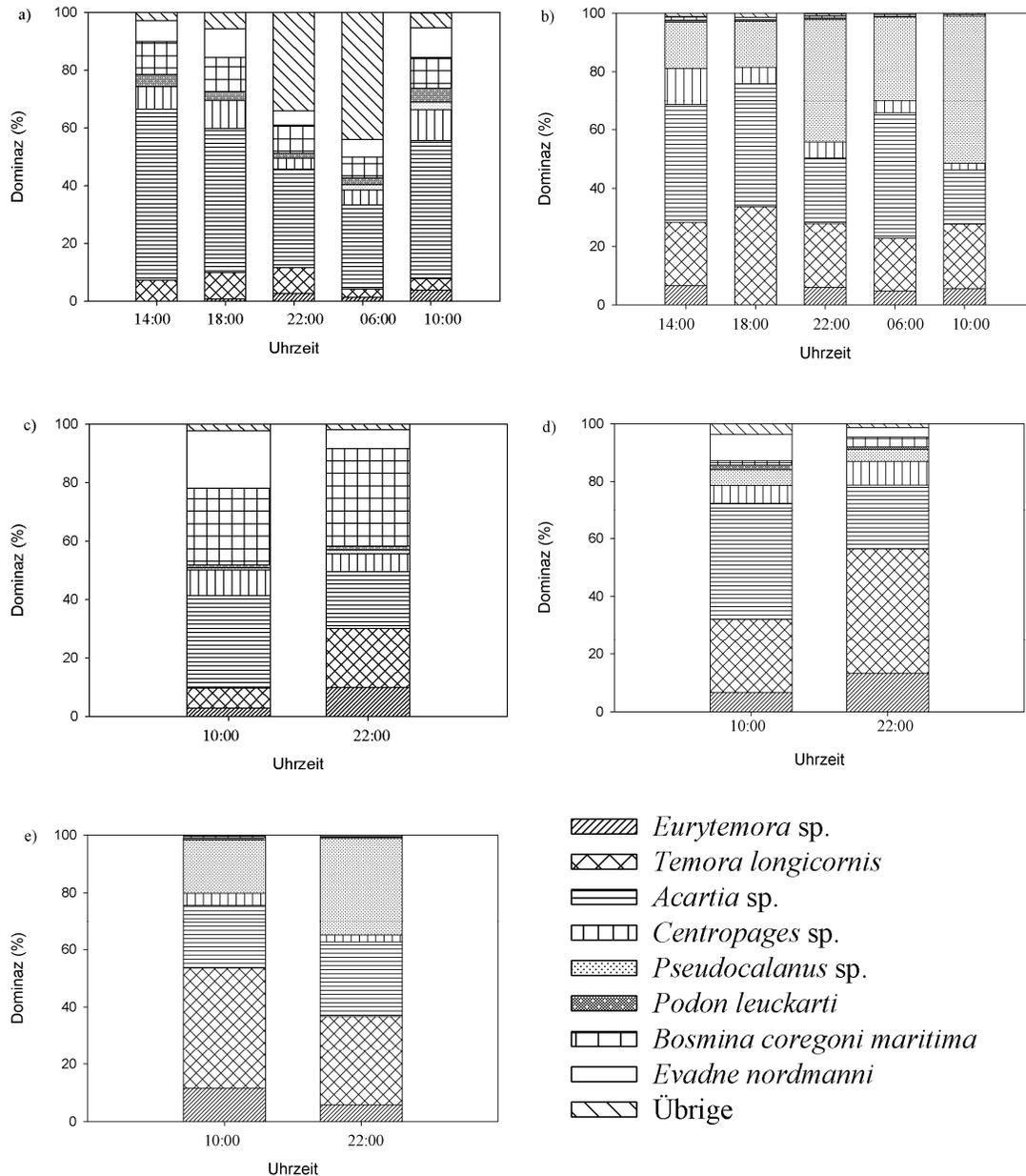


Abb.16: Individuenhäufigkeit (%) der Proben vom 10.07.2007 in den Tiefen 0 bis 18m (a) und 18 bis 60 m (b) und der Proben vom 16.07.2007 in den Tiefen 0 bis 10m (c), 10 bis 20m (d) und 20 bis 60m (e). Die Skala gilt für alle fünf Abbildungen.

Vergleicht man die Mittelwerte aus den Messungen um 10:00 und 14:00 Uhr am 10./11. und 16.07.2007 von der Oberfläche bis in 18 bzw. 20 m Tiefe, fällt auf, dass die Arten *Eurytemora* sp. (Zunahme um 6,1%), *Temora* sp. (Zunahme um 17,5%) und *Bosmina coregoni maritima* (Zunahme um 19,5%) in ihrer Häufigkeit zunahm (Tab.3). Dieser Trend ist auch in den absoluten Zahlen zu sehen. *Acartia* sp. nahm um 15,7% ab. In der

Tiefe 20 bis 60 m nahmen *Pseudocalanus* sp., *Centropages* sp. und *Acartia* sp. in ihrer Häufigkeit leicht ab, während die von *Temora* sp. und *Eurytemora* sp. stiegen.

Tabelle 5.: Mittelwerte der Dominanzen (%) aller Taxa ober- und unterhalb von 18 bzw. 20 m.

Datum	10.07.2007		16.07.2007	
Tiefe (m)	0-18	18-60	0-20	20-60
Art	Individuendominanz (%)			
<i>Eurytemora</i> sp.	2,0	5,7	8,1	8,7
<i>Temora longicornis</i>	6,4	23,6	23,9	36,5
<i>Acartia</i> sp.	44,1	33,1	28,4	23,9
<i>Centropages</i> sp.	7,4	6,0	7,3	3,3
<i>Pseudocalanus</i> sp.	2,3	30,6	3,0	26,2
<i>Podon leuckarti</i>	3,2	0,5	1,2	0,5
<i>Bosmina coregoni maritima</i>	10,2	0,6	29,7	0,4
<i>Evadne nordmanni</i>	7,7	0,4	9,7	0,3
Restliche	17,8	0,6	2,3	0,4

### 3.6 Stickstoffaufnahme in das Mesozooplankton

#### 3.6.1 Quantifizierung der Aufnahme von Stickstoff in das Mesozooplankton

Die mittlere Stickstofffixierungsrate in dem Versuchsansatz 1 lag bei  $2,1 \pm 2,1$  nmol N l<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup>. Die Werte schwankten zwischen 0,1 und 10 nmol N l<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup> (Abb.17a). Die mittlere Stickstoffaufnahme in das Mesozooplankton betrug  $1,2 \pm 1,6$  pmol N Ind.<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup>. Die maximale Stickstoffaufnahme lag bei 6,8 pmol N Ind.<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup> und die minimale bei 0 pmol N Ind.<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup> (Abb.17b).

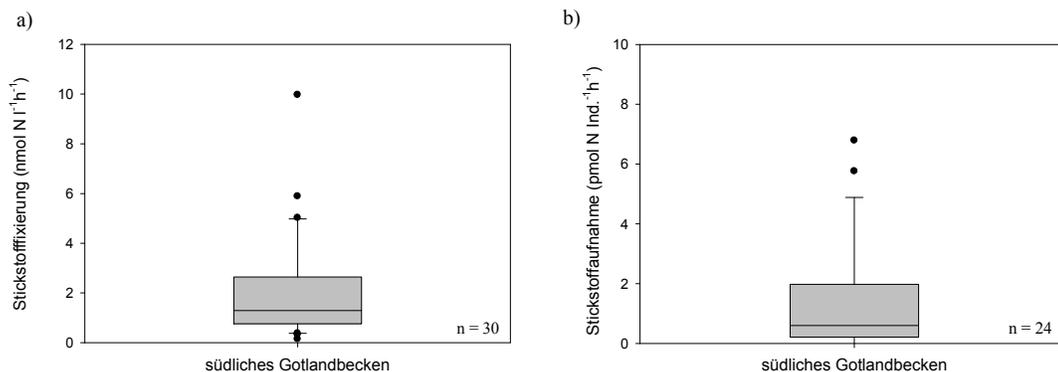


Abb.17: a) Stickstofffixierungsraten (nmol N l<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup>) und b) Stickstoffaufnahme in das Mesozooplankton (pmol N Ind.<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup>) für alle Experimente in der Wassersäule pro Stunde umgerechnet.

Vergleicht man die Inkubationszeiten 3, 12 und 20 Stunden findet die geringste Stickstoffaufnahme in das Mesozooplankton nach 3 Stunden statt ( $2,7 \pm 3,5$  pmol N Ind.<sup>-1</sup>). Bei 12 Stunden Inkubation liegt die mittlere Stickstoffaufnahme deutlich höher bei  $21,0 \pm 26,2$  pmol N Ind.<sup>-1</sup> und nach 20 Stunden Inkubation erfolgte eine Stickstoffaufnahme von  $8,8 \pm 8,7$  pmol N Ind.<sup>-1</sup> (Abb.18).

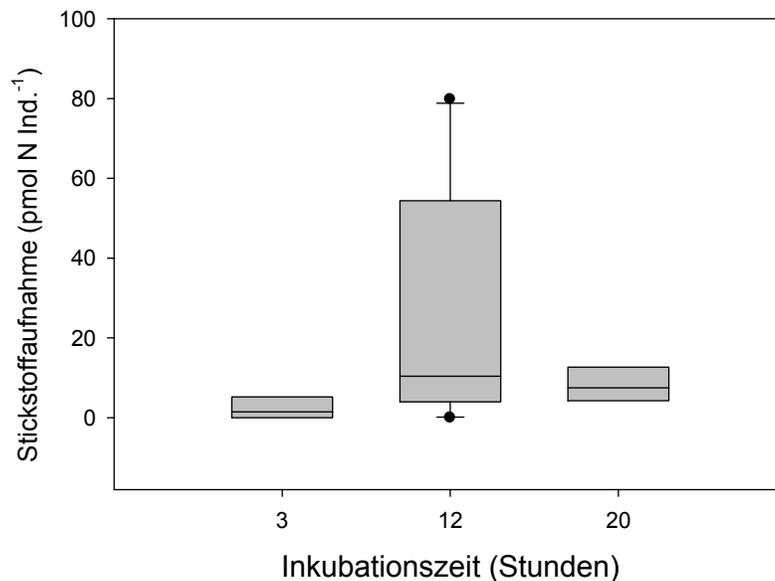


Abb.18: Stickstoffaufnahme in das Mesozooplankton (pmol N Ind.<sup>-1</sup>) für alle Experimente in der Wassersäule für die unterschiedlichen Inkubationszeiten 3, 12 und 20 Stunden.

Es wurde insgesamt an sieben Tagen die Stickstoffaufnahme in das Mesozooplankton bestimmt. Am 11.07.2007 wurden die Parallelen 20 a und b für je 20 Stunden inkubiert (Abb.19a). Die Stickstoffaufnahme in das Zooplankton betrug an diesem Tag 4,2 bzw. 10,1 pmol N Ind.<sup>-1</sup>. Die Stickstofffixierungsrate lag bei 0,4 nmol N l<sup>-1</sup> h<sup>-1</sup>. Es wurden 3 bzw. 7% des fixierten Stickstoffs aufgenommen (Tab.6).

Die Parallelen bei der drei Stunden Inkubation sind für den 12.07.2007 nicht dargestellt, da keine Stickstoffaufnahme in das Zooplankton erfolgte und die Stickstofffixierung aufgrund eines Messfehlers nicht ermittelt werden konnte. Die Parallelen 12 a und b bzw. 20 a und b wurden für 12 Stunden bzw. 20 Stunden inkubiert. Die Stickstoffaufnahme betrug bei 12 Stunden Inkubation 6,3 bzw. 28 pmol N Ind.<sup>-1</sup>. Die Stickstofffixierungsrate lag bei 0,7 bzw. 1,3 nmol N l<sup>-1</sup> h<sup>-1</sup>. Es wurden 5 bzw. 22% des fixierten Stickstoffs aufgenommen. Bei 20 Stunden Inkubation war die Stickstoffaufnahme zwar geringer (4,5 bzw. 4,9 pmol N Ind.<sup>-1</sup>), es wurden aber 6 bzw. 7% des fixierten Stickstoffes aufgenommen (Abb.19b und Tab.6).

Die Stickstofffixierungsraten lagen am 13.07.2007 bei 1 bzw. 2,6  $\text{nmol NI}^{-1}\text{h}^{-1}$ . Trotz dieser erhöhten Raten in 20 a gegenüber der Parallele 20 b erfolgte keine Stickstoffaufnahme in das Zooplankton. Im Experiment 20 b wurde 20% des fixierten Stickstoffs aufgenommen (Abb.19 c und Tab.6).

Die Stickstofffixierung lag am 15.07.2007 zwischen 0,1 und 1,7  $\text{nmol NI}^{-1}\text{h}^{-1}$ . In den Ansätzen 3 b und 12 b erfolgte keine Stickstoffaufnahme in das Zooplankton. Die höchste Aufnahmerate wurde nach 20 Stunden mit 30,7  $\text{pmol N Ind.}^{-1}$  erreicht. Hier wurden 32% des fixierten Stickstoffs aufgenommen. Bei 3 Stunden Inkubation wurden maximal 20% des fixierten Stickstoffs aufgenommen. Die Stickstoffaufnahmeleistungen lagen in den anderen Ansätzen zwischen 3,8 und 12,9  $\text{pmol N Ind.}^{-1}$  (Abb.19d und Tab.6).

Am 16.07.2007 waren höhere Stickstofffixierungsraten von 2 bzw. 2,2  $\text{nmol NI}^{-1}\text{h}^{-1}$  zu verzeichnen. Es wurden nach 12 Stunden 8 bzw. 10% des fixierten Stickstoffs in das Zooplankton aufgenommen (Abb.19e und Tab 6).

Am 20.07.2007 waren die höchsten Stickstofffixierungsraten von bis zu 10  $\text{nmol NI}^{-1}\text{h}^{-1}$  und Aufnahmeleistungen in das Zooplankton von bis zu 70,5  $\text{pmol N Ind.}^{-1}$  zu verzeichnen. Bis zu 69% des fixierten Stickstoffs wurden in das Zooplankton aufgenommen und waren deutlich höher als an den vorangegangenen Versuchstagen. Im Ansatz 3 a war die Stickstofffixierung niedriger (0,8  $\text{nmol NI}^{-1}\text{h}^{-1}$ ) als in den anderen Ansätzen. Hier erfolgte auch keine Stickstoffaufnahme in das Zooplankton (Abb.19f).

Am 21.07.2007 lagen die Stickstofffixierungsraten zwischen 1,1 und 5,8  $\text{nmol NI}^{-1}\text{h}^{-1}$ . An diesem Tag wurde die höchste Stickstoffaufnahmeleistung in das Zooplankton während des gesamten Versuchszeitraumes von 79,8  $\text{pmol N Ind.}^{-1}$  (Ansatz 12b) erreicht. Dies entspricht einer Aufnahme von 41% des fixierten Stickstoffs. Die restlichen Aufnahmeleistungen lagen zwischen 2,5  $\text{pmol N Ind.}^{-1}$  (Ansatz 12 b) und 5,7  $\text{pmol N Ind.}^{-1}$  (Ansatz 3 a) (Abb.19g).

Sowohl die Stickstofffixierung wie die Stickstoffaufnahme in das Mesozooplankton stiegen mit der Versuchszeit an, vergleicht man die Ansätze der 12 Stunden Inkubationen, da hier die maximale Aufnahmeleistung erfolgte (Abb.19 a bis g).

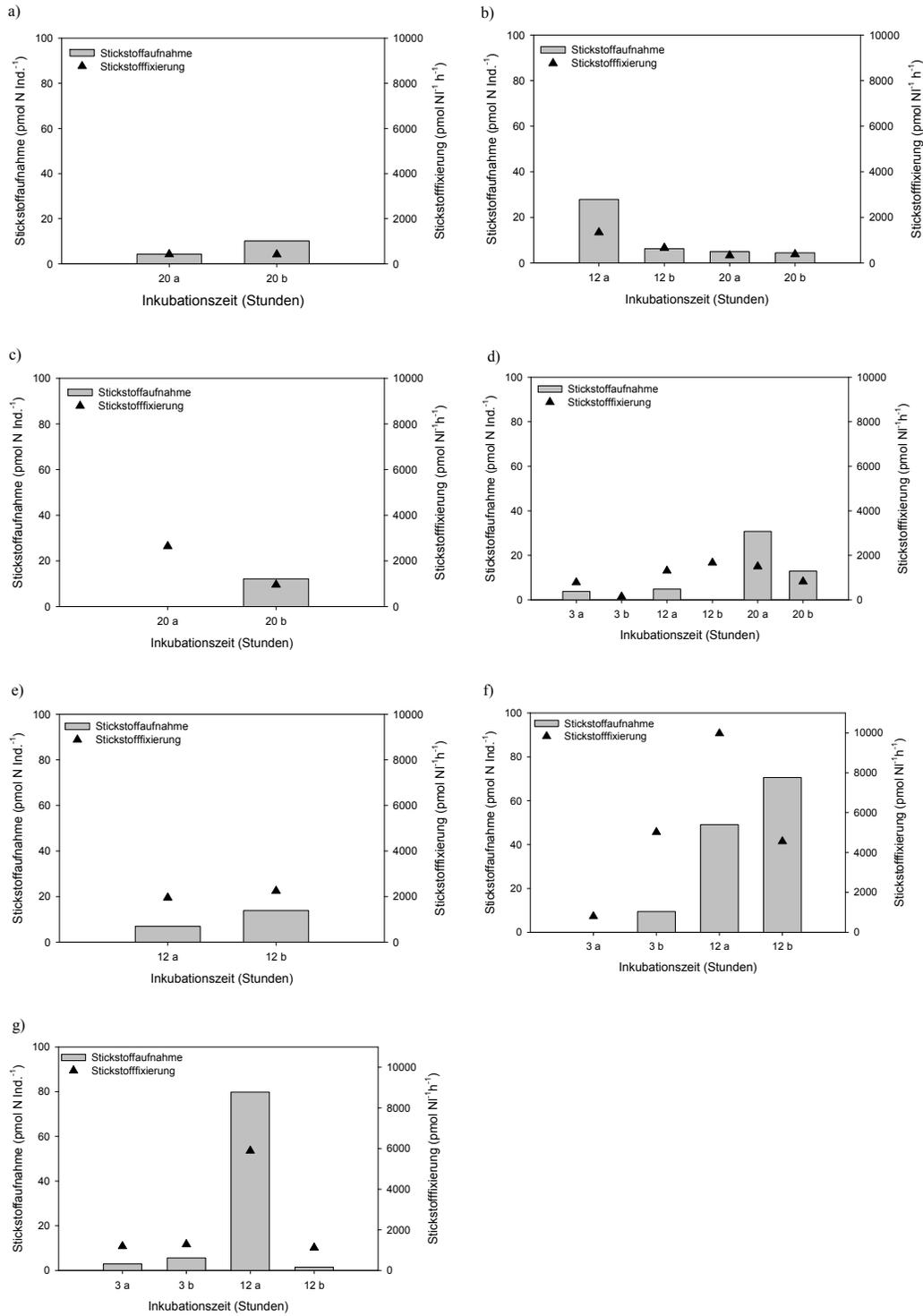


Abb.19: Stickstoffaufnahme (pmol N Ind.<sup>-1</sup>) und Stickstofffixierung (pmol NI<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup>) vom 11.07.2007 (a), 12.07.2007 (b), 13.07.2007 (c), 15.07.2007 (d), 16.07.2007 (e), 20.07.2007 (f) und 21.07.2007 (g).

Tabelle 6: Transfer des fixierten Stickstoffs (%) in das Mesozooplankton am 11., 12., 13., 15., 16., 20. und 21.07.2007.

Datum	Inkubationsansatz (Std.)	Transfer von $^{15}\text{N}$ in das Mesozooplankton (%)
11.07.2007	20 a	3
11.07.2007	20 b	7
12.07.2007	12 a	22
12.07.2007	12 b	5
12.07.2007	20 a	6
12.07.2007	20 b	7
13.07.2007	20 a	0
13.07.2007	20 b	20
15.07.2007	3 a	20
15.07.2007	3 b	0
15.07.2007	12 a	2
15.07.2007	12 b	0
15.07.2007	20 a	32
15.07.2007	20 b	14
16.07.2007	12 a	8
16.07.2007	12 b	10
20.07.2007	3 a	0
20.07.2007	3 b	69
20.07.2007	12 a	44
20.07.2007	12 b	56
21.07.2007	3 a	30
21.07.2007	3 b	31
21.07.2007	12 a	40
21.07.2007	12 b	2

Sowohl die Stickstoffaufnahme wie der Transfer des fixierten Stickstoffs in das Mesozooplankton sind signifikant abhängig von der Stickstofffixierung. So erhöhen sich mit steigenden Stickstofffixierungsraten die Stickstoffaufnahmen und der Transfer von fixiertem Stickstoff in das Mesozooplankton (Abb.20). Bei der Stickstoffaufnahme bzw. bei dem Transfer des fixierten Stickstoffs in das Mesozooplankton werden 73% bzw. 57% der Varianz durch die Stickstofffixierung bestimmt.

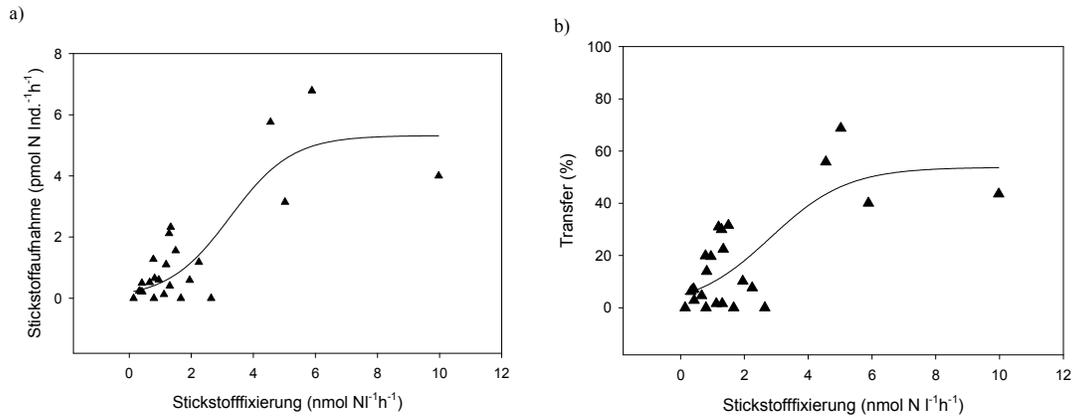


Abb.20: a) Stickstoffaufnahme ( $\text{pmol N Ind}^{-1} \text{h}^{-1}$ );  $f(x)=5,3203/(1+\exp(-(x-3,2555)/0,9949))$ ,  $n=24$ ,  $r^2=0,73$  (SigmaPlot) und b) Transfer des fixierten Stickstoffs (%);  $f(x)=53,7878/(1+\exp(-(x-2,8199)/1,2035))$ ,  $n=24$ ,  $r^2=0,57$  (SigmaPlot) aufgetragen gegen Stickstofffixierung ( $\text{nmol N l}^{-1} \text{h}^{-1}$ ) aus allen Versuchsansätzen.

### 3.6.2 Wie viel der Stickstoffaufnahme verläuft über direkte Ingestion

Versuchsansatz 2 erfolgte am 13., 15. und 19.07.2007 in der Wassersäule. Die Stickstoffaufnahme in das Zooplankton, wenn sowohl der Weg über direkte Ingestion, wie über das mikrobielle Nahrungsnetz zu Verfügung stand (Versuchsansatz 1), stieg während des Versuchszeitraumes von 1,1 auf 4,9 pmol N Ind<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup> an. Die Stickstoffaufnahme über direkte Aufnahme ohne das mikrobielle Nahrungsnetz nahm ebenfalls von 0,2 auf 0,9 pmol N Ind<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup> zu. Die prozentuale Aufnahme des ingestierten Stickstoffs stieg aber nicht. Am 15.07.2007 wurden bis zu 85% des durch Diazotrophe fixierten Stickstoffes in das Zooplankton aufgenommen. Sowohl am 13.07 wie am 19.07.2007 wurde ein geringerer Anteil des fixierten Stickstoffs direkt in das Mesozooplankton aufgenommen (Tab.7).

Tabelle 7: Die Stickstoffaufnahme über direkte Ingestion und das mikrobielle Nahrungsnetz (pmol N Ind<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup>) (Versuchsansatz 1), die Stickstoffaufnahme nur über direkte Ingestion (pmol N Ind<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup>) (Versuchsansatz 2) und der prozentualer Anteil der Ingestion an der Gesamtstickstoffaufnahme durch das Mesozooplankton.

Datum	Parallele	Versuchsansatz 1 (pmol N Ind <sup>-1</sup> h <sup>-1</sup> )	Versuchsansatz 2 (pmol N Ind <sup>-1</sup> h <sup>-1</sup> )	Anteil an der <sup>15</sup> N Aufnahme durch direkte Ingestion (%)
13.07.2007	20a	1,1	0,3	22,8
13.07.2007	20b	1,1	0,2	18,2
15.07.2007	12a	1,1	0,9	84,7
15.07.2007	12b	1,1	0,6	58,3
19.07.2007	12a	4,9	0,9	17,6
19.07.2007	12b	4,9	0,8	15,4

### 3.7 Mesokosmen

Insgesamt wurde die Stickstoffaufnahme in das Mesozooplankton bei unterschiedlichen CO<sub>2</sub>-Konzentrationen am 14. und 17.07.2007 in je drei der Mesokosmen durchgeführt. Die in Abbildung 21 dargestellten Rechtecke geben die Zeitpunkte der Ansäuerung mit Salzsäure wieder.

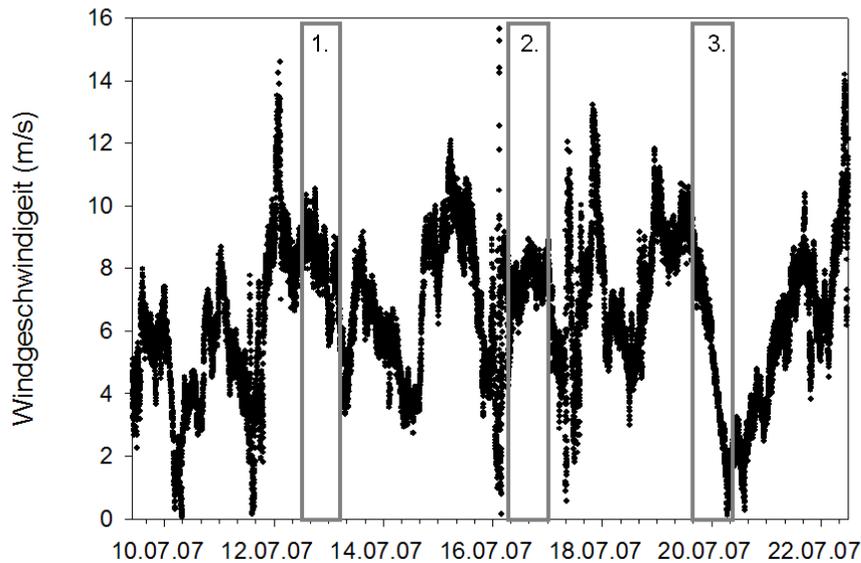


Abb.21: Windgeschwindigkeit (m/s) vom 10.07.2007 bis zum 22.07.2007. Die Ansäuerung der Mesokosmen erfolgte am 13., 16. und am 20.07.2007.

Die drei beprobten Mesokosmen am 14.07.2007 hatten einen errechneten pCO<sub>2</sub> Gehalt von 360 µatm (Kontrolle = Mesokosmos 4), 1245 µatm (Mesokosmos 3) und 1984 µatm (Mesokosmos 1).

Tabelle 8: Nährstoff- (NO<sub>3</sub><sup>-</sup>, NO<sub>2</sub><sup>-</sup>, NH<sub>4</sub><sup>+</sup>, PO<sub>4</sub><sup>3-</sup>) (µmol/l) und Chlorophyll-a Konzentrationen (µg/l) in den Mesokosmen 1, 3 und 4 am 14.07.2007.

Mesokosmos Nr.	NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> (µmol/l)	NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> (µmol/l)	NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (µmol/l)	PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup> (µmol/l)	Chlorophyll a (µg/l)
1	0,07	0,04	0,05	0,20	2,37
3	0,01	0,02	0,03	0,27	2,42
4	0,05	0,05	0,02	0,22	2,14

In allen drei Mesokosmen war die Phosphatkonzentrationen mit über 0,2 µmol/l hoch. Die Konzentrationen von Nitrat, Nitrit und Ammonium lagen unterhalb der Nachweisgrenze. Das überschüssige Phosphat und die geringe Konzentration an DIN boten optimale

Bedingungen für eine Cyanobakterien Blüte. Die Chlorophyll-a Werte von 2,1 bis 2,4  $\mu\text{g/l}$  sind vergleichbar mit denen in der Wassersäule (Tab.8). Mesokosmos 4 hatte eine Gesamtbiomasse von 1632  $\text{mg/m}^3$ . Cyanobakterien machten knapp 6% der Biomasse aus. Mesokosmos 3 bzw. Mesokosmos 1 hatten eine Biomasse von 967 bzw. 843  $\text{mg/m}^3$  und Cyanobakterien bildeten 18 bzw. 12 % der Biomasse. Die dominanten Phytoplanktonarten in allen Mesokosmen, wie schon in der Wassersäule, waren unbestimmte Dinoflagellaten (s. 3.3).

Die Stickstofffixierung nahm vom 14. bis zum 17.07.2007 in den Mesokosmen 1 (von 4,59  $\text{nmol NI}^{-1}\text{h}^{-1}$  am 14.07.2007 um 83%) und 3 (von 2,54  $\text{nmol NI}^{-1}\text{h}^{-1}$  um 71%) ab, dies ist auf die Verringerung in der Biomasse der fädigen Cyanobakterien zurückzuführen. In der Kontrolle, Mesokosmos 4 nahm die Stickstofffixierung ebenfalls vom 14. auf den 16.07.2007 um 67% ab. In allen Mesokosmen fand bis zur zweiten Ansäuerung der Hauptteil der Stickstofffixierung (zwischen 66% (Mesokosmos 3) und 84% (Mesokosmos 4)) in der  $>10 \mu\text{m}$  Fraktion statt. Dies änderte sich nach der zweiten Ansäuerung in den Mesokosmen 1 und 3, da der Rückgang in der Biomasse der coccoiden Cyanobakterien nicht so stark war, wie der Rückgang bei den fädigen Cyanoabkterien. In Mesokosmos 1 bzw. 3 wurden nur noch 57 bzw. 45% des Stickstoffes in der  $>10 \text{ mm}$  Fraktion fixiert. Im Mesokosmos 4 wurden weiterhin 80% des Stickstoffes durch die  $>10 \mu\text{m}$  Fraktion fixiert.

Die am 17.07.2007 beprobten Mesokosmen waren Mesokosmos 2, 4 und 5 mit den jeweiligen  $\text{pCO}_2$ -Konzentrationen von 326  $\mu\text{atm}$  (Kontrolle = Mesokosmos 4), 554  $\mu\text{atm}$  (Mesokosmos 2) und 1299  $\mu\text{atm}$  (Mesokosmos 5).

Tabelle 9: Nährstoff- ( $\text{NO}_3^-$ ,  $\text{NO}_2^-$ ,  $\text{NH}_4^+$ ,  $\text{PO}_4^{3-}$ ) ( $\mu\text{mol/l}$ ) und Chlorophyll-a Konzentrationen ( $\mu\text{g/l}$ ) in den Mesokosmen 2, 4 und 5 am 17.07.2007.

Mesokosmos Nr.	$\text{NO}_3^-$ ( $\mu\text{mol/l}$ )	$\text{NO}_2^-$ ( $\mu\text{mol/l}$ )	$\text{NH}_4^+$ ( $\mu\text{mol/l}$ )	$\text{PO}_4^{3-}$ ( $\mu\text{mol/l}$ )	Chlorophyll a ( $\mu\text{g/l}$ )
2	0,14	0,03	0,07	0,18	1,82
4	0,05	0,05	0,01	0,16	2,27
5	0,15	0,03	0,05	0,21	1,44

Die Konzentrationen für Nitrat, Nitrit und Ammonium lagen auch in Mesokosmos 2 und 5 unterhalb der Nachweisgrenze. Phosphat war in allen drei Mesokosmen noch vorhanden (Tab.9). Der Phosphatgehalt in Mesokosmos 4 hatte sich vom 14.07.2007 von 0,22 auf 0,16  $\mu\text{mol/l}$  erniedrigt. Die Chlorophyll-a Konzentrationen lagen mit Ausnahme von

Mesokosmos 4 unter den Werten in der Wassersäule von 2,2 bis 2,6  $\mu\text{g/l}$ . Die Biomassen in Mesokosmos 2 (1094  $\text{mg/m}^3$ ) und 5 (691  $\text{mg/m}^3$ ) waren niedriger als die in Mesokosmos 4, wie schon in den Chlorophyll a-Werten zu erkennen war. Der Anteil der Cyanobakterien war mit 86  $\text{mg/m}^3$  im Mesokosmos 2 und 59  $\text{mg/m}^3$  im Mesokosmos 5 an der Gesamtbiomasse geringer als in Mesokosmos 4 (246  $\text{mg/m}^3$ ). In den Mesokosmen 2 und 5 wurde nach der zweiten Ansäuerung weniger Stickstoff fixiert. Der Hauptteil des Stickstoffs wurde nach dieser Ansäuerung nicht mehr in der  $>10 \mu\text{m}$  Fraktion sondern in der  $<10 \mu\text{m}$  Fraktion fixiert. Die Stickstofffixierung in Mesokosmos 4 nahm ebenfalls ab, aber der Hauptteil der Fixierung (80%) fand weiterhin in der  $>10 \mu\text{m}$  Fraktion statt.

### 3.7.1 Stickstoffaufnahme in das Meso zooplankton bei steigenden $\text{CO}_2$ -Konzentrationen

Die Stickstoffaufnahme in das Meso zooplankton zeigte mit steigender  $\text{CO}_2$ -Konzentration keine Veränderung. Die mittlere Stickstoffaufnahme am 14.07.2007 betrug 1,1  $\text{pmol N Ind.}^{-1}$  bei 20 Stunden Inkubation, bzw. 0,1  $\text{pmol N Ind.}^{-1}\text{h}^{-1}$  (Abb.22), diese Werte lagen weit unter denen in der Wassersäule. Am 13.07. und 15.07.2007 betrug die Stickstoffaufnahme in das Meso zooplankton in der Wassersäule 12,9 und 30,7  $\text{pmol N Ind.}^{-1}$  bei 20 Stunden Inkubation (Abb.19c). In der Wassersäule wurden bis zu 32% des fixierten Stickstoffs aufgenommen (Tab.4). In den Mesokosmen waren es nur maximal 0,8% (Abb. 22b), obwohl die Stickstofffixierung in der Wassersäule im selben Bereich wie die Fixierung in den Mesokosmen lag (Abb.22a und 19c).

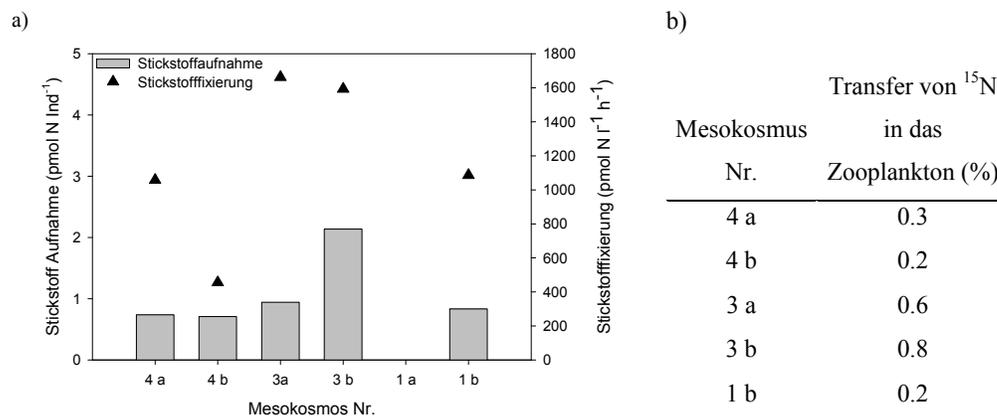
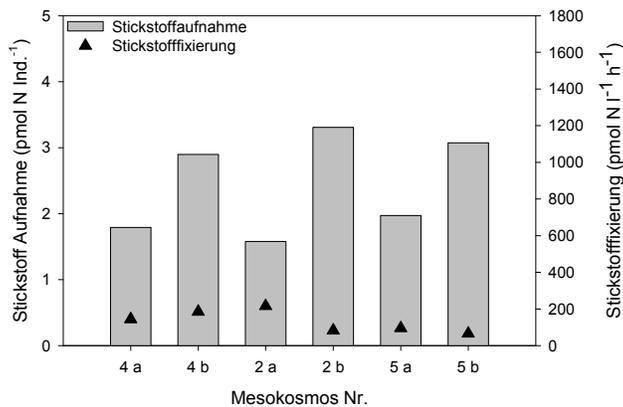


Abb.22: a) Stickstoff Aufnahme ( $\text{pmol N Ind.}^{-1}$ ) und Stickstofffixierung ( $\text{pmol l}^{-1}\text{h}^{-1}$ ) vom 17.07.2007. b) Transfer des Stickstoffs in das Meso zooplankton am 14.07.2007 in den Mesokosmen 4 (360 $\mu\text{atm}$ ), 3 (1245 $\mu\text{atm}$ ) und 1 (1984 $\mu\text{atm}$ ).

Auch am 17.07.2007 gab es keinen deutlichen Unterschied bei der Stickstoffaufnahme in das Mesozooplankton bei unterschiedlichen CO<sub>2</sub>-Konzentrationen. Es wurden 0,2 bzw. 2,4 pmol N Ind.<sup>-1</sup> bei 12 Stunden Inkubation in das Mesozooplankton aufgenommen (Abb.23). Diese Aufnahmeraten waren deutlich unter denen in der Wassersäule gemessenen Werten von 7,0 und 13,9 pmol N Ind.<sup>-1</sup> bei 12 Stunden Inkubation (Abb.19e). Die mittlere Stickstofffixierung war um 89% niedriger als am 13.07.2007, sie lag in allen Mesokosmen am 17.07.2007 unter 0,2 nmol N l<sup>-1</sup> h<sup>-1</sup>. Stickstofffixierungsraten in der Wassersäule lagen bei rund 2 nmol N l<sup>-1</sup> h<sup>-1</sup>, also um das 10fache höher als in den Mesokosmen. Von dem fixierten Stickstoff wurden bis zu 34% (Ansatz 2a) in das Mesozooplankton aufgenommen (Abb.23b). In der Wassersäule wurde am 16.07.2007 bis zu 10% des fixierten Stickstoffs in das Mesozooplankton aufgenommen (Tab.4).

a)



b)

Transfer von <sup>15</sup> N	
Mesokosmos Nr.	in das Zooplankton (%)
4 a	10.1
4 b	14.7
2 a	33.9
2 b	7.7
5 a	4.9
5 b	17.1

Abb.23: a) Stickstoffaufnahme (pmol N Ind.<sup>-1</sup>) und Stickstoff Fixierung (pmol N l<sup>-1</sup> h<sup>-1</sup>). b) Transfer des Stickstoffs in das Mesozooplankton am 17.07.2007 in den Mesokosmen 4 (326µatm), 2 (554µatm) und 5 (1299) µatm.

Die Stickstoffaufnahme in das Mesozooplankton stieg mit erhöhten Stickstofffixierungsraten bei den Mesokosmenversuchen nicht an. Außer einem Ausreißer von 2,5 pmol N Ind.<sup>-1</sup> h<sup>-1</sup> wurden auch bei steigenden Stickstofffixierungsraten Stickstoffaufnahmeraten von rund 0,4 pmol N Ind.<sup>-1</sup> h<sup>-1</sup> in das Zooplankton nicht überschritten (Abb.24a). Auch bei steigenden CO<sub>2</sub>-Gehalten war keine Korrelation zwischen der Stickstoffaufnahme in das Mesozooplankton und steigendem CO<sub>2</sub>-Konzentrationen zu verzeichnen (Abb.24b)

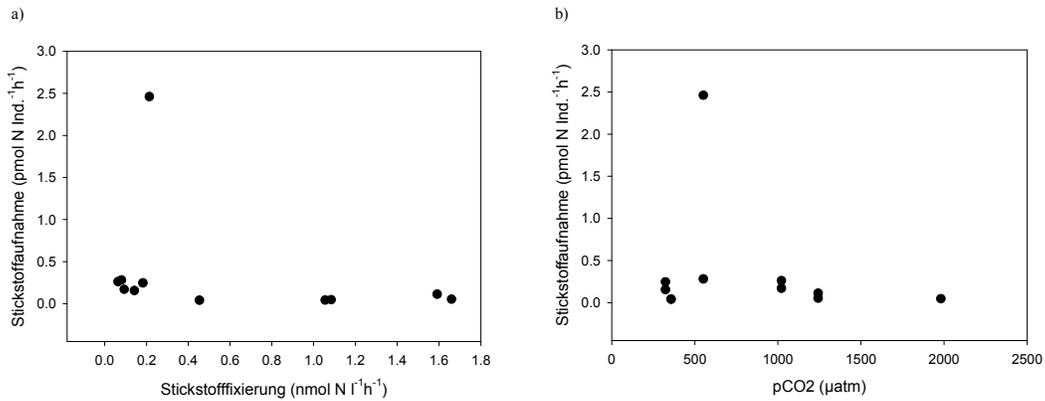


Abb.24 Stickstoffaufnahme (pmol N Ind.<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup>) aufgetragen gegen a) Stickstofffixierung (nmol N l<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup>) und b) pCO<sub>2</sub>- Gehalt (μatm) für alle Mesokosmenexperimente.

Der Transfer des fixierten Stickstoffs in das Mesozooplankton korreliert ebenfalls nicht mit Stickstofffixierungsraten oder steigendem CO<sub>2</sub>-Konzentrationen (Abb.25 a und b).

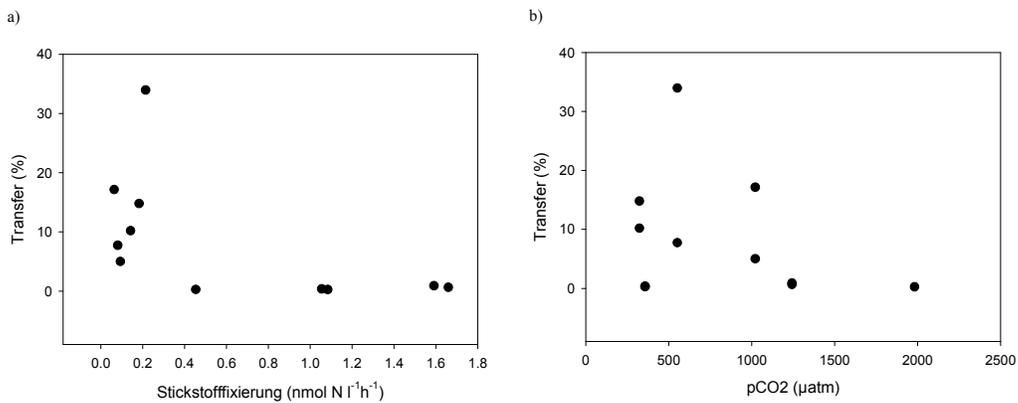


Abb. 25: Transfer des fixierten Stickstoffs (%) aufgetragen gegen a) Stickstofffixierung (nmol N l<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup>) und b) pCO<sub>2</sub>- Gehalt (μatm) für alle Mesokosmenexperimente.

## 4. Diskussion

### 4.1 Kritische Betrachtung der Methoden

#### *Probenahme des Zooplanktons*

Bei der Probenahme von Zooplankton und dessen Abundanzbestimmung kann es zu einer Anreicherung von Fehlern kommen. Auf einige wird im Folgenden eingegangen.

Jedes Probenahmegerät verursacht durch Druckwellen und Schattenwurf Fluchtreaktionen der Zielorganismen. Diese können je nach ihren sensorischen und Schwimffähigkeiten sowie Größe und Geschwindigkeit des Fangerätes, sich diesem entziehen (Fleminger und Clutter 1965). Ein weiteres Problem stellt die ungleichmäßige Verteilung des Zooplanktons im dreidimensionalen Raum dar. Bedingt durch Umwelteinflüsse und artspezifische Verhaltensweisen wie Schwarmbildung (Omori und Hamner 1982) und Vertikalmigrationen verteilen sich die Tiere fleckenhaft. Diese Patchiness kann zu massiven Fehleinschätzungen der Abundanzen führen, so kann sich die Biomasse von Zooplankton im Bereich von Fronten zwischen unterschiedlichen Wasserkörpern über weniger als 100 m deutlich ändern (Postel 1995). Laut HELCOM (1991) liegt die Varianz für einzelne Planktonfänge bei 8 bis 14%. Da die in dieser Arbeit gewonnenen Daten auf Einzelfängen beruhen, muss dieser Wert bei der Betrachtung berücksichtigt werden. Ebenso ist die Zählung der Zooplankter mit einem Fehler behaftet. Dieser lag in dieser Arbeit unter 10%, da immer mindestens 400 Individuen ausgezählt wurden.

Nach Postel et al. (2007) liegen berechnete individuelle Kohlenstoffbiomassen von Zooplanktonarten, basierend auf der Längenvermessung, im Mittel innerhalb des 95% Vertrauensbereichs. Da das in dieser Arbeit vermessene Zooplankton im selben Längenbereich wie bei Postel et al. (2007) lag, kann davon ausgegangen werden, dass die in dieser Arbeit berechneten individuellen Kohlenstoffbiomassen ebenfalls in dem 95% Vertrauensbereich liegen.

#### *Bestimmung der Stickstoffaufnahme in das Mesozooplankton*

Bei der Bestimmung der Stickstoffaufnahme in den Versuchsansätzen 1 und 2 müssen folgende Aspekte kritisch betrachtet werden.

Es musste eine relativ hohe Anzahl an Versuchstieren eingesetzt werden, um eine Probenmenge zu erhalten, die genügend organisches Material auf dem zu messenden Filter aufwies. So wurde im Vorfeld eine Zooplanktonzahl von mindestens 200 Tieren (~90 Ind.

l<sup>-1</sup>) pro Ansatz festgelegt. Da die Zugabe des Zooplanktons nur durch visuelles Abschätzen an Bord möglich war, waren in den Versuchansätzen nicht 200, sondern zwischen 280 und 1000 Versuchstiere. Die Anzahl der Versuchstiere in den Versuchansätzen überschreitet die natürliche Abundanz von maximal 60 Ind. l<sup>-1</sup> in der Wassersäule. Bei so hohen Individuendichten können „crowding“- Effekte auftreten und die Filtrationsraten und Fraßraten verringern. Dieser Stressfaktor kann aber bei schwarmbildenden Zooplankton, wie z.B. *Bosmina* sp., *Acartia* sp. und *Centropages* sp. (Postel 1995), als geringfügig eingeschätzt werden. Betrachtet man die oben genannten Effekte, so ist die Übertragbarkeit auf die natürlichen Bedingungen nur mit Einschränkungen möglich, obwohl Inkubationswasser genommen wurde, welches die natürliche Phytoplanktonzusammensetzung enthielt.

In Versuchansatz 2 kann nicht vollständig davon ausgegangen werden, dass die Stickstoffaufnahme in das Mezozooplankton nur über direkte Ingestion erfolgte. Obwohl die Protozoen durch Filtration über 0,8 µm GF/F Filter aus dem Versuchansatz ausgeschlossen wurden, können trotzdem Bakterien <0,8 µm enthalten sein. Nach Purasjoki (1985) kann *Bosmina coregoni maritima* als selektiver Filtrierer Mikro- und Nanoplankton sowie Feindetritus mit Hilfe seines Filtrierapparates von 0,25-1,0 µm Maschenweite aufnehmen. In der Wassersäule und somit auch in den Versuchansätzen befanden sich 2220-3660 Bakterien/l die <0,8 µm waren, die potentiell <sup>15</sup>N markierten Stickstoff über das DOM aufgenommen haben könnten.

### ***Stickstofffixierungsmethode***

Die Berechnung der N<sub>2</sub>-Fixierungsraten nach Montoya et al. (1996) basiert auf der Anreicherung von partikulärem organischen Material mit dem Tracer <sup>15</sup>N<sub>2</sub>. Für die Berechnungen sind die Inkubationszeit, die natürlichen δ<sup>15</sup>N-Werte des PON, deren Konzentrationen und die Löslichkeit von Stickstoff bzw. der Anteil von <sup>15</sup>N wichtig. Die Fehler dieser Methode und ihre Gewichtung sind in Montoya et al. (1996) ausführlich beschrieben und geben an, dass sowohl während der Durchführung, der Messung wie der Berechnung Fehler auftreten können. Dieser Gesamtfehler liegt zwischen 4,5 und 8,4%.

Obwohl für die Parallelen das gleiche Inkubationswasser aus derselben Pütz bzw. Schöpfer genommen wurde, sind zwischen den Parallelen große Abweichungen in den Fixierungsraten zu verzeichnen. Gründe hierfür können der unterschiedliche Fraßdruck in den Versuchansätzen sein, da nicht immer dieselbe Anzahl an Versuchstiere abgeschätzt werden konnte oder dass die Cyanobakterien durch Aggregatbildung nicht gleichmäßig auf die Parallelen verteilt waren.

Bei der  $^{15}\text{N}$ -Methode handelt es sich um eine etablierte Methode. Die methodisch bedingten Fehler von ~9% müssen aber bei der Beurteilung der Ergebnisse berücksichtigt werden.

#### 4.2 Cyanobakterienentwicklung und Stickstofffixierung in der Wassersäule

Um die Unterschiede in der Aufnahme des fixierten Stickstoffs durch das Mesozooplankton über die Dauer der Experimente von 10 Tagen interpretieren zu können ist es wichtig zu wissen, wie sich die Cyanobakterienabundanzen entwickelten, wie viel Stickstoff diese fixierten und welche Zooplanktonarten in der Wassersäule vorhanden waren und somit in den Experimenten, die diesen Stickstoff aufnehmen konnten.

Obwohl Nitrat, Nitrit und Ammonium unterhalb der Nachweisgrenze lagen und Phosphat mit  $0,27 \mu\text{mol/l}$  noch vorhanden war, kam es aufgrund der widrigen Verhältnisse nicht zu der erwartenden Cyanobakterienblüte. Nach Wasmund (1997) sind neben niedrigen N:P Verhältnissen, ruhige Windbedingungen und Wassertemperaturen von über  $16^\circ\text{C}$  wichtige Voraussetzungen für eine Blütenentwicklung. So waren Temperaturen von  $12,5^\circ\text{C}$ , wie zu Beginn wesentlich niedriger als die im langjährigen Mittel typische Temperatur von  $17^\circ\text{C}$  für den Juli (Nausch et al. 2007). Außerdem waren Windgeschwindigkeiten von bis zu  $15,6 \text{ m/s}$  so hoch, dass die Durchmischungstiefe bis zu  $17\text{m}$  betrug und Cyanobakterien nicht wachsen konnten, da sie immer wieder untergemischt wurden. Die mittlere Windgeschwindigkeit von  $6,5 \text{ m/s}$  war verglichen mit dem klimatologischen Mittelwert der Windgeschwindigkeit für den Juli in der zentralen Ostsee von  $4,5 \text{ m/s}$  ebenfalls sehr hoch (Dippner und Voss 2004: basierend auf dem Datensatz COADS (Comprehensive Ocean-Atmosphere Data Set; Release 3 und 4) (Slutz et al. 1985; Woodruff et al. 1987).

Die Biomassewerte von *Nodularia* sp., *Anabaena* sp. und *Aphanizomenon* sp. blieben weit unter den zu erwartenden Biomassewerten für den Juli. So kann die Biomasse von *Nodularia* sp. während einer Blüte im Juli in der südlichen Gotlandsee auf  $700 \text{ mg m}^{-3}$  steigen (Wasmund et al. 2006). In dem Versuchszeitraum lag die maximale Abundanz von *Nodularia* sp. bei  $24 \text{ mg m}^{-3}$ . Erst am 20.07.2007 waren höhere Biomassewerte von  $123 \text{ mg m}^{-3}$  von *Aphanizomenon* sp. zu verzeichnen und von Bord aus waren erste Cyanobakterienaggregate an der Oberfläche zu beobachten. Oberflächenakkumulationen von Cyanobakterien können zustande kommen, da fädige Cyanobakterien wie *Nodularia* sp. die Fähigkeit besitzen ihren Auftrieb über Gasvakuolen zu regulieren (Walsby et al. 1995). In der Wassersäule lagen sowohl einzelne Filamente wie Aggregate von fädigen Cyanobakterien vor. Dieses wurde anhand von Beobachtungen mit einem Binokular an Bord festgestellt.

Im Gegensatz zu der sich kaum verändernden Biomasse der fädigen Cyanobakterien stieg die der coccoiden bis zum 19.07.2007 von 50 auf 300 mg m<sup>-3</sup> an. Über die Zusammensetzung der <10 µm Fraktion können nur quantitative Aussagen getroffen werden, da keine Arten bestimmt wurden. Die geringen Chlorophyll-a Werte vom 2,3±0,2 µg l<sup>-1</sup> deuten ebenfalls an, dass keine Sommerblüte stattfand. Der Chlorophyll-a Wert während einer Blüte im Juli kann bei bis zu 5,6 µg L<sup>-1</sup> liegen (Wasmund et al. 2006).

Der Biomassewert für das Phytoplankton von 1430 mg m<sup>-3</sup> lässt sich durch die hohe Abundanz von Dinoflagellaten erklären und nicht durch Cyanobakterien. Biomassen von 700 mg m<sup>-3</sup>, wie sie für Dinoflagellaten bestimmt wurden, sind nicht ungewöhnlich für den Juli in Jahren ohne Cyanobakterienblüte (Wasmund et al. 2006). Alle vorkommenden Phytoplankter sind typische Vertreter für die Ostsee und wurden schon in Vorjahren detektiert (Wasmund et al. 2006, 2007).

Die gemessenen Stickstofffixierungsraten von 0,1-2,1 nmol N l<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup> waren für eine Sommersituation niedrig. Typische Stickstofffixierungsraten während einer Cyanobakterienblüte im Sommer in die Ostsee liegen zwischen 2,4 und 15 nmol N l<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup> (Wasmund et al. 2005). Aufgrund der starken Durchmischung wurde der meiste Stickstoff nicht in der Oberfläche sondern in Tiefen zwischen 5 und 16 m fixiert. Neben der Fixierung in der >10 µm Fraktion, konnte ebenfalls bis zu 66% des Stickstoffs in der <10 µm Fraktion fixiert werden (Abb.12). Dieses stützt die Aussage von Wasmund et al. (2001), dass nicht heterocyste Cyanobakterien in der Lage sind Stickstoff zu fixieren und dass die <10 µm Fraktion einen beträchtlichen Anteil an der Stickstofffixierung ausmachen kann.

Die durchschnittlichen POC und PON Konzentrationen von 50,2 bzw. 5,5 mmol/m<sup>3</sup> decken sich mit Daten aus dem Jahr 2001. Hier wurden POC bzw. PON Konzentrationen von 43,2 bzw. 5,7 mmol/m<sup>3</sup> im Juli in der Gotlandsee gemessen (Wasmund et al. 2005).

Die vorgefundenen Stickstofffixierungsraten und Cyanobakterienabundanzen waren für den Juli nicht typisch. Trotz der für Cyanobakterien optimalen Nährstoffbedingungen kam es aufgrund der widrigen Wetterverhältnisse zu keiner Cyanobakterienblüte. Im folgendem wird auf die Zooplanktonverteilung in der Wassersäule eingegangen.

### 4.3 Zooplanktonverteilung

Im marinen pelagischen Nahrungsnetz spielt Zooplankton bei dem Transfer von Energie zwischen den Primärproduzenten und den pelagischen Fischpopulationen eine wichtige Rolle. In den Küstenregionen sowie in den zentralen Bereichen der Ostsee bilden über das Jahr gesehen neben Rotatorien und Cladoceren die calanoiden Copepoden die dominanten Vertreter des Mesozooplanktons. In den Sommermonaten können im Gotlandbecken oberflächennah Cladoceren bis zu 90% der Biomasse ausmachen. Im darunter liegenden Winterwasser, d.h. zwischen Temperatur- und Salzgehaltssprungschicht, können Copepoden mit bis zu 80% der Biomasse die Stellung der Cladoceren einnehmen (Postel 1995). Dieses Verteilungsmuster war auch in den Proben dieser Arbeit zu finden. Der Copepoden Anteil unterhalb der Thermokline lag bei 90%. Zu Beginn der Untersuchung bestand die Mesozooplanktonbiomasse in der Deckschicht aber nur zu 25% aus Cladoceren, da auch *Bivalvia* Larven und Copepoden stark vertreten waren. Zum Ende der Untersuchung betrug der Anteil der Cladoceren an der Mesozooplanktonbiomasse schon bis zu 47%. Zu einem späteren Zeitpunkt wären vermutlich noch höhere Abundanzen zu erwarten gewesen, da mit steigenden Wassertemperaturen die Abundanz von *Bosmina coregoni maritima* ansteigt (Wasmund et al. 2005) und sie ihre maximale Abundanz im südlichen Gotlandbecken im August erreichen (Möllmann et al. 2000).

Zu den Hauptarten der calanoiden Copepoden in der Gotlandsee zählen: *Acartia* sp. und *Eurytemora affinis* in der durchmischten Schicht, sowie *Temora longicornis*, *Pseudocalanus elongatus*, *Centropages hamatus* und *Acartia* sp. im darunter liegenden Winterwasser (Postel, 1995). Neben diesen Copepoden waren ebenso die Cladoceren *Bosmina coregoni maritima*, *Evadne nordmanni* und *Podon leuckarti* in allen untersuchten Proben zu finden. *B. coregoni maritima* war die dominierende Cladocere, da *E. nordmanni* und *Podon* sp. kalte Wassertemperaturen (6-12°C) in der zentralen Ostsee bevorzugen und im Sommer nur mit geringen Abundanzen auftreten (Dippner et al. 2000).

Viele marine Zooplanktontaxa führen eine tägliche Migration mit Amplituden von wenigen bis zu einigen hundert 100 m durch (Hutchins 1976). Ausgeprägte Vertikalwanderungen wurden von Tiselius (1988) für *Temora longicornis* und von Russel und Young (1988) für *Pseudocalanus elegans* nachgewiesen. In dieser Arbeit konnten für einzelne Zooplanktonarten keine Vertikalwanderungen beschrieben werden (Abb.16). Allerdings variierte die Artenzusammensetzung des Zooplanktons zu den unterschiedlichen Probenahmezeitpunkten. Dieses ist wahrscheinlich auf Strömungen, denen das Zooplankton ausgesetzt war, zurückzuführen. Das *Pseudocalanus* sp. nur unterhalb der Thermokline vorkam ist nicht auf Migration zurückzuführen sondern darauf dass es sich

bei *Pseudocalanus* sp. um eine kalt-stenotherme Art handelt (Ackefors 1981), die nur selten oberhalb der Thermoklinen zu finden ist. *Temora longicornis* (Ojaveer et al. 1998; Dippner et al. 2000) und *Centropages hamatus* als euryhaline und eurytherme Arten, waren sowohl unter- wie oberhalb der Thermokline zu finden. Auch *Acartia* sp. kam sowohl unter- wie oberhalb der Themokline vor. Hier wird vermutet, dass sowohl *A. bifilosa* wie *A. longiremis* im Juli im südlichen Gotlandbecken vorhanden waren, da *A. longiremis* im Sommer nicht in den erwärmten Oberflächenschichten zu finden ist. Während *A. bifilosa* als thermophil gilt und in den Oberflächenschichten zu finden ist (Dippner et al. 2000). Gründe warum keine Vertikalwanderungen gefunden wurden, können sein, dass die Zeitintervalle von bis zu 12 Stunden zwischen den Probenahmen zu groß waren (Stearns et al. 1989) oder dass der untersuchte Tiefenhorizont, unter- und oberhalb der Thermokline, zu grobmaschig war.

Die Abundanzen oberhalb der Thermokline von 14.000-24.000 Ind./m<sup>3</sup> während der Untersuchung lagen im Vergleich zu Langzeitdaten zwischen 1979 und 2002 im unteren bis mittleren Bereich der bis dahin gemessenen Abundanzen für dieses Seegebiet. Unterhalb der Thermokline waren die Abundanzen in der südlichen Gotlandsee wie zwischen 1979 und 2002 geringer als oberhalb (Wasmund et al. 2002).

Die höchsten Zooplanktondichten wurden in den obersten 60 m in den späten Abendstunden gezählt (Abb.13), wie auch andere Studien belegen (Meyer-Harms 1996).

Sowohl die Veränderung der Abundanz des Zooplanktons, wie die des Phytoplanktons (Abb. 13 und 27) ist wahrscheinlich darauf zurückzuführen, dass die Heincke nicht dauerhaft in demselben Wasserkörper driftete. Es kam zu einem Wechsel von Wassermassen, der wiederum einen Wechsel der Zusammensetzung der Populationen mit sich führte. Dieser Wechsel kann anhand der Veränderung im Salzgehalt und pH-Wert nachvollzogen werden, da der Wasserkörper zu Beginn der Beprobungszeit kälter und salzreicher war und niedrigere pH-Werte hatte (Abb.6 und 7). Hierzu passt die Beobachtung, dass die Nitratkonzentration von 0 auf 0,13 µmol/l anstieg. In dem Wasserkörper ab dem 15.07.2007 war das Nitrat vermutlich noch nicht erschöpft und das nichtdiazotrophe Phytoplankton konnte mehr Biomasse aufbauen. Durch diese höhere Biomasse stand dem Zooplankton mehr Nahrung zu Verfügung, so dass es auch zu höheren Abundanzen im Zooplankton kommen konnte.

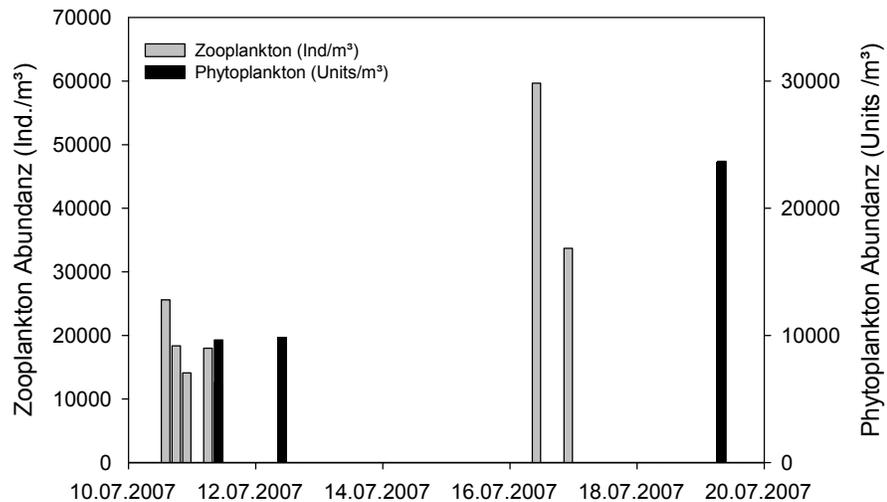


Abb.27: Zooplankton- (Ind.m<sup>-3</sup>) und Phytoplanktonabundanz (Units/m<sup>3</sup>) vom 10.07.2007 bis zum 19.07.2007 in der Wassersäule.

In dieser sich rasch wandelnden Situation wurden Proben zur Bestimmung der Weitergabe fixierten Stickstoffs in höhere trophische Ebenen durchgeführt. Dabei wurde versucht die direkte Aufnahme von der indirekten durch Mikrozooplankton zu unterscheiden.

#### 4.4 Weitergabe von fixiertem Stickstoff in höhere trophische Ebenen

##### *Nahrungsaufnahme des Zooplanktons*

Die in der Ostsee vorkommenden Copepoden Arten ernähren sich überwiegend herbivor. Im Nahrungsnetz stehen die herbivoren Formen des Mesozooplanktons als wichtiges Bindeglied zwischen den Primärproduzenten und den höheren Gliedern der Nahrungskette. Das filtrierende Mesozooplankton konsumiert das Phytoplankton und seine Exkretionsprodukte dienen wiederum dem Phytoplankton als Nährstoffquelle. Zusätzlich trägt Zooplankton durch Defäkation zum Export von partikulärem organischem Material (POM) aus der euphotischen Zone bei. Der assimilierte Stickstoff wird im Gewebe umgesetzt oder ausgeschieden (Checkley und Entzeroth 1985). Dabei variiert die Assimilation des Stickstoffs mit dem Nahrungsangebot und der Nahrungsqualität (Checkley 1980).

Es gibt verschiedene Mechanismen, wie Zooplankter ihre Nahrung aufnehmen. Copepoden können einzelne Partikel auf Größe und Geschmack testen und entscheiden, ob sie zur Nahrungsaufnahme geeignet sind (DeMott, 1985). Nicht alle Cladoceren können dies, so kann *Bosmina* sp., sowohl passiv Bakterien, Flagellaten, Algen und Detritus filtrieren,

sowie aktiv Partikel aufnehmen (DeMott und Kerfort, 1982). *Podon* sp. und *Evadne nordmanni* dagegen ernähren sich häufig bis ausschließlich räuberisch von Rotatorien und anderen Protozoa. Bei Copepoden wurden drei verschiedene Ernährungsstrategien beobachtet: 1. langsam bewegende oder stationäre Suspensionsfresser wie *Temora longicornis*, *Pseudocalanus* sp. oder *Paracalanus parvus*, 2. schnell schwimmende (mit kurzen Sinkperioden) Copepoden wie *Centropages* sp. oder 3. bewegungslos sinken verbunden mit kurzen Sprüngen, wie es z.B. bei *Acartia* sp. der Fall ist (Tiselius und Jonsson 1990). Ersteres ist am effizientesten bei der Aufnahme von nicht freibeweglicher Beute wie Algen. Schnelles schwimmen und sinken eignet sich bei der Aufnahme von beweglicher Beute. In den durchgeführten Experimenten waren alle Fraßtypen vertreten. Am besten nehmen *Bosmina* sp. und *Eurytemora* sp. Cyanobakterien auf (Sellner 1994, Kerker 1998, Engström et al. 2000, Schmidt et al. 2002, Kozłowski-Suzuki et al. 2003). Copepoden, die aktiv durch Greifen ihre Beute („raptorial predators“) aufnehmen, wie *Acartia* sp., meiden Cyanobakterien (Engström et al. 2000).

### **Stickstoffaufnahme in das Mesozooplankton**

Über die direkte Aufnahme von Cyanobakterien in das Mesozooplankton gibt es in der Literatur zwei unterschiedliche Ansichten. Zum einen weisen Literaturdaten darauf hin, dass Mesozooplankton Cyanobakterien als Nahrung meidet und/oder die Reproduktion des Zooplanktons bei Ingestion abnimmt und ihre Mortalität steigt (Tab.10) (Lampert 1987, Sellner et al. 1996, Schmidt & Jonasdottir 1997, Meyer-Harms et al. 1997, Koski et al. 1999 und Kosłowski-Suzuki et al. 2007). Zum anderen gibt es Studien, die besagen, dass das Mesozooplankton in der Ostsee Cyanobakterien direkt ingestiert und so den fixierten Stickstoff aufnehmen kann (Tab.11) (Engström et al. 2000, Koski et al. 2002, Schmidt et al. 2002, Kosłowski-Suzuki et al. 2003).

Als Ursache für geringe Nahrungsqualität von Cyanobakterien werden die Größe ihrer Kolonien, ihre mögliche Toxizität und ihr niedriger Nährwert angegeben (Lampert 1987). Die schlechte Nahrungsqualität von Cyanobakterien wird häufig über die Eiproduktion beschrieben (Tab.10). So sank bei Sellner et al. (1996) die Eiproduktion bei Ingestion von Cyanobakterien von 15-22 auf  $<10$  Eier Ind.<sup>-1</sup>d<sup>-1</sup>. Bei einer Mixtur als Nahrung bestehend aus Diatomeen und Cyanobakterien ist die Eiproduktion allerdings nicht negativ beeinträchtigt (Schmidt und Jonasdottir 1997).

Für subtropische Meere ist direkter Fraß von hapactoiden Copepoden an *Trichodesmium* sp. Filamenten bekannt (O'Neil et al. 1996). In einem Experiment wurde *Trichodesmium* sp. mit <sup>15</sup>N markiert und eine Stickstoffaufnahme von *Macrosetella gracilis* von

---

1,28±0,1 nmol N Ind<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup> bestimmt (O'Neil et al. 1996). Aus dieser Rate lässt sich berechnen, dass *M. gracilis* in der Lage ist 100% des fixierten Stickstoffs zu konsumieren. Dies bedeutet allerdings, dass bei aktivem Fraß von *M. gracilis* an *Trichodesmium* eine Blüte nur wenige Tage anhalten dürfte. Dieser aufgenommene Stickstoff wurde von *M. gracilis* mit einer Rate von 2 bis 8% ihres Körperstickstoffs als NH<sub>4</sub><sup>+</sup> wieder abgegeben. In subtropischen Meeren spielt *M. gracilis* also eine wichtige Rolle bei der Weitergabe von fixiertem Stickstoff an höhere trophische Ebenen. Die in dieser Arbeit bestimmten Aufnahmeraten für die Ostsee, von maximal 6,8 pmol N Ind<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup> (Abb.17b) liegen zwar weit unter denen aus dem subtropischen Bereich, können aber doch eine wichtige Rolle, als Verbindungsglied zwischen den Cyanobakterien und dem pelagischen und eventuell sogar dem benthischen Nahrungsnetz, spielen.

Tabelle 10: Zusammenfassung der Effekte auf die Reproduktion (Ei-Produktion (Ep) und Aufzucht) und Überleben des Mesozooplanktons und ihr Ingestionsraten basierend auf Literaturdaten (+:positive Respons; -:negative Respons; 0:keinen Einfluss; \* Taxa mit Toxingehalt)

Cyanoabakterium	Ep	Aufzucht	Ingestionsrate	Überleben	Zooplankton	Quelle
<i>Nodularia spumigena</i>	-				<i>Acartia bifilosa</i> <i>Eurytemora affinis</i>	Sellner et. al 1996
<i>Aphanizomenon</i> sp	-				<i>A. bifilosa</i> <i>E. affinis</i>	Sellner et. al 1996
<i>Nodularia</i> sp.	-	-		+	<i>E. affinis</i>	Koski et al. 1999
<i>Nodularia</i> sp. *	-	-		-	<i>E. affinis</i>	Koski et al. 1999
<i>Nodularia</i> sp. + <i>Brachiomonas</i> <i>submarina</i>	-	0		0	<i>E. affinis</i>	Koski et al. 1999
<i>Nodularia spumigena</i>	-				<i>A. bifilosa</i>	Schmidt u. Jonasdottier 1997
<i>Microcystis aeruginosa</i>	-				<i>A. bifilosa</i>	Schmidt u. Jonasdottier 1997
<i>M. aeruginosa</i> + <i>Thalassiosira</i> <i>weisfloggi</i>	+				<i>A. bifilosa</i>	Schmidt u. Jonasdottier 1997
<i>N. spumigena.</i> + <i>T. weisfloggi</i>	0				<i>A. bifilosa</i>	Schmidt u. Jonasdottier 1997
Natürliche Mixtur an Cyanobakterien	-				<i>A. bifilosa</i>	Schmidt et al. 1998
Natürliche Mixtur an Cyanobakterien			0,001-0,052 µg C Ind <sup>-1</sup> h <sup>-1</sup>		<i>A. bifilosa</i>	Meyer-Harms et al. 1997
<i>Nodularia spumigena</i>	-	-		-	<i>A. bifilosa</i>	Kozlowsky-Suzuki et al. 2007

Tabelle 11: Zusammenfassung der Effekte auf die Reproduktion (Ei-Produktion (Ep) und Aufzucht) und Überleben des Mesozooplanktons und ihr Ingestionsraten basierend auf Literaturdaten (+:positive Respons; -:negative Respons; 0:keinen Einfluss; \* Taxa mit Toxingehalt)

Cyanoabakterium	Ep	Aufzucht	Ingestionsrate	Überleben	Zooplankton	Quelle
<i>Nodularia spumigena</i> *	0		10-23 $\mu$ C Ind <sup>-1</sup> d <sup>-1</sup>	0	<i>Acartia bifilosa</i> <i>Eurytemora affinis</i>	Koski et al. 2002
<i>Nodularia spumigena</i> *	-	-	80,16±69,22 ng C Ind <sup>-1</sup> h <sup>-1</sup>	0	<i>A.bifilosa</i>	Kozlowsky-Suzuki et al. 2003
<i>Nodularia spumigena</i> *	-	-	114,02±48,20 ng C Ind <sup>-1</sup> h <sup>-1</sup>	0	<i>E. affinis</i>	Kozlowsky-Suzuki et al. 2003
<i>Nodularia spumigena</i>			150 ng C Ind <sup>-1</sup> h <sup>-1</sup>		<i>E. affinis</i>	Engström et al. 2000
<i>Nodularia spumigena</i> *			30 ng C Ind <sup>-1</sup> h <sup>-1</sup>		<i>E. affinis</i>	Engström et al. 2000
<i>Nodularia spumigena</i> *			0		<i>Acartia bifilosa</i>	Engström et al. 2000
<i>Nodularia spumigena</i> *	+	+		+	<i>E. affinis</i> <i>Bosmina longispina</i> <i>martima</i>	Schmidt et al. 2002
<i>Nodularia spumigena</i> *	-	-		0	<i>A.bifilosa</i>	Schmidt et al. 2002
Natürliche Phytoplanktongemeinschaft mit Cyanobakterien			0 - 66 ng C Ind <sup>-1</sup> h <sup>-1</sup>		Natürliche Zooplankton- gemeinschaft	eigene Studie

Die Ergebnisse dieser Arbeit stützen die These, dass das Mesozooplankton der Ostsee Cyanobakterien aufnimmt. Um die Aufnahmeraten dieser Arbeit mit Literaturdaten vergleichen zu können, wurde die N-Aufnahme über das mittlere C/N Verhältnis von 9,1 vom Phytoplankton in Kohlenstoff umgerechnet (Tab.12). Vergleicht man nun die Literaturliteraturdaten mit denen in dieser Arbeit bestimmten Aufnahmeraten, sind die berechneten Werte von 0-66,1 ng C Ind<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup> rund 60% niedriger als die von Engström et al. (2000) und Koslowsky-Suzuki et al. (2003) direkt bestimmten Raten von 30-150 ng C Ind<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup> (Tab.11). Ihre Ergebnisse wurden direkt über den Tracer <sup>14</sup>C (Engström et al. 2000) oder über Zellzählungen von Cyanobakterien vor und nach Inkubation mit Zooplankton bestimmt (Kozlowsky-Suzuki et al. 2003).

Tab.12: N-Aufnahmerate der <sup>15</sup>N markierten Cyanobakterien in das Mesozooplankton (pmol N Ind<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup>) dieser Arbeit. Die dazugehörigen C-Aufnahmeraten (pmol C Ind<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup> und µg C Ind<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup>) wurden berechnet aus dem durchschnittlichen C:N Verhältnis des Phytoplanktons von 9,1.

	Aufnahme		
	N (pmol Ind <sup>-1</sup> h <sup>-1</sup> )	C (pmol Ind <sup>-1</sup> h <sup>-1</sup> )	C (ng Ind <sup>-1</sup> h <sup>-1</sup> )
Mittelwert	1,16	9,4	11,3
Maximum	6,79	55,0	66,1

Die höheren Aufnahmeraten in den Laborversuchen kommen vermutlich zustande, weil Zooplankton eingesetzt wurde, von dem bekannt ist, dass es Cyanobakterien direkt ingestiert, wie z.B. *Eurytemora affinis* (Koski et al. 2002). Es kann davon ausgegangen werden, dass unter den natürlichen Bedingungen in den Versuchsansätzen dieser Arbeit auch Zooplankton enthalten war, das Cyanobakterien meidet, wie es z.B. für *Acartia* sp. beschrieben ist (Engström et al. 2000). *Acartia* sp. ist auf den räuberischen Fang von sich bewegender Nahrung adaptiert (Tiselius und Jonsson 1990) und meidet deshalb Cyanobakterien. Engström et al. (2000) vermutet das *Acartia* sp. während einer Cyanobakterienblüte hungert und sich in der späteren Phase einer Blüte von den, mit den Cyanobakterien assoziierten Organismen ernährt. *Acartia* sp. bildete vor allem zu Beginn der Versuchszeit den dominierenden Anteil (44% in den obersten 18m der Wassersäule) des Zooplanktons. Ab dem 16.07.2007 ging die Abundanz von *Acartia* sp. zurück und

*Eurytemora* sp. und *Bosmina coregoni maritima* waren ab dem 16.07.2007 mit höheren Abundanzen in den oberen 20 m des Wasserkörpers vorhanden (Tab.5). Beide Arten sind für direkte Ingestion von Cyanobakterien bekannt (Sellner 1994, Kerker 1998, Engström et al. 2000, Schmidt et al. 2002, Kozłowski-Suzuki et al. 2003). Trägt man die steigende Biomasse von *Bosmina coregoni maritima* und *Eurytemora* sp. gegen die Stickstoffaufnahme in das Mesozooplankton auf, zeigt sich eine Korrelation (Abb. 28). Es deutet sich an, dass die höhere Aufnahme des Stickstoffs aus der Fixierung vermutlich mit der steigenden Anzahl der Individuen erklärt werden kann. Der Anstieg ist allerdings nicht signifikant, da sich diese Aussage auf nur je vier Werte stützt.

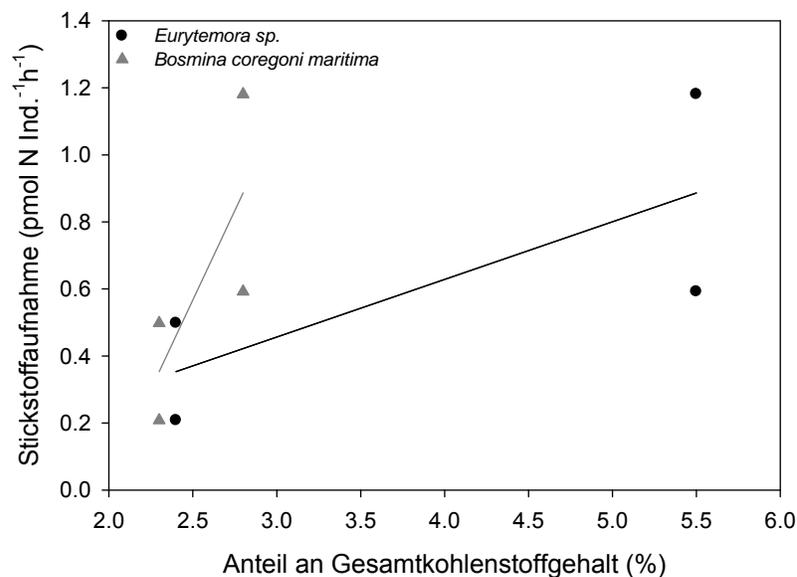


Abb.28: Anteil am Gesamtkohlenstoffgehalt (%) von *Bosmina coregoni maritima* und *Eurytemora* sp. aufgetragen gegen die Stickstoffaufnahme (pmol N Ind<sup>-1</sup>h<sup>-1</sup>).

Weiterhin ist bei der Betrachtung der Aufnahmeraten von Cyanobakterien der Toxingehalt zu beachten. Bei Engström et al. (2000) waren die Aufnahmeraten bei Fraß an toxischen *Nodularia spumigena* sehr viel geringer (Tab.11). Teegarten (1999) vermutet, dass Copepoden Toxine in Cyanobakterien erkennen und diese als Nahrung meiden können. Über den Toxingehalt der sich andeutenden Blüte 2007 können keine Aussagen getroffen werden, so dass auch nicht vermutet werden kann, ob eventuell die Aufnahmeraten durch Toxine gehemmt waren.

Während des Versuchszeitraumes wurden im Mittel 18% des diazotrophen Stickstoffs in das Mesozooplankton aufgenommen (Tab.6). Das die Aufnahmeraten am 20. und 21.07.2007 höher waren als an den vorangegangenen Versuchstagen, lässt sich dadurch

erklären, dass die Aufnahme und der Transfer abhängig von der Menge des fixierten Stickstoffes ist (Abb. 21). Mit steigender Stickstofffixierung stieg auch die Aufnahme in das Mesozooplankton. Dieser Anstieg entspricht einer sigmoidalen Funktion, welche ein exponentielles Wachstum durch eine sich verbrauchende Ressource beschreibt. Bei  $7 \text{ nmol N l}^{-1}\text{h}^{-1}$  fixierten Stickstoffs scheint das Maximum der Aufnahme des Mesozooplanktons erreicht zu sein. Da sich diese Aussage aber nur auf einen Wert stützt, sollten bei höheren Stickstofffixierungen, während einer Blütesituation, die Versuche wiederholt werden. Bei Sommer et al. (2006) wurde im Rahmen eines Mesokosmos Experimentes anhand eines Mischungsmodelles berechnet, dass 2 bis 24% des Stickstoffs der Fixierung in das Mesozooplankton transferiert wurden. Beruhend auf diesen Daten vermuten Sommer et al. (2006), dass während einer Cyanobakterienblüte im Sommer bis zu 45% des fixierten Stickstoffs in das Mesozooplankton aufgenommen werden können.

Der Transfer des fixierten Stickstoffs in das Mesozooplankton in dieser Arbeit (im Mittel 18%) lassen vermuten, dass Cyanobakterienblüten in der Ostsee eine wichtige Nahrungsquelle, in dem sonst durch schlechte Nahrungsbedingungen charakterisierten Spätsommer, bieten. Untersuchungen von Rolff (2000) deuten ebenfalls darauf hin, dass Cyanobakterienblüten in der Ostsee im Sommer eine wichtigere Rolle im Nahrungsnetz spielen als bisher angenommen.

Das *Bosmina longispina maritima* direkt Cyanobakterien ingestiert konnte durch Pigmentanalysen des Darminhaltes (Sellner et al. 1994) und durch den Unterschied der natürlichen  $\delta^{15}\text{N}$  Werte zwischen Cyanobakterien und dem übrigen nitrat aufnehmenden Phytoplankton (Kerker 1998) nachgewiesen werden. Bei Kerker (1998) dominierten Cyanobakterien mit bis zu 70% die Nahrung von *B. longispina maritima*. Das die Nahrung nicht nur ingestiert, sondern auch assimiliert wird, kann durch die niedrigen  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte von z.B. 5‰ (Kerker 1998) in Cladoceren nachgewiesen werden. Nitrat aufnehmendes Phytoplankton (4-5‰ Sigman et al. 1997) ist isotopisch schwerer als Cyanobakterien (-2,1 bis 0,05‰ Wada 1980). Diese Werte spiegeln sich in denen der Konsumenten wider, sind in der Regel aber um 3-4‰ höher (Fry und Sherr 1984). Zooplankton, welches nitrat aufnehmendes Phytoplankton konsumiert ist isotopisch schwerer als Zooplankton, das Cyanobakterien ingestiert (Montoya 1994). Die in dieser Arbeit bestimmten natürlichen  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte des Zooplanktons lagen bei  $6 \pm 0,4\text{‰}$ . Es kann davon ausgegangen werden, dass der isotopisch leichtere Stickstoff nicht nur aufgenommen, sondern auch assimiliert wurde. So liegen Vergleichswerte des Zooplanktons im Winter, wenn keine

Cyanobakterien in der Wassersäule vorhanden sind, in der Ostsee zwischen 9 und 10,5% (Meyer-Harms et al. 1999 und eigene Untersuchungen).

Der durch das Zooplankton aufgenommene Stickstoff wird auch wieder abgegeben. Bei den Versuchen dieser Arbeit erfolgte nach 12 Stunden Inkubation die höchste Tracer Akkumulation. Da nach 20 Stunden Inkubation die Tracer Akkumulation um 40% geringer war als nach 12 Stunden (Abb.18), kann vermutet werden, dass nach 20 Stunden ein Teil des aufgenommenen diazotrophen Stickstoffs wieder vom Zooplankton abgegeben wurde. Die Exkretion erfolgt bei Copepoden größtenteils in Form von Ammonium (Bidigare 1983). Vincent et al. (2007) fanden bei einem 24 h Fraßexperiment mit  $^{15}\text{N}$  getracerten Diatomeen heraus, dass *Acartia* sp. 48% des ingestierten Stickstoffes über die Abgabe von Ammonium verliert. Weitere Verluste erfolgten durch Ei- und Kotballen Produktion (13%) und in Form von DON (9%), so dass nur ~30% des aufgenommenen Stickstoff assimiliert wurde. Bei *Calanus helgolandicus* lag die Akkumulation des in 24 Stunden aufgenommenen Stickstoffs bei 80%, ein geringer Anteil des aufgenommenen Stickstoffs ging im Vergleich zu *Acartia* sp. in Form von  $\text{NH}_4^+$ , Eiern, Kotballen und DON verloren (Vincent et al. 2007). Die Menge des wieder abgegebenen Stickstoffs wurde im Rahmen dieser Arbeit nicht bestimmt. Vermutlich wurde aber ein Teil des aufgenommenen Stickstoffs wieder abgegeben und stand somit in den Versuchsansätzen dem Nahrungsnetz wieder zur Verfügung.

### ***Bedeutung der direkten Ingestion und des mikrobiellen Nahrungsnetzes für den Transfer von Stickstoff in höhere trophische Ebenen***

Über welchen Weg der diazotrophe Stickstoff aufgenommen wird, ist nach wie vor nicht bekannt. Dieses zu klären, diente der Versuchsansatz 2. Hier wurde das mikrobielle Nahrungsnetz indirekt über den Ausschluss von Protozoen unterbunden, da das Seewasser über einen 0,8  $\mu\text{m}$  GF/F Filter filtriert wurde und so die Verbindung zwischen Zooplankton und Bakterien ausgeschlossen wurde.

Sommer et al. (2006) vermuten, dass der Großteil an diazotrophen Stickstoff nicht durch Ingestion sondern über den indirekten Weg des mikrobiellen Nahrungsnetzes aufgenommen wird. Diese Vermutung wird durch die Daten dieser Arbeit bestätigt. So verlaufen 77-85% der Stickstoffaufnahme über das mikrobielle Nahrungsnetz und nur 15-23% über direkte Ingestion (Tab.7). Beim mikrobiellen Nahrungsnetz dient der von den Cyanobakterien exsudierte Stickstoff Bakterien und heterotrophen Flagellaten als Nahrung (Ohlendieck 2000). Das Mezozooplankton wiederum konsumiert diese heterotrophen Flagellaten, so dass über diesen Umweg der von den Cyanobakterien fixierte Stickstoff in

höhere trophische Ebenen gelangt. Messungen des stabilen Isotopenverhältnis  $^{15}\text{N}/^{14}\text{N}$  zeigen ebenfalls, dass diazotroph fixierter Stickstoff, welcher isotopisch leichter ist, vom Mikroplankton in höhere trophische Ebenen transferiert wird (Rolff 2000). Stal et al. (2003) deuten an, dass bis zu 80% des fixierten Stickstoffs im Oberflächenwasser der Ostsee in kürzester Zeit wieder abgegeben werden und dem Nahrungsnetz so zur Verfügung stehen. Zudem wurde beobachtet, dass nicht diazotrophe Picocyanobakterien in der Ostsee ähnliche räumliche und zeitliche Verteilungsmuster wie stickstofffixierende Cyanobakterien aufweisen. Bei Ohlendieck et al. (2000, 2007) und Garzia et al. (2007) konnte gezeigt werden, dass 5-15% des durch Diazotrophe fixierten Stickstoffs während der frühen Phase der Blüte für den Aufbau von Biomasse durch das Picoplankton verwendet wurden.

Auch wenn Schmidt und Jonasdottier (1997) und Koski et al. (2002) nachweisen konnten, dass Cyanobakterien direkt vom Mesozooplankton ingestiert werden und vermutlich essentielle Stoffe in den Cyanobakterien vom herbivoren Zooplankton zur Eiproduktion gebraucht werden, zeigen der Großteil der Ergebnisse des Versuchsansatzes 2 dieser Arbeit, dass ein großer Anteil der Aufnahme fixierten Stickstoffs nicht über direkte Ingestion verläuft. Mit einer Ausnahme wurde im zweiten Versuchsansatz zwischen 15 und 23% des aufgenommenen fixierten Stickstoffs über direkte Ingestion aufgenommen (Tab.7). Lediglich am 15.07.2007 wurden bis zu 85% des diazotrophen Stickstoffs direkt aufgenommen. Da die Zooplanktonzusammensetzung in diesem Versuchsansatz nicht von denen der anderen abwich, ist nicht eindeutig zu klären, wie es zu dieser erhöhten Aufnahme kam.

### ***Bedeutung für das pelagische und benthische Nahrungsnetz***

Cyanobakterien können durch ihre Fähigkeit Stickstoff zu fixieren, der an Stickstoff verarmten Umwelt im Sommer, neuen Stickstoff zur Verfügung stellen. Dieser Stickstoffpool stellt wiederum eine wichtige Quelle für andere Organismen im pelagischen Nahrungsnetz dar. So kann Stickstofffixierung durch filamentöse Cyanobakterien einen signifikanten Eintrag (zwischen 13-18% der Gesamtprimärproduktion) zur neuen Produktion im Oberflächenwasser der Ostsee im frühen Sommer darstellen (Ohlendieck et al. 2007). Diese Biomasse treibt im Pelagial durch die Abgabe von DOM und ihrem Abbau als Detritus den mikrobiellen Weg des Nahrungsnetzes an. Neben dieser Zufuhr an Stickstoff für das Picoplankton, spielt diese Biomasse eine wichtige Rolle für das Mesozooplankton. Im Mittel wurden während der Versuche  $0,27 \mu\text{g C Ind}^{-1}\text{d}^{-1}$  vom Zooplankton ingestiert (Tab.12). Aus der Literatur ist bekannt, dass *Acartia* sp.

Ingestionsraten von 0,5 bis 1,3  $\mu\text{g C Ind}^{-1}\text{d}^{-1}$  an natürlichen Phytoplanktongemeinschaften im Sommer aufweisen (Irigoien et al. 1993, Meyer-Harms et al. 1997). Der berechnete Wert von 0,27  $\mu\text{g C Ind}^{-1}\text{d}^{-1}$  basiert auf der Aufnahme von diazotrophen Stickstoff und einem C/N Verhältnis von 9,1, so dass diese Kohlenstoffaufnahme auf Cyanobakterien Kohlenstoff zurückzuführen ist. Das Zooplankton deckte im Mittel zwischen 20-54% seines Kohlenstoffsbedarfs bzw. Stickstoffsbedarfs durch die Aufnahme von Cyanobakterien

Generell wird im offenen Ozean davon ausgegangen, dass der fixierte Stickstoff im Pelagial verbleibt und dort 50% der neuen Produktion antreibt (Karl et al., 1997), da die meisten diazotrophen Cyanobakterien ihren Auftrieb über Gasvesikel regulieren (Hoppe 1981) und so das Absinken von Cyanobakterien auch während des Absterbens verhindert wird. Die Sedimentation von wachsenden Cyanobakterienblüten in der Ostsee ist durch Auftrieb (Cyanobakteriengasvesikel) und hohe Remineralisierung in der Wassersäule gering (Sellner 1997; Kuparinen et al. 1984). Hierfür sprechen auch Daten von  $\delta^{15}\text{N}$  Werten für das Nitrat aus dem Gotlandbecken. In den oberen 60 m der Wassersäule sind die  $\delta^{15}\text{N}$  Werten für das Nitrat mit 0-2‰ niedriger als unterhalb von 100m, wo 80% der Werte über 3,5‰ liegen (Baumgart 2005). Im Herbst (August/September) wandelt sich dieses Bild, so lagen 1996/97 in 140 m Tiefe die  $\delta^{15}\text{N}$  Werte für das PON bei 0,5‰ (Struck et al. 2004). Dies lässt vermuten, dass Cyanobakterien während dieser Zeit den größten Anteil am sedimentierenden Material ausmachen.

Nach den Ergebnissen dieser Arbeit wird im Mittel 18% des fixierten Stickstoffs in das Mesozooplankton aufgenommen (Tab.6) und diese können zwischen 20 und 54% ihres Tages N-Bedarfs mit dem durch Diazotrophe fixierten Stickstoff decken. Der Stickstoff wird vom Zooplankton, neben Ammonium auch in Form von Kotballen, wieder abgeben. Diese können in tiefere Schichten sinken. Für die Ostsee ist aber bekannt, dass die Kotballen größten Teils bereits in der pelagischen Zone remineralisiert werden (Viitasalo et al. 1999). Allerdings können saisonale und räumlich bedingte Variationen und die Mesozooplanktonzusammensetzung die Sedimentation von Kotballen erhöhen, so dass punktuell und gebietsbezogen der fixierte Stickstoff aus dem Pelagial auch eine Auswirkung auf das Benthos haben kann (Viitasalo et al. 1999). In diesem Fall würde der Stickstoff erst im Sediment remineralisiert werden. Ein niedrigeres  $\delta^{15}\text{N}$  Signal im Juni/Juli im sedimentierten Material in der Gotlandsee könnte darauf hindeuten, dass Stickstoff aus der Fixierung oder aus der Aufnahme von regenerierten Ammonium stammt (Rolff 2000; Wasmund et al. 2001; Struck et al. 2004). Aufgrund der niedrigen Ingestion von Cyanobakterien durch das Mesozooplankton wurde bisher angenommen, dass die

Sedimentation dieser Biomasse sehr gering ist (Wassmann et al. 1999; Sellner 1997). Wie groß der Eintrag von fixiertem Stickstoff außerhalb des Pelagials sein kann, konnte im Rahmen dieser Arbeit nicht geklärt werden, da keine Daten aus Sedimentfallen erhoben wurden. Aufgrund von Literaturdaten aus Sedimentfallen kann aber vermutet werden, dass die Sedimentation von fixiertem Stickstoff in Form von Aggregaten im Herbst vermutlich hoch ist (Struck et al. 2004).

Die Aufnahme und Abgabe des fixierten Stickstoffs für das Mesozooplankton ist in Abbildung 29 zusammengefasst.

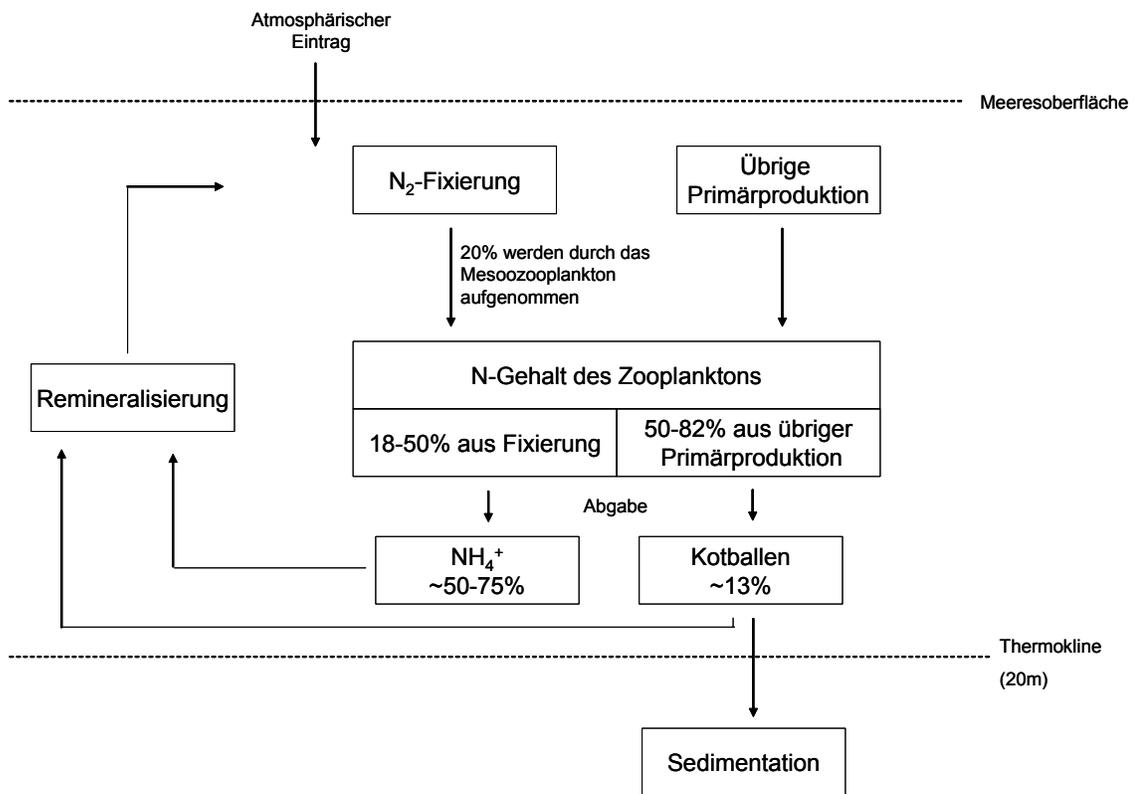


Abb. 29: Zusammenfassung der Ergebnisse dieser Arbeit: Bedeutung des Stickstoffs für das Mesozooplankton im Pelagial. Neben der Abgabe von Ammonium (NH<sub>4</sub><sup>+</sup>) und Kotballen erfolgt ein geringer Teil über DON und Eiproduktion. Die Ergebnisse der Abgabe stammen aus Literaturdaten (Bidigare 1983, Vincent et al. 2007).

#### 4.4 Weitergabe von fixiertem Stickstoff in höhere trophische Ebenen bei steigenden CO<sub>2</sub> Konzentrationen

##### *Situation in den Mesokosmen*

Wie in der Wassersäule waren auch in den Mesokosmen die Nährstoffbedingungen für die Entwicklung einer Cyanobakterienblüte optimal. Wie unter 4.2 erläutert, kam es in der Wassersäule und auch in den Mesokosmen, zu keiner Blüte.

Aufgrund der hohen Windgeschwindigkeiten (im Mittel um 2,5 m/s höher als der zu erwartende Wert für den Monat Juli) wurden die Mesokosmen dreimal anstatt nur einmal angesäuert, da es immer wieder zum Austausch von Wasser zwischen den Mesokosmen und der Umgebung kam. Dies hatte zur Folge, dass die Organismen insgesamt dreimal der Ansäuerung durch Salzsäure und der daraus resultierenden Verringerung des pH-Wertes ausgesetzt waren und keine länger anhaltende Phase der Anpassung stattfinden konnte. Zur Mitte der Ausfahrt kam es in mehreren Mesokosmen (1, 3 und 4) zu Rissen in den Außenwänden, wie in den Bodenplatten.

Veränderungen in den Nährstoffkonzentrationen, dem Chlorophyll-a Gehalt und der Phytoplanktonzusammensetzung können nicht auf die Veränderung bedingt durch die Ansäuerung zurückgeführt werden, sondern auf den Wasseraustausch mit dem Umgebungswasser. Als Beispiel soll die Phosphatabnahme in Mesokosmos 4 von 0,22 auf 0,16 µmol/l dienen (Tab. 8 und 9). Diese spiegelt nur die Abnahme der Phosphatkonzentration in der Wassersäule (von 0,27 auf 0,17 µmol/l (Abb.9)) wider und ist nicht auf Zehrung durch das Phytoplankton zurückzuführen. Ebenso blieb die Biomasse von rund 2,3 µg/l in diesem Mesokosmos vom 14. bis zum 17.07.2007 gleich und gibt ebenfalls nur den Chlorophyll-a Wert von  $2,3 \pm 0,2$  µg/l der Wassersäule wider.

Zusätzlich waren in den Mesokosmen 3 (1245 µatm), 5 (1299 µatm) und 1 (1984 µatm) die pCO<sub>2</sub> Gehalte um das 3-5 fache über den heutigen Konzentrationen und CO<sub>2</sub> Konzentration, die für das Jahr 2100 vorhergesagt wurden (700 ppm, IS92a, Houghton et al. 1995, 2001).

Betrachtet man den gesamten Zeitraum und alle sechs Mesokosmen lassen sich keine konsistenten Reaktionen der Stickstofffixierer auf die unterschiedlichen CO<sub>2</sub>-Konzentrationen erkennen. Nur die Fixierung der <10 µm Fraktion sank mit steigenden CO<sub>2</sub>-Konzentrationen (Voss et al. 2008). Bei den in dieser Arbeit beprobten Mesokosmen waren nur Mesokosmos 2 und 5 bis zum 17.07.2007 intakt. Hier nahm sowohl die Biomasse, wie die Stickstofffixierung der Cyanobakterien ab.

Laborexperimente zeigen, dass erhöhte CO<sub>2</sub> Konzentrationen förderlich auf die Kohlenstofffixierung wirken. *Trichodesmium* sp. zeigte höhere Kohlenstoff- wie Stickstofffixierungsraten durch erhöhte CO<sub>2</sub> Konzentrationen auf (Barcelos e Ramos et al. 2007; Hutchins et al. 2007; Levitan et al. 2007). Dass dieses nicht auf jedes Cyanobakterium übertragbar ist, wurde anhand von *Nodularia spumigena* in einem Laborexperiment nachgewiesen. So reagierte diese Art auf erhöhte CO<sub>2</sub> Konzentrationen und die damit verbundene Ansäuerung mit Verringerung des Wachstums und verminderter Stickstofffixierung (Czerny 2008). Dass dieses neben *Nodularia spumigena* wahrscheinlich auch auf andere fädige Cyanobakterien in der Ostsee, wie *Aphanizomenon* sp. zutrifft, lässt sich aus der verminderten Stickstofffixierung in der >10µm Fraktion dieser Arbeit vermuten. Die Fixierung in den Mesokosmen nahm nach der zweiten Ansäuerung um 84% ab (s.3.7.1). Bei Ansäuerung unter 1000 µatm scheinen große heterocyste Cyanobakterien gegenüber Picocyanobakterien einen Nachteil zu haben. Erste Ergebnisse deuten darauf hin, dass bei Arten die Heterocysten besitzen die Versorgung von vegetativen Zellen ohne Heterocysten in Form von Glutamin verringert wird und es so zu einem Ungleichgewicht bei dem Metabolismus von Arten mit Heterocysten kommt (Czerny 2008).

#### ***Stickstoffaufnahme in das Mesozooplankton***

Die Stickstoffaufnahme in das Mesozooplankton unter angesäuerten Bedingungen korreliert nicht mit den Stickstofffixierungsraten (Abb.24). So war in der Wassersäule zu beobachten, dass mit steigender Fixierung auch die Aufnahme und der Transfer von Stickstoff in das Mesozooplankton steigen (Abb.20). In den Mesokosmenversuchen wurde allerdings bei niedrigeren Fixierungsraten mehr Stickstoff in das Mesozooplankton transferiert (Abb. 25a). Dieses hängt vermutlich nicht mit der CO<sub>2</sub> Konzentration oder der Menge des fixierten Stickstoffs zusammen, sondern lässt sich durch die unterschiedlichen Inkubationszeiten der Experimente erklären. Das Zooplankton am 14.07.2007 wurde für 20 Stunden inkubiert und am 17.07.2007 nur für 12 Stunden. Das Zooplankton hatte bei der 20 Stunden Inkubation vermutlich einen Teil des markierten Stickstoffes wieder ausgeschieden.

Zudem wurde auch in Mesokosmos 4 ohne Ansäuerung eine geringere Aufnahme von fixiertem Stickstoff als in der Wassersäule beobachtet. Anhand der Experimente mit Nahrung aus den Mesokosmen kann keine direkte Korrelation zwischen der Stickstoffaufnahme und steigenden CO<sub>2</sub>-Konzentrationen abgeleitet werden (Abb. 24).

Für Ostseearten nimmt vermutlich die Primärproduktion im Sommer durch steigende CO<sub>2</sub> Konzentrationen nicht zu, so dass es zu keiner höheren Sekundärproduktion kommt. Es

scheint, dass das Wachstum und die Kohlenstoff- bzw. Stickstofffixierung von fädigen heterocystenbildenden Cyanobakterien abnehmen (Czerny 2008).

## 5. Zusammenfassung

Ziel der Arbeit war es den Weg des molekular fixierten Stickstoffs in der Nahrungskette zu verfolgen und die Stickstoffaufnahme in das Mesozooplankton zu bestimmen. Zusätzlich sollte geklärt werden, ob die Aufnahme über Ingestion oder das mikrobielle Nahrungsnetz verläuft und zu welchen Anteilen dies geschieht.

Während der Ausfahrt mit der RV Heincke im Juli 2007 im südlichen Gotlandbecken wurden mit der  $^{15}\text{N}$  Methode (Montoya et al. 1996) die Stickstofffixierungs- und Stickstoffaufnahme bestimmt. Das ungünstige Wetter zu dieser Zeit ließ trotz optimaler Nährstoffverhältnisse keine Cyanobakterienblüte entstehen, da die Windgeschwindigkeiten zu hoch und Wassertemperaturen zu niedrig waren. So waren die gemessenen Stickstofffixierungsraten von 0,1 bis 2,1  $\text{nmol N l}^{-1}\text{h}^{-1}$  für eine Sommersituation sehr gering. Die dominierenden Phytoplankter waren nicht Cyanobakterien sondern Dinoflagellaten. Bei dem Zooplankton dominierten in der Oberflächenschicht neben den Copepoden die Cladoceren. Die vorkommende Cladocere *Bosmina coregoni maritima* ist u.a. neben dem ebenfalls gefundenen Copepod *Eurytemora affinis* für direkten Fraß an Cyanobakterien bekannt. Im Mittel wurden 18% des durch Cyanobakterien fixierten Stickstoffs in das Mesozooplankton transferiert. Diese Aufnahme erfolgte größten Teils über das mikrobielle Nahrungsnetz und nicht über direkte Aufnahme.

Das Mesozooplankton konnte zwischen 20 und 54% seines täglichen Stickstoffbedarfs durch die Aufnahme von dem durch Cyanobakterien fixiertem Stickstoff decken. Die Aufnahmeraten lassen vermuten, dass Cyanobakterienblüten in der Ostsee eine wichtige Nahrungsquelle, in dem sonst durch schlechte Nahrungsbedingungen charakterisierten Sommer, bilden. Ihre Rolle im Nahrungsnetz des Pelagials und eventuell auch des Benthals scheint wichtiger zu sein als bisher angenommen.

Die Aufnahme von diazotroph fixiertem Stickstoff in das Mesozooplankton scheint nicht mit steigenden  $\text{CO}_2$  Konzentrationen zu korrelieren. Bisher wurde davon ausgegangen, dass durch steigende  $\text{CO}_2$  Konzentrationen die Primärproduktion in der Ostsee zunimmt (Riebesell 2004). Es scheint aber, dass das Wachstum und die Kohlenstoff- bzw. Stickstofffixierung von fädigen Cyanobakterien abnimmt (Czerny 2008). Da es zu keiner höheren Primärproduktion kommt, nimmt auch die Sekundärproduktion nicht zu. Anhand von Versuchen in der Wassersäule konnte gezeigt werden, dass mit steigender Stickstofffixierung bis zu einem Schwellenwert von 7  $\text{nmol N l}^{-1}\text{h}^{-1}$  auch die Aufnahme von diesem Stickstoff in das Mesozooplankton steigt.

## 6. Literaturverzeichnis

- Ackefors, H. (1969) Ecological zooplankton investigations in the Baltic proper 1963-1965. Series Biology, Institute of Marine Research, Lysekil, Sweden. 18: 1-139
- Ahlgren, G., I.-B. Gustafsson and M. Boberg (1992) Fatty acid content and chemical composition of freshwater microalgae. J. Phycol. 28: 37-50
- Arndt, H. (1985) Eine Zählkammer für die mikroskopische Answertung von Zooplanktonproben. Wiss. Zeitschr. W.-Pieck-Uni. Rostock. 34: 30-31
- Barcelos e Ramos, J., Biswas, H., Schulz, K. G., LaRoche, J., and Riebesell, U. (2007) Effect of rising atmospheric carbon dioxide on the marine nitrogen fixer *Trichodesmium*, Global Biogeochem. Cy., 21
- Baumgart, A. (2005) Titel der Diplomarbeit: "Abschätzung der Stickstoff-Fixierung im Gotlandbecken mittels stabiler Isotope des Nitrat und Ammonium, Diplomarbeit. Institut für Ostseeforschung IOW
- Berman-Frank, I., Bidle, K. D., Haramaty, L., and Falkowski, P. G. (2004) The demise of the marine cyanobacterium, *Trichodesmium* spp., via an autocatalyzed cell death pathway, Limnol. Oceanogr. 49: 997-1005
- Bidigare, R. R. (1983) Nitrogen excretion by marine zooplankton. Academic Press, New York
- Bronk, D.A. & Glibert, P.M. (1993) Application of a <sup>15</sup>N tracer method to the study of dissolved organic nitrogen uptake during spring and summer in Chesapeake Bay. Mar Biol 115:501-508
- Bronk, D., Glibert, P.M., Ward, B.B. (1994) Nitrogen uptake, dissolved organic nitrogen release, and new production, Science. 265: 1843-1852
- Bronk, D.A. und Ward, B.B. (1999) Gross and net nitrogen uptake and DON release in the euphotic zone of Monterey Bay, California. Limnol Oceanogr. 44: 573-585
- Burns and Z. XU. (1990) Utilization of colonial cyanobacteria and algae by freshwater calanoid copepods: Survivorship and reproduction of adult *Boeckella* spp. Archiv. Hydrobiol. 117: 257-270
- Capone, D. G., Ferrier, M. D., and Carpenter, E. J. (1994) Amino acid cycling in colonies of the planktonic marine cyanobacterium, *Trichodesmium thiebautii*, Appl. Environm. Microbiology. 60: 3989-3995
- Capone, D. G., Zehr, J. P., Paerl, H.W., Bergman, B., and Carpenter, E. J. (1997) *Trichodesmium*, a globally significant marine cyanobacterium. Science. 276: 1221-1229
- Capone, D. G., Burns, J. A., Montoya, J. P., Subramaniam, A., Mahaffey, C., Gunderson, T., Michaels, A. F., and Carpenter, E. J. (2005) Nitrogen fixation by

- Trichodesmium* spp.: an important source of new nitrogen to the tropical and subtropical North Atlantic Ocean, *Global Biogeochemistry*. 19
- Checkley Jr., D. V. The Egg Production of a Marine Planktonic Copepod in Relation to its Food Supply: Laboratory Studies. *Limnology and Oceanography*. 25 (3): 430-446
- Checkley Jr., D. V. and L. C. Entzeroth (1985) Elemental and isotopic fractionation of carbon and nitrogen by marine, planktonic copepods and implications to the marine nitrogen cycle. *Journal of plankton research*. 7 (4): 553-568
- Czerny, J. (2008) Influence of future CO<sub>2</sub> concentrations on growth and nitrogen fixation in the bloom-forming cyanobacterium *Nodularia spumigena*. Diplomarbeit Universität Kiel
- DeMott, W.R. and W. C. Kerfoot (1982) Competition Among Cladocerans: Nature of the Interaction Between *Bosmina* and *Daphnia*. *Ecology*, 63 (6): 1949-1966
- DeMott, W. R. (1986) The role of taste in food selection by freshwater zooplankton. *Oecologia*. 69: 334-340
- Dippner J., G. Kornilovs, L. Sidrevics (2000) Long-term variability of mesozooplankton in the Central Baltic Sea. *Journal of Marine Systems* 25: 23–31
- Dippner, J.W. and Voss M. (2004) Climate Reconstruction during the MWP in the Baltic Sea from Biogeochemical Proxies in a Sediment Record. *Baltica*, 17(1):5-16
- Dutz, J. (1998) Repression of fecundity in the neritic copepod *Acartia clausi* exposed to the toxic dinoflagellate *Alexandrium lusitanicum*: Relationship between feeding and egg production. *Marine Ecology Progress Series* 175: 97-107
- Elmgren R an, Larsson U. (2001) Eutrophication in the Baltic Sea area: integrated coastal management issues. In: von Bodungen B and Turner R.K. (eds) *Science and integrated coastal management*. Dahlem University Press, Berlin: 15–35
- Engström-Öst J., M. Koski, M. Viitasalo, M. Reinkainen, S. Repka and K. Sivonen (2000) Feeding interactions of *Eurytemora affinis* and *Acartia bifilosa* with toxic and non-toxic *Nodularia* sp. *J. Plankton Res.* 22: 1403–1409
- Fleminger, A. and Clutter, R. (1965) Avoidance of towed nets of zooplankton. *Limnology and Oceanography*. 10: 96-104
- Fry, B. and Sherr, E.B. (1984) delta <sup>13</sup>C Measurements as Indicators of Carbon Flow in Marine and Freshwater Ecosystems. *Contributions in Marine Science*. 27: 13-47
- Gallon et al. (2002) Maximum rates of N<sub>2</sub> fixation and primary production are out of phase in a developing cyanobacterial bloom in the Baltic Sea. *Limnol. Oceanogr.* 47(5): 1514–1521

- Garcia N., Raimbault P. and Sandroni V. (2007) Seasonal nitrogen fixation and primary production in the Southwest Pacific: nanoplankton diazotrophy and transfer of nitrogen to picoplankton organisms. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 343: 25–33
- Glibert, P. M. and Bronk, D. A. (1994) Release of dissolved organic nitrogen by marine diazotrophic cyanobacteria, *Trichodesmium* spp., *Appl. Environm. Microbiology.* 60: 3996-4000
- Graneli, E., Wallstroem, K., Larsson, U., Graneli, W. and Elmgren, R. (1990) Nutrient limitation of primary production in the Baltic Sea area. *Ambio.* 19 (3): 142-151
- Grasshoff, K., M. Ehrhardt, K. Kremling. (1983) *Methods of Seawater Analysis*, Verlag Chemie Weinheim
- Hecky, R. E. and Kilham P. (1988) Nutrient Limitation of Phytoplankton in Freshwater and Marine Environments: A Review of Recent Evidence on the Effects of Enrichment. *Limnology and Oceanography* 33, 4: 796-822
- HELCOM (1991) Third biological intercalibration workshop. *Balt. Sea Envir. Proc.* 38
- Hernroth, L. (1985) Recommendations on methods for marine biological studies in the Baltic Sea. Mesozooplankton assessment. BMB Publication. 10: 1-32
- Hewson, I., Govil, S. R., Capone, D. G., Carpenter, E. J., and Fuhrman, J. A. (2004) Evidence of *Trichodesmium* viral lysis and potential significance for biogeochemical cycling in the oligotrophic ocean, *Aquatic Microbial Ecol.* 36: 1–8
- Hoppe, H.-G. (1981) Blue-green algae agglomeration in surface water: A microbiotope of high bacterial activity. *Kieler Meeres. Unters.* 5: 291–303
- Houghton, J. T., L. G. Meira Filho, B. A. Callander, N. Harris, A. Kattenberg and K. Maskell (1995) *Climate Change 1995: The Science of Climate Change. Contribution of Working Group I to the Second Assessment Report of the Intergovernmental Panel of Climate Change.* Cambridge Univ. Press, Cambridge, U.K. and New York, U.S.A.
- Houghton, J. T., Y. Ding, D. J. Griggs, M. Noguer, P. J. Van der Linden, X. Dai, K. Maskell and C. A. Johnson (2001) *Climate Change 2001: The Scientific Basis: Contribution of Working Group I to the Third Assessment Report of the Intergovernmental Panel of Climate Change.* Cambridge Univ. Press, Cambridge, U.K. and New York, U.S.A.
- Hutchins, D. A., Fu, F.-X., Zhang, Y., Warner, M. E., Feng, Y., Portune, K. P., Bernhardt, W., and Mulholland, M. R. (2007) CO<sub>2</sub> control of *Trichodesmium* N<sub>2</sub> fixation, photosynthesis, growth rates, and elemental ratios: Implications for past, present, and future ocean biogeochemistry, *Limnol. Oceanogr.* 52: 1293-1304
- Hutchinson, G.E. (1967) *A treatise on Limnology, Vol. II: Introduction to Lake Biology and the Limnoplankton.* Wiley, New York

- Irigoiien X. and J.Castel (1993) Feeding rates and productivity of the copepod *Acartia bifilosa* in a highly turbid estuary; the Gironde (SW France). *Hydrobiologia* 311: 115-125
- Jeffrey, S. W., G. Humphrey (1975) New spectrophotometric equations for determining chlorophyll a, b, c1 and c2 in higher plants, algae and natural phytoplankton. *Biochem. Physiol. Pflanzen* 167: 191-194
- Kankaanpää, H., V. O. Sipiä, J. S. Kuparinen, J. L. Ott and W. W. Carmichael (2001) Nodularin analyses and toxicity of a *Nodularia spumigena* (Nostocales, Cyanobacteria) waterbloom in the western Gulf of Finland, Baltic Sea, in August 1999. *Phycologia* 40: 268–274
- Kahru, M., Horstmann, U. and Rud, O. (1994) Satellite detection of increased cyanobacteria blooms in the Baltic Sea: Natural fluctuation or ecosystem change. *Ambio*. 23, 8: 469-472
- Karl, D. M., Letelier, R., Tupas, L., Dore, J., Christian, J., and Hebel, D. (1997) The role of nitrogen fixation in biogeochemical cycling in the subtropical North Pacific. *Nature*. 388: 533–538
- Karl, D., Michaels, A., Bergman, B., Capone, D., Carpenter, E., Letelier, R., Lipschultz, F., Paerl, H., Sigman, D., and Stal, L. (2002) Nitrogen fixation in the world's oceans. *Biogeochemistry*. 57/58: 47–98
- Kerker, S. (1998) Ernährungsstrategie von *Bosmina longispina maritima* (P.E Müller) (Cladocera) in der nordöstlichen Ostsee, Diplomarbeit, Institut für Ostseeforschung Warnemünde
- Koski, M., J. Engström, and M. Viitasalo. (1999) Reproduction and survival of the calanoid copepod *Eurytemora affinis* fed with toxic and non-toxic cyanobacteria. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 186: 187–197
- Koski, M., Schmidt K., Engström-Öst J., Viitasalo M., Jonasdottir S., Repka S. and Sivonen K. (2002) Calanoid copepods feed and produce eggs in the presence of toxic cyanobacteria *Nodularia spumigena*. *Limnol. Oceanogr.* 47(3): 878–885
- Kozlowsky-Suzuki B., Karjalainen M., Lehtiniemi M., Engström- Öst J., Koski M., Carlsson P. (2003) Feeding, reproduction and toxin accumulation by the copepods *Acartia bifilosa* and *Eurytemora affinis* in the presence of the toxic cyanobacterium *Nodularia spumigena*. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 249:237–249
- Kozlowsky-Suzuki B., M. Karjalainen, M. Koski, P. Carlsson, W. Stolte, M. Balode, E. Granéli. (2007) Disruption of the microbial food web and inhibition of metazooplankton development in the presence of iron- and DOM-stimulated Baltic Sea cyanobacteria. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 337: 15–26
- Kuparinen, J., J.M. Leppänen, J. Sarvala. A. Sundberg and A. Virtanen (1984) Production and utilization of organic matter in the Baltic ecosystem off Tvärminne, southwest coast of Finland. *Int. Explor. Mer.* 183: 180-192

- Lampert, W. (1987) Laboratory studies on zooplankton-cyanobacteria interactions. N. Z. J. Mar. Freshw. Res. 21: 483–490
- LaRoche, J. and Breitbarth, E. (2005) Importance of the diazotrophs as a source of new nitrogen in the ocean, Netherlands J. Sea Res. 53: 67–91
- Leon, C, Kumazawa, S. and Mitsui, A. (1986) Cyclic appearance of aerobic nitrogenase activity during synchronous growth of unicellular cyanobacteria. Current Microbiology. 13, 3: 149-153
- Levitan, O., Rosenberg, G., Setlik, I., Setlikova, E., Grigel, J., Klepetar, J., Prasil, O., and Berman-Frank, I. (2007) Elevated CO<sub>2</sub> enhances nitrogen fixation and growth in the marine cyanobacterium *Trichodesmium*, Global Change Biology, 13: 531–538
- Lomas, M.W., Rumbley, C.J. and Glibert, P.M. (2000) Ammonium release by nitrogen sufficient diatoms in response to rapid increases in irradiance. Journal of Plankton Research. 22: 2351-2366
- Lund. J.W.C., Kipling, C. and LeCren. E.D. (1958) The inverted microscope method of estimating algal numbers and the statistical basis of estimations by counting. Hydrobiologia. 11: 143-170
- Mahaffey, C., Michaels, A., and Capone, D. G. (2005) The conundrum of marine nitrogen fixation. Am. J. Sci., 305: 546–595
- Mariotti, A. (1983) Atmospheric nitrogen is a reliable standard for natural <sup>15</sup>N abundance measurements. Nature 303: 685-687
- Meyer-Harms, B. (1996) Ernährungsstrategie calanoider Copepoden in zwei unterschiedlich trophierten Seegebieten der Ostsee (Pommernbucht, Gotlandsee). Meereswissenschaftliche Berichte. Institut für Ostseeforschung Warnemünde. Nr.13
- Meyer-Harms B. and von Bodungen B. (1997) Taxon-specific ingestion rates of natural phytoplankton by calanoid copepods in an estuarine environment (Pomeranian Bight, Baltic Sea) determined by cell counts and HPLC analyses of marker pigments. Mar. Ecol. Prog. Ser. 153: 181–190
- Meyer-Harms, B., M. Reckermann, M. Voß, H. Siegmund, and B. von Bodungen (1999) Food selection by calanoid copepods in the euphotic layer of the Gotland Sea (Baltic Proper) during mass occurrence of N<sub>2</sub>-fixing cyanobacteria. Mar. Ecol. Prog. Ser. 191: 243–250
- Möllmann, C., Kornilovs G., Sedrevics L. (2000) Long term dynamics of main zooplankton species in the central Baltic Sea. Journal of Plankton Research. 22: 2015-2038
- Montoya, J.P. (1994) Nitrogen isotope fractionation in the modern ocean: implications for the sedimentary record. In: Zahn, R. T., F. Pedersen, M. A. Kaminski & L. Labeyrie (eds), Carbon Cycling in the Glacial Ocean: Constraints on the Ocean's Role in Global Change. Springer-Verlag, Berlin, 259– 279

- Montoya, J. P., M. Voss, P. Kähler, D. G. Capone (1996) A Simple, High-Precision, High-Sensitivity Tracer Assay for N<sub>2</sub> Fixation. *Applied and Environmental Microbiology*. 62(3): 986-993
- Mulholland, M. R. and Capone, D. G. (2001) The stoichiometry of N and C utilization in cultured populations of *Trichodesmium* IMS101, *Limnol. Oceanogr.* 46: 436-443
- Mulholland, M. R., Bronk, D. A., and Capone, D. G. (2004a) N<sub>2</sub> fixation and regeneration of NH<sub>4</sub><sup>+</sup> and dissolved organic N by *Trichodesmium* IMS101, *Aquatic Microb. Ecol.* 37: 85-94
- Müller-Navarra, D., M. T. Brett, A. M. Liston and C. R. Goldman (2000) A highly unsaturated fatty acid predicts carbon transfer between primary producers and consumers. *Nature*. 403: 74-77
- Nausch, G., Feistel, R., Lass, Hans U., Nagel, K., Siegel, H. (2007) Hydrographisch-chemische Zustandseinschätzung der Ostsee 2006. Nr. 70
- Nagao F. und Miyazaki T. (1999) A modified <sup>15</sup>N tracer method and new calculation for estimating release of dissolved organic nitrogen by freshwater planktonic algae. *Aquat. Microb. Ecol.* 16: 309-314
- Nagao, F. and Miyazaki, T. (2002) Release of dissolved organic nitrogen from *Scenedesmus quadricauda* (Chlorophyta) and *Microcystis novacekii* (Cyanobacteria). *Aquat Microb Ecol.* 27: 275-284
- Ohlndieck U, Stuhr A, Siegmund H (2000) Nitrogen fixation by diazotrophic cyanobacteria in the Baltic Sea and transfer of the newly fixed nitrogen to picoplankton organisms. *J. Mar. Syst.* 25:213-219
- Ohlndieck U., Gundersen K., Meyerhöfer M., Fritsche P., Nachtigall K. and Bergmann B. (2007) The significance of nitrogen fixation to new production during early summer in the Baltic Sea. *Biogeosciences*. 4: 63-73
- Ohki, K. (1999) A possible role of temperate phage in the regulation of *Trichodesmium*, *Bull. Inst. Oceanogr. Monaco*.19: 235-256
- Ojaveer E., A. Lumberg and H. Ojaveer (1998) Highlights of zooplankton dynamics in Estonian waters (Baltic Sea). *Journal of Marine Science*. 55(4):748-755
- Omori, M. and W. M. Hamner (1982) Patchy Distribution of Zooplankton: Behavior, Population Assessment and Sampling Problems. *Marine Biology* 72, 193-200
- O'Neil J.M., Metzler P.M. and Glibert P.M. (1996) Ingestion of <sup>15</sup>N<sub>2</sub>-labelled *Trichodesmium* spp. and ammonium regeneration by the harpacticoid copepod *Macrosetella gracilis*. *Mar Biol.* 125:89-96
- Postel, L. (1995) Zooplankton. In Rheinheimer, G. (Hersg.) *Meereskunde der Ostsee*. Springer-Verlag Berlin Heidelberg 150-161

- Postel, L., Fock, H., Hagen, W. (2000) Biomass and abundance. In: Harris, R., Wiebe, P., Lenz, J., Skjoldal, H.R., Huntley, M. (eds.)- Ices Zooplankton Methodological Manual. Academic Press, 83-192
- Postel, L., Simon, H., Guiard, V. (2007) Individual-specific carbon mass determination of zooplankton taxa of the open Baltic Sea basing on length-biomass relationships and conversion factors. Final Report (in German). IOW Warnemünde: 125pp.
- Purasjoki KJ. (1985) Zur Biologie der Brackwasserkladocere *Bosmina coregoni maritima* (P.E. Müller). Ann. Zool. Soc. "Vanamo".19: 1-117
- Riebesell, U., I. Zondervan, B. Rost, P. D. Tortell, R. E. Zeebe and F. M. M. Morel. (2000) Reduced calcification in marine plankton in response to increased atmospheric CO<sub>2</sub>. Nature. 407: 634–637
- Riebesell, U. (2004) Effects of CO<sub>2</sub> Enrichment on Marine Phytoplankton. Journal of Oceanography. 60: 719 - 729
- Rolff, C. (2000) Seasonal variation in  $\delta^{13}\text{C}$  and  $\delta^{15}\text{N}$  of size-fractionated plankton at a coastal station in the northern Baltic proper. Mar. Ecol. Prog. Ser. 203:47–65
- Russel. R.F. and M. Young (1988) Advances in marine biology, Academic Press 15: 2-211
- Schmidt K., S. H. Jonasdottir (1997) Nutritional quality of two cyanobacteria: How rich is 'poor' food? Mar. Ecol. Prog. Ser. 152: 1-10
- Schmidt, K., P. Kähler and B. von Bodungen (1998) Copepod egg production in the Pomeranian Bay (Southern Baltic Sea) as a function of phytoplankton abundance and taxonomic composition. Mar. Ecol. Prog. Ser. 174: 183–195
- Schmidt, K., M. Koski, J. Engström-Öst and A. Atkinson (2002) Development of Baltic Sea zooplankton in the presence of a toxic cyanobacterium: a mesocosm approach. Journal of Plankton Research. 2 (10): 979-992
- Sellner K.G., Olson M.M. and Kononen K. (1994) Copepod grazing in a summer cyanobacteria bloom in the Gulf of Finland. Hydrobiologia. 292/293:249–254
- Sellner, K.G., M. M. Olson and K. Olli (1996) Copepod interactions with toxic and non-toxic cyanobacteria from the Gulf of Finland. Phycologia. 35: 177–182
- Sellner, K.G. (1997) Physiology, ecology, and toxic properties of marine cyanobacteria blooms. Limnology and Oceanography. 42 (5): 1089-1104
- Sigman, D. M., M. A. Altabet, R. H. Michener, D. C. McCorkle, B. Fry, R. M. Holmes, (1997): Natural abundance-level measurement of the nitrogen isotopic composition of oceanic nitrate: an adaptation of the ammonia diffusion method. Marine Chemistry 57: 227-242.

- Slawyk G., Raimbault P. and Garcia N. (2000) Use of  $^{15}\text{N}$  to measure dissolved organic nitrogen release by marine phytoplankton. *Limnol. Oceanogr.* 45: 1884–1886
- Slutz R.J., Lubker S.L., Hiscox J.D., Woodruff S.D., Jenne R.L., Joseph D.H., Steurer P.M. and Elms J.D. (1985) The comprehensive ocean-atmosphere data set. Release 1. *Clim. Res. Prog., ERL/NOAA*, Boulder, CO
- Sommer F., Hansen T., Sommer U. (2006) Transfer of diazotrophic nitrogen to mesozooplankton in Kiel Fjord, Western Baltic Sea: a mesocosm study. *Marine Ecology Progress Series.* 324: 105-112
- Stal, L.J.; Albertanob, P.; Bergman, B.; von Bröckeld, K. Gallone, J.R.; Hayesf, P.K.; Sivoneng, K. und Walsby, A.E. (2003) BASIC: Baltic Sea cyanobacteria. An investigation of the structure and dynamics of water blooms of cyanobacteria in the Baltic Sea- responses to a changing environment. *Continental Shelf Research.* 23: 1695-1714
- Stearns, D.E., Litaker, W. and Rosenberg, G. (1989) Impacts of zooplankton grazing and excretion on short-interval fluctuations in Chlorophyll a and Nitrogen concentrations in al well-mixed estuary. *Estuaries, Costal Shelf science.* 24: 305-325
- Struck, U, Pollehne, F, Bauerfeind, E and Bodungen, B.v. (2004) Sources of nitrogen for the vertical particle flux in the Gotland Sea (Baltic Proper)- results from sediment trap studies. *Journal of Marine Systems* 45 (1-2): 91-101
- Teegarden G. J. (1999) Copepod grazing selection and particle discrimination on the basis of PSP toxin content. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 181: 163-176
- Tiselius, P. (1988) Effects of diurnal feeding rhythms, species composition and vertical migration on the grazing impact of calanoid copepods in the Skagerrak and Kattegat. *Ophelia.* 28 (3): 215-230
- Tiselius P. and P. R. Jonsson (1990) Foraging behaviour of six calanoid copepods: observations and hydrodynamic analysis. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 60: 23-33
- Utermöhl v. H. (1958) Zur Vervollkommnung der quantitativen Phytoplankton-Methodik. *Mitt. Int. Verein. Theor. Angew. Limnol.* 9: 1-38
- Urban-Rich, J, Nordby, E, Andreassen, IJ and Wassmann, P (1999) Contribution by mesozooplankton fecal pellets to the carbon flux on Nordvestbanken, north Norwegian shelf in 1994, *Sarsia* 84( 3-4): 253-264
- Vincent D., G.Slawyk, S. L'Helguen, G. Sarthou, M. Gallinari, L. Seuront, B. Sautour and O. Ragueneau (2007) Net and gross incorporation of nitrogen by marine copepods fed on  $^{15}\text{N}$ -labelled diatoms: Methodology and trophic studies. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology.* 352 (2) :295-305
- Viitasalo, M., Rosenber M., Heiskanen A and Koski M. (1999) Sedimentation of copepod fecal material in the coastal northern Baltic Sea: Where did all the pellets go? *Limnol. Oceanogr.*, 44(6): 1388–1399

- Voss, M., Lunau, M., Barcelos e Ramos, J. and Riebesell, U. (2008) Nitrogen fixation rates and heterotrophic activity under high pCO<sub>2</sub> in free drifting mesocosms in the Baltic Sea. Abstract: ASLO Meeting 2008, Orlando
- Wada, E. (1980) Nitrogen isotope fractionation and its significance in biogeochemical processes occurring in marine environments. In: Isotope Marine Chemistry. E. D. Goldberg, Y. Horibe und K. Saruhashi: 375-398.
- Walsby A. E., Hayes P. K. and Boje R. (1995) The gas vesicles, buoyancy and vertical distribution of cyanobacteria in the Baltic Sea. *European Journal of Phycology*. 30 (2): 87 - 94
- Wasmund N. (1997) Occurrence of cyanobacterial blooms in the Baltic Sea in relation to environmental conditions. *Int. Rev. Gesamten Hydrobiol.* 82:169–184
- Wasmund N., Voss M. und Lochte K. (2001) Evidence of nitrogen fixation by non-heterocystous cyanobacteria in the Baltic Sea and re-calculation of a budget of nitrogen fixation. *Mar Ecol Prog Ser.* 214: 1–14
- Wasmund, N., Pollehne, F., Postel, L., Siegel, H. and Zettler, M.L. (2005) Biologische Zustandseinschätzung der Ostsee im Jahr 2004. Nr. 64
- Wasmund N., G. Nausch, B. Schneider, K. Nagel and M. Voss (2006) Comparison of nitrogen fixation rates determined with different methods: a study in the Baltic Proper. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 297: 23–31
- Wasmund, N., Pollehne, F., Postel, L., Siegel, H. and Zettler, M.L. (2006) Biologische Zustandseinschätzung der Ostsee im Jahr 2005. Nr. 69
- Wasmund, N., Pollehne, F., Postel, L., Siegel, H. and Zettler, M.L. (2007) Biologische Zustandseinschätzung der Ostsee im Jahr 2006. Nr. 71
- Woodruff S.D., R. J. Slutz, R. L. Jenne and P. M. Steurer (1987) A Comprehensive Ocean-Atmosphere Data Set. *Bulletin of the American Meteorological Society*. 68: 1239–1250
- Wolf-Gladrow, D., U. Riebesell, S. Burkhardt and J. Bijma (1999) Direct effects of CO<sub>2</sub> concentration on growth and isotopic composition of marine plankton. *Tellus*. 51B: 461– 476
- Wulff, F. and Rahm, L. (1998) Long-term, seasonal and spatial variations of nitrogen, phosphorus and silicate in the Baltic: An overview. *Marine environmental research* 26 (1): 19-37
- Zondervan, I., R. E. Zeebe, B. Rost and U. Riebesell (2001) Decreasing marine biogenic calcification: A negative feedback on rising atmospheric pCO<sub>2</sub>. *Global Biogeochem. Cycles*. 15: 507–516

## **7. Danksagung**

Besonders möchte ich mich bei Maren Voß für die sehr gute Betreuung, die schöne Seereise und die Bereitstellung des Themas dieser Arbeit bedanken. Danke, dass du mir in den letzten 2 Jahren so schöne Erfahrungen wie die Vietnam Aufenthalte ermöglichst hast.

Bei Iris Liskow möchte ich mich für die Hilfe im Labor und bei Nicola Wannicke für die Unterstützung bei dieser Arbeit bedanken. Ebenso gilt mein Dank Babara Deutsch, Deniz Bombar, Claudia Fellerhoff und dem Rest der Arbeitsgruppe „Stabile Isotope“ für das angenehme Zusammenarbeiten und die Hilfsbereitschaft. Es ist schön eine so nette Arbeitsgruppe zu haben.

Für die Bereitstellung der Daten von den Ausfahrten mit der Heincke und der Alkor möchte ich mich bei Maren Voss, Robert Schmidt, Kristin Haynert und bei allen anderen Wissenschaftlern aus Warnemünde, Kiel und Bremerhaven, die mit am SOPRAN Projekt arbeiten, bedanken.

Professor Bodo von Bodungen danke ich für die Begutachtung dieser Arbeit.

Bei Annelie Postel möchte ich mich für die Hilfsbereitschaft bei der Zooplanktonanalyse bedanken.

Ebenso gilt mein Dank Martin, der mich mit viel Geduld und Zuversicht durch meine Diplomarbeit begleitet hat und immer wieder ermutigte.

Und zum Schluss kann ich meinen Eltern für ihre Unterstützung nicht genug danken. Danke, dass ihr mich während meines gesamten Studiums von allen finanziellen Sorgen frei gehalten habt und immer für mich da seid.

## **8. Selbständigkeitserklärung**

Hiermit versichere ich, dass ich die vorliegende Arbeit selbständig verfasst und keine anderen als die angegebenen Quellen (siehe § 25, Abs. 7 der Diplomprüfungsordnung Biologie 2000) und Hilfsmittel verwendet habe.

Mir ist bekannt, dass gemäß § 8, Abs. 3 der Diplomprüfungsordnung Biologie 2000 die Prüfung wegen einer Pflichtwidrigkeit (Täuschung u.ä.) für nicht bestanden erklärt werden kann.

Rostock, Juli 2008

Frederike Korth