

UMWELTFORSCHUNGSPLAN DES
BUNDESMINISTERIUMS FÜR UMWELT,
NATURSCHUTZ UND REAKTORSICHERHEIT
- Meeresschutz -

Forschungsbericht 297 25 395/02
UBA-FB 000124



Optimierung des Biologischen Monitorings auf der Hohen See

**Ansätze zur Steigerung der Effizienz
von Methoden und der Aussagekraft**

von

Prof. Dr. Bodo von Bodungen
Dr. Anna Maria Müller
Dr. Michael L. Zettler

Institut für Ostseeforschung Warnemünde (IOW)

Im Auftrag des Umweltbundesamtes

Diese TEXTE-Veröffentlichung ist auch als CD-ROM erhältlich.
Sowohl die Print-Ausgabe als auch die CD-ROM können bezogen werden bei
Vorauszahlung von DM 20,-- (10,26 Euro)
durch Post- bzw. Banküberweisung,
Verrechnungsscheck oder Zahlkarte auf das

Konto Nummer 4327 65 - 104 bei der
Postbank Berlin (BLZ 10010010)
Fa. Werbung und Vertrieb,
Ahornstraße 1-2,
10787 Berlin

Parallel zur Überweisung richten Sie bitte
eine schriftliche Bestellung mit Nennung
der **Texte-Nummer** und Angabe ob Print-Ausgabe oder CD-ROM
sowie des **Namens** und der **Anschrift des Bestellers** an die
Firma Werbung und Vertrieb.

Der Herausgeber übernimmt keine Gewähr
für die Richtigkeit, die Genauigkeit und
Vollständigkeit der Angaben sowie für
die Beachtung privater Rechte Dritter.
Die in dem Bericht geäußerten Ansichten
und Meinungen müssen nicht mit denen des
Herausgebers übereinstimmen.

Herausgeber: Umweltbundesamt
Postfach 33 00 22
14191 Berlin
Tel.: 030/8903-0
Telex: 183 756
Telefax: 030/8903 2285
Internet: <http://www.umweltbundesamt.de>

Redaktion: Fachgebiet II 3.3
Marina Carstens
Dr. Anita Künitzer

Berlin, Juli 2001

Berichts-Kennblatt

1. Berichtsnummer UBA-FB 000124	2.	3.
4. Titel des Berichts Optimierung des Biologischen Monitorings auf der Hohen See - Ansätze zur Steigerung der Effizienz von Methoden und der Aussagekraft		
5. Autor(en), Name(n), Vorname(n) Prof. Dr. Bodo von Bodungen Dr. Anna Maria Müller Dr. Michael L. Zettler	8. Abschlußdatum 31.05.2000	
6. Durchführende Institution (Name, Anschrift) Institut Für Ostseeforschung Warnemünde (IOW) Seestraße 15 D-18119 Rostock-Warnemünde	9. Veröffentlichungsdatum	
	10. UFOPLAN-Nr. 297 25 395/02	
	11. Seitenzahl 210pp	
7. Fördernde Institution (Name, Anschrift) Umweltbundesamt, Postfach 33 00 22, D-14191 Berlin	12. Literaturangaben 66	
	13. Tabellen und Diagramme 13 + 80	
	14. Abbildungen 5	
15. Zusätzliche Angaben		
16. Kurzfassung siehe Anlage		
17. Schlagwörter Pelagial: on-line Fluoreszenzdetektion, Biomasse, Chlorophyll, Photophysiologie, Meßtechnik Benthal: Makrozoobenthos, Video, Monitoring, Ostsee, Mecklenburger Bucht, Arkonasee, Pommernbucht, Abundanz, Biomasse, Methoden, Greifer, Dredge		
18. Preis	19.	20.

Report Cover Sheet

1. Report No. UBA-FB 000124	2.	3.
4. Report Title Optimization of the biological monitoring in off-shore waters - An approach for improvement of the efficiency of methods and assessments		
5. Autor(s), Family Name(s), First Name(s) Prof. Dr. Bodo von Bodungen Dr. Anna Maria Müller Dr. Michael L. Zettler	8. Report Date 31st May 2000	
6. Performing Organisation (Name, Address) Baltic Sea Research Institute Seestraße 15 D-18119 Warnemünde	9. Publication Date	
7. Sponsoring Agency (Name, Address) Umweltbundesamt, Postfach 33 00 22, D-14191 Berlin	10. UFOPLAN-Ref. No. 297 25 395/02	
	11. No. of Pages 210pp	
	12. No. of Reference 66	
	13. No. of Tables, Diagrams 13 + 80	
	14. No. of Figures 5	
15. Supplementary Notes		
16. Abstract see in Vorspann.pdf		
17. Keywords Part pelagial: on-line fluorescence detection, biomass, chlorophyll, photophysiology, methods Part benthos: macrozoobenthos, video, monitoring, Baltic Sea, Mecklenburg Bight, Arkona Basin, Pomeranian Bay methods, abundance, biomass, grab, dredge		
18. Price	19.	20.

Umweltforschungsplan
des Bundesministers für Umwelt,
Naturschutz und Reaktorsicherheit

Forschungskennziffer 297 25 395/02 (alt 102 04 395/02)

**Optimierung des Biologischen Monitorings auf der Hohen See – Ansätze
zur Steigerung der Effizienz von Methoden und der Aussagekraft**

von

Prof. Dr. Bodo von Bodungen, Dr. Anna Maria Müller, Dr. Michael L. Zettler

Institut für Ostseeforschung Warnemünde (IOW)

Institutsleiter

Prof. Dr. Bodo von Bodungen

IM AUFTRAG
DES UMWELTBUNDESAMTES

Mai 2000

Kurzfassung (Teilprojekt Pelagial)

Im vorliegenden F+E-Projekt zum Biologischen Monitoring wurden weitergehende Untersuchungen durch Automatisierung von Messungen und die Erprobung neuer Techniken angestrebt. Darüber hinaus sollte die Beurteilung der räumlichen und zeitlichen Variabilität biologischer Kenngrößen verbessert werden.

Wesentliche Inhalte des Teilprojekts Pelagial waren Untersuchungen zur on-line Detektion der Oberflächen-Fluoreszenz zur Erfassung der Phytoplankton-Biomasse mit schiffsintegrierten Fluoreszenz-Meßsonden, der Einsatz und die Erprobung neuester Fluoreszenz-Meßtechnik aus der Grundlagenforschung und darüber hinaus photophysilogische Untersuchungen.

Die in einem Durchflußsystem auf den Forschungsschiffen „Alexander von Humboldt“ und „Prof. Albrecht Penck“ installierte Fluoreszenzsonde zur Registrierung der on-line Oberflächenfluoreszenz wurde getestet und die Fluoreszenzsignale wurden in Beziehung zum über acetonsche Extraktion ermittelten Chlorophyll a-Gehalt gesetzt. Da das Ergebnis des ersten Untersuchungsjahres nicht zufriedenstellend war, wurde die Sonde in umfangreichen Labor-Untersuchungen, unter Ausschluß von äußeren, die Fluoreszenz quenchenden Prozessen getestet. Unterschiedliche Algenklassen, verschiedene Vertreter einer Algenklasse, verschiedene Kulturen einer Algenart, verschiedene Algengemische und zwei verschiedene Sonden wurden untersucht. Die Ergebnisse waren nicht befriedigend. In der Folge eines Treffens zwischen Fluoreszenzmeßgeräte-Herstellern und Wissenschaftlern am Institut für Ostseeforschung wurde die Sonde modifiziert, indem das Anregungslicht von 100% auf 20% reduziert wurde. Die modifizierte Sonde kam auf den beiden letzten Seereisen von insgesamt fünf durchgeführten Seereisen zum Einsatz. Aus dem Labor-Datensatz - der unter Ausschluß von Lichteinflüssen gewonnen wurde, so dass Fluoreszenz löschende Prozesse wie das nicht-photochemische Fluoreszenz-Quenching ausgeschlossen werden konnten - wurde eine Kompensations-Gleichung erstellt. Alle erzielten Daten wurden daraufhin mit Hilfe der Kompensations-Gleichung neu berechnet. Das beste Ergebnis liefert die Kombination aus modifizierter Sonde und Anwendung der Kompensations-Gleichung zur Neuberechnung der

Fluoreszenzsignale. Somit wurde die Funktion der Fluoreszenzsonde sowohl durch die Modifikation als auch durch die ermittelte Kompensations-Gleichung wesentlich verbessert.

Untersuchungen mit einem aus der Grundlagenforschung stammenden Fluoreszenz-Meßsystem, dem Xenon-PAM-Fluorometer, ergaben, daß die Grundfluoreszenz (F_0) nicht von Fluoreszenz-löschenden Prozessen an der Wasseroberfläche beeinflusst wird, und darüber hinaus gut mit der aktiven Biomasse an der Wasseroberfläche korreliert. Daher eignet sich der Parameter der Grundfluoreszenz ebenfalls zur Detektion der aktiven Phytoplankton-Biomasse. Der Einsatz dieses Gerätes diente der Erprobung neuer Techniken. Da es sich allerdings um ein Gerät aus der Grundlagenforschung handelt, sind die Messungen zur Zeit nur mit sehr hohem Aufwand durchführbar. Daher ist das Gerät in dieser Form für den routinemäßigen Gebrauch im Monitoring-Verfahren nicht geeignet.

Mit Hilfe der physiologischen Untersuchungen wurden unter anderem die auf das nicht-photochemische Fluoreszenzquenching Einfluß-nehmenden Faktoren untersucht. Vertikalprofile eines driftenden Wasserkörpers im Bereich der offenen Ostsee wurden im Tagesgang eines klaren Sommertages hinsichtlich der photophysiologischen Variablen (mit Hilfe des Xe-PAM Fluorometers), der Algenklassen-Komposition, der Zellen kleiner/gleich $4\mu\text{m}$, der Pigment-Komposition, der Lichtschutzkapazität auf Pigmentebene und der Lichtsättigungskapazität untersucht. Wesentliche Ergebnisse waren, dass die Photosynthese-Leistungsfähigkeit trotz hoher Lichtintensitäten an der Wasseroberfläche aufrechterhalten wird, bis nach mehrstündiger Starklichtbestrahlung, am Nachmittag ein deutlicher Rückgang der Photosynthesekapazität erkennbar ist, der sich zum Abend hin wieder aufhebt. Darüber hinaus wurde die Lichtschutzkapazität der Oberflächenalgen auf Pigmentebene aufgezeigt. Die maximalen Photosyntheseraten waren im Tagesverlauf variabel und lagen um 14.00 Uhr am niedrigsten.

Mesokosmos-Versuche dienten zur Analyse von Lichtadaptationsprozessen und deren Zeitskalen (Starklicht- und Schwachlichtadaptation). Neben typischen Lichtanpassungsreaktionen wie beispielsweise dem starken Rückgang des Chlorophyll a-Gehalts im Starklicht-Tank, wurde deutlich, dass die Ostsee-relevanten Blaualgen *Aphanizomenon „baltica“* und *Nodularia spumigena* unterschiedlich auf hohe Lichtintensitäten reagieren. Bereits am 4. Versuchstag wurde *Aphanizomenon „baltica“* nicht

mehr im Starklicht-Tank nachgewiesen, während *Nodularia spumigena* bis zum Ende präsent war. Erwartungsgemäß zeigten Schwachlicht-angepasste Algen am Ende der Versuchszeit niedrigere maximale Photosyntheseraten als Starklicht-angepasste Algen. Die Untersuchungen zur Lichtsättigung erfolgten fluorometrisch und stellen damit eine neue Technik zur Ermittlung von P-I-Variablen dar.

Bezüglich der praktischen Anwendbarkeit der Ergebnisse für das routinemäßige Monitoring-Verfahren kann folgendes festgestellt werden: Die Möglichkeit der on-line Detektion der Oberflächenfluoreszenz zwecks Ermittlung der aktiven Biomasse wurde geprüft. Durch die Verwendung einer Kompensations-Gleichung aus einem Datensatz, der unter Ausschluß von Lichteinflüssen, und damit Fluoreszenz-quenchenden Effekten, gewonnen wurde, und die Reduktion des Anregungslichtes der Sonde auf 20%, wird die Möglichkeit aufgezeigt, die aktive Biomasse der Wasseroberfläche über die on-line Detektion der Chlorophyll-Fluoreszenz zukünftig routinemäßig zu ermitteln. Darüber hinaus wurde ein neues Fluoreszenzmeßsystem aus der Grundlagenforschung hinsichtlich seiner potentiellen Eignung getestet, ebenfalls die aktive Biomasse zu detektieren. Obwohl das Gerät zur Detektion der Biomasse geeignet ist, kann es in seiner jetzigen Form nicht zum routinemäßigen Einsatz verwendet werden. Darüber hinaus wurden mit Hilfe dieses Gerätes alternative (fluorometrische) Methoden zur Analyse der Photosynthesekapazität der Proben vorgestellt. Es handelt sich um schnell durchführbare, ungiftige Methoden, die die Möglichkeit bieten, innerhalb kürzester Zeit (ohne lange Inkubationszeiten) den photophysiologischen Zustand einer Algenpopulation zu erfassen und daher Aussagen über ihre potentielle Primärproduktion treffen zu können. Auch diese Methoden können aufgrund der Bauweise des Geräts bislang jedoch nicht im routinemäßigen Monitoring angewendet werden.

Summary (part pelagial)

The aim of the F+E-project on the biological monitoring was to promote the automation of measurements and to evaluate new technologies. In addition, the assessment of the spatial and temporal variability of biological parameters should have been improved.

The pelagial part addresses investigations on the on-line detection of the surface fluorescence, the test of the newest technique on fluorescence measurements from basic research and to investigations on photophysiology.

The fluorescence probe installed on a flow through system on the research vessels “Alexander von Humboldt” and “Prof. Albrecht Penck” for on-line registration of surface fluorescence was tested and the fluorescence signals were investigated relative to the chlorophyll a content. Because first results were unsatisfactory, the probe was tested in the laboratory under conditions where fluorescence quenching processes could be excluded. Different algal classes, different species of one algal class, different cultures of one algal species as well as different mixtures of algae and two different sensors were investigated. The results were not fully to our satisfaction. Subsequent to a meeting between fluorescence researchers and constructors of fluorescence measuring instruments at the Baltic Sea Research Institute the sensor was modified with respect to a reduction of the excitation light from 100 to 20 percent. The modified device was tested on the last two cruises of five cruises in total. With the data from the laboratory – where the influence of light and therefore fluorescence quenching processes were excluded – a compensation equation was constructed. The data set from each cruise was newly calculated with this equation. Best results were obtained with a combination of the data from the modified sensor and the use of the compensation equation for the new calculation of the fluorescence signals. The function of the sensor was essentially improved by the modification and the use of the compensation equation.

Investigations with a device from basic research (Xenon-PAM-Fluorometer) showed that minimal fluorescence (F_0) was not affected by quenching processes on water's surface and correlated well with the active biomass at the surface. Therefore minimal fluorescence (F_0) as well is suitable for detection of active phytoplankton biomass. However, measurements have

to be made with high effort because this is an instrument from basic research. In this form it can not be used routinely in monitoring investigations.

Physiological experiments were performed to analyse factors influencing non-photochemical fluorescence quenching. Vertical profiles of a drifting water-body in the open Baltic were examined in the day course of a clear summer day. Photophysiological variables (Xenon-PAM-Fluorometer), algal class composition, cells below 4µm, pigment composition, capacity of light protection (on the pigment level) and light saturation curves were detected. Despite high light intensities at water's surface, capacity for photosynthesis was kept stable until at noon a decrease could be seen which was eliminated at evening. The light protection capacity of surface algae was demonstrated. Maximal photosynthesis was variable on the course of the day and was slowest at 2.00 pm.

Investigations on mesocosms were made to analyse processes and time scales of light adaptation (high and low light adaptation). Typical processes of light adaptation like the clear decrease in chlorophyll a content in the high light tank were seen. Filamentous cyanobacteria like *Aphanizomenon "baltica"* and *Nodularia spumigena* showed different reactions onto high light. At the fourth day already *Aphanizomenon "baltica"* disappeared from the high light tank, whereas *Nodularia spumigena* was present until the end of the experiment. As expected, low light adapted algae showed lower maximal photosynthesis at the end of the experiment than high light adapted ones. Investigations on light saturation were made by fluorescence measurements. Therefore these fluorescence measurements present a new technique to determine P-I-variables.

For the practical use of the results in the routine measurements of the monitoring the following assessment can be made:

The possibility of on-line detection of the water's surface fluorescence to determine the active biomass was tested. Through the construction of a compensation equation from a data set yielded from laboratory experiments where light influence and therefore effects of fluorescence quenching could be excluded, and furthermore through the reduction of the excitation light of the sensor from 100 to 20 percent, the possibility is shown for on-line determination of the active biomass by chlorophyll fluorescence measurements in future.

In addition a new fluorescence measuring system from basic research was tested. It was found that it is suitable to detect the active biomass too. Nevertheless it is not suitable for routine measurements in its present form. Moreover alternative (fluorometric) methods for analysing photosynthetic capacity of phytoplankton populations are presented. These are rapidly practicable, non-toxic methods which allow to detect the photophysiological state of phytoplankton populations very quickly (without incubation) and therefore to assess the potential of primary production. Unfortunately, the construction of the given device will also prevent the use of the procedures in current routine measurements.

Kurzfassung (Teilprojekt Benth)

Im Monitoringbegleitprojekt (Teilprojekt Benth) konnte eine für Routinemaßnahmen geeignete Unterwasser-Video-Monitoring-Technik (UVMT) entwickelt werden. Dazu zählt zum einen ein Videomonitorschlitten (ViMoS 2) und zwei entsprechende Unterwasserkameras (DOM- und PaT-Kamera). Mit einem Keflarverstärkten Kabel war sowohl die Versorgung als auch das Schleppen bis zu einer Tiefe von maximal 250 m möglich. Durch die Anbringung von 4 gekreuzten Lasern und die Projektion der Laserpunkte im Videobild stand ein geeigneter Maßstab für quantitative Aussagen zur Verfügung. Die Ausleuchtung erfolgte durch 4 Lampen mit einer Leistung (potenzierbar) von maximal 250 Watt. Ebenfalls im Videobild sichtbar wurde das Datum, die Uhrzeit, die Position und die Wassertiefe dargestellt, so dass eine Archivierung und spätere Zuordnung der Aufnahmen erfolgen kann. Das Komplettsystem (Kamera und Schlitten) ermöglicht den routinemäßigen Einsatz auf Hoher See.

Die beiden Hauptziele des Projektes konnten erreicht werden. Die Aussagekraft wurde auf Grund der Unterwasservideos erheblich erhöht. Zum einen gelang die sedimentologische und hydrographische Zustandseinschätzung der Unterwasserbiotope. Zum anderen sind im Untersuchungsgebiet eine Reihe von Arten (36 Taxa) mit Video determinierbar. Für 13 Arten konnte anhand der Videobilder eine quantitative Analyse erfolgen. Insgesamt wurden von 1998 bis 2000 über 92 Videotransekte gefahren. Für eine spätere Kalibrierung wurden an den jeweiligen Stationen sowohl konventionelle Methoden (Greifer, Dredge) als auch Videotechnik eingesetzt. Das aufgenommene Bildmaterial wurde bezüglich qualitativer und quantitativer Aussagen ausgewertet.

Der an den 92 Stationen durchgeführte Methodenvergleich zeigte, daß im Bereich zwischen Fehmarnbelt und Pommernbucht etwa 200 makrozoobenthische Arten zwischen 1998 und 2000 vorkamen. Davon wurden 151 Taxa mit dem Greifer wenigstens einmal nachgewiesen. 167 Taxa wurden mit der Dredge festgestellt. Hierbei konnte in der Regel für die meisten Arten keine quantitative Analyse erfolgen. 36 Arten wurden mit Videotechnik identifiziert. Hervorzuheben sind die Arten, die sich durch Greifer gar nicht oder nur äußerst begrenzt und auch durch die Dredge nicht erfassen lassen. Dazu zählen v.a. endobenthische Vertreter, die in

„harten“ Sedimenten (Sand, Mergel, Kreide) tief eingegraben leben. Hierzu gehören der Wattwurm (*Arenicola marina*), die Sandklaffmuschel (*Arenomya (Mya) arenaria*) und die Bohrmuschel (*Barnea candida*). Andere Arten wiederum lassen sich zwar mit Greifer oder Dredge feststellen, verursachen allerdings auf Grund von Patchiness oder Seltenheit eher ein verfälschtes Bild der Besiedlung. Mit Hilfe der UVMT gelang es, sich z.B. von der Islandmuschel (*Arctica islandica*), vom Seestern (*Asterias rubens*) und von der Seenelke (*Metridium senile*) ein reales Bild der Verbreitung und Siedlungsdichte zu machen.

Die umfangreichen Arealuntersuchungen in der Pommernbucht im August 1998, in der Mecklenburger Bucht im Frühjahr 1999 und Arkonasee im Herbst 1999 werden ausführlich dargestellt. Alle gewonnenen makrozoobenthischen Daten wurden statistisch ausgewertet und sind im Anhang in tabellarischer Form dokumentiert. Insgesamt konnten ca. 200 Taxa nachgewiesen werden. Die Artenzahl nahm parallel zur Abnahme des Salzgehaltes von der Mecklenburger Bucht mit ca. 200 via Arkonasee mit etwa 60 zur Pommernbucht mit etwa 40 Taxa ab. Entgegengesetzt wurde mit abnehmenden Salzgehalt über Grund eine Zunahme der Gesamtabundanz beobachtet. Es wird deutlich, daß einige Bereiche sich durch ein erhöhtes Fauneninventar auszeichneten. Diese sogenannten Biodiversitätsinseln waren sowohl küstennah (z.B. Staberhuk und Walkyriengrund) als auch küstenfern (Kadetrinne) zu finden. Verursacht werden sie wahrscheinlich durch die Strukturvielfalt des Substrates (Steine, Sand, Phytal etc.) als auch durch eine relativ gute Sauerstoffversorgung. Allen Biodiversitätsinseln ist die „Rifflage“ mit Strömung gemein, d.h. sie liegen am Hang, in der Rinne oder auf einer Kuppe. Diesbezüglich ist zu empfehlen, daß zum einen diese Gebiete im Rahmen von Baltic-Sea-Protected-Areas unter Schutz gestellt werden und zum anderen im Rahmen des Monitorings eine ausführliche Arealuntersuchung im Turnus von mehreren Jahren abwechselnd an diesen Gebieten durchgeführt wird.

Das Unterwasservideomonitoring stellt ein zusätzliches Instrumentarium für die Überwachung der BMP-Monitoringstationen dar und sollte im Zusammenhang mit den konventionellen Methoden (Greifer, Dredge) Anwendung finden. Die Aufklärung der Zusammenhänge über das Auftreten/Fehlen von Arten und ihrer Umgebung einschließlich der beeinflussenden abiotischen Faktoren ist mit Hilfe dieser zusätzlichen Methode erleichtert.

Zur Beurteilung der Sedimentbeschaffenheit, Strukturvielfalt und der Verteilungsmuster (z.B. Patchiness) ist der Einsatz von Unterwasservideos unabdingbar.

Für einige Arten (zum Teil dominante Vertreter des Makrozoobenthos und Indikatoren) wird die quantitative Beurteilung mittels Unterwasservideo empfohlen.

Es wird empfohlen, beim zukünftigen Monitoring des Makrozoobenthos diese drei Methoden (Greifer, Dredge und Videotechnik) in Kombination anzuwenden. Die Effizienz und Aussagekraft wird gegenüber der herkömmlichen Methode wesentlich erhöht.

Summary (benthic part)

The aim of this part of the F+E-project on the biological monitoring was to use underwater cameras to extend the range of possibilities offered by traditional benthos sampling (grab, corer and dredge). The additional information obtained e.g. on sediment structure, epibenthic fauna and typical tracks of some endobenthic species will be helpful for the assessment of benthic communities and their changes.

Therefore, three years ago this study was started aiming to develop an underwater video-system for later application in a monitoring programme e.g. within the frame of HELCOM. The underwater video system used consists of a security camera (Hitachi, VK-C78ES) protected by a water-resistant case and mounted on a sledge. Scaling was accomplished by four crossed laser beams projected into the screen. Two camera systems were constructed. The first one has an inner pan and tilt head, which demands a glass dome (DOM-Camera). Only the camera was moveable. The lights and laser were fixed. The second camera was installed on an outer pan and tilt head (PaT-Camera). This construction allowed to move both the camera and the lights and laser.

The sledge was towed over the bottom by a drifting vessel at lowest possible speed (< 1 knot). During the whole tow information on geographical position, water depth, date and time of video recording was visible on the screen, allowing later the assignment of the video material to the different areas investigated.

The both main aims of this study were reached. The possibilities of benthic analysis were increased. First, the assessment of the sedimentological and hydrographical situation succeeded. Second, several species (36 taxa) were detectable with the video system in the investigation area. 13 species were analysed quantitatively by video. During the study, about 92 sites were visited once or twice, with special emphasis on Pomeranian Bay, Mecklenburg Bight and Arkona Basin. For the later calibration of the video pictures bottom samples were taken using van Veen grabs and dredges. All data were analysed in respect to quality and quantity.

During these cruises the underwater video-system was used about 100 times in depths between 6 and 90 meters and over 20 hours of video material were recorded. In total 200

macrozoobenthic species were found. 151 taxa were detected by the grab one time at least. 167 taxa were caught by the dredge. Mostly rare and mobile species belonged to this group. In normal these species were not quantifiable.

We were able to determine approximately 18 % (36 species) of all species with the video method. 7 % are exclusively detectable (qualitatively) when using the underwater video-system. The quantifying of a small number of the latter group (adults of 7 species) was only possible by means of video technique. Some rare, epibenthic species (e.g. the anthozoan *Metridium senile*, the sea star *Asterias rubens* or the brittle star *Ophiura albida*) belong to this group as well as endobenthic species with typical tracks such as the lugworm *Arenicola marina* the soft shell clam *Mya arenaria* or the boring bivalve *Barnea candida*. Due to visible openings of the endobenthic ocean quahog (*Arctica islandica*) on the screen we got a real distribution pattern of this indicator species on its limit of distribution.

The results of the extensive macrozoobenthic investigations in the Pomeranian Bay in August 1998, in the Mecklenburg Bight in spring 1999 and in the Arkona Basin in autumn 1999 were described in detail. All data are statistical analysed and documented in tables in the annex. Altogether we found about 200 species. The species number decreased with decreasing salinity from 200 in the Mecklenburg Bight via 60 in the Arkonasee to 40 in the Pomeranian Bay. In opposite the abundance increased.

In some areas we observe an increased biodiversity. These so called “islands of biodiversity” were situated in coastal (e.g. Staberhuk and Walkyriengrund) and off-shore waters (Kadetrinne). Probable they caused through the variety of structure (stones, sand, Phytal etc.) and a good oxygen supply. All these areas were situated on “reefs” (glacial slopes, trenches, tops) with high currents. It would be necessary to protect these biotopes as Baltic Sea Protected Areas. Within monitoring it should carry out an extensive macrozoobenthic investigation in rotation (all several years) to documented the change of these indicator areas.

The knowledge of sediment structure allows estimation of the regularity or patchiness of habitats and their colonization by macrozoobenthic species. For the analysis of distribution patterns and change of dispersion of some macrozoobenthic species (partly dominant members of the communities and indicator species) the video system is one of the best methods. In conclusion we recommend the use of underwater video as an additional

monitoring tool in order to follow and better understand the structure and changes within macrozoobenthic communities relative to environmental changes. In combination of several monitoring methods (grab, dredge, video, corer) we see the best way for assessment of the environmental development, especially in macrozoobenthos.

The study was supported by the Federal Ministries for the Environment (BMU) and for Education and Research (BMBF).

INHALTSVERZEICHNIS **XIV**

ABKÜRZUNGEN UND BEGRIFFSERKLÄRUNGEN **XVII**
(Teilprojekt Pelagial)

1	TEILPROJEKT PELAGIAL	1
1.1	Einleitung	1
1.2	Material und Methoden	3
1.2.1	Fluoreszenzsonde und Chlorophyllgehalt	3
1.2.2	Grundfluoreszenz und Chlorophyll a-Gehalt	3
1.2.3	Untersuchungen des Vertikalprofils eines driftenden Wasserkörpers im Tagesgang	4
1.2.4	Untersuchungen zur Lichtanpassung des Phytoplanktons in einem Starklicht- und einem Schwachlicht-Mesokosmos	5
1.3	Ergebnisse	6
1.3.1	On-line Fluoreszenzsonde und Chlorophyll a-Gehalt	6
1.3.1.1	Kurzer Überblick über die Ergebnisse im 1. Untersuchungsjahr 1998	6
1.3.1.1.1	Weiterer Test der Sonde auf Monitoring-Fahrt im Mai 1999.....	10
1.3.1.2	Kurzer Überblick über die Austestung des Sondentyps im Labor 1999 (unter Ausschluß von Lichteinflüssen)	10
1.3.1.3	Modifikation der on-line Fluoreszenzsonde und Kompensations-Gleichung	12
1.3.1.4	Korrigierte Labordaten aus dem Jahre 1999.....	13
1.3.1.5	Ergebnisse des Einsatzes der on-line Fluoreszenzsonde im Freiland.....	13
1.3.1.6	Austestung der modifizierten on-line Fluoreszenzsonde im Labor 2000	25
1.3.2	Xe-PAM-Grundfluoreszenz (Fo) und Chlorophyll a-Gehalt	29
1.3.2.1	Einzelergebnisse aus Schiffs-Expeditionen.....	29
1.3.2.2	Betrachtung der reinen Oberflächen-Daten.....	32
1.3.2.3	Gesamtübersicht.....	34
1.3.2.4	Grundfluoreszenz und Fluoreszenzquenching.....	35
1.3.3	Physiologische Untersuchungen.....	40
1.3.3.1	Vertikalprofile verschiedener Variablen im Tagesgang eines driftenden Wasserkörpers (Zentralstation Gotlandtief - offene Ostsee) - Vergleich aus zwei Untersuchungsjahren.....	40
1.3.3.1.1	Photophysiologische Variablen im Tagesgang.....	40

1.3.3.1.2	Algenklassen-Zusammensetzung	47
1.3.3.1.3	Pigmente.....	53
1.3.3.1.4	Untersuchungen zur Lichtschutzkapazität von Oberflächenalgen	59
1.3.3.1.5	Cytometer-Daten.....	64
1.3.3.1.6	Fluorometrisch ermittelte P-I-Variablen.....	66
1.3.3.2	Mesokosmos-Versuche.....	68
1.3.3.2.1	Photosynthetisch aktives Licht, Nährsalze und Temperatur	69
1.3.3.2.2	Algenklassen-Zusammensetzung	73
1.3.3.2.3	Pigmente.....	77
1.3.3.2.4	Lichtschutz-Kapazität vor und nach der Lichtanpassung	80
1.3.3.2.5	Cytometer-Daten.....	83
1.3.3.2.6	Fluorometrisch ermittelte P-I-Variablen.....	86
1.4	Diskussion	88
1.4.1	Beziehung zwischen on-line detektierter Chlorophyll-Fluoreszenz und Chlorophyll a-Gehalt - Empfehlungen für Nutzer.....	88
1.4.2	Beziehung zwischen Grundfluoreszenz (Fo) (Xe-PAM-Fluorometer) und Chlorophyll a-Gehalt.....	89
1.4.3	Untersuchungen zur Physiologie der Algen.....	90
1.4.3.1	Einflüsse auf das nicht-photochemische Fluoreszenzquenching	90
1.4.3.2	Lichtanpassung im Mesokosmos-Versuch.....	91
1.5	Zusammenfassung	92
1.5.1	Wesentliche Ergebnisse des Teilprojekts Pelagial.....	92
1.5.1.1	Fluoreszenzsonde und on-line Registrierung der Oberflächenfluoreszenz	92
1.5.1.2	Xe-PAM-Fluorometer und Grundfluoreszenz	94
1.5.1.3	Physiologische Untersuchungen.....	96
1.5.1.3.1	Vertikalprofile	96
1.5.1.3.2	Lichtadaptation im Mesokosmos	98
1.5.2	Veröffentlichungen und Ausblicke	99
1.6	Literatur	101
1.7	Anhang	105

2	TEILPROJEKT BENTHAL	113
2.1	Einleitung	114
2.2	Material und Methoden	115
2.2.1	Konstruktion und Bau der Unterwasser-Video-Monitoring-Technik	115
2.2.2	Konventionelle Makrozoobenthosbeprobung	119
2.2.3	Arealuntersuchung in der Pommernbucht	119
2.2.4	Arealuntersuchung in der Mecklenburger Bucht	120
2.2.5	Arealuntersuchung in der Arkonasee	120
2.3	Ergebnisse	122
2.3.1	Arealuntersuchung in der Pommernbucht	122
2.3.2	Arealuntersuchung in der Mecklenburger Bucht	126
2.3.3	Arealuntersuchung in der Arkonasee	131
2.4	Diskussion	132
2.5	Zusammenfassung und Empfehlungen	134
2.6	Literatur	140
2.7	Anhang	142
2.7.1	Daten-Tabellen A1 bis A8	143
2.7.2	Beschreibung : Geschlepptes Videosystem	173

Abkürzungen und Begriffserklärungen (Teilprojekt Pelagial)

Chl	Chlorophyll
F_o	<i>In vivo</i> Grundfluoreszenz durch schwaches Meßlicht im Dunkeln nach Dunkeladaptation induziert
F_o'	Grundfluoreszenz nach Fluoreszenzinduktionskinetik
F	<i>In vivo</i> Fluoreszenz unter Belichtung
F_m	<i>In vivo</i> Maximalfluoreszenz durch sättigenden Lichtblitz im Dunkeln nach Dunkeladaptation induziert
F_m'	<i>In vivo</i> Maximalfluoreszenz durch sättigenden Lichtblitz unter Belichtung induziert
F_v	Variable Fluoreszenz, Differenz zwischen maximaler und minimaler Fluoreszenz in dunkeladaptiertem Zustand
F_v/F_m	Maß für photosynthetische Leistungsfähigkeit
F_m'-F/F_m	effektive photochemische Quantenausbeute unter Belichtung
HL	high light (Starklicht)
LL	low light (Schwachlicht)
NPQ	nicht-photochemisches Fluoreszenzquenching $(=(F_m - F_m')/F_m')$ oder $(=(F_m/F_m' - 1))$
PAR	photosynthetic active radiation
P_{max}	maximale Photosyntheseleistung
q_N	nicht-photochemisches Fluoreszenzquenching $(=1 - [F_m' - F_o']/[F_m - F_o])$ Unter q _N werden alle Prozesse zusammengefasst, die die Fluoreszenz, unabhängig von photochemischen Prozessen, erniedrigen. q _N kann unter physiologischen Bedingungen <i>in vivo</i> durch drei Hauptmechanismen verursacht werden (q _E , q _T , q _I) und ist die Folge von - vereinfacht formuliert - (hoher bis übermäßiger) Lichteinwirkung. Das Quenching kommt größtenteils aufgrund von erhöhter Wärmeabstrahlung des Photosystems II zustande. Die einzelnen Komponenten von q _N relaxieren mit unterschiedlicher Schnelligkeit.
q_E	energy-dependent quenching (Zeigt die schnellste Relaxation von q _N . Krause und Weis (1991) geben eine Halbwertszeit von < 1 Minute an.)

qT	state transition quenching (Nur bei relativ niedrigen Lichtintensitäten relevant. Nimmt mit steigendem qE und qI ab, und ist daher für die vorliegenden Untersuchungen unbedeutend.)
qI	Fluoreszenzquenching durch photoinhibitorische Einflüsse (entspricht der am längsten andauernden Variante von qN). Die Relaxationszeit von qI ist relativ langsam und hängt stark von der „Lichtgeschichte“ der Pflanze ab. Krause und Weis (1991) geben eine generelle Halbwertszeit von 40 Minuten an. Die Relaxationskinetik von qI verläuft in zwei Phasen, einer schnellen Anfangsphase und einer langsam relaxierenden zweiten Phase, die bis zu Stunden andauern kann und vermutlich Reparaturprozesse innerhalb des Photosyntheseapparates aufgrund von photoinhibitorischen Prozessen beinhaltet.
r.u.	relative units
rel. ETR	relative Elektronentransportrate
Xe-PAM	Xenon-Puls-Amplituden-Moduliertes Fluorometer

Abkürzungen und Begriffserklärungen (Teilprojekt Benthel)

ViMoS	Video-Monitoring-Schlitten
DOM-Kamera	DOM kommt von Glasdom (Halbkugel)
PaT-Kamera	Pan and Tilt = Schwenk- und Neigegetriebe
Ind./m²	Individuen auf eine Fläche von 1 m ² hochgerechnet
BMP	Baltic Marine Programme
HELCOM	Helsinki Commission
ROV	Remoted Operated Vehicle
REMOTS	Remote Ecological Monitoring of the Seafloor
UVMT	Unterwasser-Video-Monitoring-Technik

**Umweltforschungsplan
des Bundesministers für Umwelt,
Naturschutz und Reaktorsicherheit**

Forschungskennziffer 297 25 395/02 (alt 102 04 395/02)

**OPTIMIERUNG DES BIOLOGISCHEN MONITORINGS AUF DER HOHEN SEE –
ANSÄTZE ZUR STEIGERUNG DER EFFIZIENZ VON METHODEN UND DER AUSSAGEKRAFT
TEILPROJEKT PELAGIAL**

Dr. Anna Maria Müller

Institut für Ostseeforschung Warnemünde (IOW)

Institutsleiter
Prof. Dr. Bodo von Bodungen

**IM AUFTRAG
DES UMWELTBUNDESAMTES**

September 2000

1 Teilprojekt Pelagial

1.1 Einleitung

Anliegen des F+E-Vorhabens war es, das Biologische Monitoring effizienter zu gestalten und eine Revision der bestehenden Untersuchungen vorzunehmen. Hierzu wurde mit weitergehenden Untersuchungen durch Automatisierung von Messungen und der Erprobung neuer Techniken eine Effizienzsteigerung der Aussagekraft angestrebt. Die Beurteilung der räumlichen und zeitlichen Variabilität biologischer Kenngrößen sollte darüber hinaus verbessert werden.

Im Teilprojekt Pelagial sollte die on-line Detektion der Oberflächenfluoreszenz zur automatisierten Erfassung der aktiven Biomasse mittels eines in einem Durchflusssystem auf dem Forschungsschiff „Alexander von Humboldt“ eingebauten in situ Fluorometers untersucht werden. Darüber hinaus stand ein weiteres, aus der Grundlagenforschung stammendes Fluoreszenz-Meßgerät zur Verfügung, mit dem vor allem photophysiologische Untersuchungen durchgeführt werden sollten. Die on-line Fluoreszenzsonde wurde während 5 Seereisen getestet. Zusätzlich wurde die Sonde im Labor getestet. In der Folge eines Informationsaustausches zwischen Fluoreszenz-Forschern und Fluoreszenz-Meßgeräte-Herstellern am Institut für Ostseeforschung wurde die Sonde modifiziert. Ab der 4. Seereise kam die modifizierte Sonde zum Einsatz. Aus dem Labor-Datensatz wurde in Zusammenarbeit mit dem Hersteller eine Kompensations-Gleichung erstellt. Ein weiterer Labortest fand mit der modifizierten Sonde statt. Das aus der Grundlagenforschung stammende Xe-PAM-Fluorometer kam auf drei Seereisen zum Einsatz. Dabei wurden sowohl physiologische Untersuchungen durchgeführt (unter anderem auch zu Fluoreszenz-quencheden Prozessen) als auch die Tauglichkeit eines speziellen Fluoreszenz-Signals des Geräts zur Detektion der aktiven Biomasse (aktives Chlorophyll a) getestet.

In den Ausführungen des Ergebnisteils werden zunächst die Untersuchungen zur on-line Fluoreszenzregistrierung dargestellt. Im weiteren Verlauf werden die mit Hilfe der Xe-PAM-Fluorometrie ermittelten Ergebnisse zur Erfassung der aktiven Biomasse präsentiert, woraufhin sich die Darstellung der durchgeführten physiologischen Arbeiten anschließt, die in zwei Schwerpunkten zusammengefaßt sind. Diese konzentrieren sich auf die Darstellung der

physiologischen Variabilität der Photosynthese und damit auf die Parameter, die die Fluoreszenz beeinträchtigen. Zum einen wurde die physiologische und damit photosynthetische Variabilität im Vertikalprofil eines driftenden Wasserkörpers im Verlauf des Tages charakterisiert. Zum anderen wurde die Lichtanpassung des Phytoplanktons unter Starklicht- und Schwachlicht-Intensitäten in einem Mesokosmos-Experiment untersucht.

1.2 Material und Methoden

1.2.1 Fluoreszenzsonde und Chlorophyllgehalt

Durch die in einem Seekasten auf dem Forschungsschiff „Alexander von Humboldt“ neben einem Thermosalinographen eingebaute on-line Fluoreszenzsonde wird permanent Seewasser aus etwa 3m Wassertiefe gepumpt. Eine kontinuierliche horizontale Oberflächenregistrierung der Chlorophyll-Fluoreszenz en-route zusammen mit Temperatur und Salzgehalt wird dadurch ermöglicht. In regelmäßigen Abständen wurden unter Registrierung der UTC-Uhrzeit Wasserproben zur Chlorophyllbestimmung aus dem Seekasten entnommen. Die Beziehung zwischen den ermittelten Chlorophyllwerten und den jeweils über die UTC-Uhrzeit ermittelten zugehörigen Fluoreszenzsignalen ist in Kapitel 1.3.1. dargestellt.

1.2.2 Grundfluoreszenz und Chlorophyll a-Gehalt

Die mittels des Xenon-Puls-Amplituden-Modulierten Fluorometers erfaßte Grundfluoreszenz F_0 kann als Maß für die Lichtsammel-Antennengröße der Algen in einer entsprechenden Probe betrachtet werden. Da die Fluoreszenzemission unter physiologischen Bedingungen hauptsächlich von den Chlorophyll a-Molekülen des Photosystems II ausgeht, kann F_0 vereinfachend als Maß für den Chlorophyll a-Gehalt der Probe angesehen werden. Vor Beginn der Messung wurde die Probe durch einen 0,2µm Membranfilter filtriert, die Fluoreszenz des Filtrats gemessen und innerhalb des Geräts kompensiert. Zur Aufnahme von Proben-Fluoreszenzwerten mittels des Xenon-PAM Fluorometers wurden die Proben 5 Minuten in der Probenküvette dunkeladaptiert. Daraufhin wurde zunächst die Grundfluoreszenz ermittelt, indem die Proben mit dem hinreichend schwachen Meßlicht des Systems belichtet wurden, bevor weitere Fluoreszenzparameter erfaßt wurden.

Aufgrund der verschiedenartigen Beschaffenheit der Proben kam es zum Einsatz verschiedener Attenuatoren, zur Einstellung verschiedener Signal-Verstärkungen und Geräte-interner Parameter. Unter der Voraussetzung, dass eine Linearität innerhalb der Einzelparameter besteht, wurden die F_0 -Daten auf eine definierte Einstellung umgerechnet und in Beziehung zum Chlorophyll a-Gehalt der Proben gesetzt. Die Ergebnisse sind in Kapitel 1.3.2 dargestellt.

1.2.3 Untersuchungen des Vertikalprofils eines driftenden Wasserkörpers im Tagesgang

Auf zwei Seereisen im Juli 1998 und Juli 1999 wurden Vertikalprofile driftender Wasserkörper im Tagesgang untersucht (Station 271 Gotlandtief). Es wurden insgesamt 5-6 Tiefen von 0 bis 15 bzw. 19m Tiefe zu 7 bzw. 6 verschiedenen Tageszeiten (7.00, 8.45, 10.30, 13.00, 15.30, 17.30 und 20.00 Uhr bzw. 7.00, 10.15, 12.45, 15.00, 18.30, 21.00 Uhr) beprobt. Vor jeder Probennahme wurde das photosynthetisch aktive Licht (PAR) in den entsprechenden Tiefen bestimmt. Unter den so ermittelten Lichtintensitäten wurden Untersuchungen zum Fluoreszenzverhalten der Proben mit Hilfe des Xe-PAM-Fluorometers durchgeführt. Es wurden sowohl die relativen Elektronentransportraten als auch die photochemische Quantenausbeute sowie die Fluoreszenz-Quenchparameter q_N und NPQ unter den detektierten Lichtintensitäten der entsprechenden Tiefen ermittelt. Ferner wurde der Parameter F_v/F_m aller Proben bestimmt, der als Maß für die photosynthetische Leistungsfähigkeit einer Probe angesehen wird. Da alle physiologischen Prozesse aufgrund der beteiligten zellinternen Enzyme temperaturabhängig sind, wurden die Proben entsprechend der über die CTD-Sonden ermittelten Temperaturen der entsprechenden Tiefen temperiert. Vor jeder Messung wurden die Proben zunächst 5min dunkeladaptiert (Aufhebung kurzfristiger Fluoreszenzlöschprozesse) bevor die Grundfluoreszenz F_o ermittelt wurde. Daraufhin wurden durch einen sättigenden Lichtblitz die maximale Fluoreszenz und daraus die maximale variable Fluoreszenz bestimmt, woraus der Parameter F_v/F_m ermittelt wurde. Durch die Zugabe von „aktinischem“, d. h. die Photosynthese (der Phytoplankter) anregenden Lichts (in Höhe der in den entsprechenden Tiefen ermittelten Intensitäten) bis zum Erreichen des steady state wurde das Fluoreszenzsignal zur Berechnung der relativen Elektronentransportrate, der photochemischen Quantenausbeute und des nicht-photochemischen Quenchings (NPQ) detektiert. Nach Ausschalten des aktinischen Lichts wurde erneut die Grundfluoreszenz F_o' zur Berechnung des nicht-photochemischen Quenchings q_N aufgezeichnet. Als begleitende Untersuchung zur Ermittlung der Algenklassenverteilung in den definierten Tiefen im Tagesverlauf wurden zu jedem Meßzeitpunkt aus jeder Tiefe Zählproben fixiert. Darüber hinaus wurden Pigment-Proben gesammelt, um die Pigment-Zusammensetzung und den Chlorophyllgehalt in allen Tiefen zu bestimmen. (Alle Chlorophyllwerte wurden fluorometrisch nach der Extraktion der GF/F

Filter in 90%igem Aceton und anschließender Filtration bestimmt und nach JGOFS (1996) berechnet. Die HPLC-Pigment-Bestimmungen erfolgten nach der Methode von Wright et al. (1991). Die Biomasse-Bestimmungen der Zählproben erfolgten nach Utermöhl (1958), die Zellgrößen und Volumina wurden nach HELCOM (1988) bestimmt.) Zur Überprüfung der Lichtschutzkapazität der Oberflächenalgen wurden Photoinhibitions-Experimente mit Algen aus der Wasser-Oberfläche durchgeführt. Desweiteren wurden die Algen kleiner/gleich 4 µm mittels Flow-Cytometrie untersucht. Weiterhin wurden fluorometrisch ermittelte Lichtsättigungskurven von Oberflächenalgen und Algen unterhalb der Thermokline im Tagesgang eines driftenden Wasserkörpers aufgenommen.

Die Ergebnisse der dargestellten Untersuchungen werden in Kapitel 1.3.3.1. (und zum Teil auch in Kapitel 1.3.2.4.) präsentiert.

1.2.4 Untersuchungen zur Lichtanpassung des Phytoplanktons in einem Starklicht- und einem Schwachlicht-Mesokosmos

Um die Lichtanpassungsreaktionen von Phytoplankton an der Wasseroberfläche zu untersuchen, wurde wie bereits auch im Vorjahr (1998) ein 1000 Liter fassender Plastik-Tank als Modell zur Simulation eines Oberflächen-Wasserkörpers mit Oberflächenwasser gefüllt und über einen Zeitraum von 8 Tagen (vom 18.-25.7.99) an Deck des Schiffes aufbewahrt. Zusätzlich wurde ein zweiter mit Tarn-Netz abgedunkelter Tank zur Simulation einer Schwachlichtsituation (starke Bewölkung) befüllt. Das Füllwasser stammte aus 2m Tiefe (Station 271, Gotlandtief). Während der Adaptationszeit wurde das photosynthetisch aktive Licht (PAR) mit Hilfe eines auf dem Schiffsmast des Forschungsschiffes „Alexander von Humboldt“ installierten Lichtsensors aufgezeichnet. Neben den Nährstoffen und der Temperatur der Fässer wurden die Parameter Algenklassen-Zusammensetzung, Pigment-Entwicklungen, Chlorophyll a-Gehalt, Lichtschutzkapazität vor und nach der Anpassung, Algen kleiner/gleich 4 µm und Lichtsättigungskurven vor und nach der Anpassung im Tagesgang ermittelt. Zur Untersuchung der Lichtschutzkapazität wurden Halogenlampen als künstliche Lichtquelle eingesetzt. Die Ergebnisse zu diesem Versuch sind in Kapitel 1.3.3.2. dargestellt.

1.3 Ergebnisse

1.3.1 On-line Fluoreszenzsonde und Chlorophyll a-Gehalt

1.3.1.1 Kurzer Überblick über die Ergebnisse im 1. Untersuchungsjahr 1998

Während des ersten Untersuchungsjahres war die in einem Durchflußsystem auf dem Forschungsschiff „Alexander von Humboldt“ eingebaute in-situ Fluoreszenzsonde zur on-line Registrierung des Fluoreszenzsignals im Oberflächenwasser zum ersten Mal im Einsatz. Auf zwei Seereisen wurde die Sonde getestet. Die Ergebnisse zeigten eine schlechte Korrelation zwischen Fluoreszenz-Sondensignal und dem über acetonische Extraktion ermittelten Chlorophyll a-Gehalt. Abb. 1 zeigt die Ergebnisse für die Seereise ins Gotlandtief (offene Ostsee) im Sommer 1998 (16.-28.7.98). Die Korrelation von 0,311 ($n=60$) zwischen Chlorophyllfluoreszenz-Signalen und gemessenen Chlorophyll a-Werten verbessert sich nicht, wenn man nur die während der Dunkelheit (zwischen 21.00 und 6.00 Uhr) aufgenommenen Daten betrachtet (unter Dunkelheit: Wegfall des Fluoreszenz-Quenchings im Licht). Wie in Abb. 2 dargestellt ist, verschlechtert sich die Korrelation auf 0,173 ($n=20$).

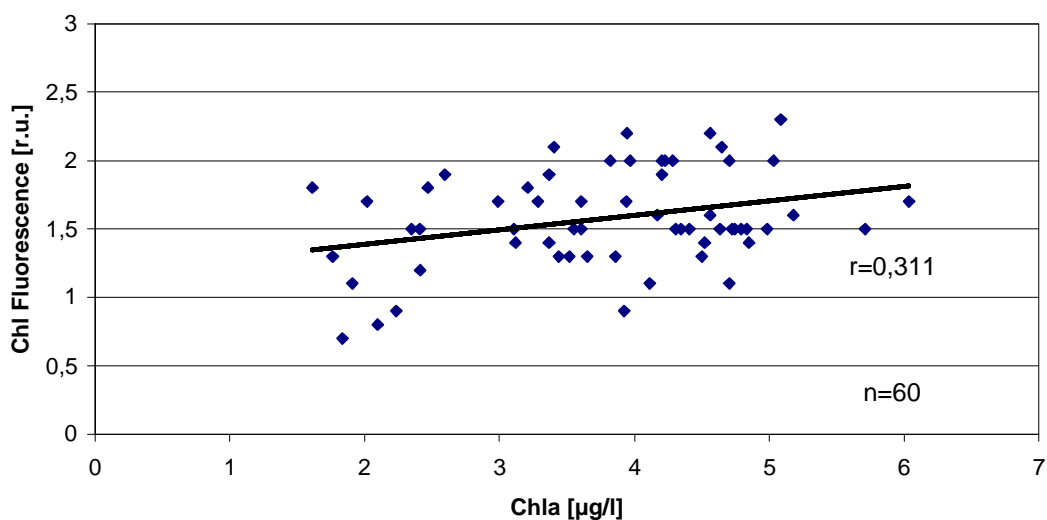


Abb. 1: Korrelation zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde) und Chlorophyll a-Gehalt (Gotlandtief 16.-28.7.98). Dargestellt sind alle ermittelten Werte, sowohl die im Licht als auch in Dunkelheit detektierten Werte.

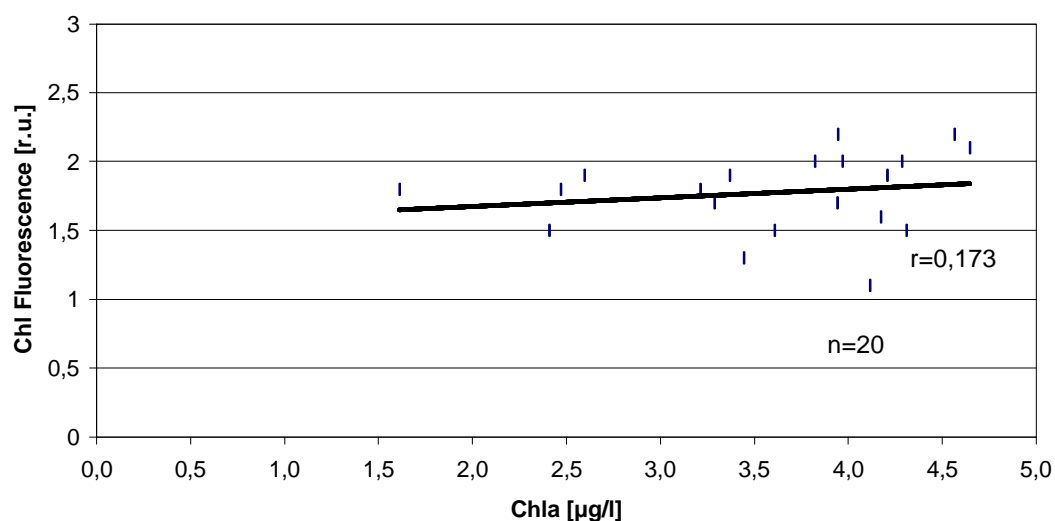


Abb. 2: Korrelation zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde) und Chlorophyll a-Gehalt (Gotlandtief 16.-28.7.98). Dargestellt sind nur die unter Dunkelheit (21.00-6.00 MEZ) ermittelten Werte.

Die Beziehung zwischen Fluoreszenzpondensignal und Chlorophyll a-Gehalt an jedem einzelnen Meßtag ist in Tabelle 1a dargestellt. Durch das Ausschließen der im Licht aufgenommenen Daten verbessert sich nur in drei Fällen die Korrelation (s. fett markiert).

Tab. 1a: Beziehung zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde) und Chlorophyll a-Gehalt an einzelnen Tagen während der Gobic-Fahrt (16.-28.7.98).

Datum	Korrelation Hell- und Dunkelwerte	Anzahl der Messungen	Korrelation nur Dunkelwerte (18.00-9.00) MEZ	Anzahl der Messungen
16.07.98	0,53	n = 7	0,473	n = 4
17.07.98	0,197	n = 10	0,862	n = 6
18.07.98	-0,712	n = 7	-0,856	n = 3
19.07.98	0,723	n = 5	0,992	n = 3
20.07.98	0,711	n = 7	0,824	n = 4
26.07.98	0,604	n = 13	0,159	n = 5
27.07.98	0,260	n = 8	-0,036	n = 5

Die Daten, die während der zweiten Seereise im Jahre 1998 (Monitoring-Fahrt vom 27.10.-9.11.1998) ermittelt wurden, zeigten eine bessere Korrelation von 0,511 (n=55) (Abb. 3). Betrachtet man ausschließlich die unter Dunkelheit (21.00-6.00 MEZ) ermittelten Werte (Wegfall des Fluoreszenz-Quenchings unter Lichteinwirkung), so verbessert sich die Beziehung zwischen beiden Parametern nur leicht (r=0,592 n=11) (Abb.4).

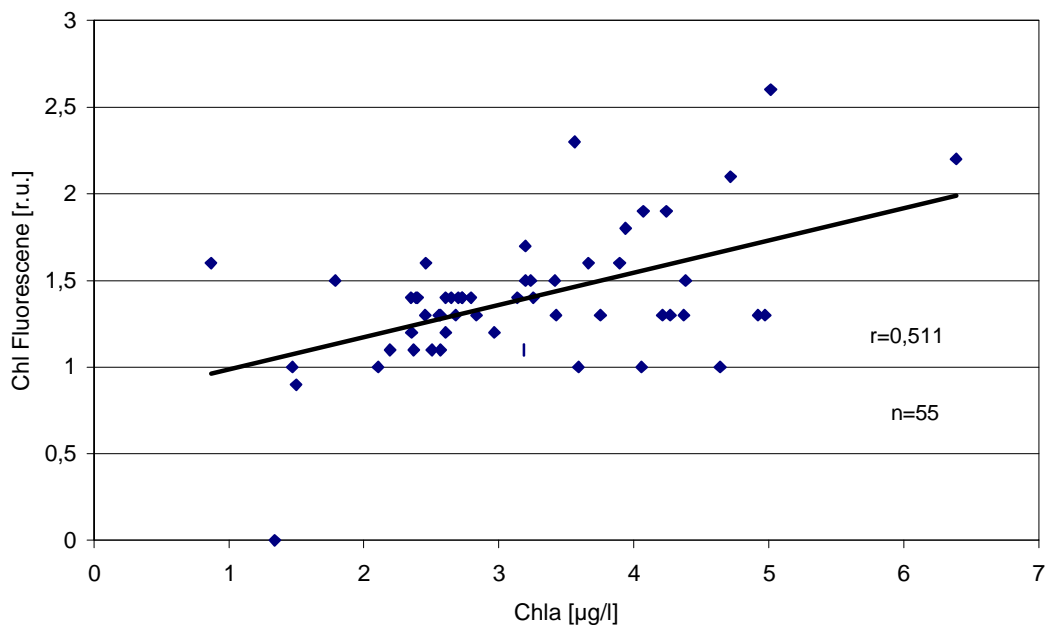


Abb. 3: Korrelation zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde) und Chlorophyll a-Gehalt während der Monitoring-Fahrt (27.10.-9.11.98). Dargestellt sind alle ermittelten Werte, sowohl die im Licht als auch in Dunkelheit detektierten Werte.

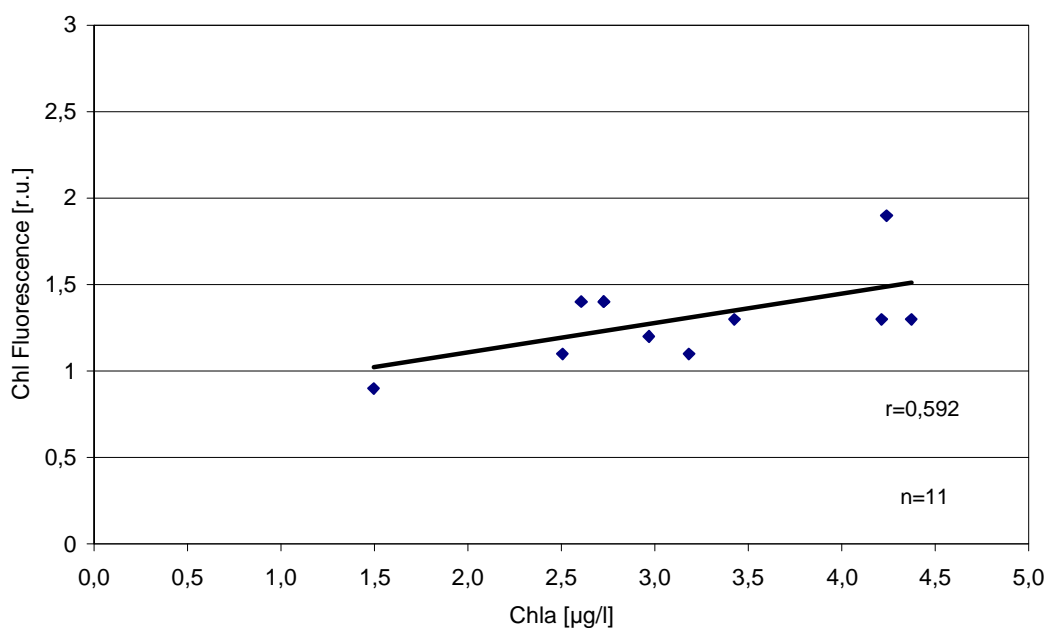


Abb. 4: Korrelation zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde) und Chlorophyll a-Gehalt während der Monitoring-Fahrt (27.10.-9.11.98). Dargestellt sind nur die unter Dunkelheit (21.00-6.00 MEZ) ermittelten Werte.

Abb. 5 und 6 zeigen die Ergebnisse beider Fahrten zusammengefaßt dargestellt. Bei der Betrachtung aller ermittelten Werte ergibt sich eine Korrelation von 0,453 (n=115). Die

während der Dunkelheit (zwischen 21.00 und 6.00 Uhr MEZ) aufgenommenen Werte ergeben eine Korrelation von 0,401 (n=31).

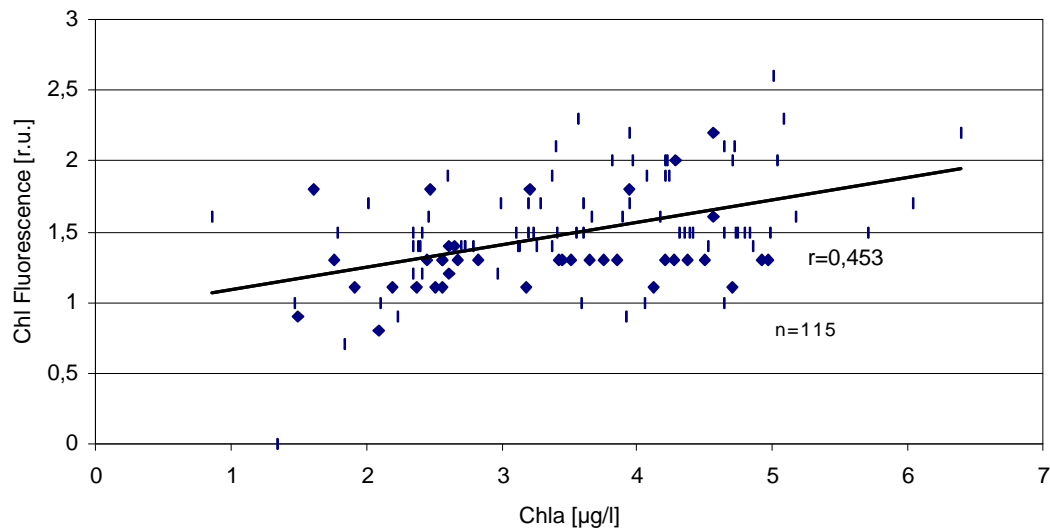


Abb. 5: Korrelation zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde) und Chlorophyll a-Gehalt (Gobic-Fahrt 16.-28.7.98 und Monitoring-Fahrt 27.10.-9.11.98). Darstellung aller ermittelten Werte.

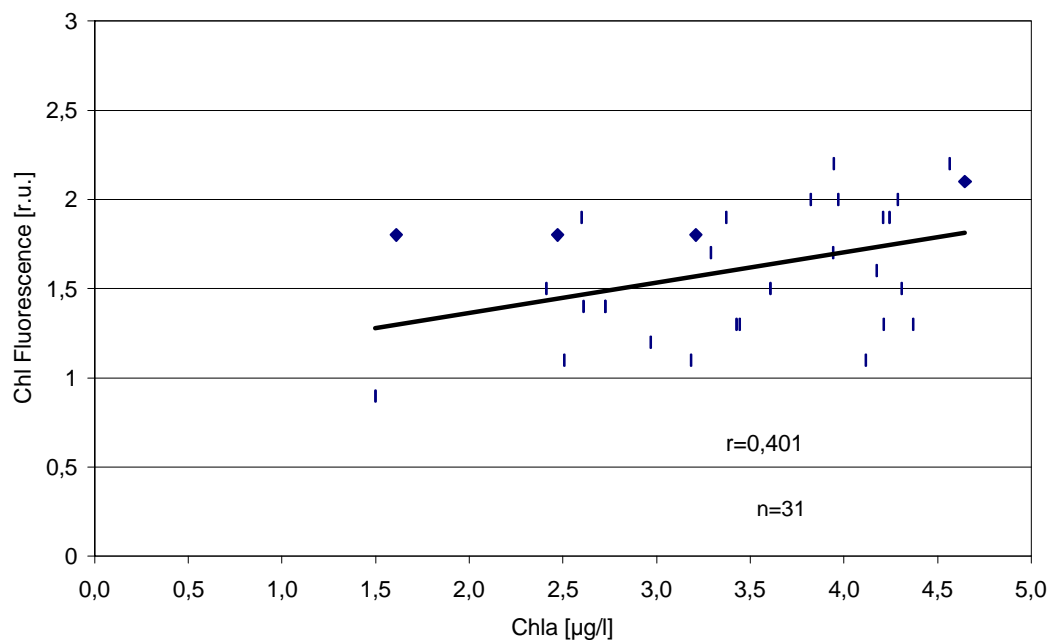


Abb. 6: Korrelation zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde) und Chlorophyll a-Gehalt (Gobic-Fahrt 16.-28.7.98 und Monitoring-Fahrt 27.10.-9.11.98). Dargestellt sind nur die unter Dunkelheit (21.00-6.00 MEZ) ermittelten Werte.

1.3.1.1.1 Weiterer Test der Sonde auf Monitoring-Fahrt im Mai 1999

Die im Jahre 1998 getestete on-line Fluoreszenz-Sonde wurde erneut auf einer Monitoring-Fahrt im Mai 1999 eingesetzt. Auch hier ergab sich eine nicht-zufriedenstellende Korrelation zwischen Fluoreszenzsonden-Signal und extrahiertem Chlorophyll a-Gehalt. Die Korrelation der gewonnenen Daten betrug 0,414 (n=35). Abb. 7 zeigt das Ergebnis graphisch dargestellt.

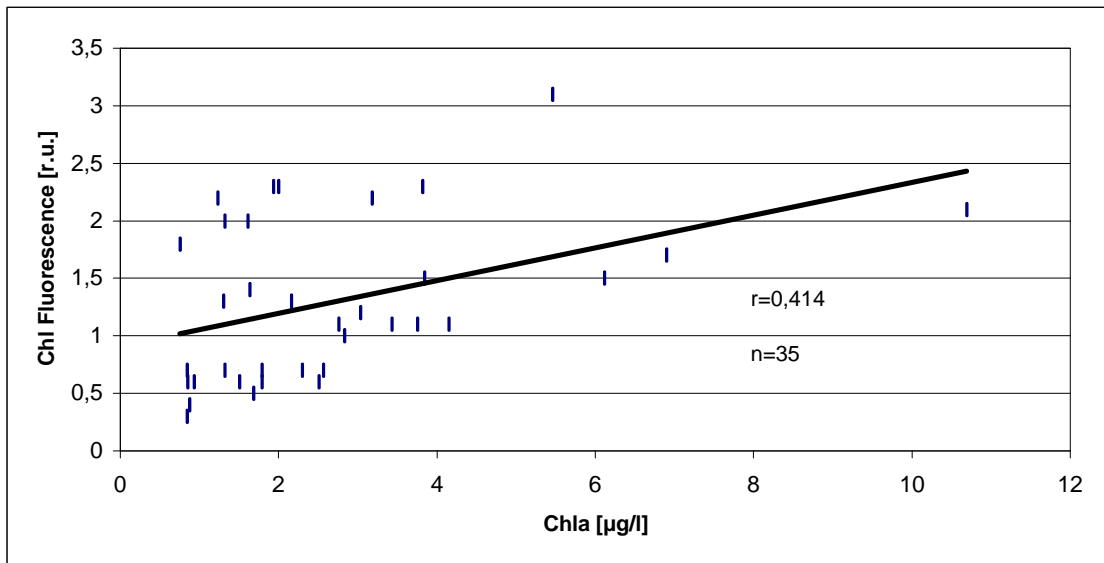


Abb. 7: Korrelation zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde) und Chlorophyll a-Gehalt (Monitoring-Fahrt 5.5.-17.5.99). Dargestellt sind alle ermittelten Werte, sowohl die im Licht als auch in Dunkelheit detektierten Werte.

Während dieser Fahrt wurden nur einige wenige Werte während der Dunkelheit aufgenommen, so daß keine Korrelation der Werte erstellt wurde.

1.3.1.2 Kurzer Überblick über die Austestung des Sondentyps im Labor 1999 (unter Ausschluß von Lichteinflüssen)

Aufgrund der nicht zufriedenstellenden Korrelationen zwischen Fluoreszenzsondensignal und im Labor ermitteltem acetonisch extrahiertem Chlorophyll a-Gehalt wurde ein Fluoreszenzsonden-Test im Labor durchgeführt. Dazu wurden Vertreter von drei verschiedenen Algenklassen im Labor unter konstanten Licht- und Temperaturbedingungen angezogen und für den Versuch verwendet. Zwei Kulturen der Chlorophyceae *Scenedesmus* sp., zwei verschiedene Cyanobakterien-Arten *Aphanizomenon* sp. und *Anabaena torulosa*, zwei verschiedene Diatomeen-Arten *Phaeodactylum tricornutum* und *Thalassiosira* sp. und drei verschiedene Gemische aus diesen Algenkulturen kamen zum Einsatz. Die

Fluoreszenzsonde wurde an ein Thermostat-Gerät angeschlossen und 8 Liter Medium (das Medium, in dem die Algen heranwuchsen) wurden in das Thermostat-Gerät eingefüllt. Während des Versuchs war die Wachstumstemperatur der Algen im Labor von 18°C eingestellt. Die Versuchsdurchführung der umfangreichen Untersuchungen verlief folgendermaßen: x ml der Algensuspension wurden zu den 8 Liter Medium im Thermostatgerät hinzugefügt und eine 10-minütige Durchmischungszeit der Suspension eingehalten, bis auf dem angeschlossenen Computer Signalkonstanz erreicht worden war. Das Signal wurde abgelesen und x ml der Suspension wurden für die spätere Chlorophyll-Bestimmung (acetonische Extraktion) entnommen, auf Glasfaserfilter abfiltriert und tiefgefroren. Daraufhin wurden x ml Medium (entsprechend der Entnahme) zugegeben, erneut durchmischt bis die Signalkonstanz erreicht war, das Signal abgelesen und wiederum x ml für die spätere Chlorophyll-Bestimmung durch acetonische Extraktion entnommen, abfiltriert und tiefgefroren usw. Durch sukzessive Verdünnung der Probe wurde so das Sondensignal bei immer niedriger werdendem Chlorophyll a-Gehalt notiert.

Mit dem Versuch waren mehrere Fragestellungen verbunden. Zum einen: Entspricht das Signal der Fluoreszenzsonde dem acetonisch extrahierten Chlorophyll a-Gehalt? Die Werte des acetonisch extrahierten Chlorophyll a wurden ins Verhältnis zu den von der Sonde abgelesenen Werten gesetzt. Das Ergebnis läßt sich wie folgt kurz zusammenfassen: Verschiedene Algenklassen zeigen verschiedene Faktoren aus extrahiertem Chlorophyll a/Sondensignal. Faktoren, die für die Cyanobakterien detektiert wurden, lagen zwischen +/- 1,6 bis +/-10. Sie waren darüber hinaus teilweise nicht konstant, sondern fielen zu dünneren Proben hin ab. Die Faktoren zwischen extrahiertem Chlorophyll a und Sondensignal bei den untersuchten Diatomeen lagen zwischen +/-1,6 und +/-3,6, bei den Chlorophyceen zwischen +/-1,3 und +/-1,5. Bei den Algengemischen ergaben sich Faktoren zwischen +/-1,6 und +/-0,8 (Die Chlorophyll a-Zusammensetzung bestand in diesem Algengemisch aus 51% Cyanobakterien, 13% Diatomeen und 36% Chlorophyceen). Ein zweites getestetes Algengemisch ergab einen Faktor von +/-2 (Chlorophyll a-Zusammensetzung: 45% Cyanobakterien, 34% Diatomeen und 21% Chlorophyceen). Ein drittes Algengemisch zeigte einen Faktor von +/-2,5 zwischen extrahiertem und von der Sonde gemessenem Chlorophyll a (Chlorophyll a-Zusammensetzung: 14% Cyanobakterien, 48% Diatomeen und 38% Chlorophyceen). Verschiedene Arten von Cyanobakterien und Diatomeen wurden getestet

und es ergaben sich jeweils verschiedene Faktoren. Auch bei verschiedenen Kulturen einer einzigen Art ergaben sich vor allem bei Cyanobakterien große Differenzen. Die Faktoren im Einzelnen: Diatomee *Phaeodactylum tricornutum* (+/-1,7; +/-1,6; +/-1,5). Chlorophyceae *Scenedesmus* sp. (+/-1,3; +/-1,5). Cyanobakterium *Anabaena* sp. (Signal abfallend +/-4 bis +/-1,5 (2mal), +/-9. Cyanobakterium *Aphanizomenon* sp. (Signal abfallend +/-5,5 bis +/-2,5, Signal abfallend +/- 11 bis 9 (2mal)). Die detektierten Faktoren sind zudem nicht immer konstant, sondern oft abfallend mit geringer werdenden Chlorophyll-Konzentrationen.

Die zweite Frage lautete: Gibt es Unterschiede zwischen zwei verschiedenen Sonden? Es wurden zwei Sonden desselben Typs getestet und beide arbeiteten gleich.

Die graphische Darstellung einiger ausgewählter, der zahlreichen Daten aus den Laborversuchen im Jahre 1999 sind im Vergleich mit den korrigierten Daten nach Anwendung der Kompensations-Gleichung (s. Kapitel 1.3.1.3.) im Anhang dargestellt.

1.3.1.3 Modifikation der on-line Fluoreszenzsonde und Kompensations-Gleichung

In der Folge der Labor-Untersuchungen der Fluoreszenzsonde fand ein Treffen am Institut für Ostseeforschung in Warnemünde statt, bei dem es unter anderem zu einem Austausch zwischen Fluoreszenzexperten kam und auch über die Verbesserung der getesteten Sonde diskutiert wurde. Ein wesentliches Resultat dieses Treffens war die Übereinkunft, daß die Anregung der on-line Fluoreszenzsonde auf nur noch 20% des anfänglichen Anregungslichtes reduziert werden sollte. Die Fluoreszenzsonde wurde daraufhin vom Hersteller modifiziert und ab Juli 1999 stand nun die modifizierte Sonde zur Verfügung. Darüber hinaus wurde durch die Zusammenarbeit mit dem Hersteller aus den gewonnenen Labordaten (von 1999) eine Kompensations-Gleichung entwickelt, mit der das Fluoreszenzsignal der Sonde, das den Chlorophyll a-Gehalt in µg/l angibt, den tatsächlich gemessenen, über acetonische Extraktion ermittelten, Chlorophyll a-Gehalten angeglichen wurde. Innerhalb der Laborversuche wurde die Beziehung zwischen Fluoreszenz-Sonden-Signal und extrahiertem Chlorophyll a-Gehalt an Vertretern verschiedener in der Ostsee vorhandener Algenklassen unter jeglichem Ausschluß von Licht untersucht, so daß ein Licht-beeinflusstes Fluoreszenz-Quenching ausgeschlossen werden kann und die ermittelte Kompensations-Gleichung auf die Freiland-Daten angewendet werden kann. Dennoch muß beachtet werden, daß es sich bei der

verwendeten Sonde noch um die ursprüngliche, mit 100% Anregungslicht arbeitende Sonde handelte.

Das Fluoreszenzsonden-Signal (in μg Chlorophyll a pro Liter) errechnet sich nach der ermittelten Kompensations-Gleichung wie folgt:

$$\text{Chlorophyll a-Konzentration} = (5,05 * \text{Phycoerythrin-Konzentration}) + (0,7 * \text{Chlorophyll a-Konzentration})$$

1.3.1.4 Korrigierte Labordaten aus dem Jahre 1999

Die mit Hilfe der Kompensations-Gleichung neu berechneten Labor-Ergebnisse aus dem Jahre 1999 ergeben im Vergleich mit den ursprünglichen, unkorrigierten Daten ein besseres Ergebnis. Wie bereits erwähnt, ist zu beachten, daß die Labordaten, die in der ersten Hälfte des Jahres 1999 erhoben wurden, noch mit der nicht-modifizierten Sonde durchgeführt wurden, also noch mit dem herkömmlichen Sonden-System, das mit 100% Anregungslicht arbeitete. Die dargestellten Graphiken verdeutlichen also lediglich die Verbesserung, die aufgrund der Anwendung der Kompensations-Gleichung erzielt wurde. Der Offset, der durch die Fluoreszenz der reinen jeweils verwendeten Medien (ohne Algen) entstand, wurde in den korrigierten Daten jeweils subtrahiert.

An dieser Stelle sei auf den Anhang verwiesen, wo einige ausgewählte Daten aus dem umfangreichen Datensatz der Laborversuche aus dem Jahre 1999 vergleichend jeweils ohne Anwendung der Kompensations-Gleichung und nach Anwendung der Kompensations-Gleichung dargestellt sind.

1.3.1.5 Ergebnisse des Einsatzes der on-line Fluoreszenzsonde im Freiland

Die Ergebnisse aller durchgeführten Schiffsexpeditionen auf denen die on-line Fluoreszenzsonde zum Einsatz kam, wurden noch einmal mit der ermittelten Kompensations-Gleichung berechnet. Insgesamt wurde die Sonde auf fünf Ausfahrten getestet. Während der ersten drei Ausfahrten handelte es sich noch um die ursprüngliche, mit 100% Anregungslicht arbeitende Sonde. Während der letzten zwei Ausfahrten kam die modifizierte Sonde zum Einsatz.

In den folgenden Abbildungen (Abb. 8 bis Abb. 12) ist jeweils die Beziehung zwischen Sondersignal (Angabe in $\mu\text{gChla/Liter}$) und extrahiertem Chlorophyll a (Angabe ebenfalls in $\mu\text{gChla/Liter}$) für alle Ausfahrten dargestellt. Grün markiert ist jeweils das ursprüngliche Sondersignal ohne Anwendung der Kompensations-Gleichung („Sensor Chla“). In zwei Fällen ist es in der Graphik mit „Sensor neu Chla“ bezeichnet, da in diesen Fällen das ursprüngliche Signal aufgrund einer Angabe aus der Meßtechnik im Hause mit einem Faktor neu berechnet wurde. Blau markiert sind in allen Fällen die Daten für das im Labor ermittelte acetonisch extrahierte Chlorophyll a („Chla extrahiert“). Rot markiert sind die nach Anwendung der Kompensations-Gleichung ermittelten Sonden-Werte („Chla Sensor [neu berechnet]“). Gelb markiert ist das gebildete Verhältnis zwischen acetonisch extrahiertem Chlorophyll a und dem mit Hilfe der Kompensations-Gleichung neu berechneten Chlorophyll a-Wert der Sonde („Verhältnis Chla extrahiert/Chlorophyll a Sensor [neu berechnet]“).

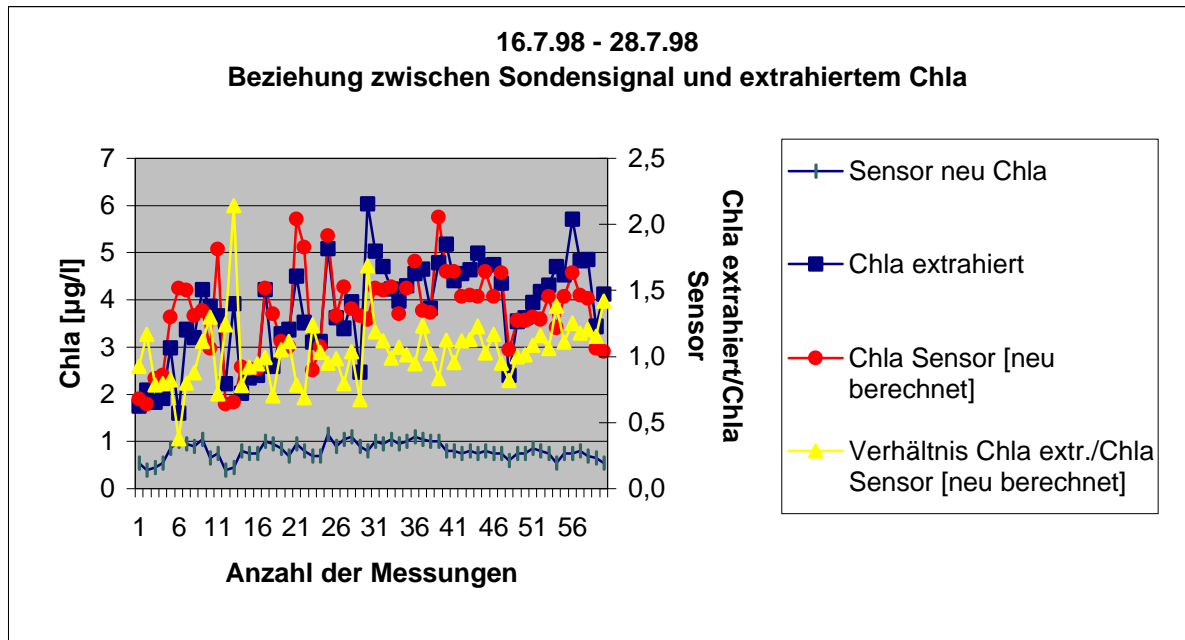


Abb. 8: Beziehung zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde, 100% Anregungslicht) und Chlorophyll a-Gehalt (Gobic-Fahrt 16.7.-28.7.98). Dargestellt sind alle ermittelten Werte, sowohl die im Licht als auch in Dunkelheit detektierten Werte. Weitere Erklärungen siehe Text.

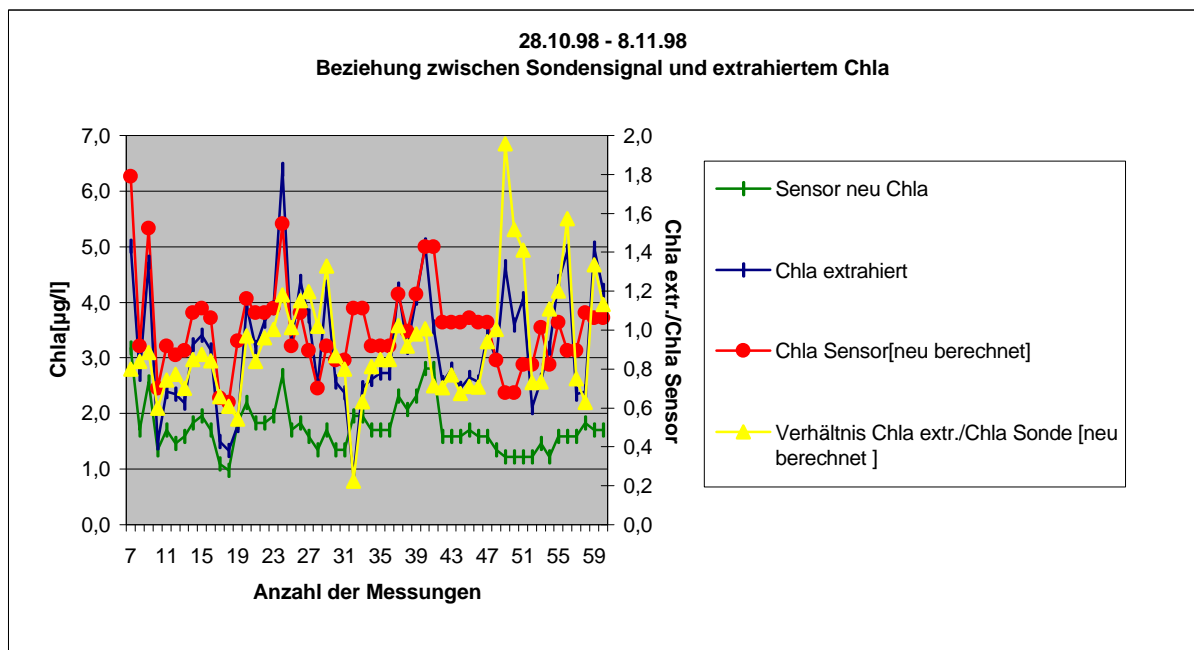


Abb. 9: Beziehung zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde, 100% Anregungslicht) und Chlorophyll a-Gehalt (Monitoring-Fahrt 28.10.-8.11.98). Dargestellt sind alle ermittelten Werte, sowohl die im Licht als auch in Dunkelheit detektierten Werte. Weitere Erklärungen siehe Text.

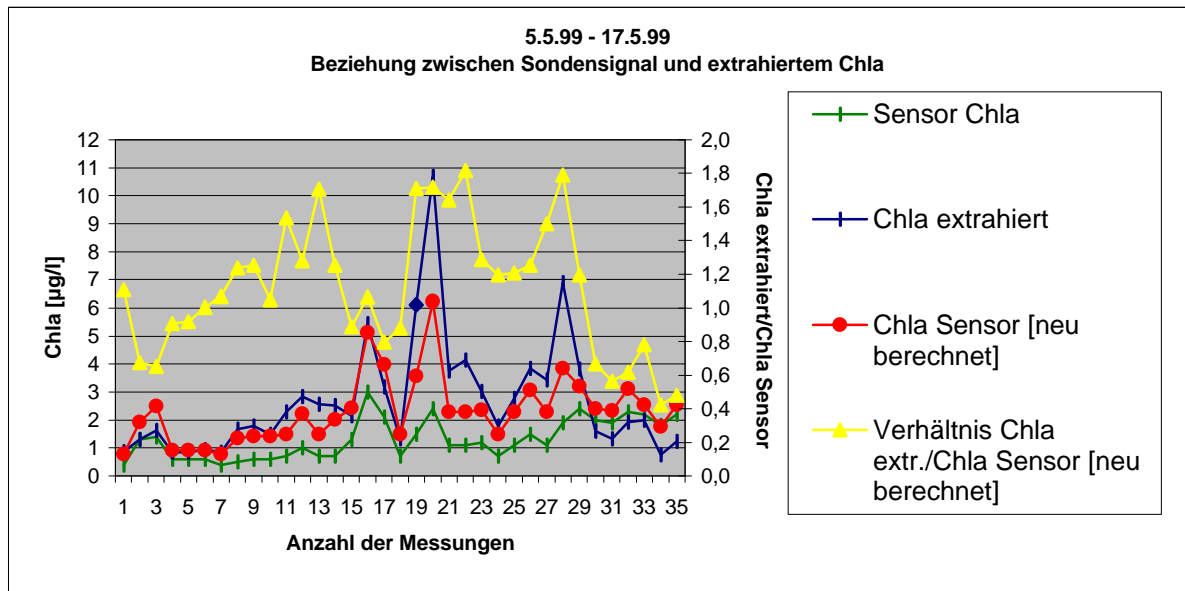


Abb. 10: Beziehung zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde, 100% Anregungslicht) und Chlorophyll a-Gehalt (Monitoring-Fahrt 5.5.-17.5.99). Dargestellt sind alle ermittelten Werte, sowohl die im Licht als auch in Dunkelheit detektierten Werte. Weitere Erklärungen siehe Text.

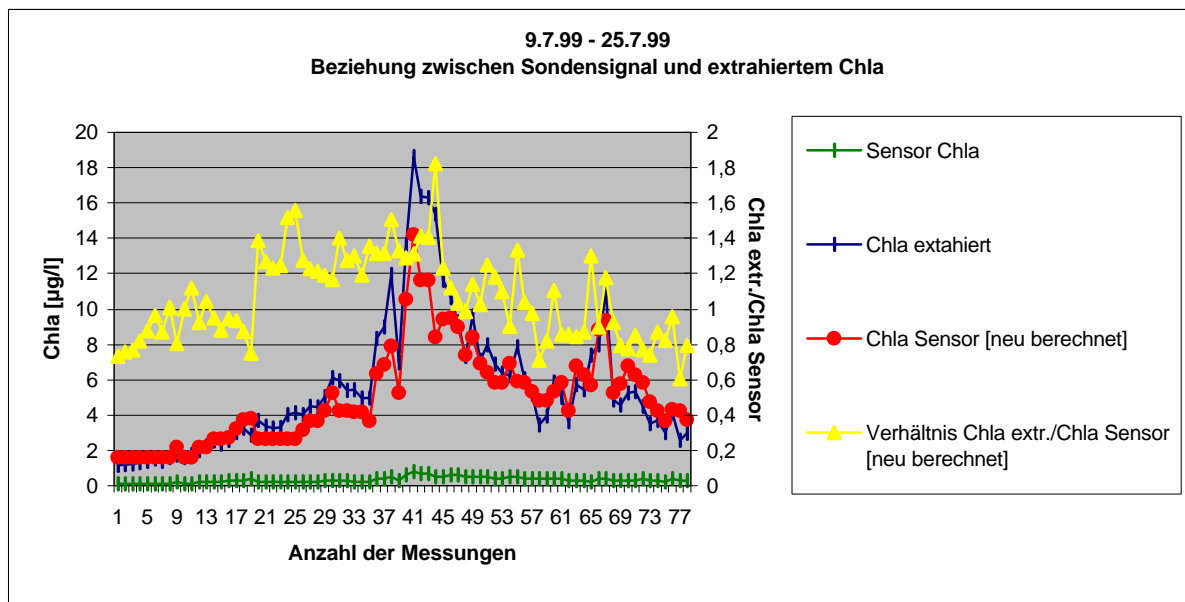


Abb. 11: Beziehung zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde, 20% Anregungslicht) und Chlorophyll a-Gehalt (Gobic-Fahrt 9.7.-25.7.99). Dargestellt sind alle ermittelten Werte, sowohl die im Licht als auch in Dunkelheit detektierten Werte. Weitere Erklärungen siehe Text.

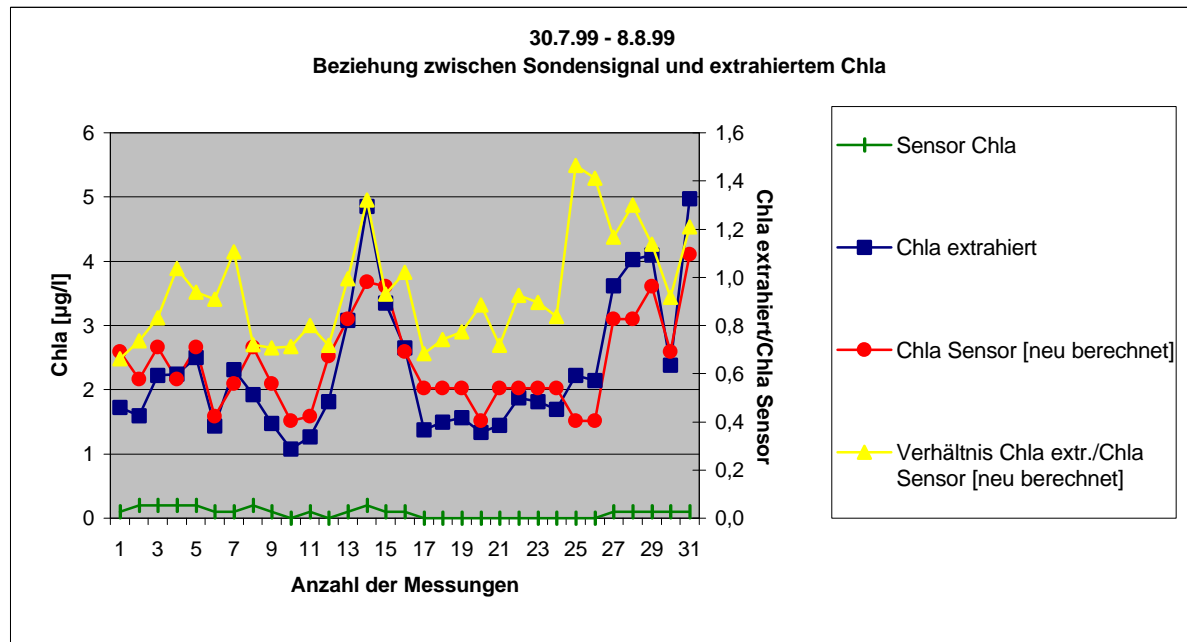


Abb. 12: Beziehung zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde, 20% Anregungslicht) und Chlorophyll *a*-Gehalt (Monitoring-Fahrt 30.7.-8.8.99). Dargestellt sind alle ermittelten Werte, sowohl die im Licht als auch in Dunkelheit detektierten Werte. Weitere Erklärungen siehe Text.

Aus allen Graphiken geht hervor, daß durch die Anwendung der Kompensations-Gleichung der Verlauf des tatsächlichen Chlorophyll a-Gehalts (acetonisch extrahiert) wesentlich besser beschrieben wird (blaue und rote Symbole) als ohne Verwendung der Kompensations-Gleichung (grüne Symbole). Das Verhältnis zwischen beiden Datensätzen (durch gelbe Symbole markiert) schwankt in allen Darstellungen um den Faktor 1, mal mit größeren, mal mit kleineren Abweichungen.

In den nachfolgenden Abbildungen (13-17) sind die Korrelationen zwischen Fluoreszenz-Sonden-Signal (Angabe in $\mu\text{gChla/Liter}$) und acetonisch extrahiertem Chlorophyll a dargestellt. In allen Darstellungen wurde das Chlorophyll-Fluoreszenz-Signal der on-line Fluoreszenzsonde (in $\mu\text{g Chla/Liter}$) mit Hilfe der Kompensations-Gleichung korrigiert. Bei der Auswertung der umfangreichen Datensätze stellte sich die Frage, ob bei der Volumen-Entnahme am Durchflußsystem, dem Ort an dem die in-situ Fluoreszenzsonde eingebaut ist, die direkte UTC-Uhrzeit oder die UTC-Uhrzeit plus 2 Minuten gewählt werden soll, um das Fluoreszenzsonden-Signal später dem acetonisch extrahierten Chlorophyll a-Wert zuzuordnen. (Laut Angaben aus der Messtechnik ist aufgrund der Anordnung des Meßsystems die Wahl des um 2 Minuten verzögerten Signals sinnvoll. Zum einen wird eine Zeitspanne von 1 Minute für den Probendurchlauf und die sog. Fluorometer-Verzögerung angenommen. Darüber hinaus gibt das Umsetzgerät (Datalogger) die Werte mit 1 Minute Verzögerung heraus. So muß mit einer Signalverzögerung von 2 Minuten gerechnet werden.) Alle Daten wurden sowohl unter der Betrachtung der direkten UTC Uhrzeit als auch unter Betrachtung der UTC Uhrzeit plus 2 Minuten ausgewertet. Dabei ergab sich kein wesentlicher Unterschied. Dennoch wurde bei der Gesamtbetrachtung der Ergebnisse ein etwas besseres Bild für die Wahl der UTC-Werte plus 2 Minuten gewonnen (vgl. Tab. 1), so dass letztlich diese Daten hier dargestellt werden. Generell empfiehlt es sich die Signal-Verzögerungszeit von 2 Minuten zu beachten. Sie wird dann von Wichtigkeit sein, wenn das Schiff eine „Algenfront“ durchfährt.

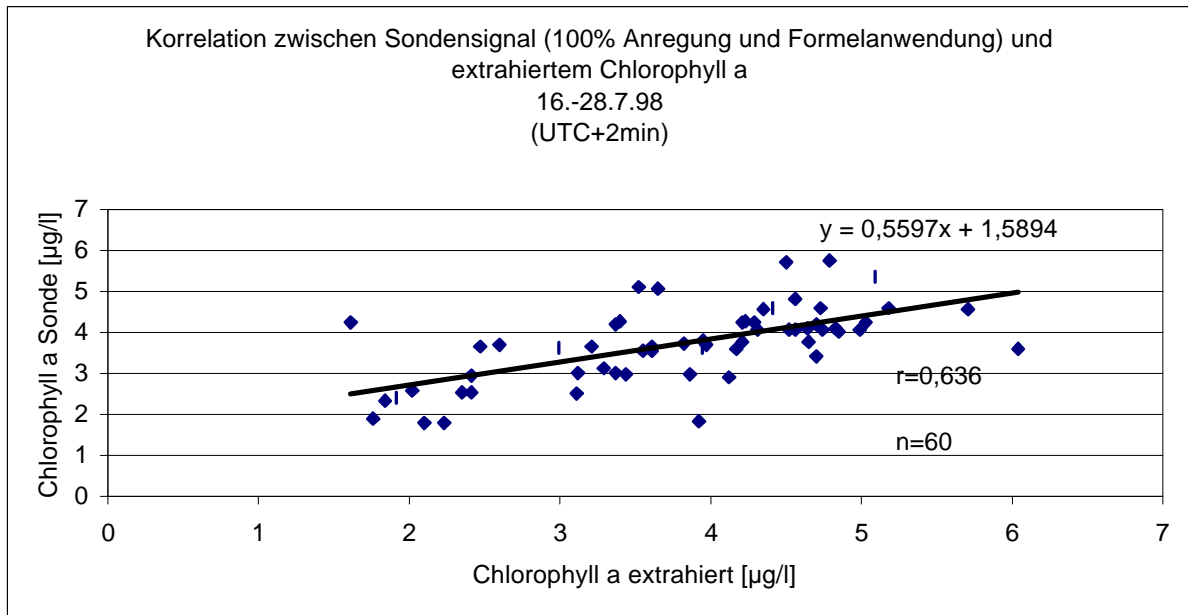


Abb. 13: Korrelation zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde, 100% Anregungslicht und Formelanwendung) und extrahiertem Chlorophyll a (Gobic-Fahrt 16.-28.7.98). Dargestellt sind alle ermittelten Werte, sowohl die im Licht als auch in Dunkelheit detektierten Werte.

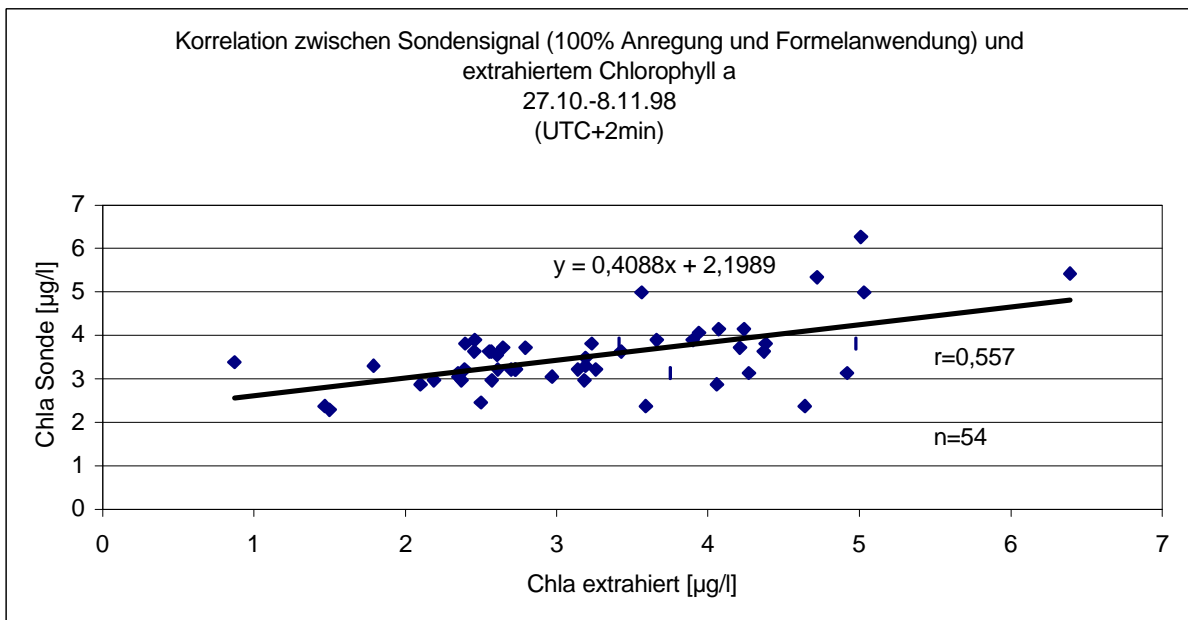


Abb. 14: Korrelation zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde, 100% Anregungslicht und Formelanwendung) und extrahiertem Chlorophyll a (Monitoring-Fahrt 27.10.-8.11.98). Dargestellt sind alle ermittelten Werte, sowohl die im Licht als auch in Dunkelheit detektierten Werte.

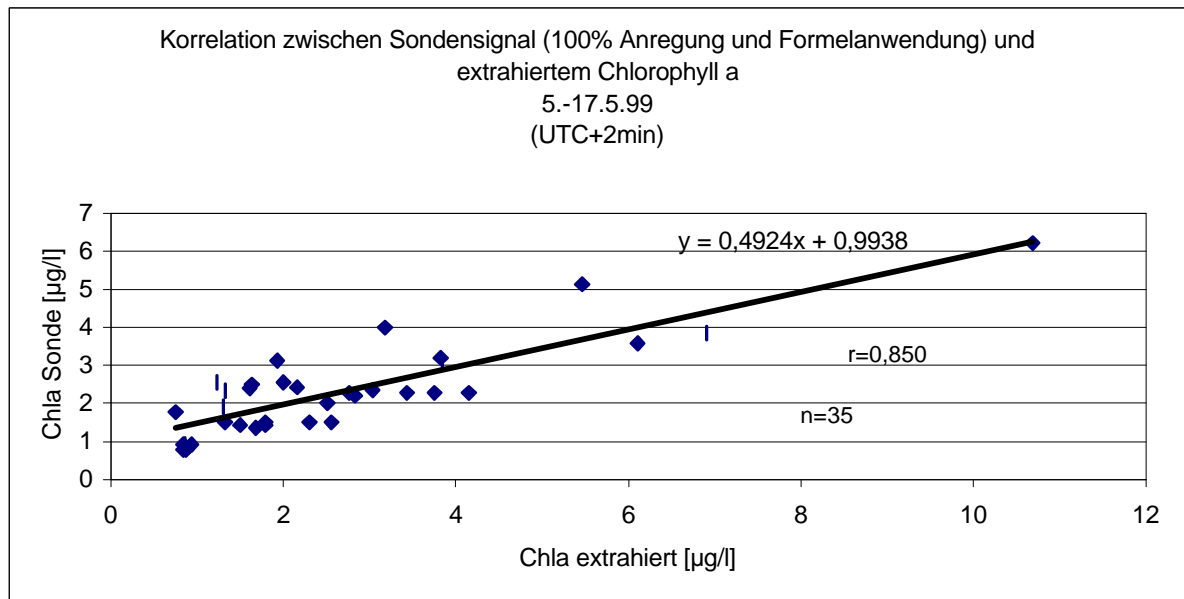


Abb. 15: Korrelation zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde, 100% Anregungslicht und Formelanwendung) und extrahiertem Chlorophyll a (Monitoring-Fahrt 5.-17.5.99). Dargestellt sind alle ermittelten Werte, sowohl die im Licht als auch in Dunkelheit detektierten Werte.

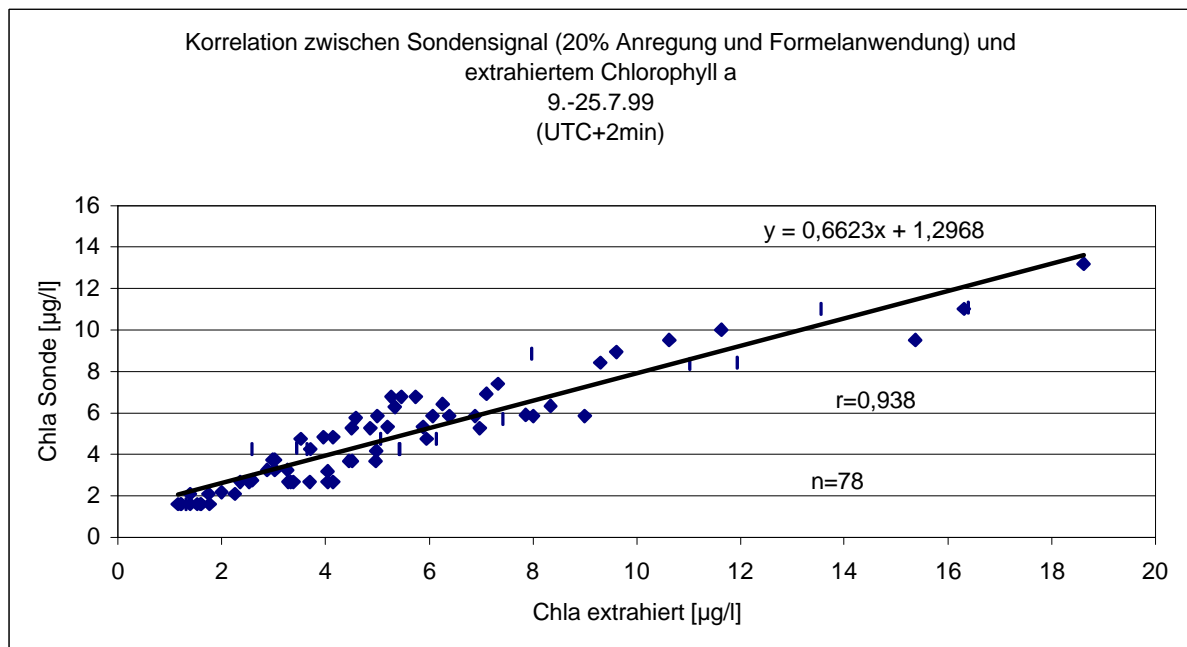


Abb. 16: Korrelation zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde, 20% Anregungslicht und Formelanwendung) und extrahiertem Chlorophyll a (Gobic-Fahrt 9.-25.7.99). Dargestellt sind alle ermittelten Werte, sowohl die im Licht als auch in Dunkelheit detektierten Werte.

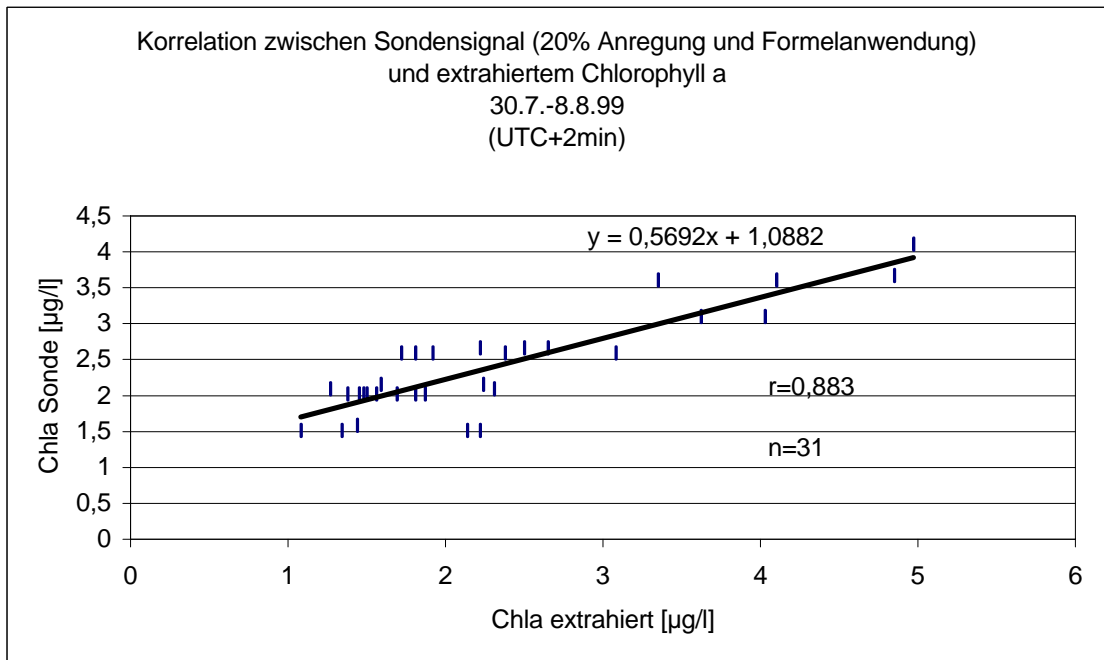


Abb. 17: Korrelation zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde, 20% Anregungslicht und Formelanwendung) und extrahiertem Chlorophyll a (Gobic-Fahrt 30.7.-8.8.99). Dargestellt sind alle ermittelten Werte, sowohl die im Licht als auch in Dunkelheit detektierten Werte.

In Tabelle 1 ist ein Vergleich der Korrelationen für die Betrachtung UTC=UTC und UTC=UTC plus 2 Minuten dargestellt. Während der beiden letzten Ausfahrten im Jahre 1999 kam die modifizierte Fluoreszenzsonde zum Einsatz (20% Anregungslicht / grau unterlegt). Ebenfalls grau unterlegt sind die Ergebnisse der in den Graphiken dargestellten Korrelationskoeffizienten zwischen Sondensignalen (UTC+2 Minuten) und extrahiertem Chlorophyll a. Insgesamt betrachtet fallen die Ergebnisse bei der Wahl des Sondensignals (UTC+2Minuten) etwas besser aus als bei der Wahl des Sondensignals (UTC=UTC).

Tab. 1: Korrelationskoeffizienten (r) für das Verhältnis zwischen extrahiertem Chlorophyll a und Fluoreszenzsonden-Signal zur Detektion der Oberflächenfluoreszenz des Wassers. Zur Anwendung kamen die herkömmliche Sonde und eine modifizierte Sonde (Reduktion des Anregungslichtes auf 20%). Zusätzlich wurde eine Kompensations-Gleichung zur Korrektur der von der Sonde ermittelten Chlorophyll a-Konzentration verwendet (s. o.).

Fahrt	Zeitraum	Korrelationskoeffizient (r) (verwendete Sondensignale: UTC=UTC)	Korrelationskoeffizient (r) (verwendete Sondensignale: UTC+2min)	Anzahl der Messungen (n)	Bedingungen
Gobic 1998	16.7.-28.7.98	0,629	0,636	60	100% Anregungslicht der Sonde/ Formelanwendung
Monitoring 1998	27.10.-8.11.98	0,567	0,557	54	100% Anregungslicht der Sonde/ Formelanwendung
Monitoring 1999	5.-17.5.99	0,789	0,850	35	100% Anregungslicht der Sonde/ Formelanwendung
Gobic 1999	9.-25.7.99	0,939	0,938	78	20% Anregungslicht der Sonde/ Formelanwendung
Monitoring 1999	30.7.-8.8.99	0,873	0,883	31	20% Anregungslicht der Sonde/ Formelanwendung

Die nachfolgenden Abbildungen (18-20) zeigen die zusammengefaßten Ergebnisse aus den drei durchgeführten Ausfahrten mit der herkömmlichen Sonde (100% Anregung) (Abb. 18), den zwei durchgeführten Ausfahrten mit der modifizierten Sonde (20% Anregung) (Abb. 19) und das Gesamtergebnis aller Ausfahrten (Abb. 20). In allen Fällen wurde die Kompensations-Gleichung (s. o.) angewendet. Wie deutlich zu erkennen ist, wird die beste Korrelation zwischen Sonden-Signal und extrahiertem Chlorophyll a bei der Betrachtung der mit der modifizierten Sonde erzielten Daten unter zusätzlicher Anwendung der Kompensations-Gleichung erzielt (Abb. 19). Aber auch die Gesamtbetrachtung aller gewonnenen Daten ergibt trotz des Einfließens der Daten aus drei Seereisen, während derer die herkömmliche Sonde verwendet wurde (100% Anregung), eine sehr zufriedenstellende Korrelation zwischen Fluoreszenzsonden-Signal und extrahiertem Chlorophyll a von 0,91 bei n=258.

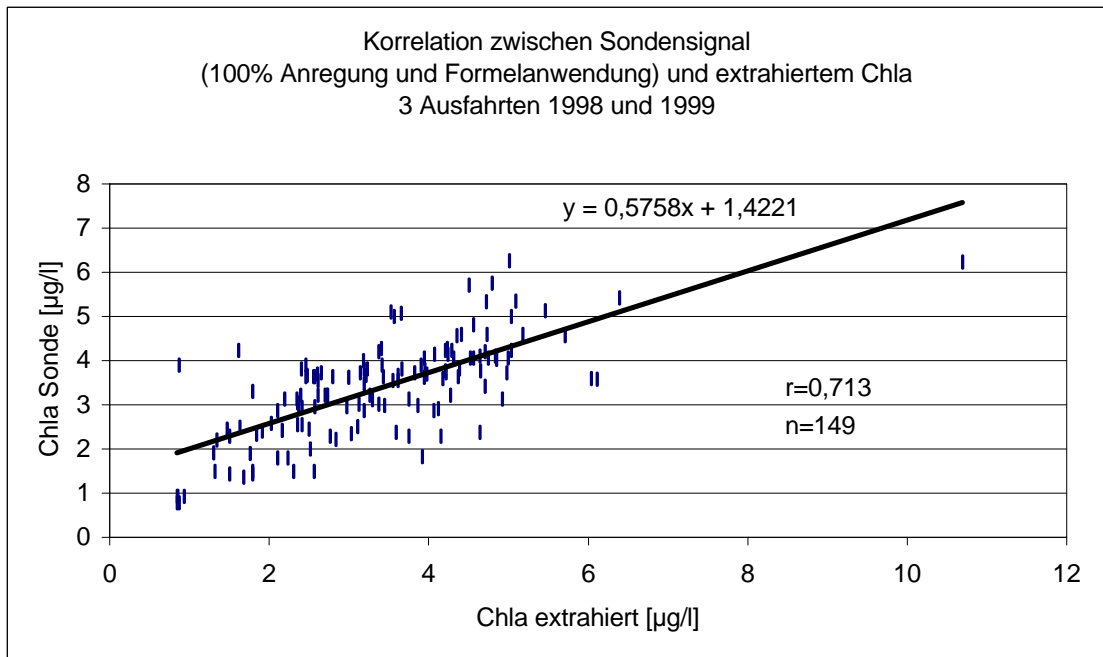


Abb. 18: Korrelation zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde, 100% Anregungslicht und Formelanwendung) und extrahiertem Chlorophyll a (drei Ausfahrten in 1998 und 1999 und Anwendung der Kompensations-Gleichung). Dargestellt sind alle ermittelten Werte, sowohl die im Licht als auch in Dunkelheit detektierten Werte.

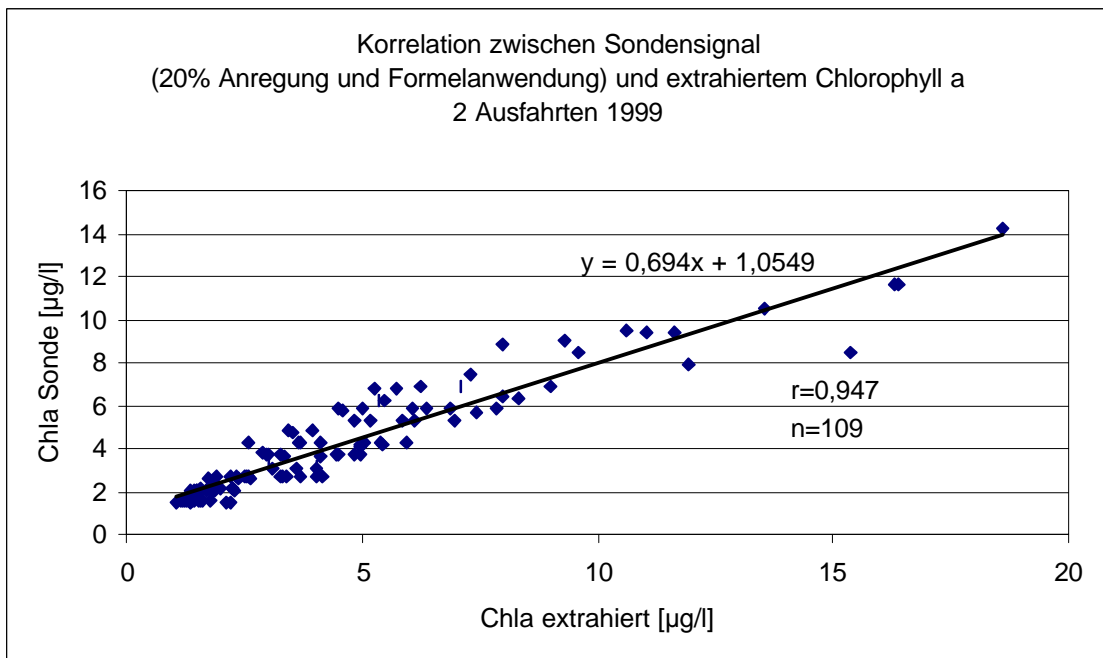


Abb. 19: Korrelation zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde, 20% Anregungslicht und Formelanwendung) und extrahiertem Chlorophyll a (zwei Ausfahrten in 1999 und Anwendung der Kompensations-Gleichung). Dargestellt sind alle ermittelten Werte, sowohl die im Licht als auch in Dunkelheit detektierten Werte.

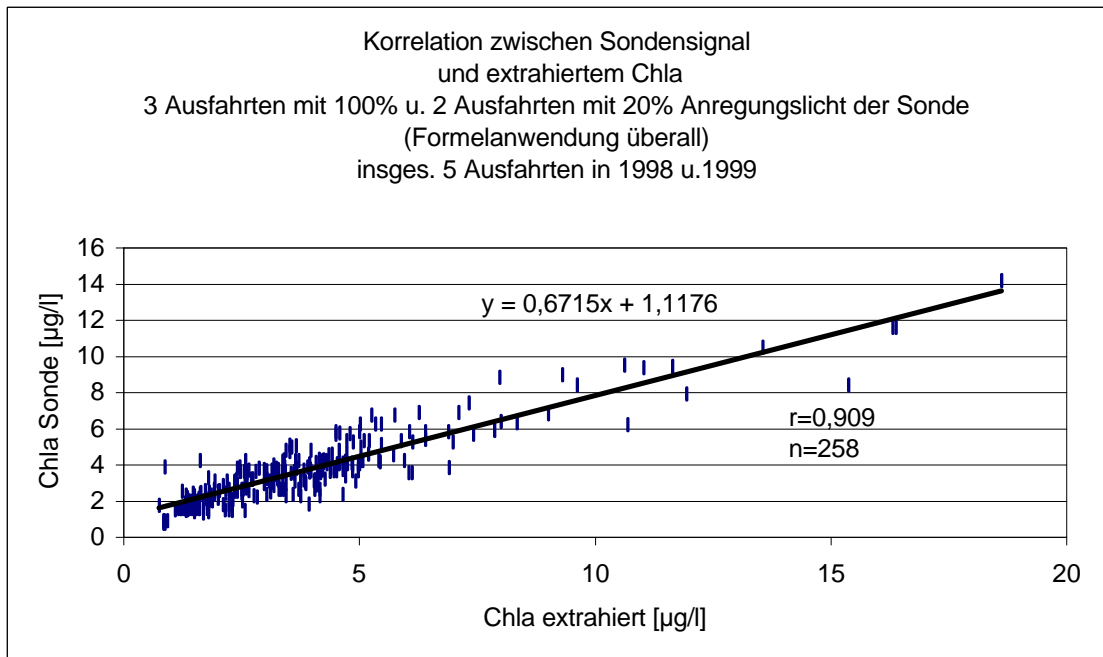


Abb. 20: Gesamtbetrachtung: Korrelation zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz und extrahiertem Chlorophyll a aller erhobenen Daten. Die Kompensations-Gleichung ist in allen Fällen angewendet. Die Daten setzen sich aus drei Ausfahrten mit der herkömmlichen Sonde (100% Anregungslicht) und zwei Ausfahrten mit der modifizierten Sonde (20% Anregungslicht) zusammen. Dargestellt sind alle ermittelten Werte, sowohl die im Licht als auch in Dunkelheit detektierten Werte.

Tabelle 2 fasst die Ergebnisse noch einmal zusammen.

Tab. 2: Übersicht über die zusammengefassten Ergebnisse der Korrelationen zwischen extrahiertem Chlorophyll a und Fluoreszenzsonden-Signal. Dargestellt sind das Gesamtergebnis aus 3 Ausfahrten mit herkömmlicher Fluoreszenzsonde (100% Anregungslicht) und das Gesamtergebnis aus 2 Ausfahrten mit modifizierter Fluoreszenzsonde (20% Anregungslicht) sowie das Gesamtergebnis der Korrelation aller gewonnenen Daten (insgesamt 5 Ausfahrten, davon 3 mit herkömmlicher Fluoreszenzsonde (100% Anregungslicht) und 2 mit modifizierter, auf 20% Anregungslicht reduzierter Fluoreszenzsonde).

Fahrten/Bedingungen	Korrelationskoeffizient (r) (verwendete Sondensignale:UTC+2min)	Anzahl der Messungen (n)
3 Fahrten mit 100% Anregungslicht der Sonde	0,713	149
2 Fahrten mit 20% Anregungslicht der Sonde	0,947	109
Daten aller Ausfahrten korreliert	0,909	258

Bei alleiniger Betrachtung der während der Dunkelheit erhobenen Daten ergibt sich keine weitere Verbesserung der Korrelationen. Auf der „Gobic“-Seereise im Sommer 1999 (9.7.-

25.7.1999) sollte die im Durchflusssystem auf dem Forschungsschiff „Alexander von Humboldt“ installierte on-line Fluoreszenzsonde ebenfalls im CTD-System getestet werden. Dazu wurde sie ausgebaut und zu zwei verschiedenen Tageszeiten in das CTD-System eingebaut. Die Übereinstimmung der Fluoreszenzsignale von herkömmlicher (100% Anregungslicht) bzw. modifizierter Fluoreszenz-Sonde mit dem jeweils über acetonische Extraktion ermittelten Chlorophyll a-Gehalt sollte während des Tages (nachmittags gegen 14.30 Uhr MEZ) und Nachts (unter Ausschluß von Lichteinflüssen gegen 21.30 Uhr MEZ) im Vergleich überprüft werden. Die Untersuchungen wurden wie beschrieben durchgeführt. Leider ist es jedoch nicht möglich die Daten vergleichend auszuwerten, da während der Untersuchungen der Phycoerythrin-Kanal der herkömmlichen Sonde aufgrund eines Kabeldefekts ausgefallen war, so dass nur negative Phycoerythrin-Werte für die entsprechenden Versuche vorliegen. Nach der entwickelten Kompensations-Gleichung wird jedoch der Phycoerythrin-Wert der Sonde benötigt, um den entsprechenden Chlorophyll a-Wert zu errechnen.

1.3.1.6 Austestung der modifizierten on-line Fluoreszenzsonde im Labor 2000

Die auf 20% Anregungslicht modifizierte on-line Fluoreszenzsonde wurde im März 2000 im Labor an verschiedenen Algenkulturen getestet. Die Algenkulturen wurden eigens für den Versuch angezogen. Die Versuchs-Durchführung erfolgte wie im Vorjahr (s. Kapitel 1.3.1.2). Zum Einsatz kamen eine Diatomee (*Phaeodactylum tricornutum*), eine Chlorophyceae (*Scenedesmus acutus*), ein Cyanobakterium (*Anabaena torulosa*), ein Dinoflagellat (*Amphidinium hoefleri*) und ein Algengemisch (aus *Phaeodactylum tricornutum*, *Anabaena torulosa* und *Scenedesmus acutus*). Die Chlorophyll a-Zusammensetzung bestand in diesem Algengemisch aus 55,41% Diatomeen, 24,2% Cyanobakterien und 20,38% Chlorophyceen). Die Ergebnisse sind in den Abb. 21-25 dargestellt. Aufgetragen sind jeweils die Werte für das acetonisch extrahierte Chlorophyll a (blaue Symbole „Chla extrahiert [$\mu\text{g/l}$]“). Rot markiert sind die nach Anwendung der Kompensations-Gleichung ermittelten Sonden-Werte (20% Anregungslicht) („Chla[20%]Sonde neu berechnet (Offset abgezogen)“) und gelb markiert ist das gebildete Verhältnis aus acetonisch extrahiertem Chlorophyll a und dem mit Hilfe der Kompensations-Gleichung neu berechneten Chlorophyll a-Wert der Sonde („Verhältnis Chla extr./Chla[20%]Sonde neu berechnet (Offset abgezogen)“). In allen Fällen wurde der Offset,

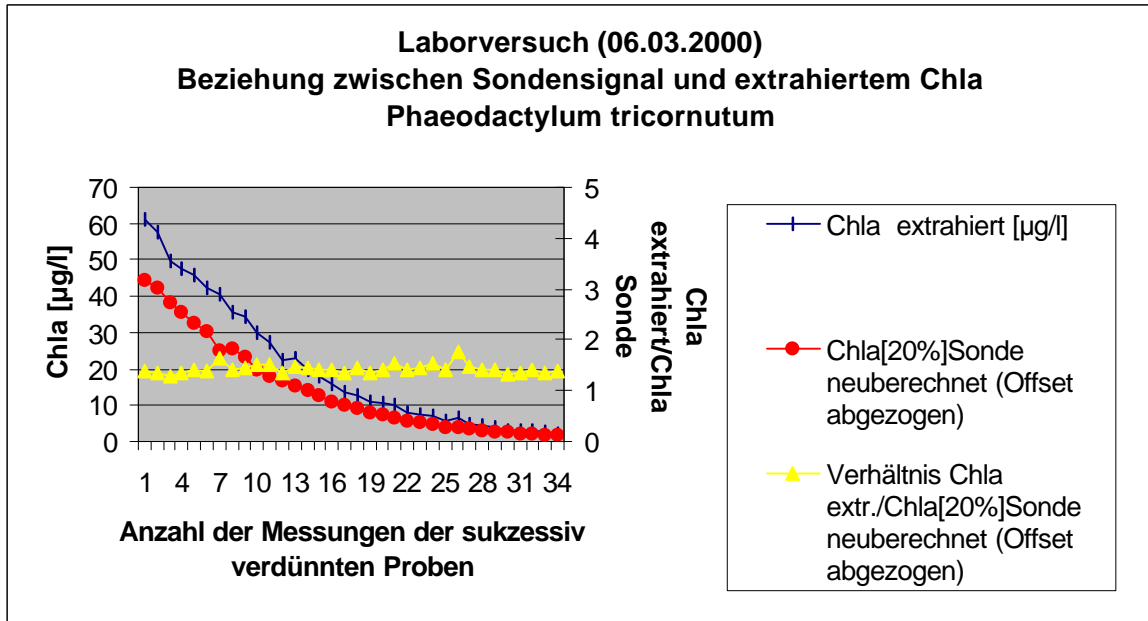


Abb. 21: Beziehung zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde, 20% Anregungslicht) und Chlorophyll a-Gehalt. Laborversuch mit *Phaeodactylum tricornutum*.

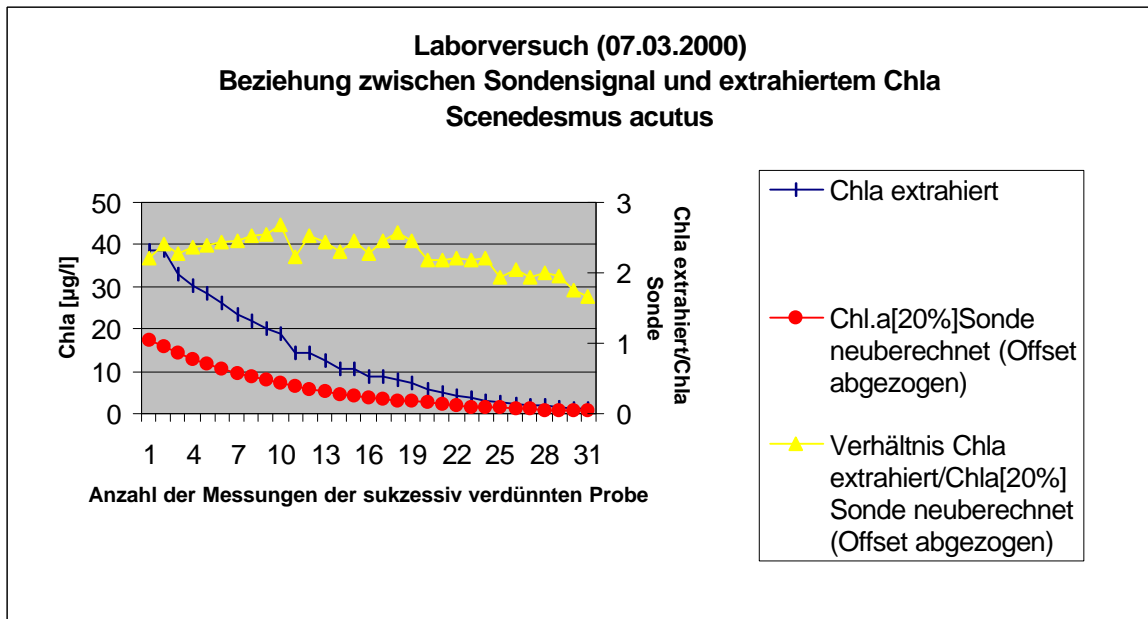


Abb. 22: Beziehung zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde, 20% Anregungslicht) und Chlorophyll a-Gehalt. Laborversuch mit *Scenedesmus acutus*.

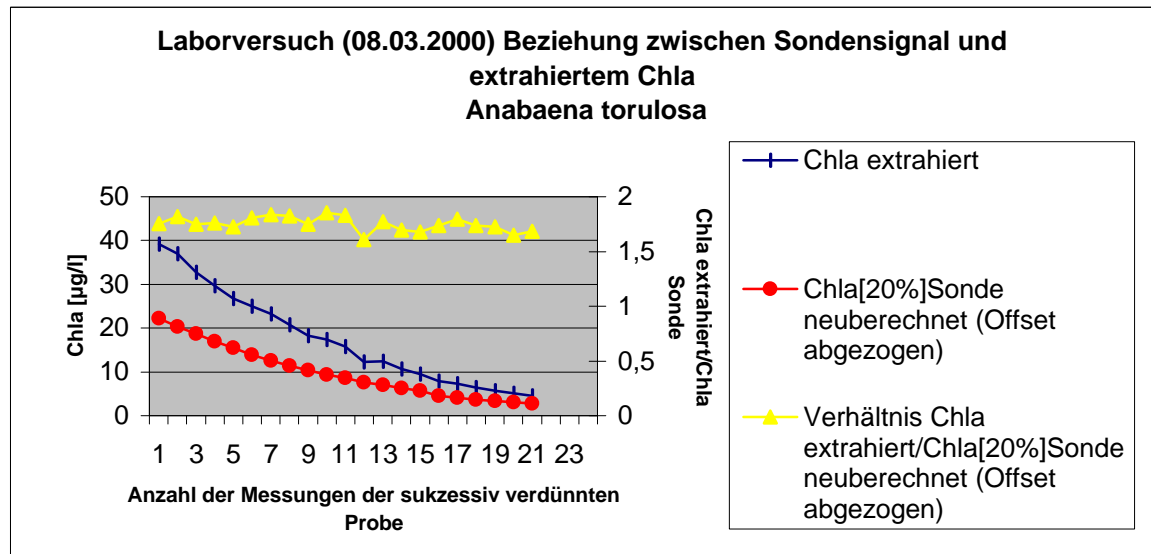


Abb. 23: Beziehung zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde, 20% Anregungslicht) und Chlorophyll a-Gehalt. Laborversuch mit *Anabaena torulosa*.

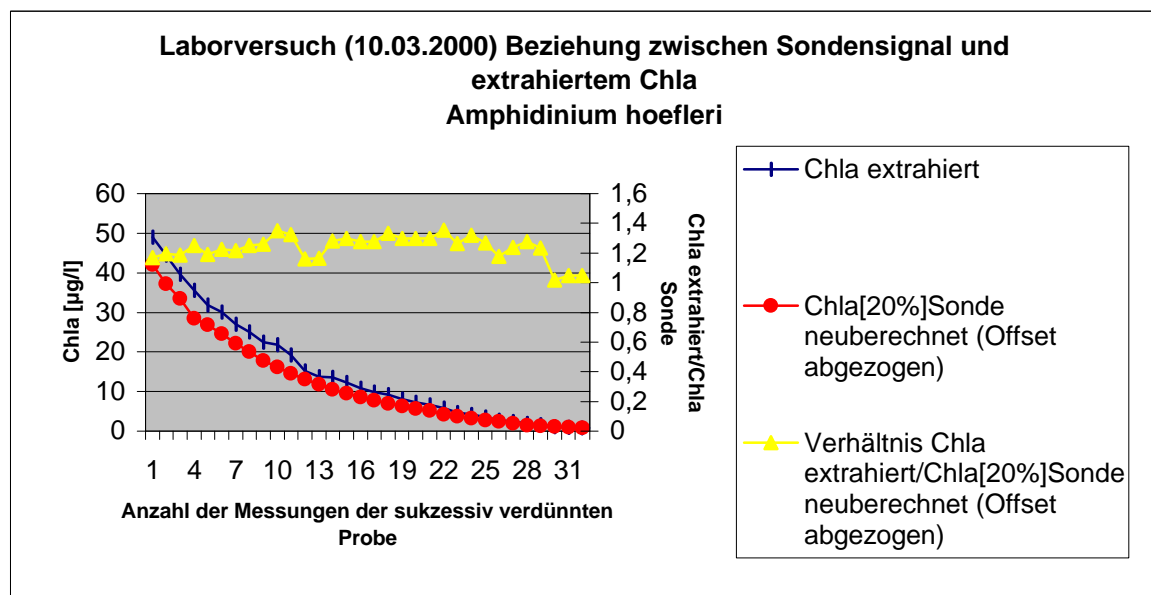


Abb. 24: Beziehung zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde, 20% Anregungslicht) und Chlorophyll a-Gehalt. Laborversuch mit *Amphidinium hoeffleri*.

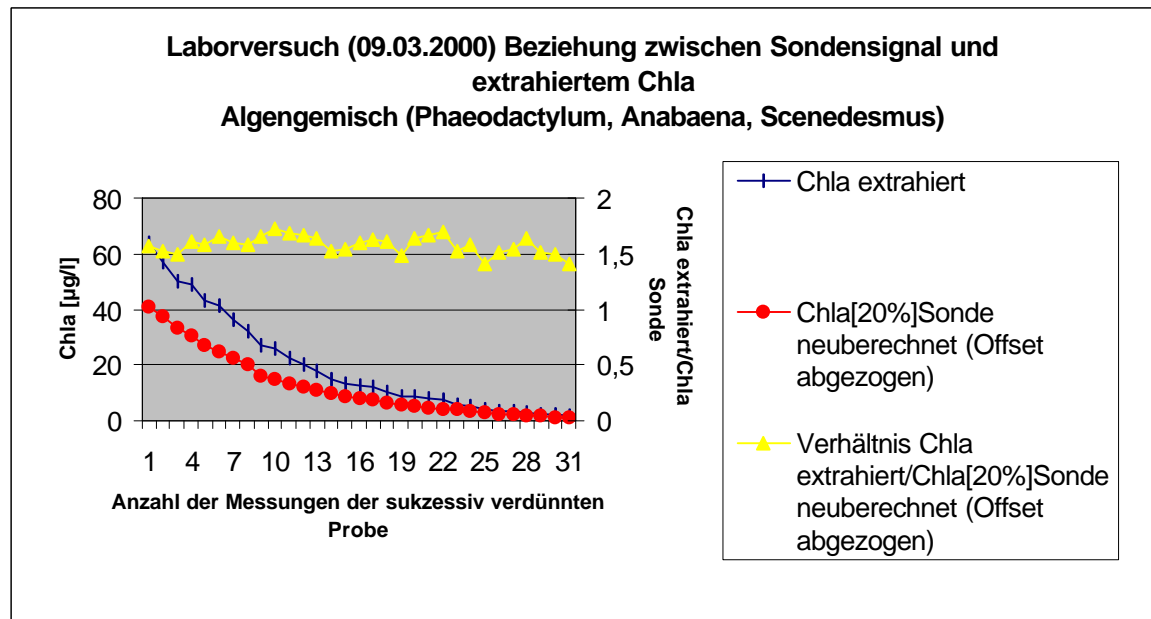


Abb. 25: Beziehung zwischen Chlorophyll-Fluoreszenz (on-line Fluoreszenzsonde, 20% Anregungslicht) und Chlorophyll a-Gehalt. Laborversuch mit einem Algengemisch aus *Phaeodactylum tricornutum*, *Anabaena torulosa* und *Scenedesmus acutus*.

der durch die Fluoreszenz der reinen jeweils verwendeten Medien (ohne Algen) entstand, subtrahiert.

Aus den Darstellungen über die Laboruntersuchungen mit der modifizierten Fluoreszenz-Sonde geht hervor, dass die mittels Fluoreszenz-Sonde erhobenen Chlorophyll a-Werte in allen Fällen niedriger ausfallen, als die mittels acetonischer Extraktion detektierten Chlorophyll a-Werte. Dennoch bleibt das Verhältnis aus Sonden-ermitteltem und acetonisch extrahiertem Chlorophyll a-Gehalt in den meisten Fällen (Ausnahme *Scenedesmus acutus*) über die Verdünnungsstufen hinweg mehr oder weniger stabil. Die aus dem Verhältnis aus extrahiertem Chlorophyll a und Sondensignal berechneten Faktoren liegen zwar noch über 1, fallen aber im Vergleich zu den Ergebnissen aus dem Vorjahr (Test der herkömmlichen Fluoreszenz-Sonde (100% Anregungslicht) im Labor (s. Kapitel 1.3.1.2)) deutlich besser aus.

1.3.2 Xe-PAM-Grundfluoreszenz (Fo) und Chlorophyll a-Gehalt

1.3.2.1 Einzelergebnisse aus Schiffs-Expeditionen

Das für die Grundlagenforschung entwickelte Xe-PAM-Fluorometer (**X**enon-**P**uls **A**mplituden **M**odulation) wurde auf drei Seereisen getestet. Es wurden vor allem physiologische Experimente mit diesem Gerät durchgeführt, die in Kapitel 3.3 erläutert werden. Im ersten Untersuchungsjahr wurde ein Parameter der Messungen, die sogenannte Grundfluoreszenz Fo, in Beziehung zum acetonisch extrahierten Chlorophyll a-Gehalt gesetzt. Das Ergebnis für die „Gobic“-Seereise ins Gotlandtief (Seegebiet zwischen Lettland und Schweden) vom 16.-28.7.98 ist in Abb. 26 dargestellt und zeigt eine Korrelation von 0,846 (n=67). Es handelt sich dabei um Proben, die während 2 Tagesgängen von Vertikalprofilen aus 0-15m (23.7.98) bzw. 0-22m (25.7.98) und während eines Lichtadaptationssimulations-Experiments eines Oberflächenwasserkörpers (Tank- bzw. Mesokosmos-Experiment vom 19.-25.7.98) mit drei Tagesgang-Entnahme-Zyklen am 19., 20. und 22.7.98 gemessen wurden.

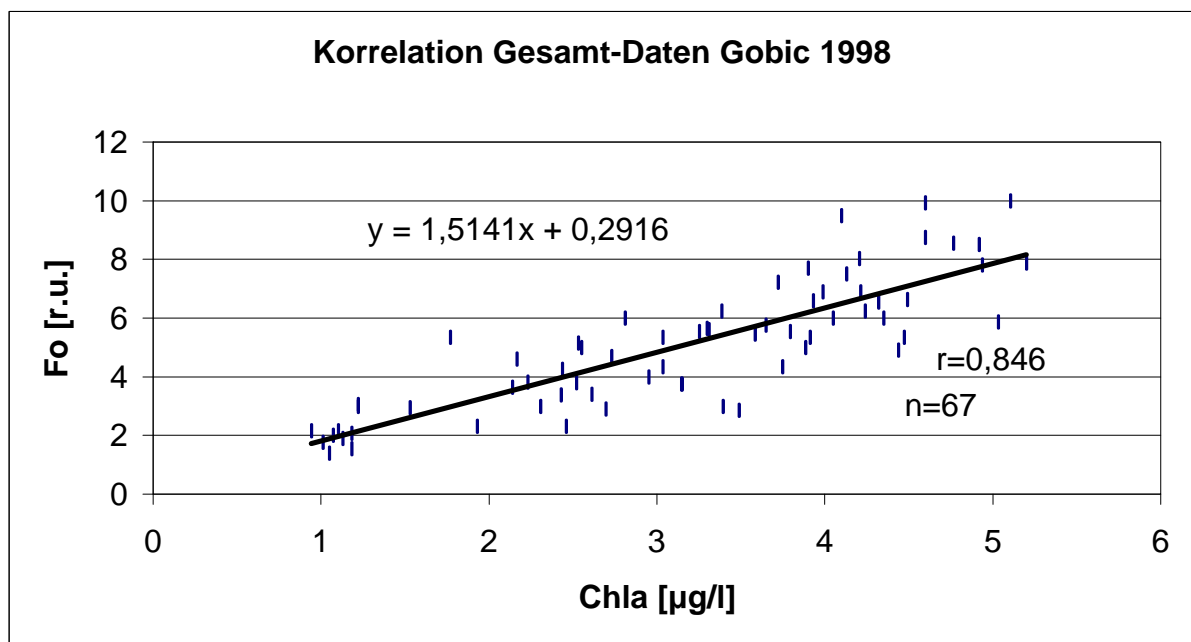


Abb. 26: Korrelation zwischen Grundfluoreszenz (Fo) (Xe-PAM) und acetonisch extrahiertem Chlorophyll a-Gehalt (Gobic-Fahrt 16.-28.7.98). Darstellung aller Ergebnisse aus den Tagesgängen der Vertikalprofile vom 23. und 25.7.98 und dem Lichtadaptationsexperiment (Tankexperiment) vom 19.-25.7.98.

Während der Pommernbuchtfahrt im August 1998, die eine Praktikumsfahrt war, wurde ein Transekt von der Peene-Strom-Mündung bis hin zur offenen See (Station Arkona-See)

gefahren und Proben aus 0, 2, 5 und 7m Tiefe gemessen. Zur Vergleichbarkeit der Daten aus verschiedenen Seegebieten (unterschiedliche Chlorophyll a-Konzentrationen) wurden alle gemessenen Fo-Werte auf die während der kurz zuvor durchgeführten Gobic-Fahrt im Juli 1998 gewählten Parameter-Einstellungen umgerechnet (Erläuterung s. Kapitel 1.2.2). Das Ergebnis für die Korrelation der Fo-Daten mit den acetonisch extrahierten Chlorophyll a-Daten beträgt 0,981 (n=13) und ist in Abb. 27 zu sehen.

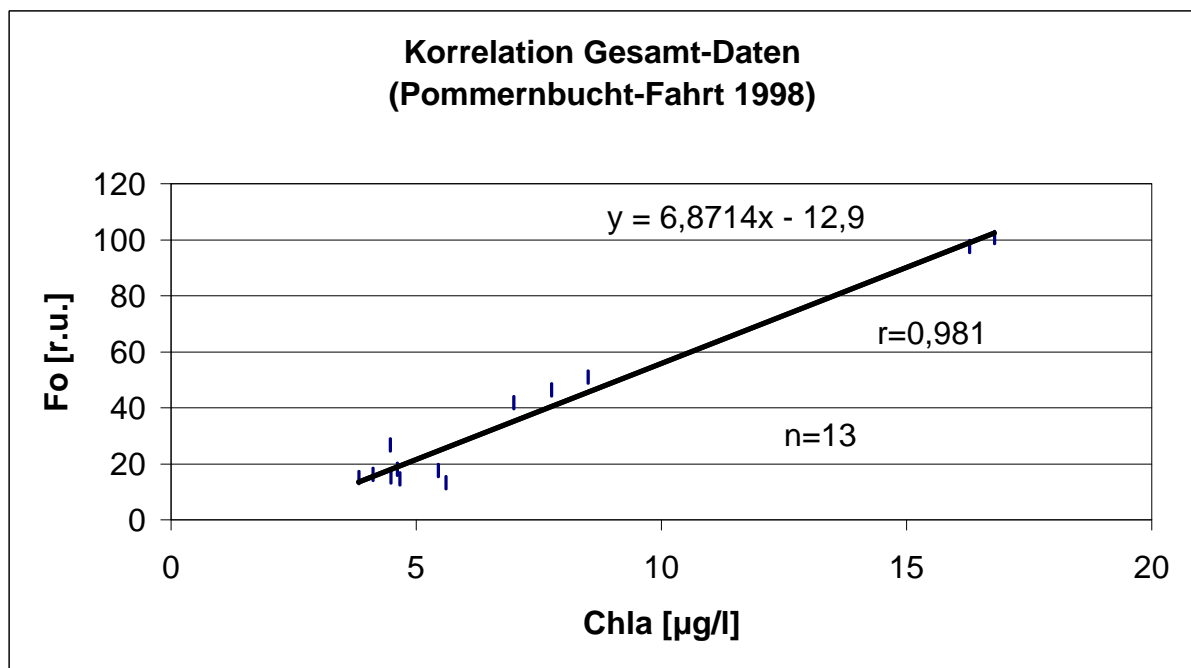


Abb. 27: Korrelation zwischen Grundfluoreszenz (Fo) (Xe-PAM) und acetonisch extrahiertem Chlorophyll a-Gehalt (Pommernbucht-Fahrt 21.-28.8.98).

Die während der „Gobic“-Fahrt (ins Gotlandtief s.o.) im Jahre 1999 gewonnenen Daten bezüglich der Korrelation zwischen Grundfluoreszenz Fo und acetonisch extrahiertem Chlorophyll a-Gehalt sind in Abb. 28 graphisch dargestellt. Das Ergebnis bezieht sich auf Daten aus 3 Tagesgängen von Vertikalprofilen aus 0-15m Tiefe vom 20., 22. und 23.7.1999. Wiederum wurden die Daten für die Grundfluoreszenz auf die Parameter-Einstellungen während der Gobic-Fahrt 1998 umgerechnet. Das Ergebnis der Korrelation fällt mit 0,721 (n=40) etwas schlechter aus als die Ergebnisse aus dem Vorjahr und ist im Zusammenhang mit dem Massenaufreten von Blaualgen im Jahre 1999 zu sehen. Dieser Punkt wird in der Diskussion in Kapitel 1.4.2. näher erläutert.

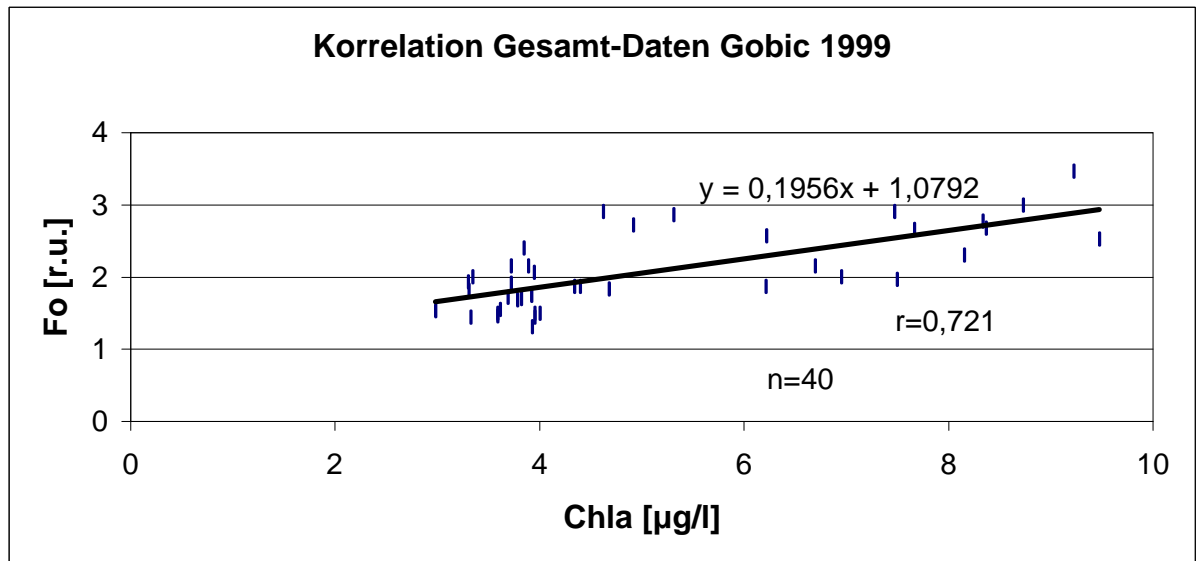


Abb. 28: Korrelation zwischen Grundfluoreszenz (Fo) (Xe-PAM) und acetonisch extrahiertem Chlorophyll a-Gehalt (Gobic-Fahrt (2. Abschnitt) 17.-26.7.99). Darstellung aller Ergebnisse aus den Tagesgängen der Vertikalprofile vom 20., 22. und 23.7.99.

1.3.2.2 Betrachtung der reinen Oberflächen-Daten

In den folgenden Abbildungen (29-31) werden die reinen Oberflächendaten näher betrachtet. Dargestellt sind die Ergebnisse für die Korrelationen zwischen Grundfluoreszenz (Fo) und acetonisch extrahierten Chlorophyll a-Werten von Proben aus ca. 0-3m Tiefe für alle in Kapitel 1.3.2.1 angesprochenen Seereisen.

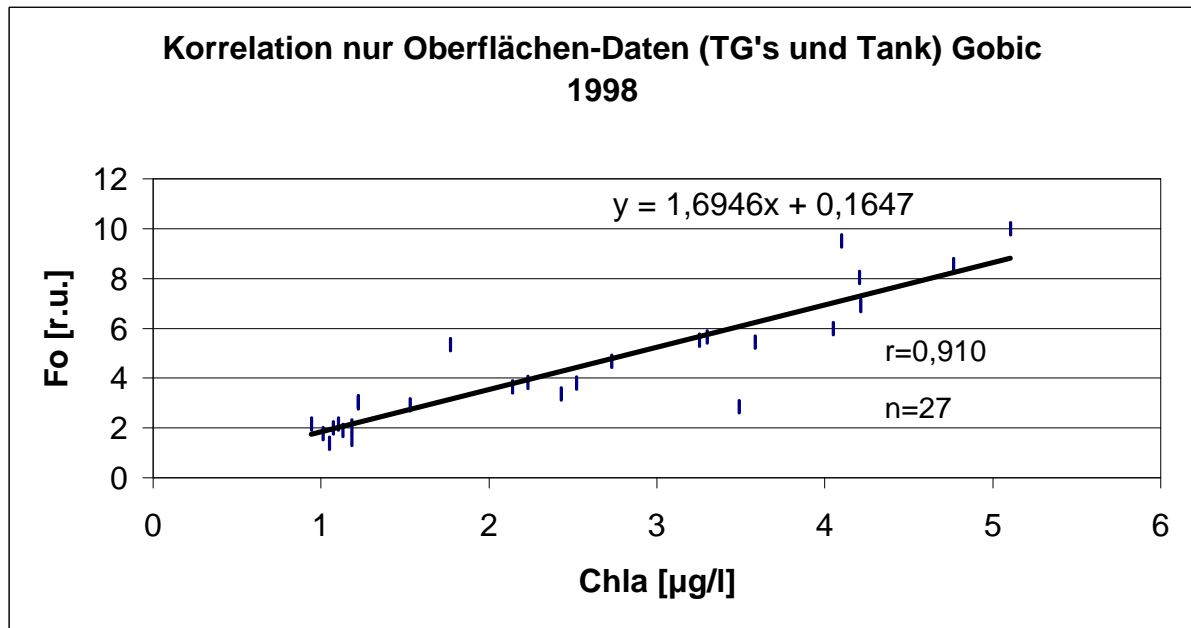


Abb. 29: Korrelation zwischen Grundfluoreszenz (Fo) (Xe-PAM) und acetonisch extrahiertem Chlorophyll a-Gehalt (Gobic-Fahrt 16.-28.7.98). Dargestellt sind nur die Ergebnisse der Oberflächenproben der Tagesgänge und die Tankexperimente (Mesokosmos-Experimente zur Simulation von Oberflächenproben).

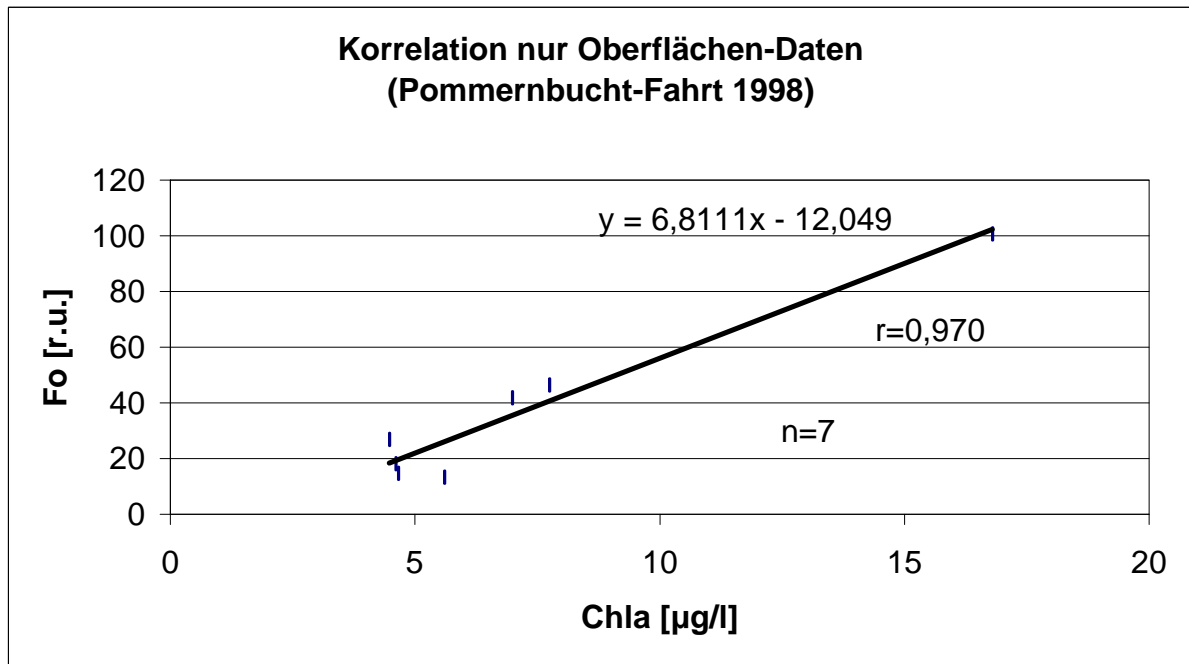


Abb.30: Korrelation zwischen Grundfluoreszenz (Fo) (Xe-PAM) und acetonisch extrahiertem Chlorophyll a-Gehalt (Pommernbucht-Fahrt 21.-28.8.98). Dargestellt sind nur die Ergebnisse der Oberflächenproben.

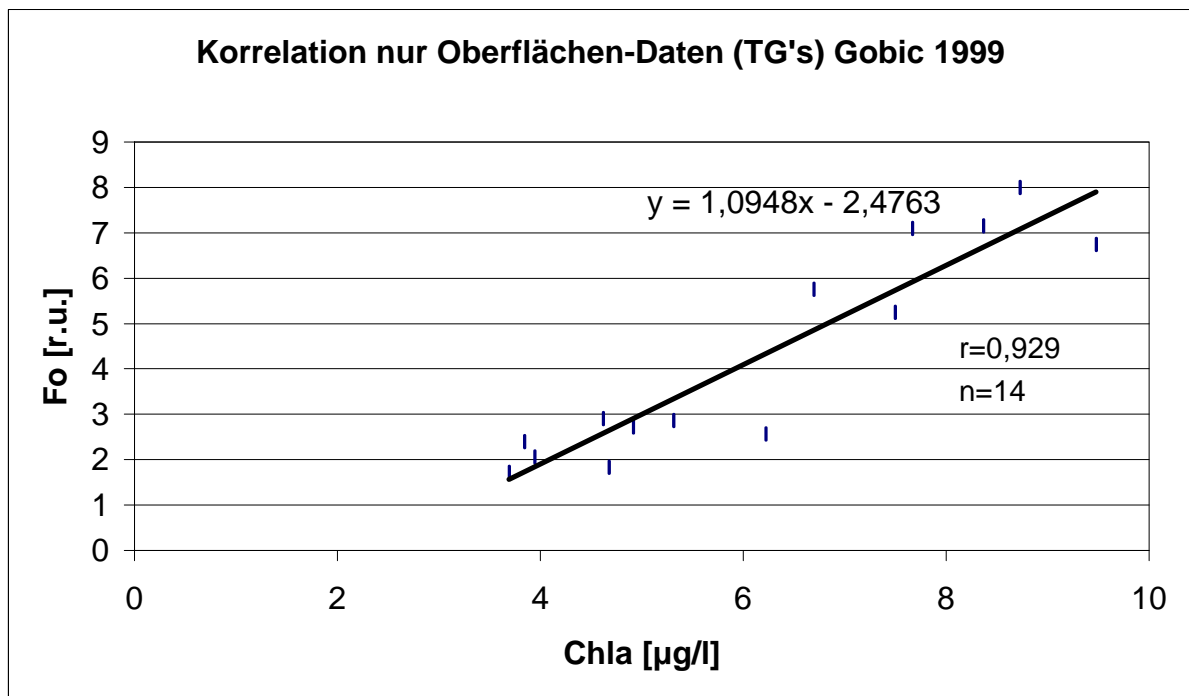


Abb.31: Korrelation zwischen Grundfluoreszenz (Fo) (Xe-PAM) und acetonisch extrahiertem Chlorophyll a-Gehalt (Gobic-Fahrt (2. Abschnitt) 17.-26.7.99). Dargestellt sind nur die Ergebnisse der Oberflächenproben der Tagesgänge.

Das Ergebnis zeigt recht gute Korrelationen ($r > 0,9$) zwischen Grundfluoreszenz F_0 und acetonisch extrahierten Chlorophyll a-Werten bei alleiniger Betrachtung der Oberflächen-Daten. Diese Darstellung wurde gewählt, um einen Vergleich zwischen on-line Fluoreszenzsonde, die ja auch ausschließlich im Oberflächenbereich in 0-3m Tiefe misst, und Xe-PAM Fluorometer anstellen zu können.

1.3.2.3 Gesamtübersicht

In Tabelle 3 ist das Gesamt-Ergebnis der Korrelationen zwischen Grundfluoreszenz (Xe-PAM) und extrahierten Chlorophyll a-Werten zusammengefasst. Alle Daten wurden, wie bereits erwähnt, auf die gleiche Parameter-Einstellung umgerechnet, so dass ein Vergleich der Ergebnisse aus den einzelnen Seereisen möglich ist. Die Tabelle vergleicht in den ersten beiden Zeilen zunächst das Ergebnis aus dem Jahre 1998 mit dem Gesamtergebnis aus 1998 und 1999. Die Korrelation aller im Jahre 1998 erhobenen Daten fällt mit 0,910 ($n=91$) sehr gut aus. Bezieht man die im Jahre 1999 erhobenen Daten mit in das Ergebnis ein, so verschlechtert sich das Resultat. An dieser Stelle sei noch einmal auf das Massenvorkommen von Cyanobakterien im Jahre 1999 hingewiesen. Bei der Interpretation dieses Ergebnisses muß diese Tatsache berücksichtigt werden. In Kapitel 1.4.2. wird der erwähnte Sachverhalt diskutiert. In den Zeilen 3 und 4 der Tabelle 3 sind die Ergebnisse für die Betrachtung der reinen Oberflächendaten aus dem Jahre 1998 und der Oberflächendaten aus 1998 und 1999 dargestellt. Im Vergleich zu den entsprechenden Zeilen 1 und 2, deren Ergebnis die Daten von mehreren Vertikalprofilen enthält, verbessert sich das Resultat in beiden Fällen bei alleiniger Betrachtung der Oberflächendaten (Zeilen 3 und 4). Läßt man die Mesokosmos-Versuche aus dem Jahre 1998 außer Acht und stellt nur das Ergebnis für Oberflächenproben aus dem freien Wasserkörper dar, so erhält man für das Jahr 1998 eine Korrelation zwischen Grundfluoreszenz (F_0) und acetonisch extrahiertem Chlorophyll a von 0,952 ($n=21$), bzw. bei Betrachtung der Ergebnisse aus dem freien Wasserkörper für beide Jahre (1998 und 1999) von 0,737 ($n=31$). Bei Vernachlässigung der Tank-Versuche (Mesokosmen-Versuche) von 1998 verbessert sich also die Korrelation geringfügig. Die Ergebnisse werden, wie bereits erwähnt, in Kapitel 1.4.2. diskutiert.

Tab. 3: Die Tabelle fasst die Korrelationen zwischen Grundfluoreszenz-Signal (F_o) des Xe-PAM-Fluorometers und den über acetonische Extraktion ermittelten Chlorophyll *a*-Werten - unter verschiedenen Aspekten betrachtet - zusammen.

Versuche	r	n
Korrelation aller gemessenen Daten in 1998 (Gobic- u. Pommernbucht-Fahrt)	0,910	91
Korrelation aller gemessenen Daten in 1998 u. 1999 (Gobic-Fahrt '98, Pommernbucht-Fahrt '98, Gobic-Fahrt '99)	0,686	131
Korrelation nur Oberflächendaten aller gemessenen Daten (Tankexperimente inklusive) in 1998 (Gobic- u. Pommernbucht-Fahrt)	0,923	38
Korrelation nur Oberflächendaten aller gemessenen Daten in 1998 u. 1999 (Gobic-Fahrt '98, Pommernbucht-Fahrt '98, Gobic-Fahrt '99)	0,725	48
Korrelation nur Oberflächendaten aus freiem Wasserkörper von Daten in 1998 (Gobic- u. Pommernbucht-Fahrt)	0,952	21
Korrelation nur Oberflächendaten aus freiem Wasserkörper von Daten in 1998 u. 1999 (Gobic-Fahrt '98, Pommernbucht-Fahrt '98, Gobic-Fahrt '99)	0,737	31

1.3.2.4 Grundfluoreszenz und Fluoreszenzquenching

Aus den Ergebnissen, die im Jahre 1998 bezüglich der guten Ergebnisse für die Korrelation zwischen Grundfluoreszenz (F_o) (ermittelt mit dem Xe-PAM-Fluorometer) und acetonisch extrahiertem Chlorophyll *a*, gewonnen wurden, entstand Anfang 1999 eine Projektidee, der sehr bald ein Projektantrag in schriftlicher Form folgte. Die Begutachtung des Antrags war positiv. Die Realisierung des Projekts, an dem insgesamt 5 Parteien beteiligt sein sollten (Abteilung Biologische Meereskunde des IOW, Abteilung Messtechnik des IOW, Universität Würzburg, eine Firma, ein Ingenieurbüro), scheiterte jedoch an der Finanzierung. Ein wesentliches Ergebnis und die dazugehörige Grundidee seien hier kurz dargestellt. Abb. 32 zeigt die im Juli 1998 während der Gobic-Fahrt ins Gotlandtief aufgenommenen Vertikalprofile des nicht-photochemischen Fluoreszenzquenchings (q_N) und des acetonisch extrahierten Chlorophyll *a*-Gehalts im Tagesgang. Die Berechnung von q_N bezieht sich auf die Nomenklatur und Berechnungsformel von van Kooten und Snel (1990). (Auf die Darstellung des nicht-photochemischen Fluoreszenzquenchings NPQ, das auf einer anderen

Berechnungsgrundlage basiert (s. Bilger und Björkman, 1990), wird an dieser Stelle verzichtet.) Das nicht-photochemische Fluoreszenz-Quenching fasst alle Prozesse zusammen, die eine Fluoreszenzlöschung verursachen, die nicht auf den photosynthetischen Prozess zurückzuführen sind.

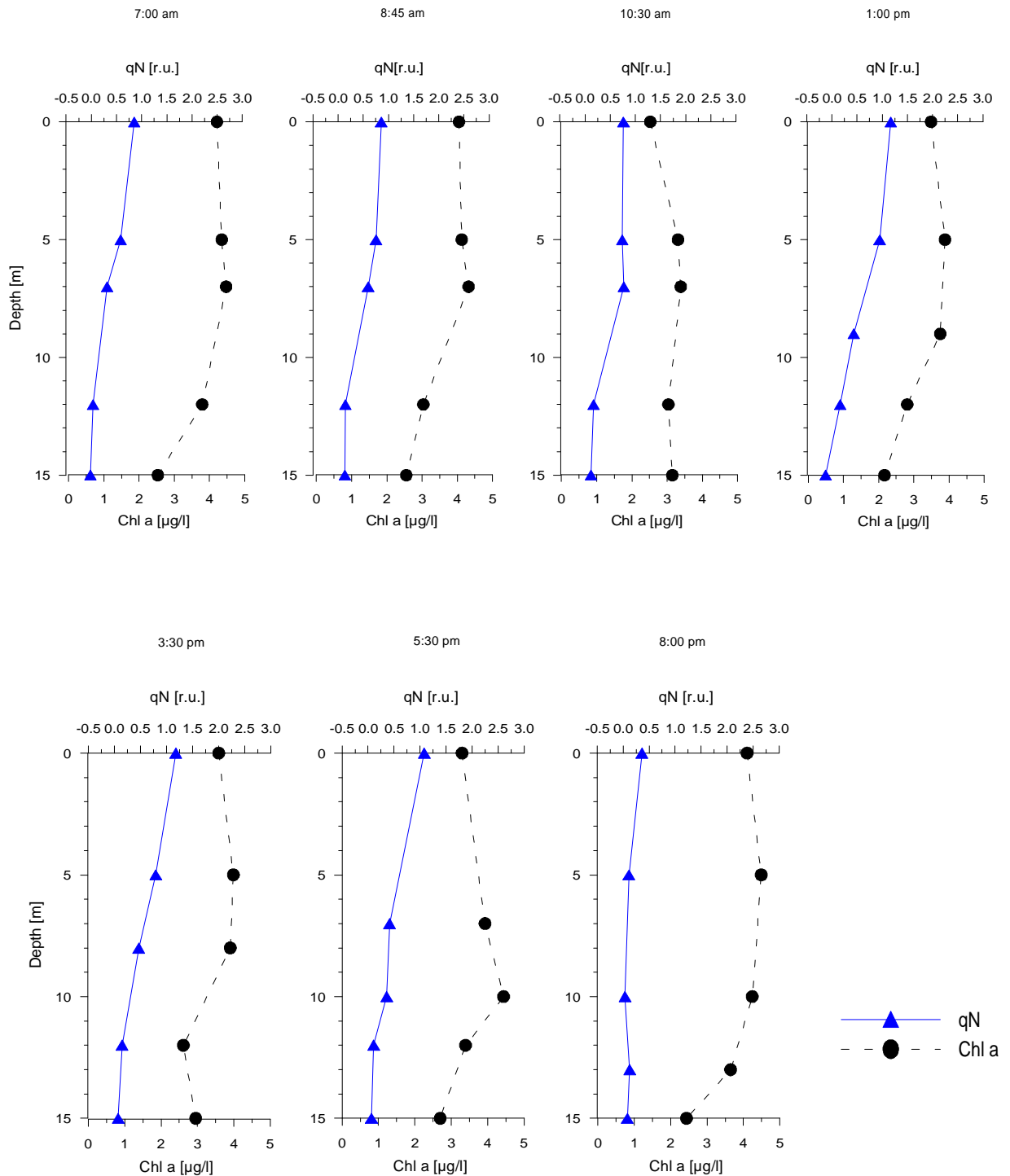


Abb. 32: Verlauf des Vertikalprofils von qN (nicht-photochemisches Fluoreszenzquenching) und Chlorophyll a in einem driftenden Wasserkörper im Tagesgang eines unbewölkten, klaren Sommertages am 23.7.98 (Station 271, Gotlandtief).

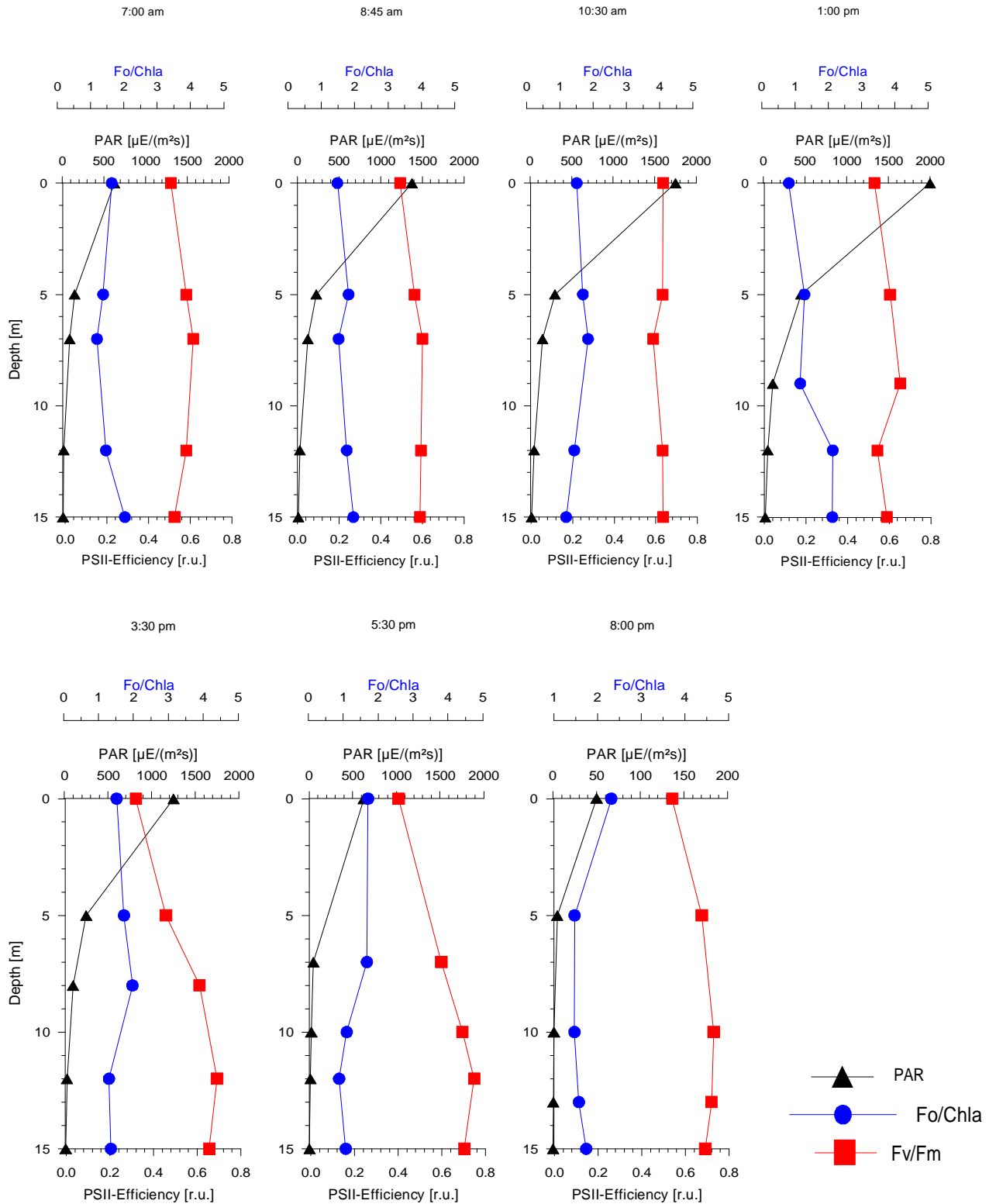


Abb. 33: Verlauf des Vertikalprofils von PAR (photosynthetic active radiation), Fv/Fm (Maß für photosynthetische Leistungsfähigkeit) und Fo/Chla (Quotient aus Grundfluoreszenz (Fo) und Chlorophyll a) in einem driftenden Wasserkörper im Tagesgang eines unbewölkten, klaren Sommertages am 23.7.98 (Station 271, Gotlandtief).

Die in Abb. 32 und 33 dargestellten, mit Hilfe des Xe-PAM Fluorometers ermittelten Ergebnisse zeigen, dass das nicht-photochemische Fluoreszenzquenching (qN) mit zunehmender Tiefe abnimmt und mit zunehmender Lichteinstrahlung zunimmt. Unter den hohen Lichtintensitäten am Mittag bis zum Nachmittag (13.00 bis 17.30 Uhr) (1:00 bis 5:30 pm in den Abbildungen) werden die höchsten qN-Werte an der Oberfläche gemessen (Abb. 32). Wie in Abb. 33 zu sehen ist, bleibt Fv/Fm (Maß für die photochemische Leistungsfähigkeit) bis zum Mittag (13.00 Uhr) an der Oberfläche relativ stabil, bricht dann aber nach einer zweieinhalb-stündigen Spitzenbelichtung von ca. $2000 \mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$ am frühen Nachmittag um 15.30 Uhr (3:30 pm) stark ein und erholt sich erst gegen Abend wieder. (Dennoch ist der Ausgangszustand von morgens am Abend gegen 20.00 Uhr noch nicht erreicht.)

Die Gesamtbetrachtung der in den Abbildungen 32 und 33 dargestellten Ergebnisse zeigt, dass die verminderte photosynthetische Leistungsfähigkeit (Fv/Fm) im Zusammenhang mit dem nicht-photochemischen Fluoreszenz-Quenching qN gesehen werden muß. (Anhand der Ergebnisse bricht die photochemische Leistungsfähigkeit (Fv/Fm) erst nach längerer Einstrahlung hoher Lichtintensitäten und gleichzeitig längerem Anhalten von qN deutlich ein.) Demgegenüber steht der Parameter Fo/Chlorophyll a, der in keiner Weise vom nicht-photochemischen Fluoreszenz-Quenching qN und damit auch nicht von der verminderten photosynthetischen Leistungsfähigkeit (Fv/Fm) an der Oberfläche beeinflusst wird. Die Grundfluoreszenz (Fo) wird durch extrem schwaches Messlicht angeregt, so dass es im Photosyntheseapparat nicht zu photosynthetischen Prozessen und damit nicht zur Ausbildung von Fluoreszenz-Quencheffekten kommen kann. Daher ist die Grundfluoreszenz – wie durch die vorliegenden Ergebnisse bewiesen - nicht von Fluoreszenz-quenchenden Mechanismen (weder von photochemischen noch von nicht-photochemischen Quenchmechanismen) beeinflusst und eignet sich aus diesem Grunde als Maß für die vorherrschende Biomasse in einem System. Auf diesen Überlegungen und den entsprechenden Ergebnissen basierte der oben erwähnte Projektantrag, mit dem u.a. ein neues fluorometrisches System zur on-line Detektion der Biomasse entwickelt werden sollte. Die Eignung des Parameters der Grundfluoreszenz zur Detektion der Biomasse wird noch einmal in Kapitel 1.4.2. diskutiert.

1.3.3 Physiologische Untersuchungen

1.3.3.1 Vertikalprofile verschiedener Variablen im Tagesgang eines driftenden Wasserkörpers (Zentralstation Gotlandtief – offene Ostsee) – Vergleich aus zwei Untersuchungsjahren

Mit der Aufnahme der Vertikalprofile sollten vor allem Fragen zur Variabilität physiologischer, auf die Photosyntheseleistung, und damit auf die Fluoreszenzemission des Phytoplanktons einflußnehmender Größen wie das nicht-photochemische Fluoreszenz-Quenching q_N (vgl. Kapitel 1.3.2.4.) bzw. die Photosyntheseeffizienz kennzeichnende Größen wie F_v/F_m oder die photochemische Quantenausbeute und relative Elektronentransportrate im Tagesverlauf beantwortet werden. Zum anderen interessierte die hinter dem Erscheinungsbild der Variabilität der photophysiologischen Parameter stehende Algenklassen-Zusammensetzung und darüber hinaus die Pigment-Komposition. Schließlich wurden Untersuchungen zur Lichtschutzkapazität von Oberflächenalgen durchgeführt. Die angesprochenen Untersuchungen sind in den folgenden Kapiteln ausführlich dargestellt.

Von besonderem Interesse war natürlich die Frage, ob man in zwei verschiedenen Untersuchungsjahren gleiche Trends in den Ergebnissen finden kann. Daher sind in den Darstellungen in Kapitel 1.3.3.1.1., 1.3.3.1.2. und 1.3.3.1.3. zunächst jeweils die Ergebnisse aus dem Jahre 1998 und daran anschließend die Ergebnisse aus dem Jahre 1999 dargestellt.

1.3.3.1.1 Photophysiologische Variablen im Tagesgang

Die in diesem Kapitel besprochenen Untersuchungen wurden mit Hilfe des Xe-PAM-Fluorometers (s. auch Kapitel 1.3.2.) durchgeführt.

Am 23.7.98 handelte es sich um einen durchweg sonnigen Tag. Einen exemplarischen Tag also, um die Fluoreszenzsonden-beeinflussenden Parameter wie das nicht-photochemische Quenching und andere physiologische und das Monitoring beeinflussende Parameter im Tagesverlauf zu detektieren. [Physiologische Parameter: relative Elektronentransportrate, photochemische Quantenausbeute, maximale photochemische Kapazität. Das Monitoring beeinflussende Parameter: Algenklassen-Zusammensetzung, Pigmente, Algen kleiner/gleich $4\mu\text{m}$ (Cytometer-Daten), P-I-Variablen (hier fluorometrisch ermittelt im Jahre 1999).]

In Abb. 34 sind die Größen photosynthetisch aktive Strahlung (PAR), relative Elektronentransportrate und die beiden Parameter, die die photochemische Effizienz kennzeichnen wie die photochemische Quantenausbeute ($F_m' - F / F_m'$) und das Maß für die generelle photochemische Kapazität der Probe F_v / F_m in einer Abbildung dargestellt. Die Parameter photochemische Quantenausbeute und generelle photochemische Kapazität unterscheiden sich in der Hinsicht, dass die photochemische Quantenausbeute das Maß der photochemischen Quantenausbeute unter der entsprechenden Lichtintensität in dieser Tiefe reflektiert, also widerspiegelt, mit welcher Effizienz die vorherrschenden Lichtquanten für photochemische Prozesse genutzt werden. Die generelle photochemische Leistungsfähigkeit der Probe (F_v / F_m) stellt demgegenüber unabhängig von der herrschenden Lichtintensität eine Art Dunkelwert für die mögliche Photosynthese-Leistungsfähigkeit des Phytoplanktons in dieser Tiefe dar.

Erwartungsgemäß nehmen die photosynthetisch aktive Strahlung (PAR) und die rel. Elektronentransportrate (rel. ETR) mit zunehmender Tiefe ab und im Tagesverlauf zum Mittag hin zu, um dann wieder zum Abend hin abzufallen. Der Verlauf beider Parameter ist parallel. Bei dem extrem hohen Einzelwert der rel. ETR von 750 um 13.00 Uhr (1:00 pm in der Abb. 34) handelt es sich möglicherweise um einen gerätespezifischen Artefakt. (Dennoch findet man auch in der Literatur solche hohen Werte für rel. Elektronentransportraten: Bei der Untersuchung der Blätter der Höheren Pflanze *Cucurbita pepo* finden Bilger et al. (1995) keine Sättigung bis zu der untersuchten Lichtintensität von $1400 \mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$ und dazugehörige rel. Elektronentransportraten von ca. 750).

Die gemessenen F_v / F_m -Werte liegen im Rahmen der in der Literatur zu findenden Werte für Phytoplankton (Büchel und Wilhelm, 1993; Falkowski et al. 1994). Das Vertikalprofil im Tagesverlauf zeigt tendentiell leicht höhere F_v / F_m -Werte in den tieferen Wasserschichten. An der Oberfläche zeigt sich im Tagesverlauf nach Einwirkung der Tages-Höchstlichtintensitäten um die Mittagszeit von $1750 \mu\text{mol Quanten m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ab 10.30 Uhr und $2000 \mu\text{mol Quanten m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ab 13.00 Uhr um 15.30 Uhr ein deutlicher Einbruch der Photosynthese-Leistungsfähigkeit von 0,636 (10.30 Uhr) über 0,529 (13.00 Uhr) auf 0,319 (15.30 Uhr), der sich erst gegen 20.00 Uhr abends wieder auf einen Wert von 0,539 regeneriert hat. Der Einbruch der photosynthetischen Kapazität zwischen Mittag und frühem Nachmittag geht auf

photoinhibitorische Prozesse zurück. Die photochemische Quantenausbeute ($F_m' - F / F_m'$), also die Effizienz mit der das Photosystem II Lichtquanten für die Photosynthese nutzt, nimmt mit zunehmendem Licht ab und ist erwartungsgemäß an der Oberfläche durchweg am niedrigsten, bis auf den Zeitpunkt 13.00 Uhr. Zu dieser Zeit steigt die Quantenausbeute vorübergehend auf 0,375 an. Dieser Tatbestand ist vermutlich auf eine aktive Einschichtung besonders Starklicht-angepasster bzw. Starklicht-tolerierender Organismen zurückzuführen, die in der Lage sind, das extrem starke Licht optimal zu nutzen. (Aus Abb. 36 geht hervor, dass zu diesem Zeitpunkt die Bacillariophyceen-Fraktion an der Oberfläche stark zugenommen hat und die Hauptmasse der vorhandenen Biomasse bildet.) Die Quantenausbeute nimmt im weiteren Tagesverlauf dann wieder ab, um am Abend (20.00 Uhr) bei einer relativ schwachen Lichtintensität von $50 \mu\text{mol Quanten m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ erwartungsgemäß erneut auf 0,340 anzusteigen. Der Chlorophyll a-Gehalt schwankte an der Wasseroberfläche zwischen 2,52 und 4,21 $\mu\text{g/l}$ und 2,17 und 3,15 $\mu\text{g/l}$ in 15m (vgl. Abb. 32 in Kapitel 1.3.2.4).

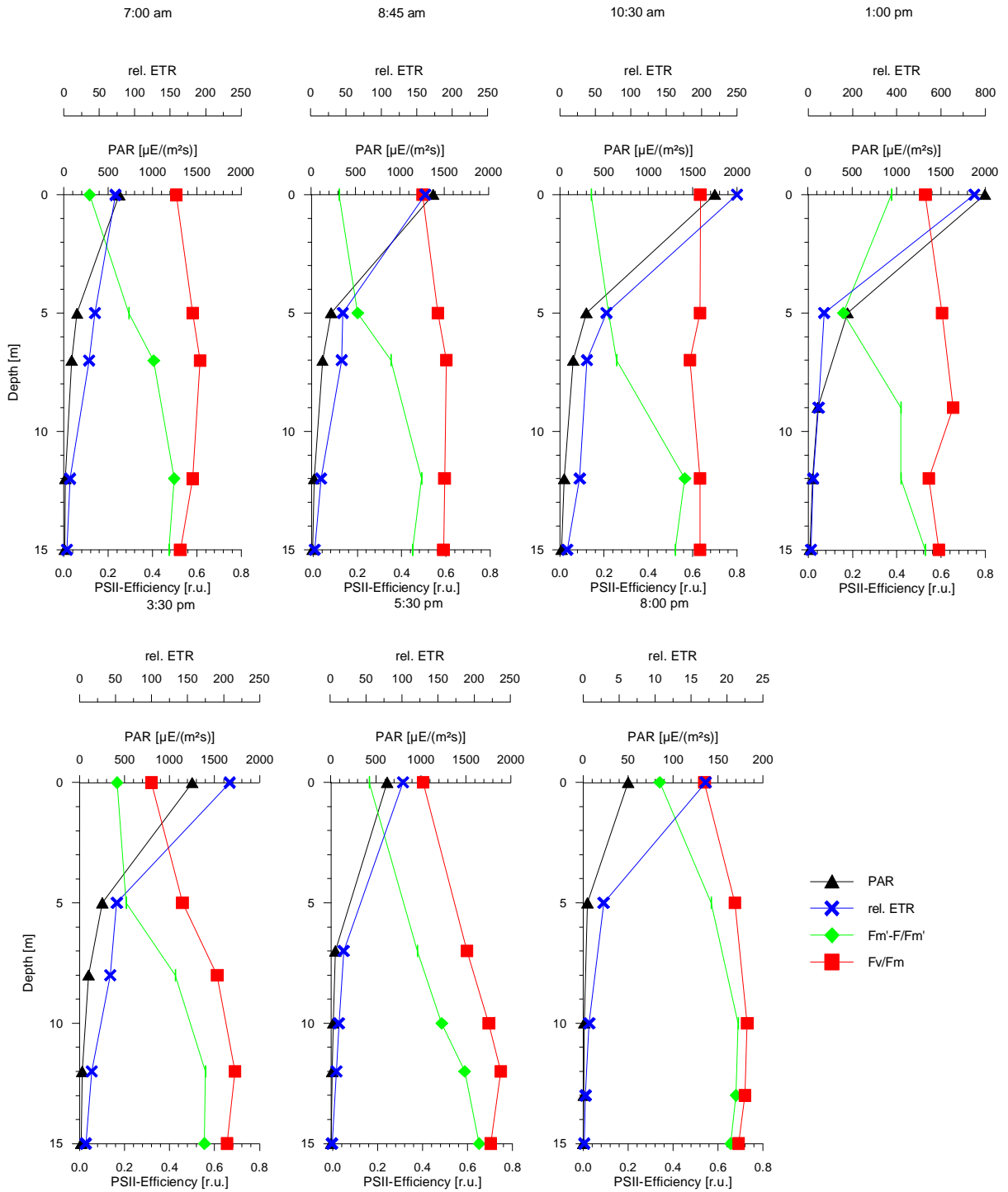


Abb. 34: Verlauf des Vertikalprofils eines driftenden Wasserkörpers im Tagesgang am 23.7.98 (Station 271, Gotlandtief). PAR: photosynthetisch aktive Strahlung, rel. ETR: relative Elektronentransportrate, $F_m' - F/F_m'$: effektive photochemische Quantenausbeute, F_v/F_m : Maß für die photosynthetische Leistungsfähigkeit.

Im darauffolgenden Jahr 1999 wurden erneut Vertikalprofile der photophysiologischen Parameter im Tagesgang aufgenommen. Es stellte sich die Frage, ob die gleichen Beobachtungen wie im Vorjahr gemacht werden konnten. Tabelle 4a-d zeigt die am 20.7.99 gemessenen photophysiologischen Parameter eines driftenden Wasserkörpers im Tagesgang, die an der gleichen Station wie im Vorjahr (Station 271, Gotlandtief) aufgenommen worden waren. Es handelte sich wie auch im Vorjahr um einen klaren sonnigen Sommertag, wie die in Abbildung 35 dargestellte Aufnahme des photosynthetisch aktiven Lichts über den Tag hinweg zeigt. Die automatische Aufnahme der Lichtdaten war 1999 erstmals aufgrund der Neuinstallation eines Lichtsensors auf dem Schiffsmast des Forschungsschiffs „Alexander von Humboldt“ möglich.

Die in Tab. 4a-d dargestellten photophysiologischen Variablen F_v/F_m (Maß für die photosynthetische Leistungsfähigkeit), $(F_m' - F)/F_m'$ (effektive photochemische Quantenausbeute), rel. ETR (relative Elektronentransportrate) und die Aufnahme der photosynthetisch aktiven Strahlung im Wasser (PAR) zeigen einen ähnlichen Verlauf wie im Vorjahr. Die maximale photosynthetische Kapazität F_v/F_m bewegt sich zwischen 0,352 und 0,606. Generell wurden am Untersuchungstag etwas niedrigere Lichtintensitäten als im Vorjahr erreicht, wie auch die mit Hilfe des Schiffsmast-Lichtsensors aufgenommenen PAR-Daten außerhalb des Wassers schon andeuten (Abb. 35). Unter der höchsten Lichtintensität im Wasser von $1500 \mu E m^{-2} s^{-1}$ um 12.45 Uhr an der Oberfläche beträgt F_v/F_m 0,369 und fällt auf 0,352 (niedrigster Wert) um 15.00 Uhr nach anhaltender Lichteinstrahlung von $1500 \mu E m^{-2} s^{-1}$. Bis zum Abend (21.00 Uhr) erholt sich das Verhältnis auf 0,543. Die Quantenausbeute $(F_m' - F)/F_m'$ ist jeweils an der Wasseroberfläche am niedrigsten und steigt mit der Tiefe an. Sie startet an der Oberfläche mit 0,286 um 7.00 Uhr bei $200 \mu E m^{-2} s^{-1}$, fällt um 10.15 Uhr auf 0,081 bei $1000 \mu E m^{-2} s^{-1}$ ab und steigt wiederum um 12.45 Uhr unter den höchsten Lichtintensitäten am Tag von $1500 \mu E m^{-2} s^{-1}$ auf 0,16 an. Danach fällt die Quantenausbeute wieder ab (0,108 um 15.00 Uhr bei $1250 \mu E m^{-2} s^{-1}$) und steigt schließlich auf 0,265 gegen 18.30 Uhr bei $350 \mu E m^{-2} s^{-1}$ an. Die Darstellung zeigt, dass die Quantenausbeute unter den höchsten Lichtintensitäten des Tages am Mittag (12.45 Uhr) wiederum wie auch im Vorjahr eine Ausnahme darstellt, da sie vorübergehend entgegen den Erwartungen ansteigt. (Wie in Abb. 37 zu sehen ist, bilden Cyanobakterien im Jahre 1999 die überwiegende Biomasse im Gotlandtief und der Anteil der Bacillariophyceen ist nur sehr gering. Dennoch kann

beobachtet werden, dass die Biomasse der Cyanobakterien unter den höchsten Lichtintensitäten am Mittag (12.45 Uhr) an der Oberfläche abnimmt und der - wenn auch generell geringe - Anteil der Bacillariophyceen vorübergehend kurz ansteigt. Somit zeigt sich sowohl im Jahre 1998 als auch im Jahre 1999 ein vergleichsweise höherer Biomasseanteil an Bacillariophyceen um die Mittagszeit und gleichzeitig in beiden Fällen eine (im Jahre 1999 geringer ausfallende) vorübergehende Erhöhung der Quantenausbeute.)

Der Chlorophyll a-Gehalt lag in diesem Seegebiet im Juli 1999 - vor allem an der Oberfläche - deutlich höher als im Juli 1998. Er schwankte in 1999 zwischen 10,16 und 8,08 µg/l an der Wasseroberfläche und zwischen 2,98 und 3,86 µg/l in einer Tiefe von 15-18m (nicht dargestellt).

Tab. 4a-d: Photophysiologische Variablen im Tagesgang eines driftenden Wasserkörpers in der offenen Ostsee (Station 271, Gotlandtief) am 20.7.99. Fv/Fm: Maß für die photosynthetische Leistungsfähigkeit, (Fm'-F)/Fm': effektive photochemische Quantenausbeute, rel. ETR: relative Elektronentransportrate, PAR: photosynthetisch aktive Strahlung in [$\mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$]. Informationen über die photosynthetisch aktive Strahlung (PAR) oberhalb der Wassersäule siehe Abbildung 35.

[illegible][illegible][illegible][illegible]

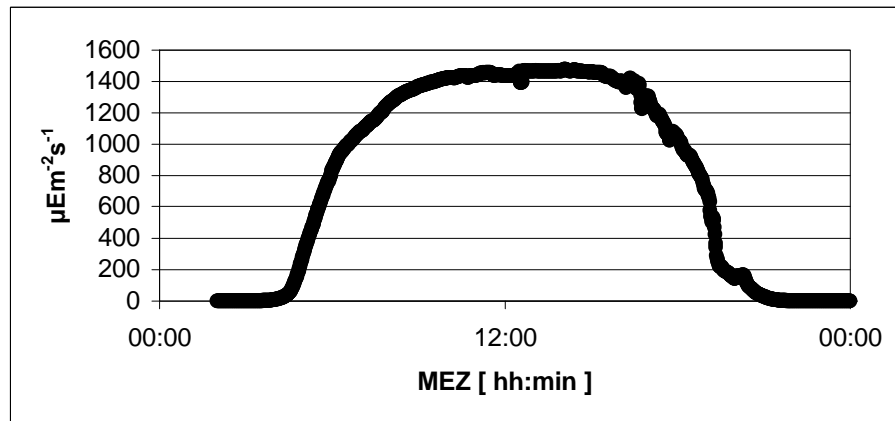


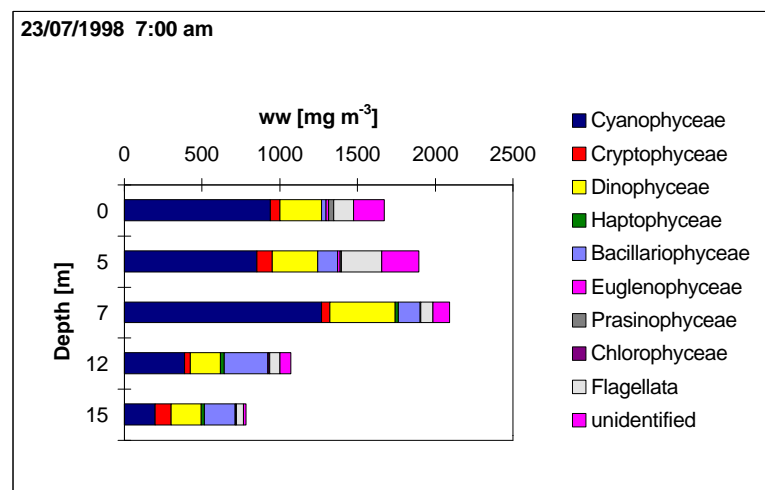
Abb. 35: Photosynthetisch aktive Strahlung (PAR) oberhalb der Wassersäule am 20.7.99 (Station 271, Gotlandtief).

1.3.3.1.2 Algenklassen-Zusammensetzung

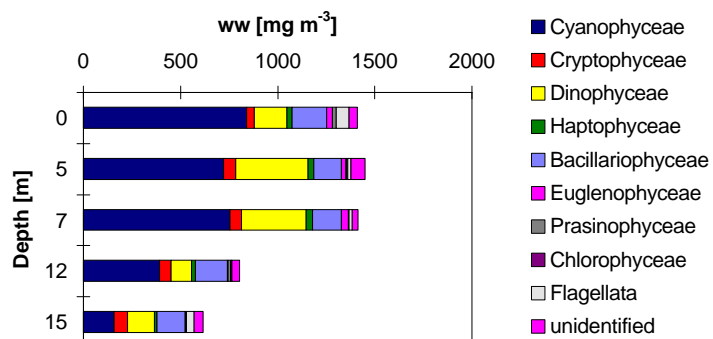
Die Abbildungen 36 und 37 zeigen das Vertikalprofil der Algenklassen-Zusammensetzung im Tagesverlauf des 23.7.98 und des 20.7.99. Der Vergleich beider Abbildungen zeigt auf den ersten Blick, dass die im Wasser vorhandene Biomasse [ww m^{-3}] im Jahre 1999 vor allem in der oberen Wassersäule (0-5m) wesentlich höher ist als im Jahre 1998 (wie bereits auch durch den Chlorophyll a-Gehalt in der Wassersäule bestätigt wurde (s. Kapitel 1.3.3.1.1.)). Der Verlauf der Algenklassen-Zusammensetzung an der Oberfläche ist vor allem im Zusammenhang mit der in Kapitel 1.3.3.1.1. gemachten Feststellung interessant, dass die Quantenausbeute an der Oberfläche sowohl am 23.7.98 als auch am 20.7.99 während der stärksten Lichteinstrahlung um die Mittagszeit vorübergehend ansteigt. Aus Abb. 36 geht hervor, dass der Anteil der Biomasse der Bacillariophyceen um 10.30 Uhr 33% der totalen Biomasse beträgt und um 13.00 Uhr auf 44% ansteigt, danach jedoch wieder auf nur 5% um 15.30 Uhr abfällt. Der relative Anteil der unidentifizierten Zellen kleiner als $5\mu\text{m}$ (vor allem die Zellen des Picocyanobakteriums *Synechococcus spec.*) war über Mittag (um 13.00 Uhr) mit nur 6% kleiner als mit 15% am Vormittag (10.30 Uhr) und mit 14% am Nachmittag (15.30 Uhr). Cyanobakterien (hauptsächlich filamentöse Arten wie *Aphanizomenon „baltica“* und *Nodularia spumigena*) waren unter den Starklichtintensitäten um 10.30 Uhr und 13.00 Uhr mit 30% und 36% generell weniger stark vertreten im Vergleich zu einem Biomasse-Anteil von ca. 60% am Morgen und Nachmittag.

Wie Abb. 37 zeigt, wurde die in 1999 gegenüber dem Vorjahr vor allem in 0-5m stark erhöhte Biomasse durch filamentöse Cyanobakterien dominiert, die einen Biomasse-Anteil von über 84,7 % ausmachten. Dagegen war der Anteil der Bacillariophyceen-Biomasse nur sehr klein, er stieg an der Oberfläche von 1,9% um 10.15 Uhr auf 4,1% um 12.45 Uhr an und fiel um 15.00 Uhr auf nur 0,9% zurück. Der Beitrag der Dinophyceen war 4,1% (10.15 Uhr), 4,6% (12.45 Uhr) und 5,9% (15.00 Uhr). Unidentifizierte Zellen (hauptsächlich *Synechococcus spec.*) starteten mit 2,7% um 10.15 Uhr und stiegen auf 3,6% und 3,9% um 12.45 Uhr und 15.00 Uhr an. Obwohl filamentöse Cyanobakterien (hauptsächlich *Aphanizomenon „baltica“* und *Nodularia spumigena*) an der Oberfläche vorherrschten, war ihr Biomasse-Anteil unter den starken Lichtintensitäten um 12.45 Uhr und 15.00 Uhr mit 84,7% und 87,7% geringfügig niedriger im Vergleich zum Vormittag (90,8% und 89,4% um 7.00 Uhr bzw. 10.15 Uhr) und Spätnachmittag und Abend (89,2% und 90% um 18.30 Uhr bzw. 21.00 Uhr).

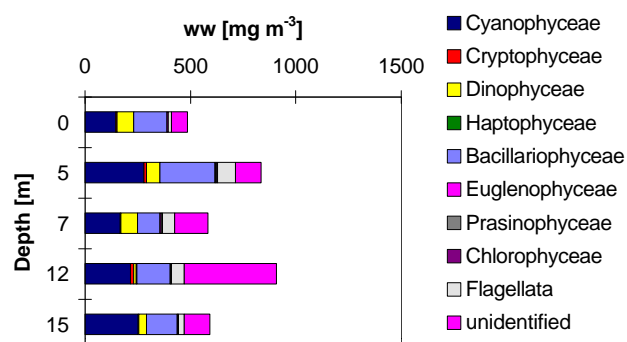
Die Ergebnisse aus beiden Untersuchungsjahren weisen den gleichen Trend auf. Unter den höchsten Lichtintensitäten des Tages (am Mittag) steigt die Quantenausbeute der Oberflächenalgen entgegen den Erwartungen vorübergehend an. Hinter diesem Verhalten steht eine veränderte Algenklassen-Zusammensetzung hin zu Bacillariophyceen auf Kosten von Cyanobakterien und Dinophyceen (letztere vor allem im Jahre 1998).



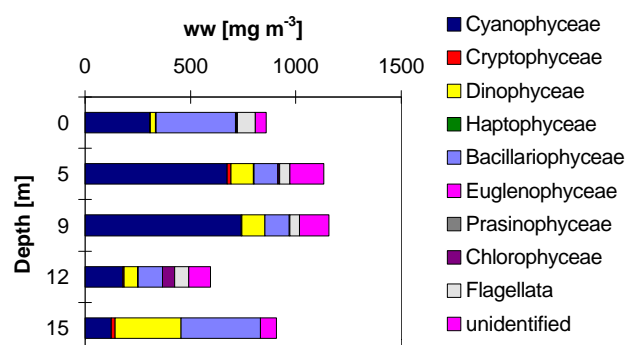
23/07/1998 8:45 am



23/07/1998 10:30 am



23/07/1998 01:00 pm



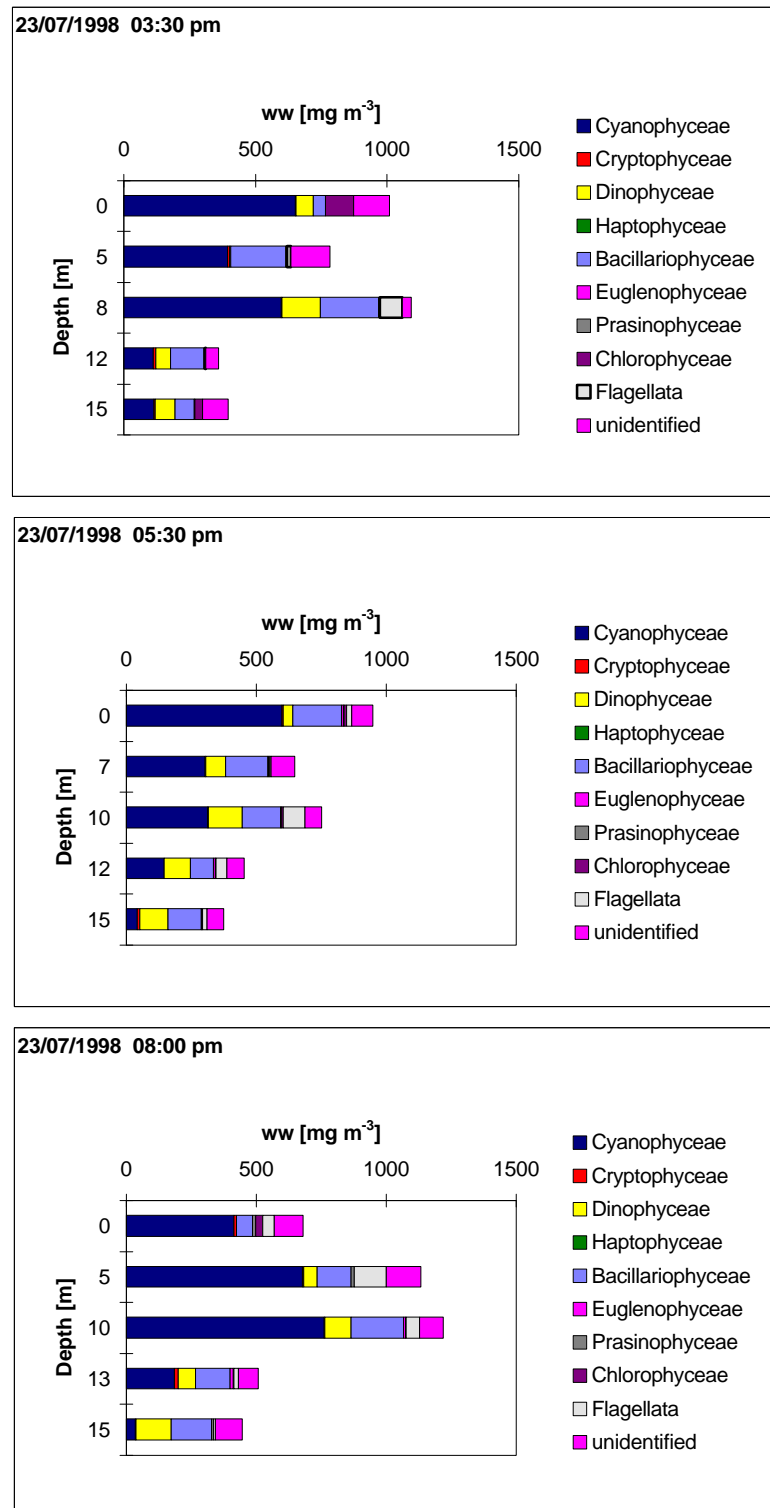
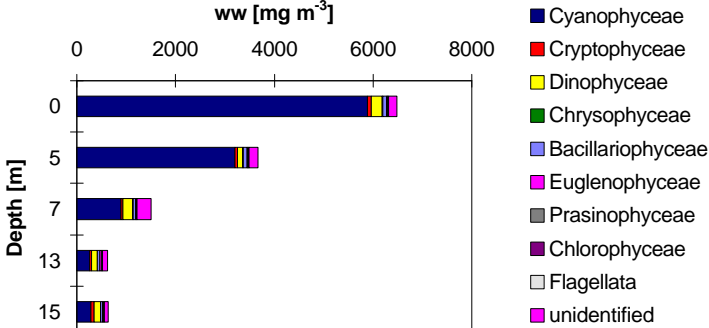
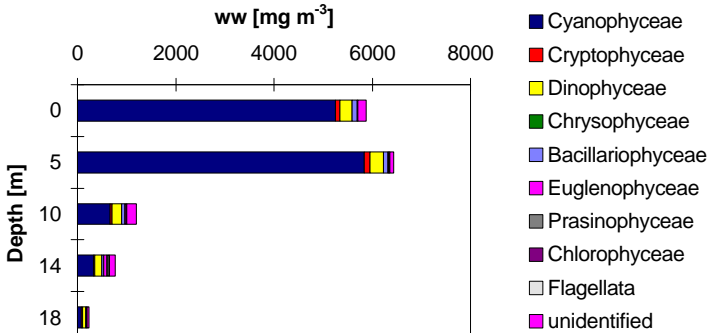


Abb. 36 a-g: Vertikale Algenklassenverteilung im Tagesverlauf des 23.7.98 in einem driftenden Wasserkörper (Station 271, Gotlandtief). Dargestellt ist die Biomasse in Frischgewicht [mg m^{-3}].

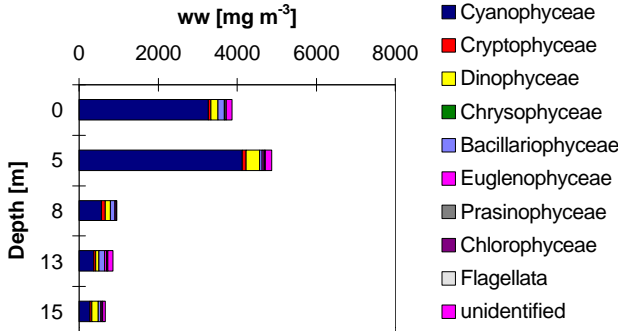
20/07/1999 07:00 am



20/07/1999 10:15 am



20/07/1999 00:45 pm



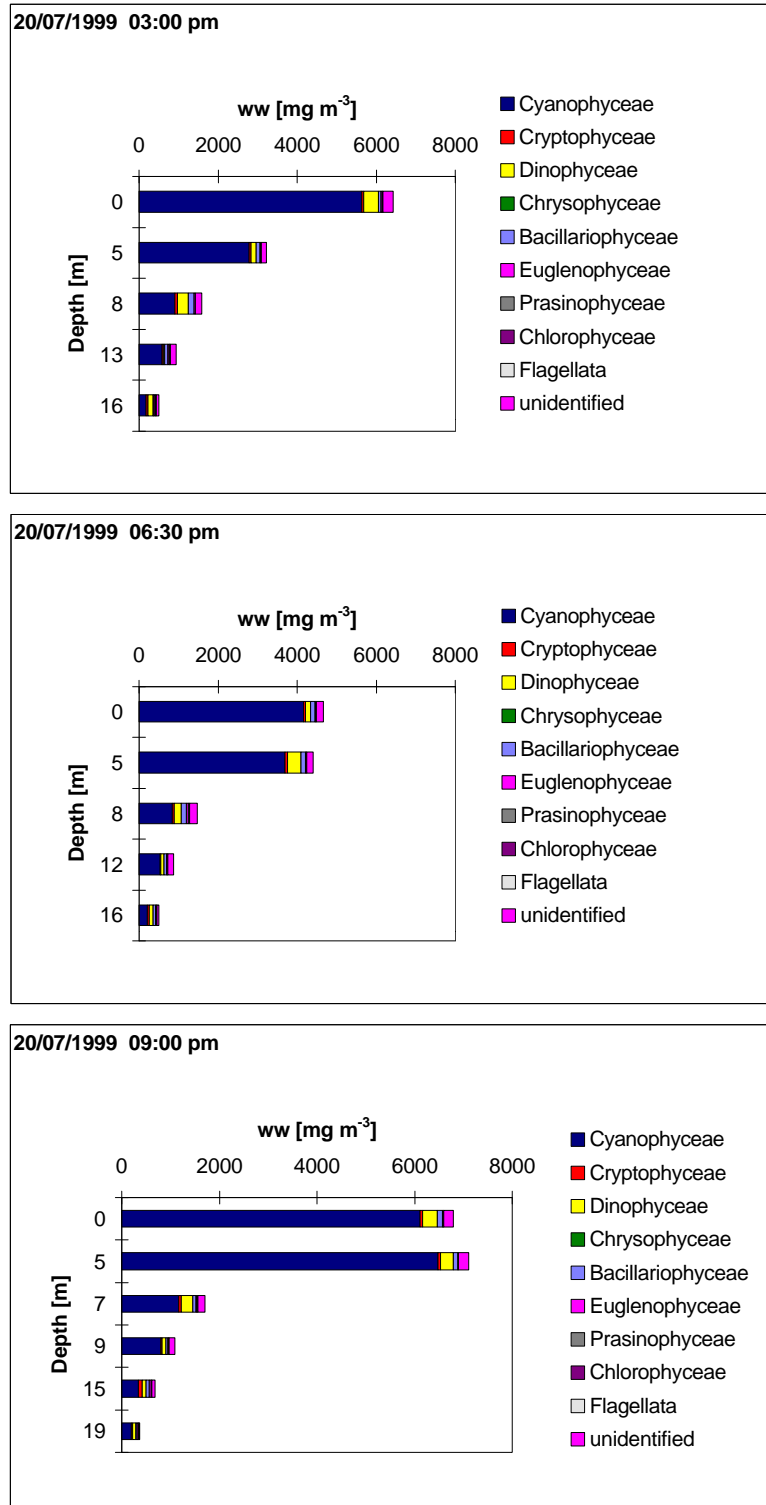


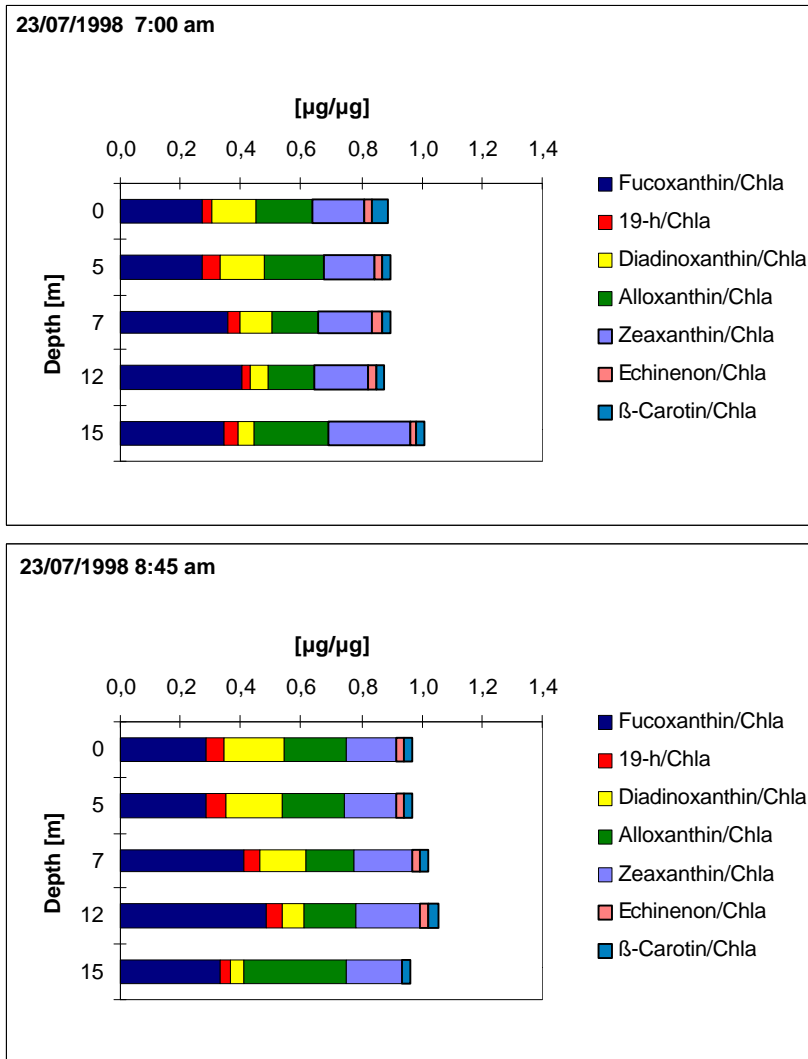
Abb. 37 a-f: Vertikale Algenklassenverteilung im Tagesverlauf des 20.7.99 in einem driftenden Wasserkörper (Station 271, Gotlandtief). Dargestellt ist die Biomasse in Frischgewicht [mg m⁻³].

1.3.3.1.3 Pigmente

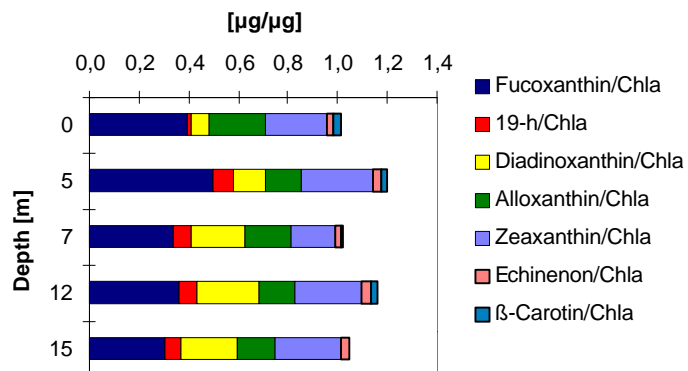
Das Ziel der Pigmentuntersuchungen mittels Hochdruckflüssigkeits-Chromatographie (HPLC) war, anhand der Markerpigmente, die es für jede Algenklasse gibt, einen ersten Einblick über die Zusammensetzung der vorhandenen Biomasse aus den einzelnen Algenklassen zu gewinnen. (Beispiele für Markerpigmente der einzelnen Algenklassen sind: Zeaxanthin (Markerpigment für Cyanobakterien), Fucoxanthin (Markerpigment für Bacillariophyceen), Lutein (Markerpigment für Chlorophyceen) – um nur einige wichtige Markerpigmente zu nennen.) Die Bedeutung der Pigmentanalyse mittels HPLC für das Monitoring liegt also in der Analyse der Algenklassen-Zusammensetzung. Anhand dieser Analysen können Grobabschätzungen getroffen werden. Die exakte Analyse der Algenklassen-Zusammensetzung durch die lichtmikroskopische Zählmethode (s. Kapitel 1.3.3.1.2) kann durch HPLC-Analysen jedoch nicht ersetzt werden, vielmehr sollten beide Methoden als einander ergänzende Methoden betrachtet werden.

In Abbildung 38 sind die Pigmentkonzentrationen pro Chlorophyll a des aufgenommenen Vertikalprofils im Tagesgang vom 23.7.98 dargestellt. In Abbildung 39 sind entsprechend die Pigmentkonzentrationen pro Chlorophyll a des aufgenommenen Vertikalprofils im Tagesgang vom 20.7.99 dargestellt. Die Darstellungen pro Versuchstag sehen relativ einheitlich aus, so dass man tatsächlich annehmen kann, jeweils einen homogenen, driftenden Wasserkörper untersucht zu haben. Auffällig ist, dass das Pigment „19h“ (was für 19'-hexanoyloxyfucoxanthin steht) am 20.7.99 nicht detektiert wurde, dagegen aber an diesem Tag Spuren von Lutein detektiert werden konnten, was am 23.7.98 nicht der Fall war. Die chromatographische Trennung der Pigmente Lutein und Zeaxanthin mittels Hochdruckflüssigkeits-Chromatographie (HPLC) stellt normalerweise ein Problem dar. Ein Grund dafür, dass es in 1999 detektiert wurde, könnte der hohe Anteil an Zeaxanthin sein, so dass die Peaks beider Pigmente getrennt werden konnten. Der Vergleich der beiden Tagesgänge zeigt deutlich den starken Anteil an Zeaxanthin am Gesamtpigment-Vorkommen in 1999 (Abb. 39), was gleichzeitig ein Hinweis auf das Massenvorkommen von Cyanobakterien im Jahre 1999 ist (vgl. Abb. 37). Dagegen zeigt sich im Jahre 1998 ein vergleichsweise höherer Anteil an Fucoxanthin und Diadinoxanthin, was ein Hinweis auf den in Kapitel 1.3.3.1.2. gezeigten, relativ hohen Biomasse-Anteil der Bacillariophyceen in diesem Jahr ist. Das Pigment Echinenon (nur in filamentösen Cyanobakterien vorkommend)

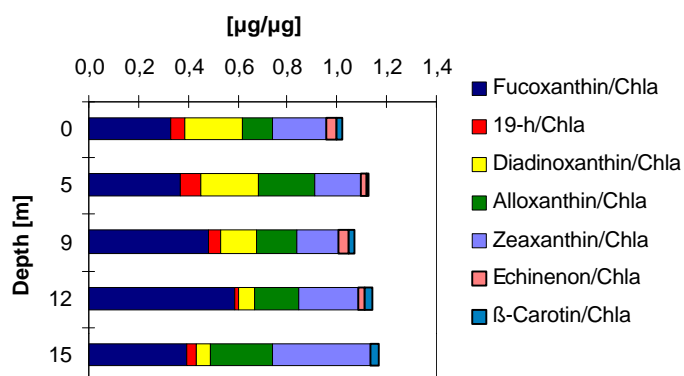
wird im Jahre 1999 nur in 0-5m Tiefe detektiert und sein Anteil am Gesamtpigment-Gehalt ist höher als in 1998. Ebenso ist der Anteil des Pigments β -Carotin am Gesamtpigment-Gehalt im Jahre 1999 höher als im Jahre 1998.



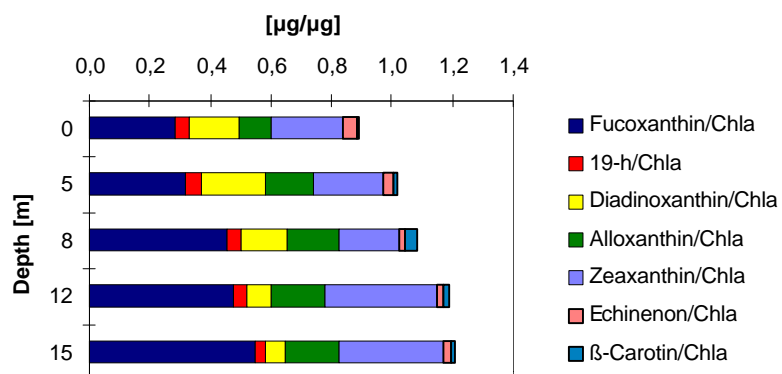
23/07/1998 10:30 am



23/07/1998 01:00 pm



23/07/1998 03:30 pm



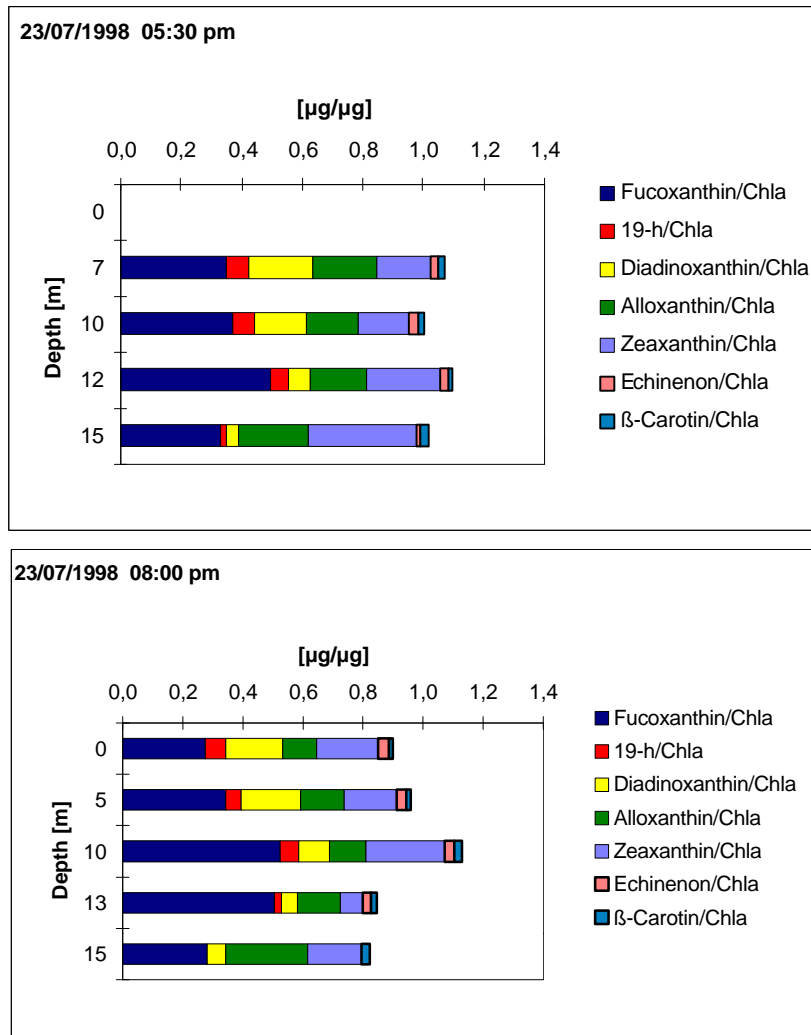
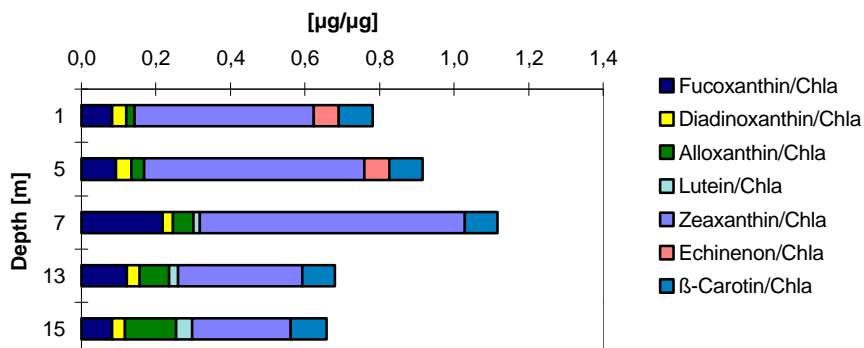
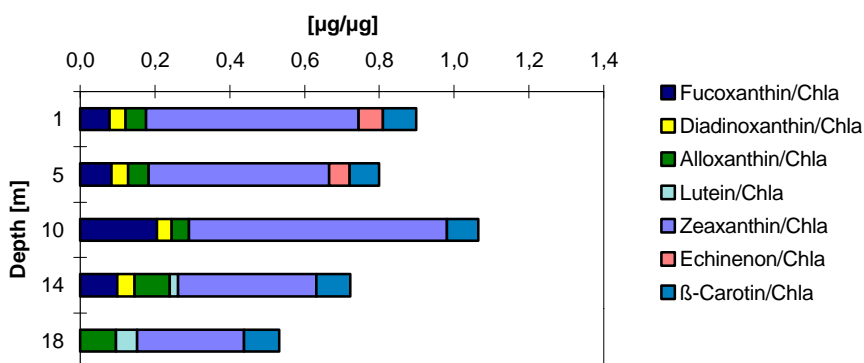


Abb. 38 a-g: Vertikale Pigmentverteilung in Relation zum Chlorophyll a-Gehalt im Tagesverlauf des 23.7.98 in einem driftenden Wasserkörper (Station 271, Gotlandtief).

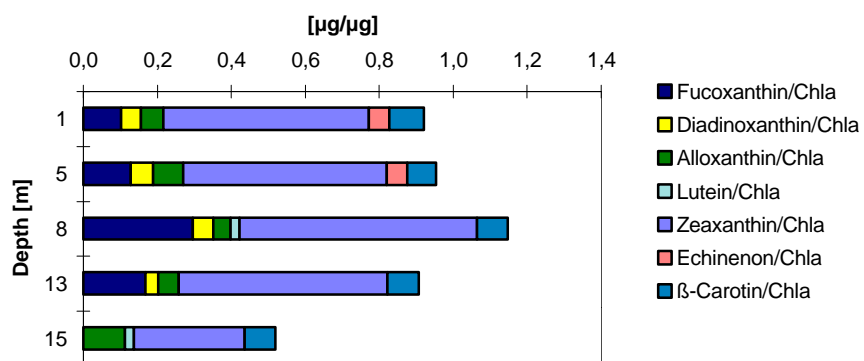
20/07/1999 7:00 am



20/07/1999 10:15 am



20/07/1999 0:45 pm



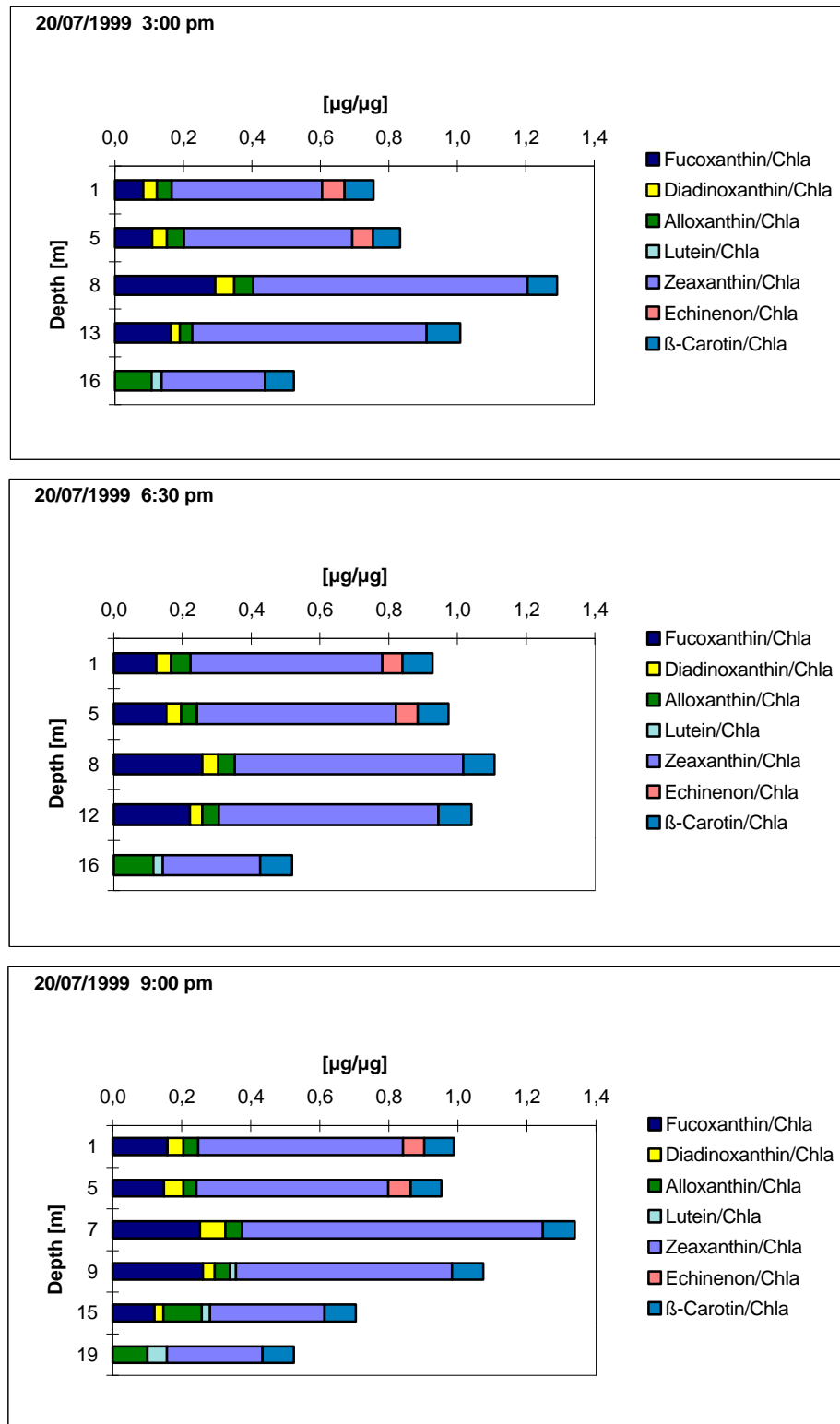


Abb. 39 a-f: Vertikale Pigmentverteilung in Relation zum Chlorophyll a-Gehalt im Tagesverlauf des 20.7.99 in einem driftenden Wasserkörper (Station 271, Gotlandtief).

1.3.3.1.4 Untersuchungen zur Lichtschutzkapazität von Oberflächenalgen

Abbildung 40 zeigt das Vertikalprofil möglicher Lichtschutz-Pigmente wie es um 13.00 Uhr am 23.7.98 bei Station 271 (Zentralstation Gotlandtief, offene Ostsee) detektiert wurde. Dargestellt sind die Pigmente Diadinoxanthin und Zeaxanthin in Relation zum detektierten Chlorophyll a-Gehalt. Beide Pigmente sind Xanthophyll-Zyklus-Pigmente und stehen damit im Zusammenhang mit dem nicht-photochemischen Fluoreszenz-Quenching. Zeaxanthin gilt als spezielles Markerpigment der Cyanobakterien und da nur geringe Mengen an Violaxanthin (in Chlorophyceen enthalten und Teil eines lichtabhängigen Xanthophyll-Zyklus) detektiert wurden (nicht dargestellt), muß die Hauptmasse des Zeaxanthin von den Cyanobakterien stammen, denen jedoch ein Xanthophyll-Zyklus fehlt. (Zeaxanthin ist (neben Chlorophyll a) das Hauptpigment in Cyanobakterien und gilt daher als spezielles Markerpigment für diese Algenklasse. Auch andere Algenklassen wie beispielsweise die Chlorophyceen besitzen Zeaxanthin (allerdings in geringeren Mengen). Im Gegensatz zu der Situation in Cyanobakterien ist das Zeaxanthin in Chlorophyceen Teil eines lichtabhängigen Xanthophyllzyklus, der die Konversion von Violaxanthin über Antheraxanthin in Zeaxanthin beschreibt.) Wie aus Abbildung 40 hervorgeht, ist die Lichtschutzkapazität - dargestellt als das Verhältnis aus Diadinoxanthin/Chla - an der Oberfläche und in 5m 4,4 mal höher als in 15m Tiefe. In Relation zur Biomasse der Diadinoxanthin-enthaltenden und daher diesen Xanthophyll-Zyklus besitzenden Algen (Bacillariophyceae, Dinophyceae und Euglenophyceae) ist der Diadinoxanthin-Gehalt an der Oberfläche 12,2-fach höher als in 15m Tiefe. Das Verhältnis Zeaxanthin/Chla ist in 15m 1,8-fach höher als an der Oberfläche. Der Zeaxanthin-Gehalt in Relation zur Biomasse der Zeaxanthin-enthaltenden Algen (Chlorophyceen, Cyanobakterien und auch der nicht-identifizierte Anteil der Algen-Biomasse wurde hierzu gezählt, der hauptsächlich aus den <5µm großen Synechokokken besteht) ist in 15m Tiefe zweifach höher als an der Oberfläche. Daher ist die Funktion von Zeaxanthin - das hier hauptsächlich von den Cyanobakterien stammt - in diesen Untersuchungen hauptsächlich die Licht-Sammlung und offensichtlich nicht der Licht-Schutz.

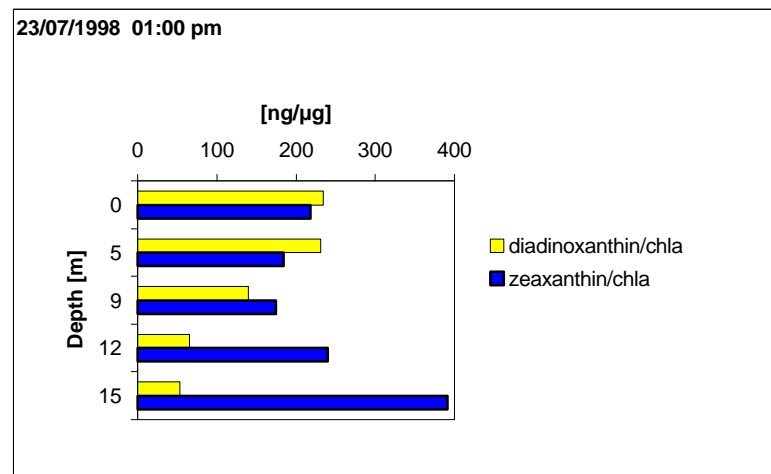


Abb. 40: Vertikalprofil möglicher Lichtschutz-Pigmente um 13.00 Uhr am 23.7.98 (Station 271, Gotlandtief).

Um den Lichtschutz auf Pigment-Ebene zu untersuchen, wurden Oberflächenalgen der offenen Ostsee (Station 271, Zentralstation Gotlandtief) im Juli 1998 für mehrere Stunden mit künstlichem Starklicht in der Höhe der gemessenen Spitzenbelichtungsintensitäten um die Mittagszeit (ca. $1900 \mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$) bestrahlt. Bezüglich des Xanthophyll-Zyklus Diadinoxanthin/Diatoxanthin konnte gezeigt werden, dass der Diadinoxanthin-Gehalt mit zunehmender Starklicht-Bestrahlung bis zu einer Stunde abnahm und der Diatoxanthin-Gehalt zunahm (Abb. 41). Da nur wenig Violaxanthin detektiert wurde (Abb. 42), musste der Hauptanteil des Zeaxanthin von Cyanobakterien stammen. Während einer zweistündigen Starklicht-Bestrahlung veränderte sich das Verhältnis Zeaxanthin/Chla nicht (Abb. 42), was die Funktion des Zeaxanthin hier als Lichtsammel- und nicht Lichtschutzpigment bestätigt. Um zu untersuchen wie der Xanthophyll-Zyklus wieder „zurückläuft“, wurden Recovery-Kinetiken aufgenommen. Die Recovery der Pigment-Konversion der Xanthophyll-Zyklus-Pigmente Diadinoxanthin und Diatoxanthin ist in Abb. 43 dargestellt. Zehn Minuten nach der künstlichen Starklicht-Bestrahlung war Diatoxanthin noch präsent. Interessanterweise nahm jedoch die Gesamt-Poolgröße von Diadinoxanthin und Diatoxanthin während der Recovery mit zunehmender Dauer der Starklicht-Bestrahlung ab. Nach 120-minütiger Starklicht-Bestrahlung verschwand der Xanthophyllzyklus-Pigmentpool fast und nach 180-minütiger Bestrahlung wurde kein Diadino- und Diatoxanthin mehr detektiert (nicht gezeigt). Ein vergleichbarer Trend konnte für das Verhältnis Zeaxanthin/Chla nicht festgestellt werden (Abb. 44). Die Tatsache, dass der Zeaxanthin-Gehalt mit zunehmender Starklichtbestrahlung

und während der Erholungsphasen nicht abnimmt, zeigt zum einen, dass Zeaxanthin hier nicht Teil eines Xanthophyllzyklus ist (s.o.), und zum anderen, dass Zeaxanthin gegenüber Starklicht-Bestrahlung offensichtlich stabiler als Diadinoxanthin und Diatoxanthin ist (zumindest in diesen Untersuchungen). Im Hinblick auf das Monitoring liefern die hier dargestellten Untersuchungen Hintergrund-Informationen zum nicht-photochemischen Fluoreszenz-Quenching.

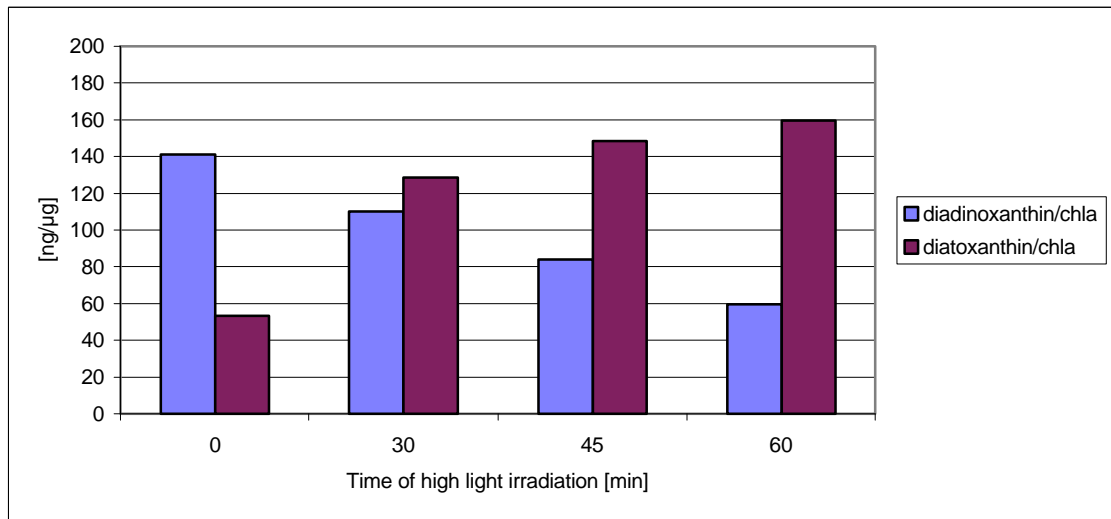


Abb. 41: Das Verhältnis Diadinoxanthin/Chlorophyll a und Diatoxanthin/Chlorophyll a in einer Oberflächen-Probe (Station 271, Gotlandtief) im Juli 1998. Dargestellt ist die Veränderung des Ausgangszustands (0 min) nach einer 30 bis 60-minütigen künstlichen Starklicht-Bestrahlung mit $1900 \mu E m^{-2} s^{-1}$.

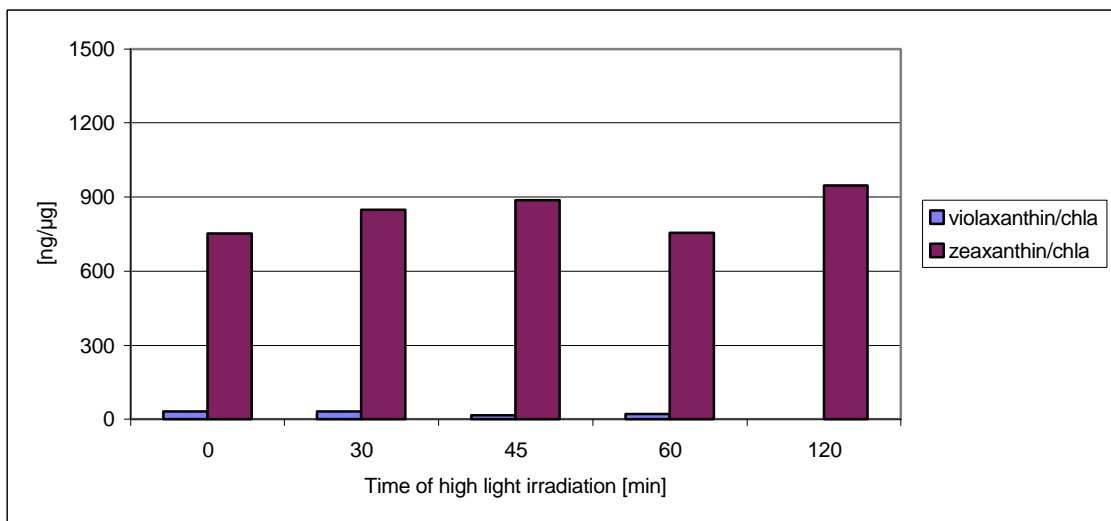


Abb. 42: Das Verhältnis Violaxanthin/Chlorophyll a und Zeaxanthin/Chlorophyll a in einer Oberflächen-Probe (Station 271, Gotlandtief) im Juli 1998. Die Probe wurde bis zu 120 Minuten mit künstlichem Starklicht von $1900 \mu E m^{-2} s^{-1}$ bestrahlt.

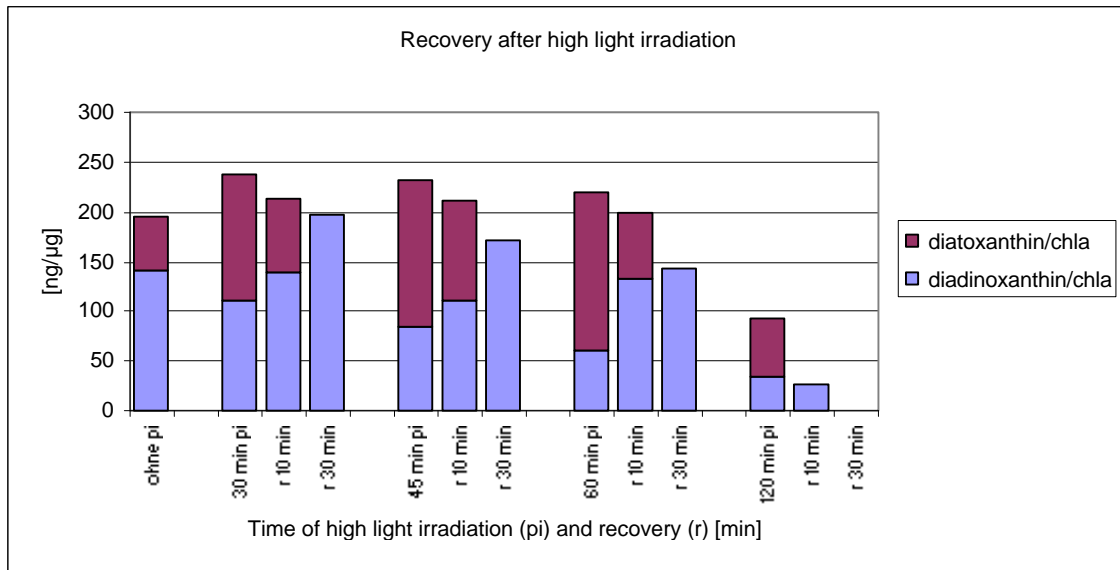


Abb. 43: Recovery nach künstlicher Starklicht-Bestrahlung (pi) mit $1900 \mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$: Dargestellt ist das Verhältnis aus Diadinoxanthin/Chlorophyll a und Diatoxanthin/Chlorophyll a in einer Oberflächen-Probe (Station 271, Gotlandtief) im Juli 1998 ohne Starklicht-Bestrahlung (pi) und nach einer x-minütigen künstlichen Starklicht-Bestrahlung (x min pi) mit jeweiliger anschließender Recovery (r x min).

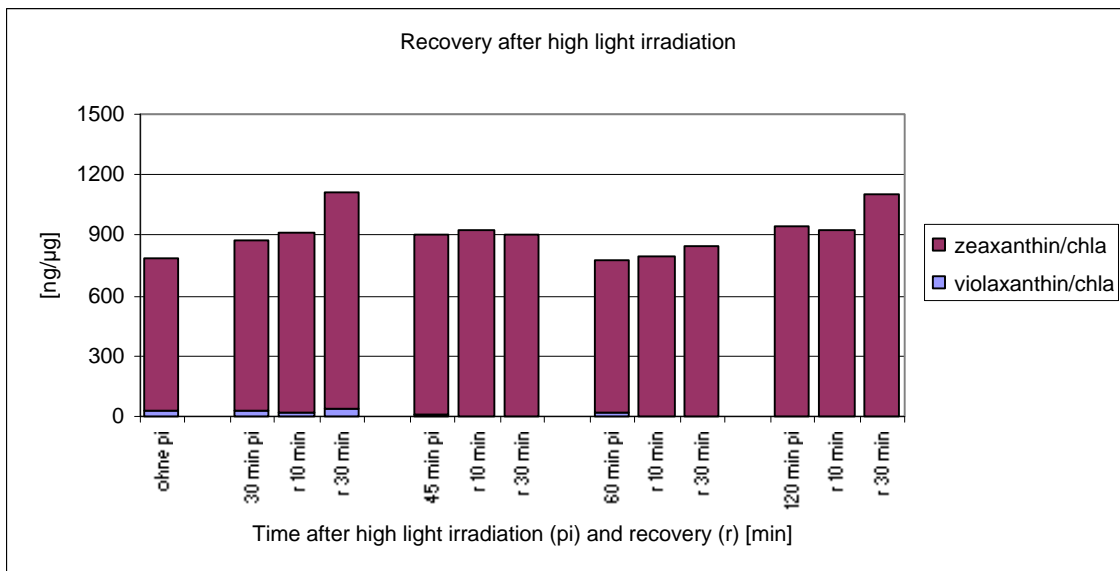
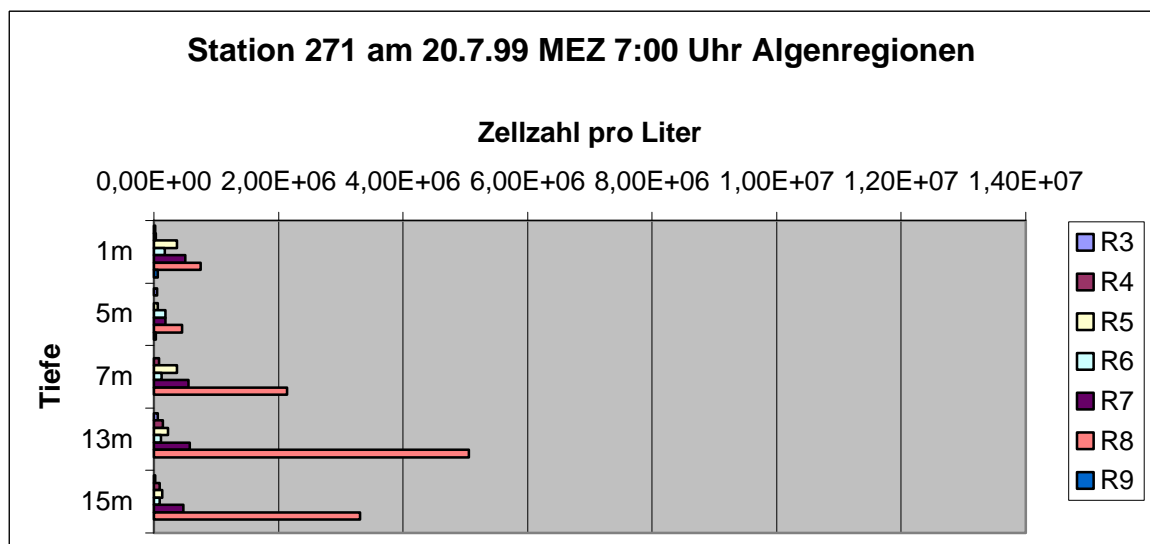


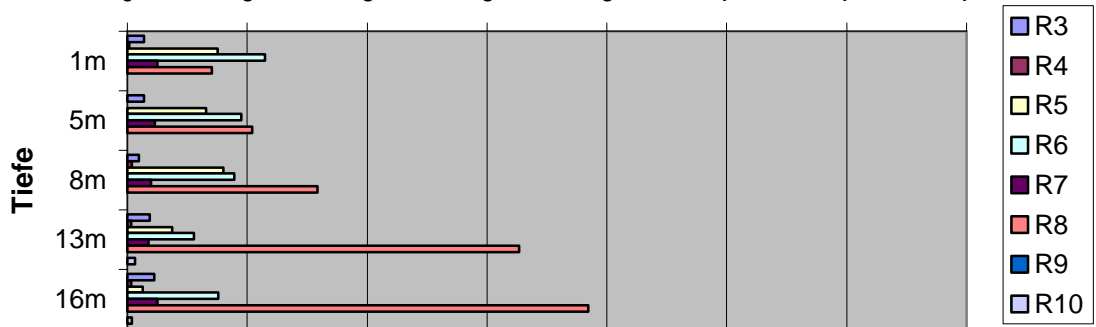
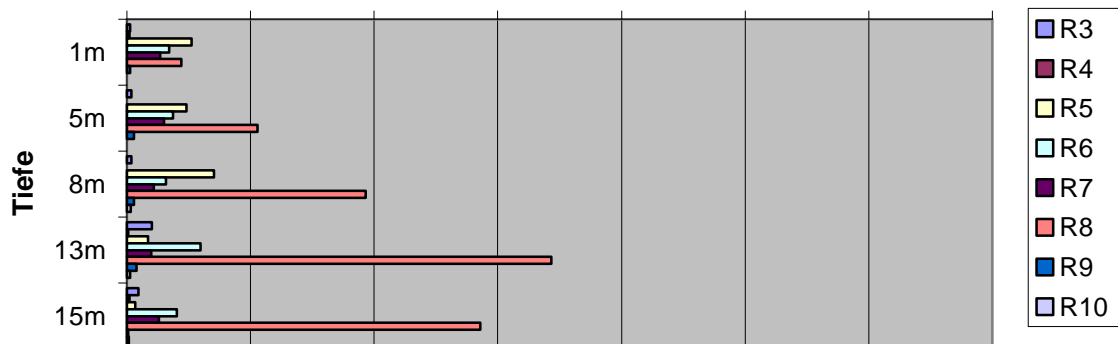
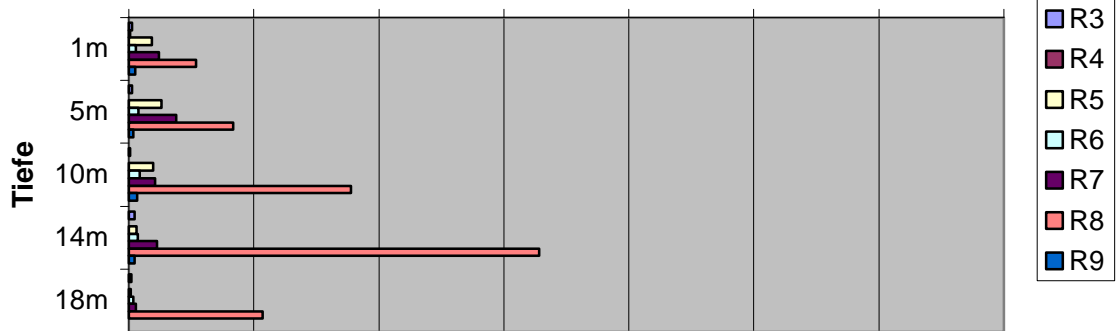
Abb. 44: Recovery nach künstlicher Starklicht-Bestrahlung (pi) mit $1900 \mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$: Dargestellt ist das Verhältnis aus Zeaxanthin/Chlorophyll a und Violaxanthin/Chlorophyll a in einer Oberflächen-Probe (Station 271, Gotlandtief) im Juli 1998 ohne Starklicht-Bestrahlung (pi) und nach einer x-minütigen künstlichen Starklicht-Bestrahlung (x min pi) mit jeweiliger anschließender Recovery (r x min).

Die dargestellten Ergebnisse zeigen, dass eine Starklicht-Bestrahlung von über zwei Stunden photooxidative Effekte verursacht, da die Summe der Xanthophyllzyklus-Pigmente Diadinoxanthin und Diatoxanthin abnahm, während der Gehalt an Zeaxanthin konstant blieb.

1.3.3.1.5 Cytometer-Daten

Abbildung 45 stellt die Ergebnisse der Untersuchung der Algen kleiner/gleich 4µm im Vertikalprofil des Tagesganges vom 20.7.99 dar. Es konnten zwischen 7 und 8 verschiedene Fraktionen (mit R bezeichnet: R3-R10) detektiert werden. Bei den Fraktionen R7 und R8 handelt es sich um Cyanobakterien. Bei der Fraktion R8 handelt es sich um das Cyanobakterium *Synechococcus spec.*. Es kommt in einer Tiefe von ca. 12 bis 16m massenmäßig vor. Der Befund, dass die Fraktion R8 mengenmäßig in der Tiefe (bis ca. 20m) am stärksten vertreten ist, deckt sich mit Untersuchungen aus dem Jahre 1998 (kleiner Tagesgang vom 25.7.98; nicht dargestellt). Die Fraktion R7 (ebenfalls ein Cyanobakterium) verteilt sich mehr oder weniger gleichmäßig über die untersuchte Wassersäule. Die anderen detektierten Fraktionen stellen keine Cyanobakterien dar.





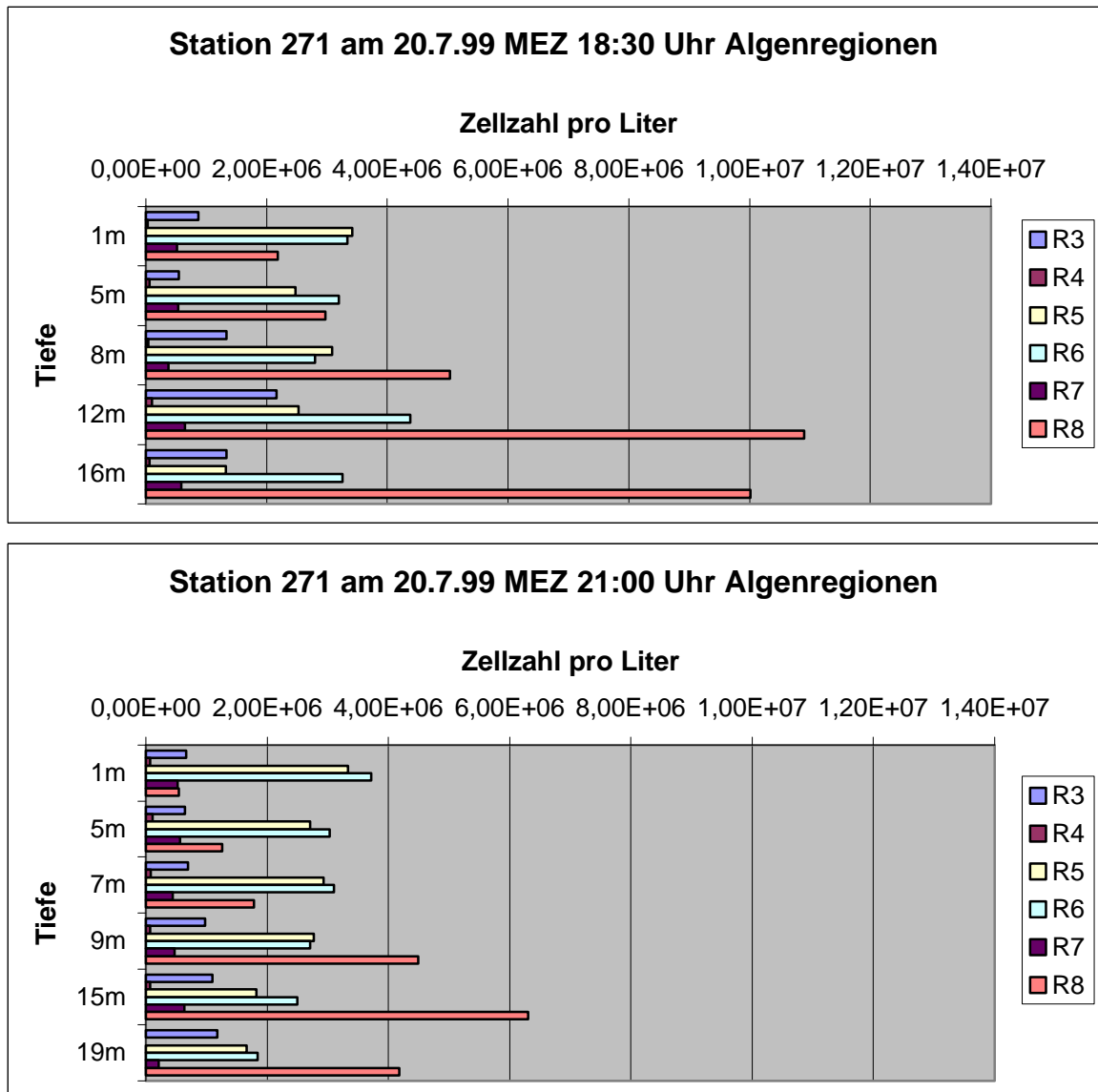


Abb. 45a-f: Darstellung des Vertikalprofils der mittels Flow-Cytometrie detektierten Algen kleiner/gleich $4\ \mu\text{m}$ im Tagesgang vom 20.7.99 (Station 271 Gotlandtief, offene Ostsee).

1.3.3.1.6 Fluorometrisch ermittelte P-I-Variablen

Am 22.7.99 wurde ein Tagesgang der Lichtsättigung an der Oberfläche und in 20m Tiefe (unterhalb der Thermokline) eines driftenden Wasserkörpers (Station 271, Gotlandtief) aufgenommen. Dabei wurde die relative Elektronentransportrate unter verschiedenen Lichtintensitäten mit Hilfe des Xe-PAM Fluorometers ermittelt. Die Daten wurden nach Platt et al. (1980) gefittet. Abb. 46a zeigt deutlich, dass die maximale Photosyntheserate (P_{max}) an der Oberfläche bis zum frühen Nachmittag um 14.00 Uhr abnimmt, dann ihren Tages-

Tiefstwert erreicht und zum Abend wieder ansteigt. Auch in 20m Tiefe zeigt sich ein ähnliches Verhalten (Abb. 46b), obwohl die maximale Photosyntheserate hier insgesamt deutlich geringer ausfällt als an der Oberfläche. Auch in 20m Tiefe wird um 14.00 Uhr ein Tiefstwert von einer rel. Elektronentransportrate von nur 50 erreicht gegenüber 125 um diese Uhrzeit an der Oberfläche.

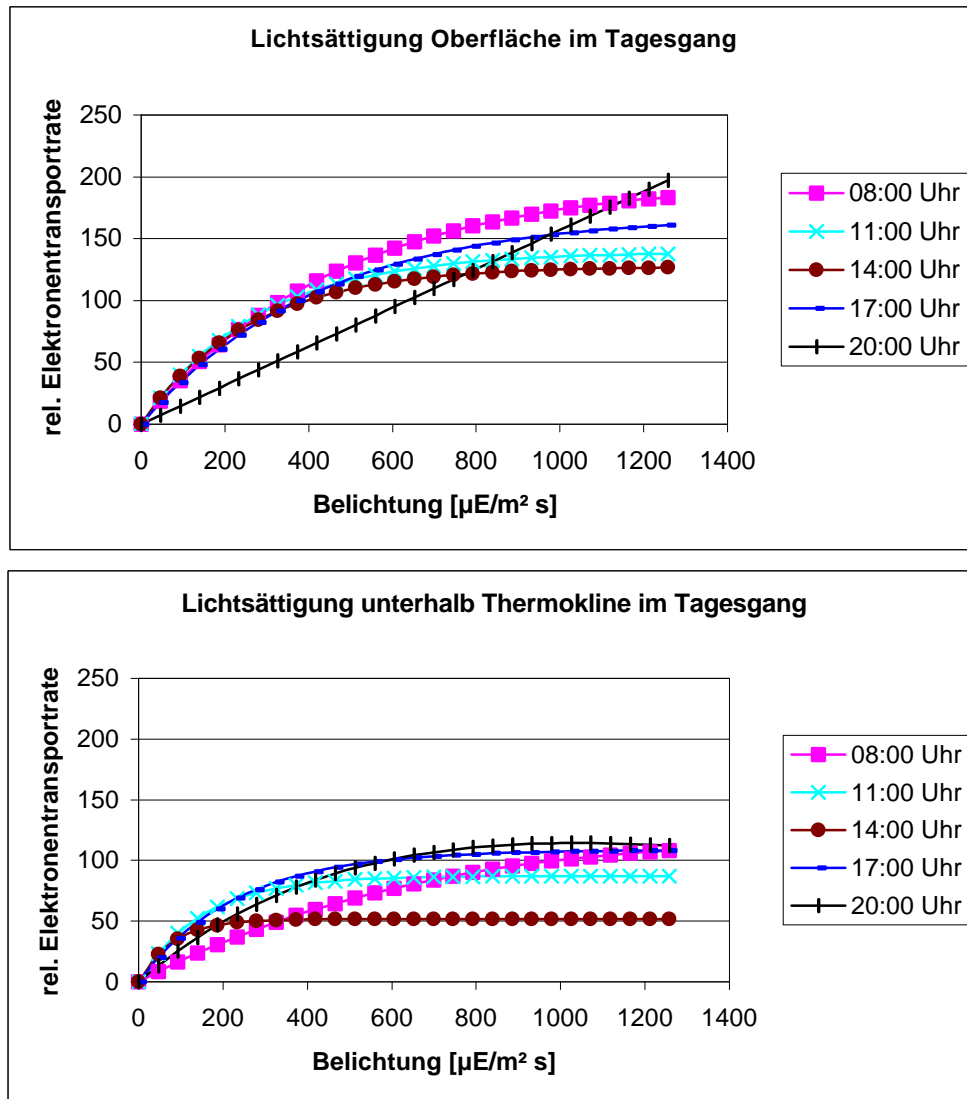


Abb. 46 a und b: Aufnahme fluorometrisch ermittelter Lichtsättigungskurven. Dargestellt sind die berechneten relativen Elektronentransportraten einer Oberflächenprobe und einer Probe aus 20m Tiefe (unterhalb der Thermokline) eines driftenden Wasserkörpers im Tagesgang (22.7.99, Station 271 Gotlandtief).

Die hier dargestellten P-I-Variablen wurden fluorometrisch ermittelt, das heißt, sie wurden nicht über die traditionelle, innerhalb des Monitoring normalerweise verwendete,

Radiocarbonmethode nach Steemann Nielsen (1952) bestimmt. Anstatt der üblichen gemessenen Primärproduktion [$\text{mgC mgChla}^{-1} \text{ h}^{-1}$] wird eine relative Elektronentransportrate aus der Fluoreszenzinduktionskinetik ermittelt. Eine Bestimmung der Biomasse ist hierbei nicht notwendig. Obwohl die Methode der fluorometrisch ermittelten Elektronentransportraten im Gegensatz zu der traditionellen Methode der Messung der Primärproduktion (Radiocarbonmethode) schnell und ohne die Verwendung von Radioaktivität durchführbar ist - und daher für das Monitoring wünschenswert wäre -, ist es fraglich, ob unter allen Umständen eine zufriedenstellende Korrelation zwischen beiden Methoden gewährleistet ist. Generell bieten Untersuchungen solcher Art die Möglichkeit, in einem schnellen Verfahren die relative photosynthetische Leistungsfähigkeit von Algenpopulationen zu detektieren.

Die Untersuchungen zeigen, dass die Photosyntheseleistung im Tagesverlauf variabel ist und es keine konstante Beziehung zwischen Licht und Photosynthese gibt. Die Photosyntheseleistung ist in entscheidendem Maße von der Lichtadaptation der Algen abhängig.

1.3.3.2 Mesokosmos-Versuche

Mit Hilfe der Mesokosmos-Versuche sollte das Anpassungsverhalten von Phytoplankton an unterschiedliche Lichtklimata untersucht werden. Es wurden zwei 1000 Liter Fässer mit Wasser aus 2m Tiefe aus dem Bereich der Gotlandsee (Station 271) gefüllt. Die Fässer waren aus hellem Plastik. Ein Faß wurde mit Tarnnetz abgedunkelt, so dass die Anpassung sowohl in einem Starklicht- als auch in einem Schwachlicht-Faß untersucht werden konnte. Im Schwachlicht-Faß kam ca. 4 bis 5-fach weniger Licht an als im Starklicht-Faß. Durch die Plastik-Wandung des Starklicht-Fasses wurde das Licht ebenfalls abgeschwächt, so dass im Starklicht-Faß ca. die Hälfte des photosynthetisch aktiven Lichts außerhalb des Fasses ankam. Im Vergleich zur Außenwelt kam im Schwachlicht-Faß ca. nur ein Zehntel des photosynthetisch aktiven Lichts an. Die Anpassung an die unterschiedlichen Lichtverhältnisse erfolgte über den Zeitraum vom 18.7.-25.7.99.

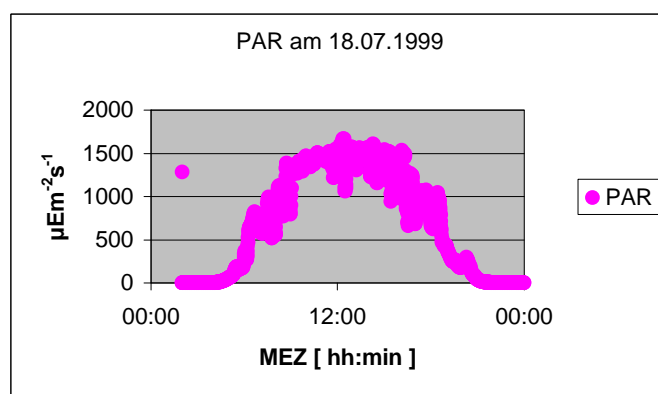
Mittels der Tank-Mesokosmos-Versuche sollte – hinsichtlich der Lichtverhältnisse, die das Phytoplankton erfährt - die Situation einer stabilen Schichtung des Oberflächenwasserkörpers simuliert werden. Damit wurde u.a. das Ziel verfolgt, sowohl die Anpassungsfähigkeit als

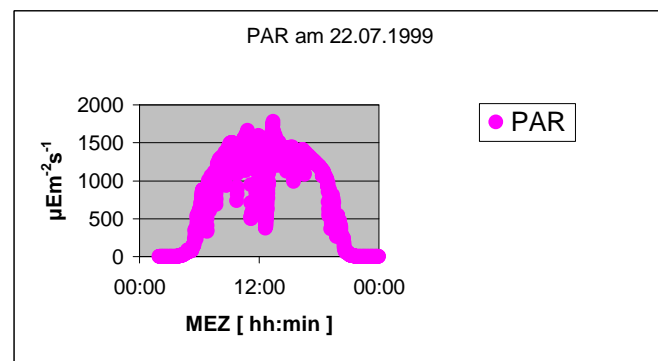
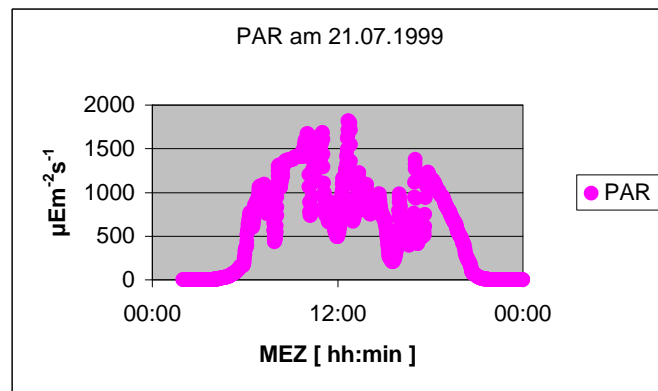
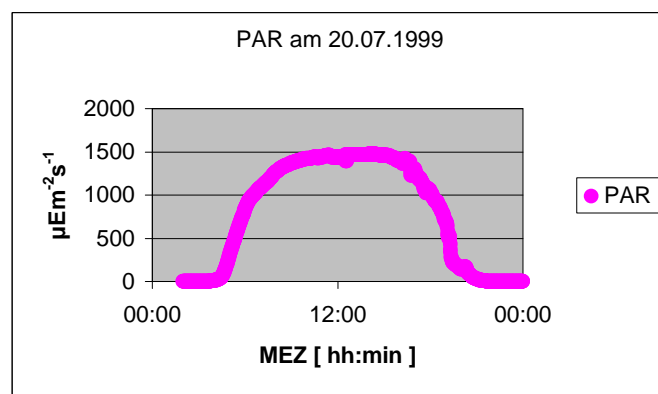
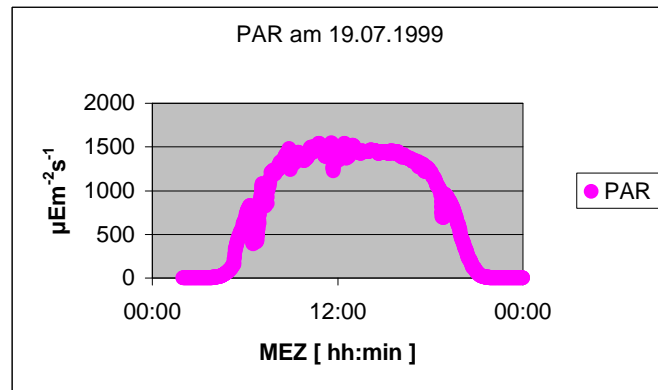
auch die Zeitskalen der Anpassung des Phytoplanktons in einem Oberflächenwasserkörper an Starklicht- bzw. Schwachlichtintensitäten zu untersuchen. Mit diesen Untersuchungen sollten Fragen beantwortet werden, die letztlich auch für das Monitoring relevant sind, da sie beispielsweise einen Einfluß auf das - die Fluoreszenzmessungen beeinflussende - nicht-photochemische Quenching haben, wie z. B.: Wie schnell werden Schutzmechanismen (s. Xanthophyll-Zyklus) ausgebildet? Wie unterscheidet sich die Anpassung von Phytoplankton in Starklicht- und Schwachlicht-Tank? Wie verändert sich die Algenklassen-Zusammensetzung im Verlauf der Anpassung? etc. Die Erforschung der wissenschaftlichen Hintergründe der Anpassung ist darüber hinaus für das Treffen von Prognosen von Wichtigkeit.

1.3.3.2.1 Photosynthetisch aktives Licht, Nährsalze und Temperatur

Die mit Hilfe des am Schiffs-Mast des Forschungsschiffes „Alexander von Humboldt“ installierten Lichtsensors gemessenen Daten für das photosynthetisch aktive Licht (PAR) während der Adaptationszeit sind in Abb. 47 dargestellt.

Abb. 47a-h: Die Abbildungen auf den nachfolgenden Seiten zeigen Tagesverläufe des photosynthetisch aktiven Lichts (PAR) über der Wassersäule in der Zeit vom 18.7.-25.7.99 (Station 271, Gotlandtief). Die Daten wurden mit Hilfe eines Lichtsensors, der am Schiffs-Mast des Forschungsschiffs „Alexander von Humboldt“ installiert war, aufgezeichnet.





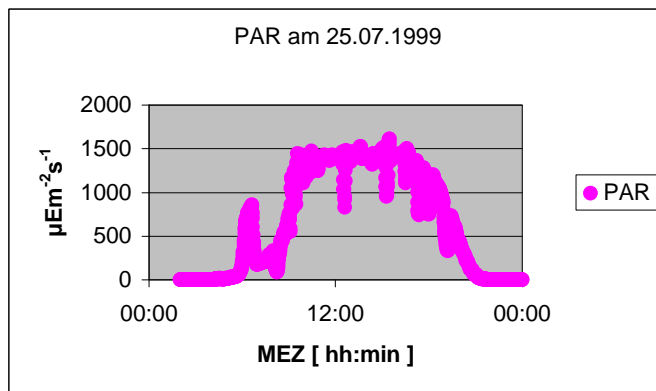
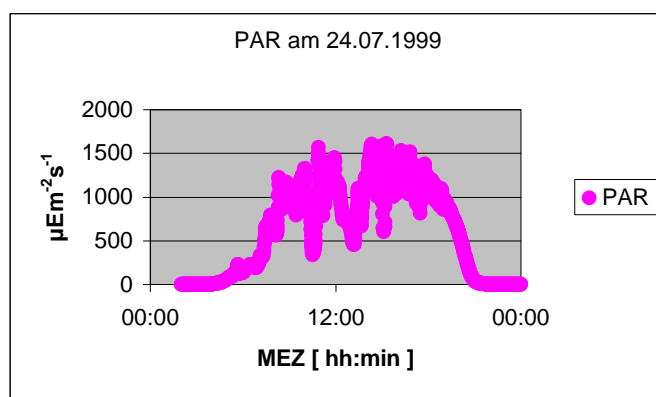
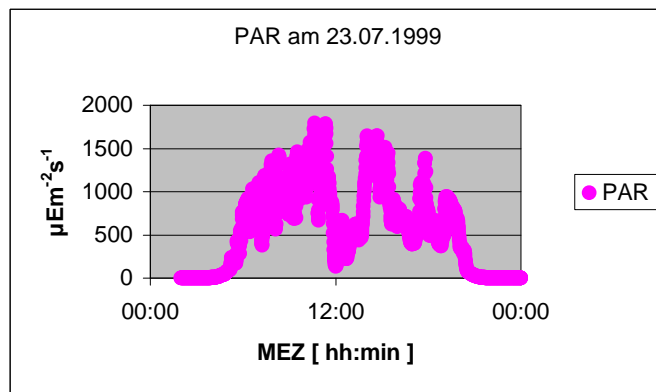


Abbildung 48 zeigt den Verlauf der Nährstoff-Entwicklungen im Starklicht- und Schwachlicht-Tank während der Lichtanpassungszeit. In beiden Mesokosmen kommt es am 4. Versuchstag zum Einbruch der Ammonium-Konzentration (die Erklärung hierfür bleibt offen). Im Starklicht-Tank ist die Ammonium-Konzentration generell etwas höher als im Schwachlicht-Tank.

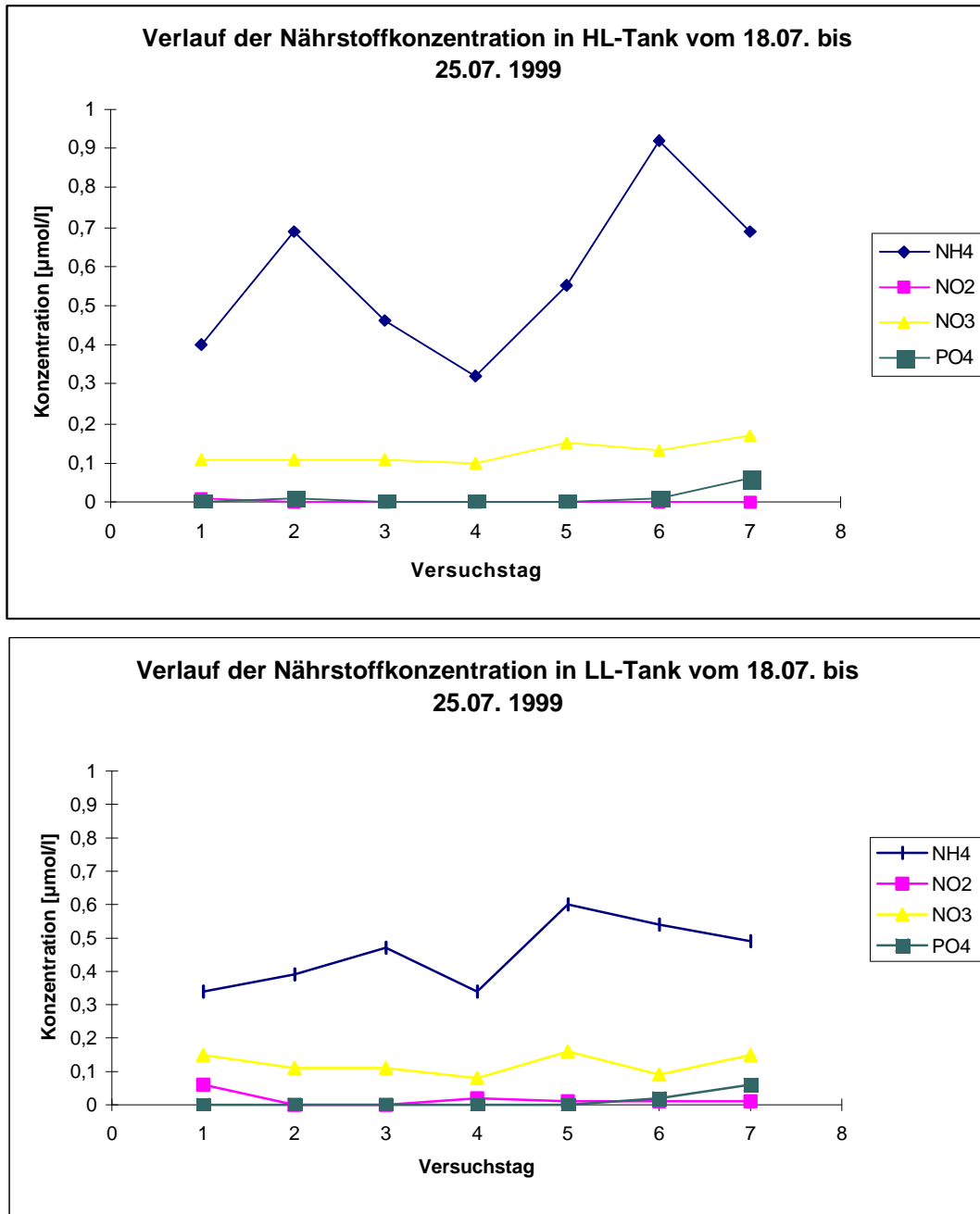


Abb. 48 a und b: Entwicklung der Nährstoff-Konzentrationen im Starklicht- und Schwachlicht-Tank vom 18.-25.7.99.

In Abbildung 49 ist der Verlauf der Temperatur in beiden Tanks über die Versuchszeit hinweg dargestellt. Der Temperatur-Unterschied in Starklicht- und Schwachlicht-Tank beträgt konstant ca. 1°C.

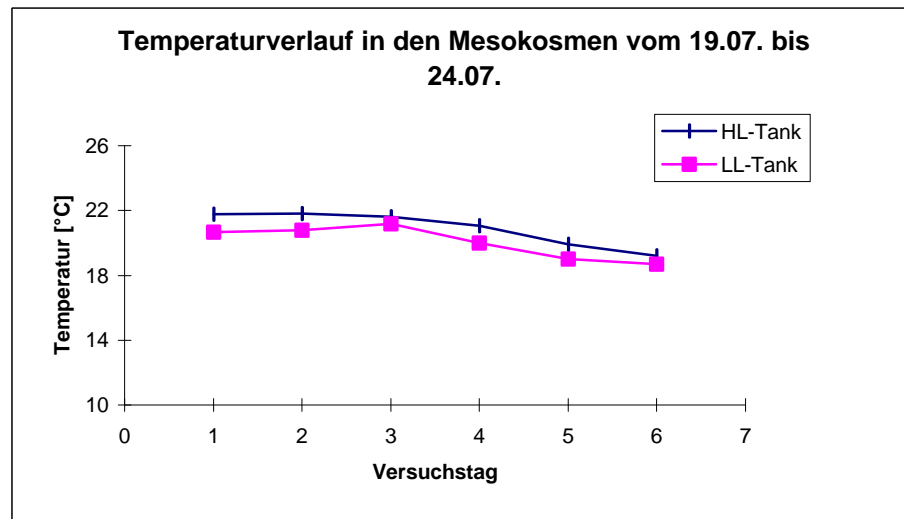


Abb. 49: Temperaturverlauf im Starklicht- und Schwachlicht-Tank.

1.3.3.2.2 Algenklassen-Zusammensetzung

Die Entwicklung der Algenklassen-Zusammensetzung im Starklicht- und Schwachlicht-Tank ist in Abb. 50 dargestellt. In beiden Tanks bilden Cyanobakterien bis zum jeweiligen Ende der Anpassung den Hauptanteil der Biomasse. Im Starklicht-Tank ist weniger Biomasse vertreten als im Schwachlicht-Tank. In beiden Tanks nimmt die Biomasse im Verlauf der Anpassungszeit ab. Während die Flagellaten im Schwachlicht-Tank nach dem 4. Tag verschwinden, werden sie im Starklicht-Tank bis gegen Ende der Anpassungs-Zeit gefunden. Im Vergleich zum Schwachlicht-Tank sind im Starklicht-Tank Dinophyceen stärker vertreten. Bacillariophyceen bilden hier nur einen kleinen Part der Biomasse, während sie im Schwachlicht-Tank einen etwas größeren Anteil einnehmen.

Die Entwicklung der Algenklassen-Zusammensetzung in einem – wie hier – simulierten Oberflächenwasserkörper unter Starklicht- und Schwachlichtintensitäten hat auch Relevanz für das Monitoring. Werden bestimmte Algenklassen während einer stabilen Wetterlage und ruhigen Windbedingungen eliminiert – etwa weil sie schlechtere Anpassungsmöglichkeiten an die Lichtbedingungen haben – so hat dies auch Auswirkungen auf die Fluoreszenz-Abstrahlung der Phytoplankton-Population.

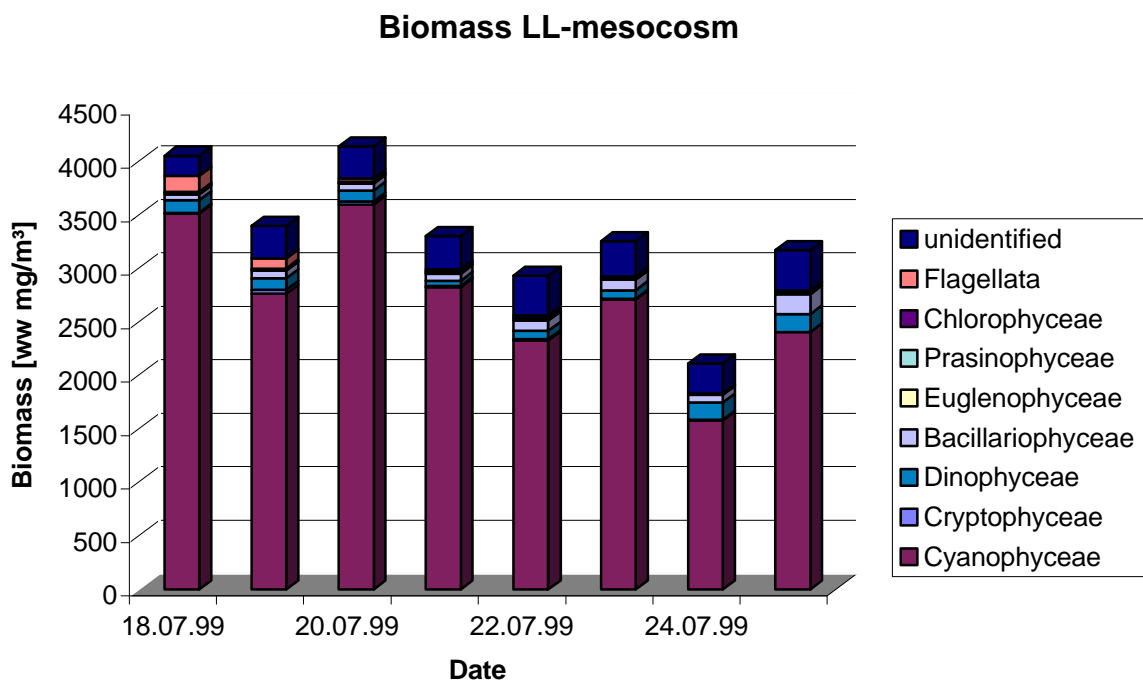
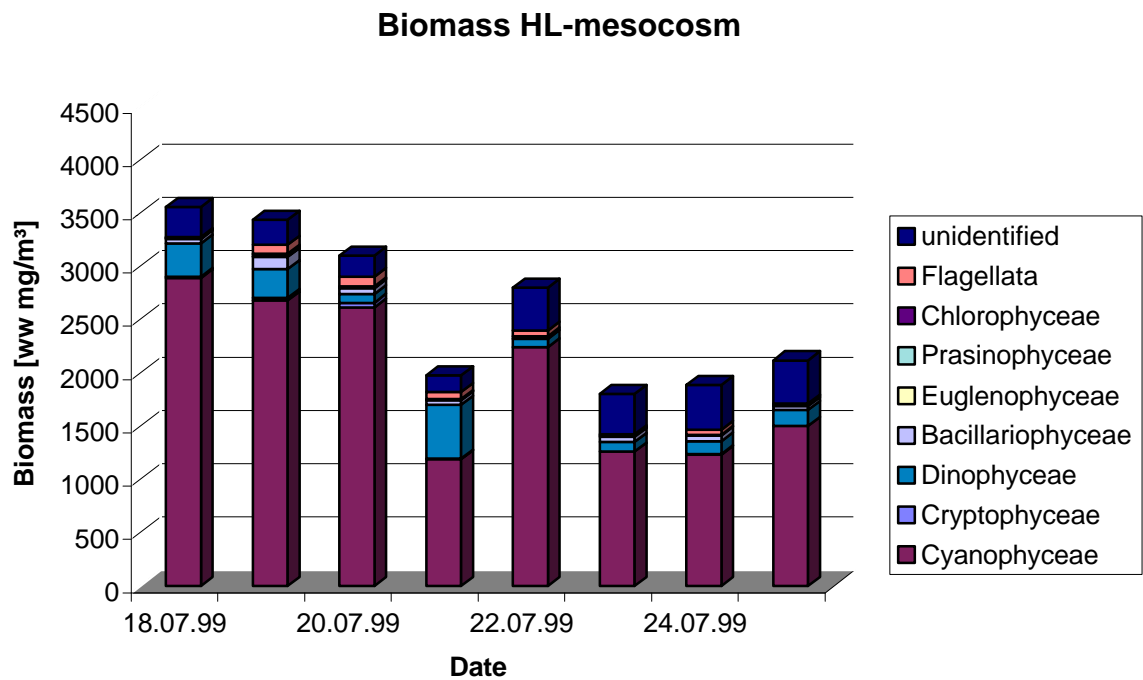
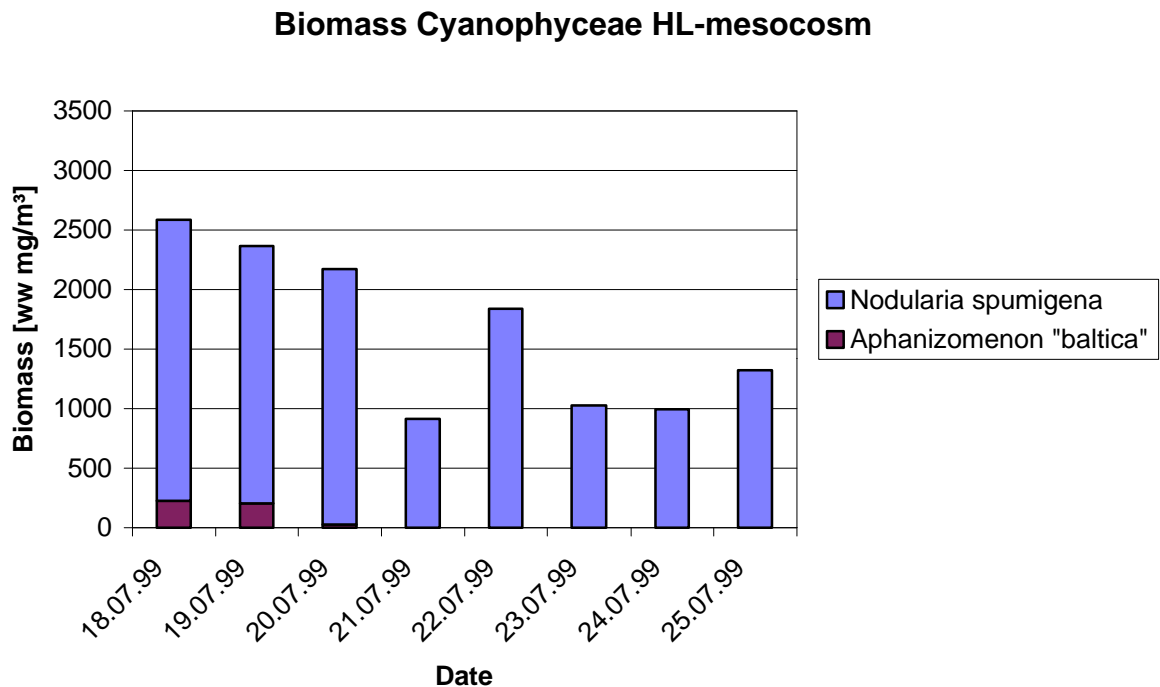


Abb. 50 a und b: Entwicklung der Algenklassen-Zusammensetzung im Starklicht- (HL) und Schwachlicht-Tank (LL) in der Zeit vom 18.-25.7.99.

Abbildung 51 zeigt die Entwicklung der Biomasse der fädigen Cyanobakterien *Nodularia spumigena* und *Aphanizomenon „baltica“* im Starklicht- und Schwachlicht-Tank. Wie im Vorjahr (hier nicht gezeigt) verschwindet *Aphanizomenon* im Starklicht-Tank nach 3 Tagen. Auch im Schwachlicht-Tank geht ihre Biomasse sukzessive zurück, bis sie am Ende der Anpassungszeit kaum noch vertreten ist. *Nodularia* hingegen ist bis zum Schluß in beiden Tanks vertreten, ihre Biomasse nimmt aber in beiden Fällen ab. Aus dieser Darstellung und aus Beobachtungen im Untersuchungsjahr 1998 geht hervor, dass *Nodularia* eher Starklicht-Intensitäten toleriert als *Aphanizomenon*.



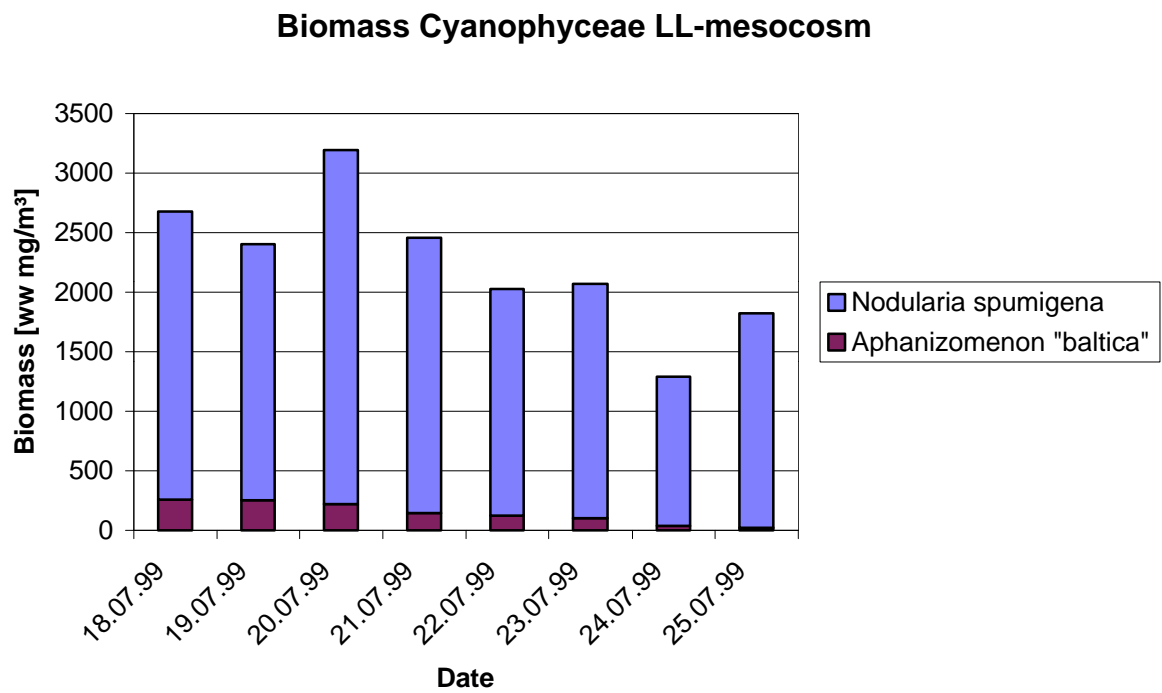


Abb. 51 a und b: Entwicklung der fädigen Cyanobakterien im Starklicht- und Schwachlicht-Tank in der Zeit vom 18.-25.7.99.

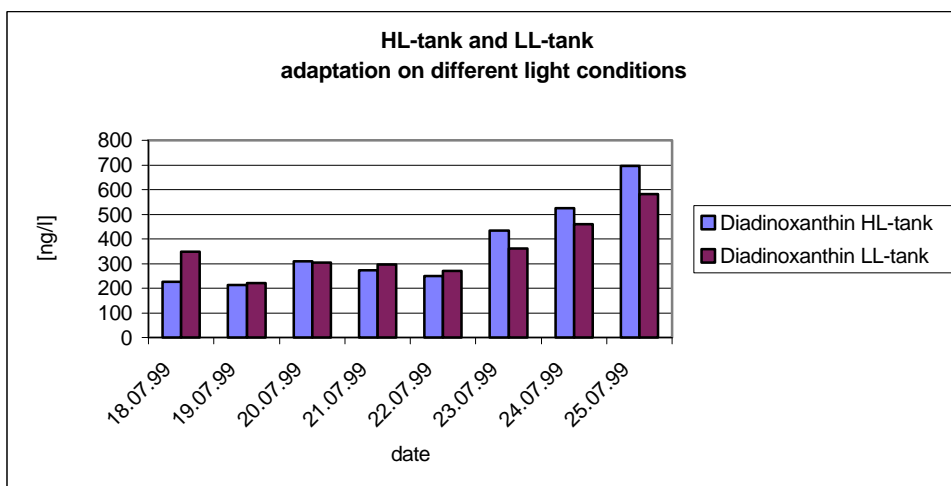
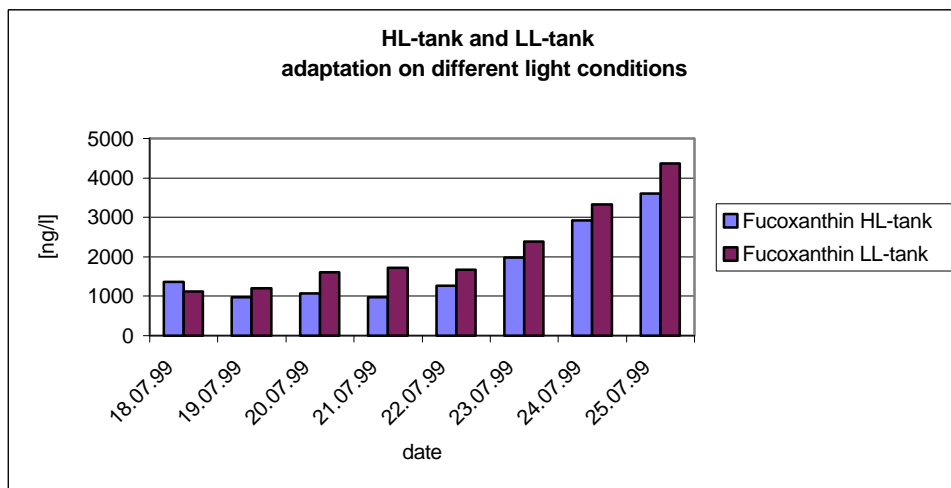
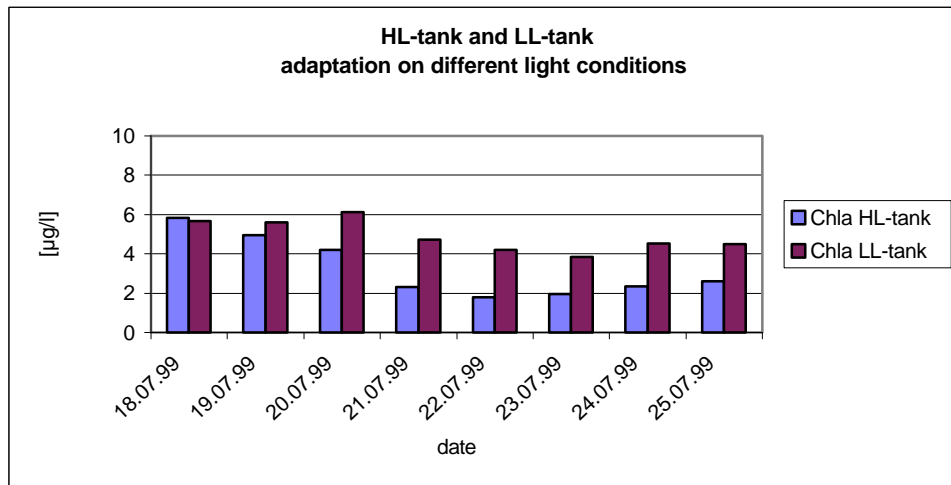
1.3.3.2.3 Pigmente

Abbildung 52 zeigt die Entwicklung einiger Pigmente in Starklicht- und Schwachlicht-Tank. Der Chlorophyll a-Gehalt nimmt im Starklicht-Tank erwartungsgemäß im Vergleich zum Schwachlicht-Tank stark ab. Aber auch im Schwachlicht-Tank nimmt der Chlorophyll a-Gehalt leicht ab. Fucoxanthin nimmt in beiden Tanks zu, im Schwachlicht-Tank mehr als im Starklicht-Tank. Diadinoxanthin nimmt ebenfalls in beiden Tanks zu, im Starklicht-Tank jedoch stärker als im Schwachlicht-Tank. Zeaxanthin nimmt ab dem 4. Tag im Starklicht-Tank stark ab, im Schwachlicht-Tank dagegen kaum. β -Carotin und Echinenon werden ab dem 4. Tag im Starklicht-Tank nicht mehr detektiert. Im Schwachlicht-Tank wird β -Carotin bis zum Ende der Anpassung detektiert, Echinenon jedoch wird am vorletzten und letzten Tag der Untersuchung nicht mehr nachgewiesen.

Obwohl einige Pigmente, die sowieso nur in geringen Mengen in den Algen vorkommen (wie z.B. Echinenon und β -Carotin) nicht mehr nachgewiesen werden, muß das nicht zwangsläufig bedeuten, dass einzelne Algenklassen vollkommen verschwunden sind.

Zeaxanthin ist den Cyanobakterien im Tank ein Lichtsammelpigment (es ist hier nicht in einen Xanthophyll-Zyklus involviert). Aus diesem Grund nimmt es im Starklicht-Tank ab dem 4. Tag stark ab (es ist genügend Licht vorhanden, so dass vermutlich aus Gründen des Lichtschutzes dieses Pigment in den Zellen abgebaut wird [vgl. auch Chla-Abnahme]). Gleichzeitig nimmt aber auch die Biomasse der Cyanobakterien im Starklicht-Tank stark ab.

Pigmentgehalte schwanken also mit dem Licht-Anpassungsprozeß. Dennoch liefern Pigmentbestimmungen und die Analyse der Markerpigmente gute Einschätzungen bezüglich der vorhandenen Algenklassen. Letztlich können die Pigmentanalyse und die Zählmethode als sich ergänzende Methoden betrachtet werden.



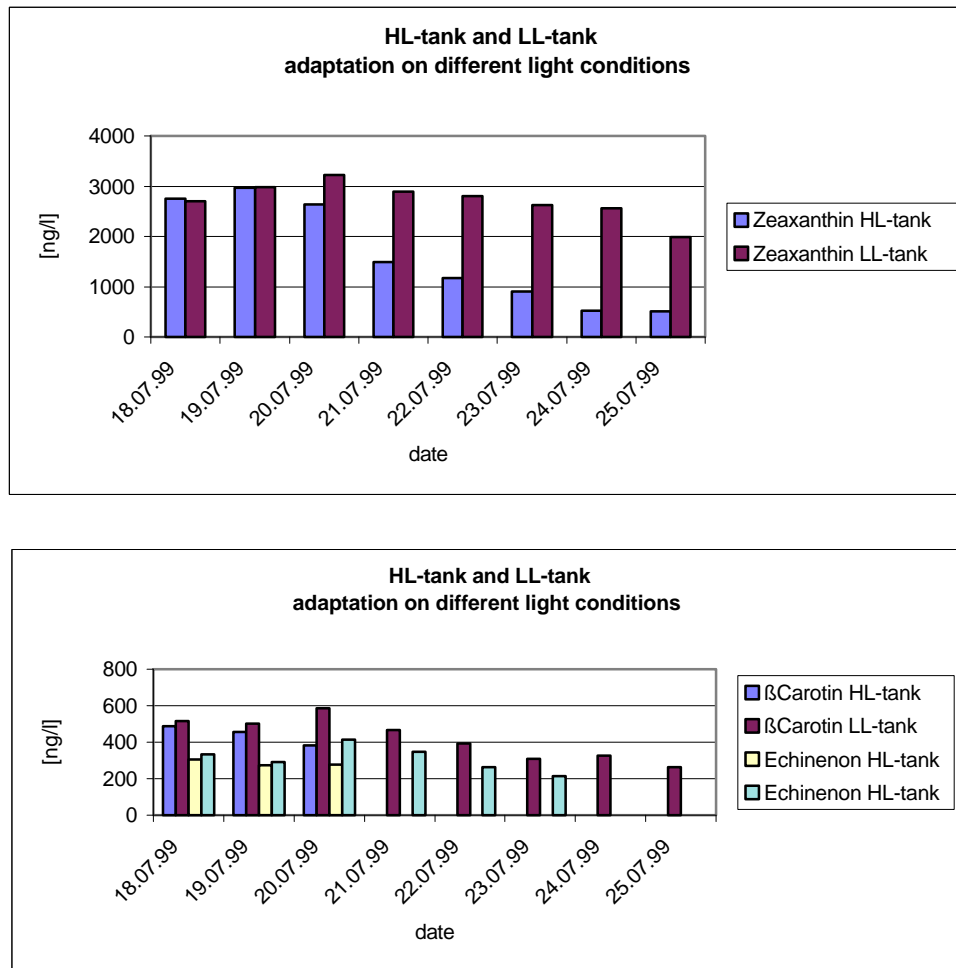


Abb. 52 a-e: Pigment-Entwicklungen im Starklicht- und Schwachlicht-Tank in der Zeit vom 18.-25.7.99.

1.3.3.2.4 Lichtschutz-Kapazität vor und nach der Lichtanpassung

In den Abbildungen 53 und 54 sind die Verhältnisse der Xanthophyllzyklus-Pigmente Diadinoxanthin und Diatoxanthin zu Chlorophyll a vor und nach der Licht-Anpassungszeit im Starklicht- und Schwachlicht-Tank dargestellt (0 min pi). Die Proben wurden jeweils bis zu 120 Minuten mit künstlichem Starklicht bestrahlt um die Funktion des Xanthophyll-Zyklus zu testen. Die Fässer wurden am 18.7.99 befüllt und am 19.7.99 wurden die Untersuchungen zur Detektion des Anfangs-Zustands durchgeführt. Im Gegensatz zum Schwachlicht-Tank (Abb. 54) wird ohne einen künstlichen Lichteinfluß im Starklicht-Tank bereits Diatoxanthin detektiert (vgl. 0 min pi-Daten für beide Fässer (Abb. 53 und Abb. 54)). Auf künstliche Bestrahlung (Phytoplankton-Populationen wurden in Glasflaschen mit Hilfe von Halogenlampen belichtet [kein UV-Anteil]) wird bis zu 120 min Diatoxanthin gebildet, im Schwachlicht-Tank jedoch schon am Anfang weniger als im Starklicht-Tank. Nach der Anpassungszeit hat sich der Gesamtpigment-Pool aus Diadino- und Diatoxanthin im Starklicht-Tank mehr als verdoppelt, im Schwachlicht-Tank nur geringfügig erhöht. In keiner der Darstellungen wird eine deutliche Abnahme des Diadinoxanthin-Gehalts auf künstliche Bestrahlung hin beobachtet.

Die Ergebnisse zeigen das Resultat der langzeitigen Starklichtanpassung: Der Gesamtpigmentpool der Xanthophyll-Zykluspigmente (Lichtschutz-Pigmente) ist deutlich angestiegen. Die Wirksamkeit des Xanthophyll-Zyklus zeigt sich generell in der Umwandelbarkeit der Pigmente. Im Gegensatz zu der in Abb. 62 dargestellten Reaktion einer Oberflächenwasserprobe bezüglich der Umwandelbarkeit der Xanthophyll-Zykluspigmente zeigt sich hier (im Zustand nach der 5-tägigen Anpassung) ein etwas anderes Bild. In Abb. 62 nimmt mit zunehmender Starklicht-Bestrahlung der Diadinoxanthin-Gehalt ab und der Diatoxanthin-Gehalt zu (bis in Abb. 43 der Gesamt-Pool nach 120 min Starklicht-Bestrahlung stark abgenommen hat). Hier zeigt sich keine Abnahme des Diadinoxanthin-Gehalts auf zunehmende Starklicht-Bestrahlung, dennoch wird sehr viel Diatoxanthin detektiert und sein Gehalt verändert sich nicht mit zunehmender Starklicht-Bestrahlung. Die Gründe hierfür könnten unter Umständen in der geringeren Starklicht-Belichtungsintensität, in der guten Nährstoff-Versorgung der Zellen und in dem sehr guten Lichtanpassungs-Zustand der Zellen liegen.

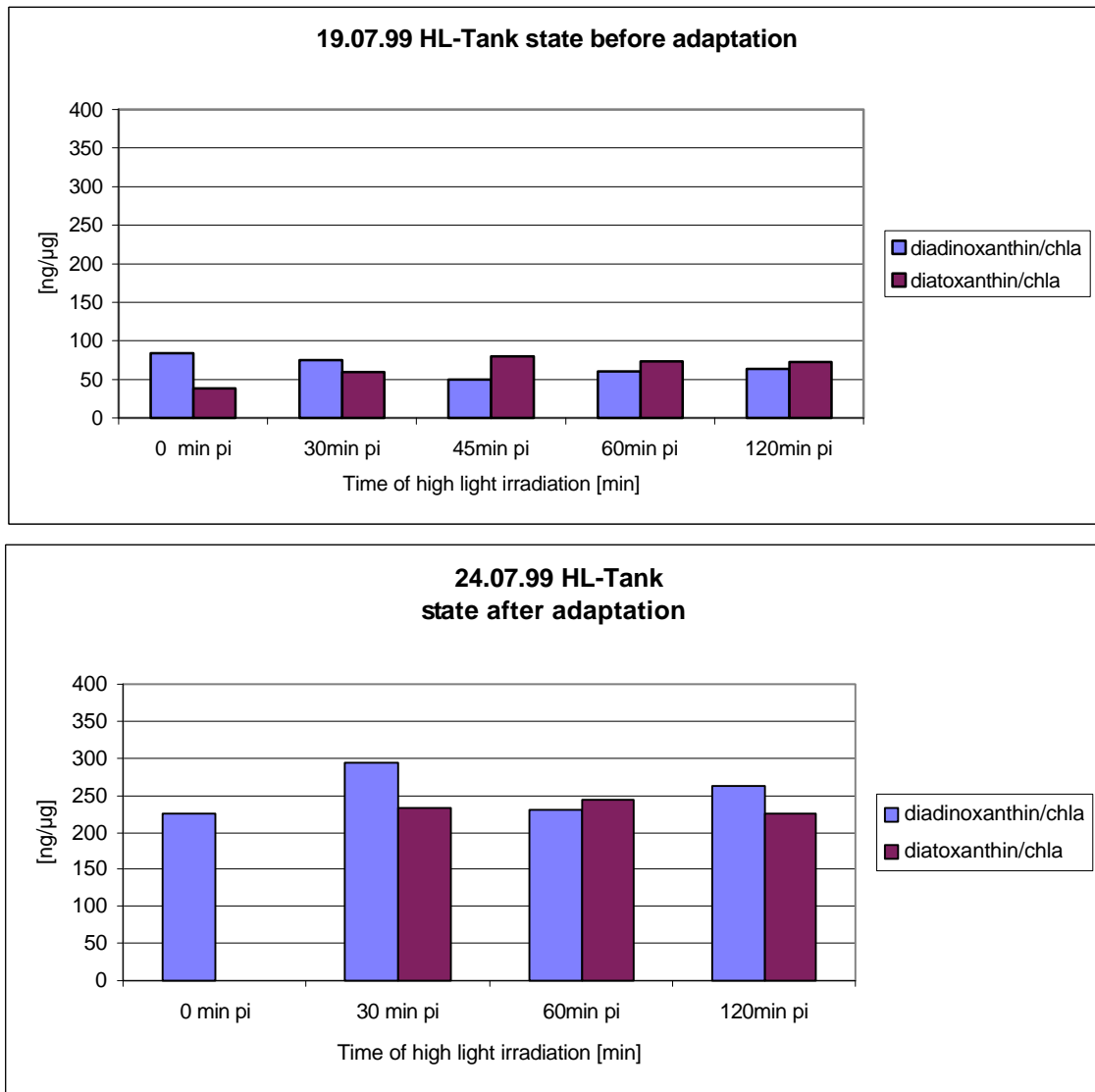


Abb. 53 a und b: Lichtschutz-Pigmente vor und nach der Licht-Anpassung im Starklicht-Tank. Die Proben wurden bis zu 120 Minuten mit künstlichem Starklicht (ca. $1600 \mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$) bestrahlt um die Funktionsfähigkeit des Xanthophyll-Zyklus zu überprüfen.

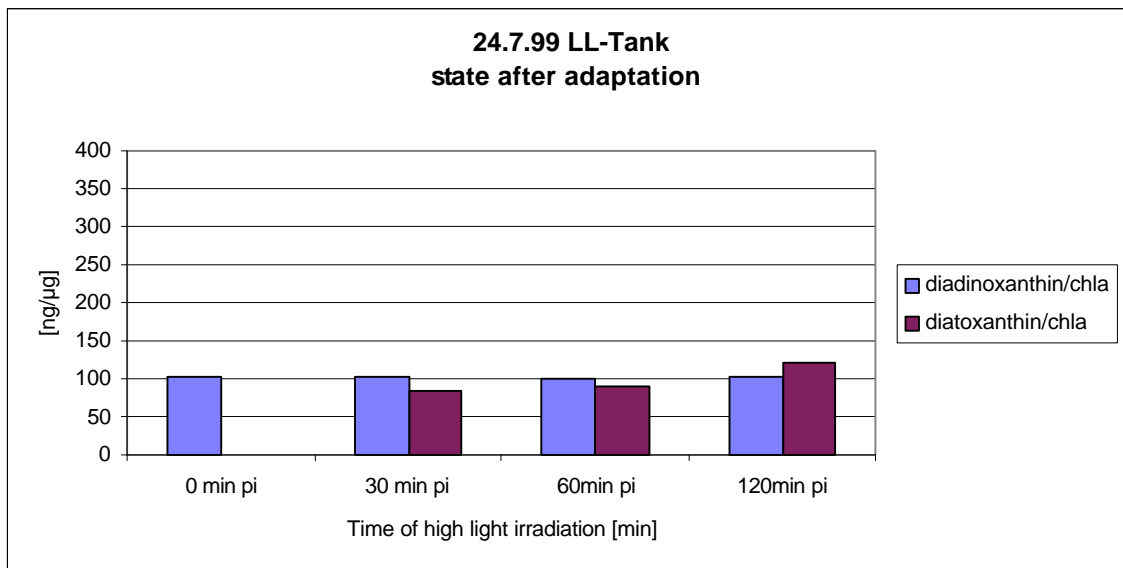
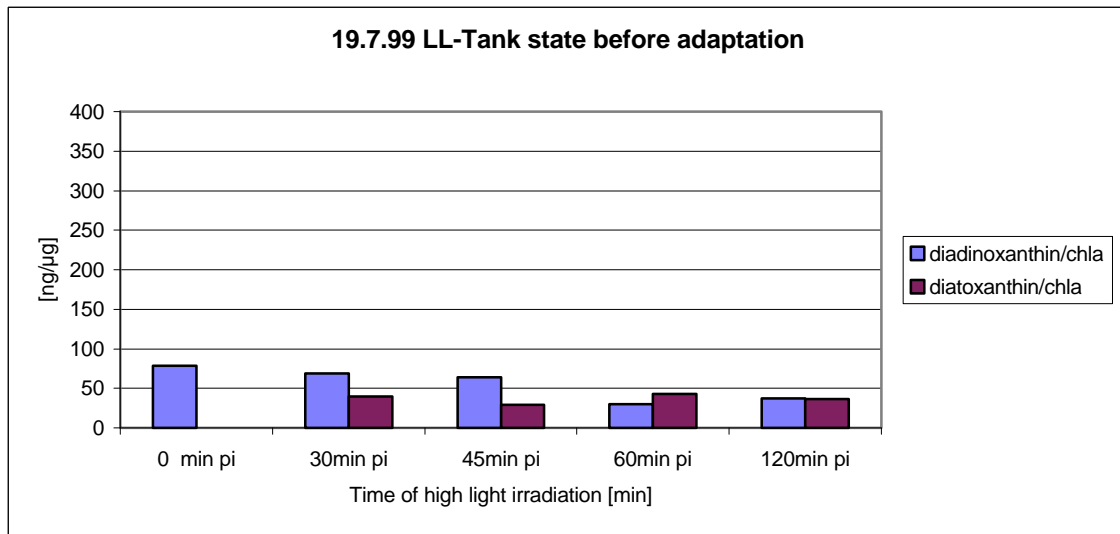


Abb. 54 a und b: Lichtschutz-Pigmente vor und nach der Licht-Anpassung im Schwachlicht-Tank. Die Proben wurden bis zu 120 Minuten mit künstlichem Starklicht (ca. $1600 \mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$) bestrahlt um die Funktionsfähigkeit des Xanthophyll-Zyklus zu überprüfen.

1.3.3.2.5 Cytometer-Daten

Abbildung 55 stellt die Entwicklung der mittels Flow-Cytometrie detektierten Algen kleiner/gleich 4 μm im Verlauf der Licht-Anpassung im Starklicht-Tank dar, Abbildung 56 die im Schwachlicht-Tank. Beim Vergleich der Abbildungen fällt auf, dass die Totalzellzahl im Schwachlicht-Tank von Anfang an höher ist als im Starklicht-Tank. Während der Schwachlicht-Tank mit ca. 10 Millionen Zellen kleiner/gleich 4 μm startet und sich bis hin zu 18 Millionen Zellen am Ende der Anpassungszeit entwickelt, startet der Starklicht-Tank mit ca. 7 Millionen Zellen und weist am Ende ca. 9-10 Millionen Zellen auf. Die Fraktionen R7 und R8 sind von besonderem Interesse, da es sich hierbei um Cyanobakterien handelt. Die Fraktion R8 entspricht dem Cyanobakterium *Synechococcus spec.* Im Starklicht-Tank nimmt die Fraktion R8 zunächst zu und dann ab dem 5. Tag wieder ab. Die Fraktion R7 nimmt im Starklicht-Tank stark ab bis zum 5. Tag und dann wieder leicht zu. Im Schwachlicht-Tank ist die R8-Fraktion von Anfang an stärker vertreten als im Starklicht-Tank und nimmt während der Anpassung stark zu. Dagegen nimmt die Fraktion R7 bis zum 4./5. Tag trendmäßig ab und steigt dann wieder an.

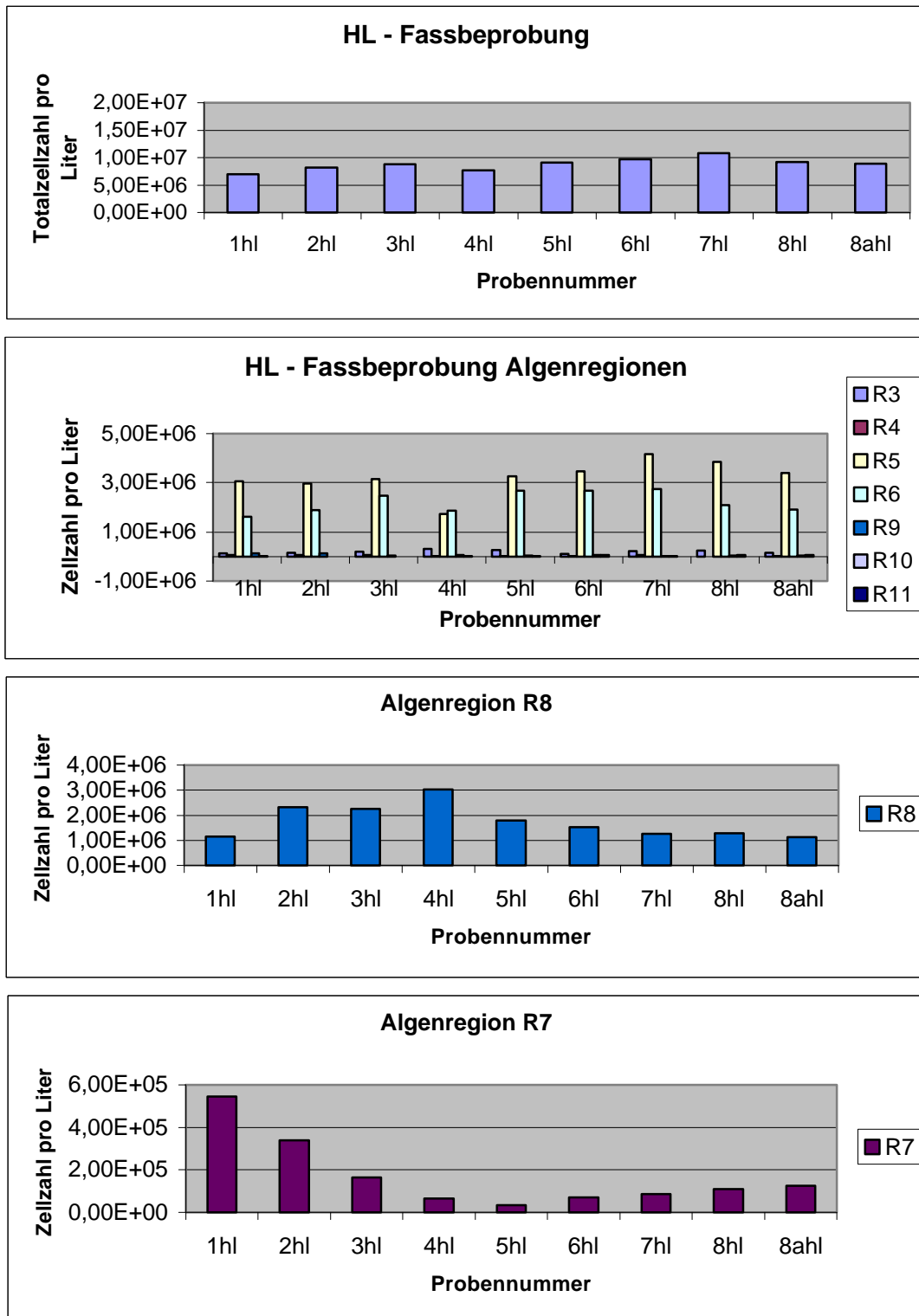


Abb. 55 a-d: Entwicklung der Algen kleiner/gleich 4µm im Starklicht-Tank (HL) in der Zeit vom 18.-25.7.99. Bei den Fraktionen R8 und R7 handelt es sich um Cyanobakterien.

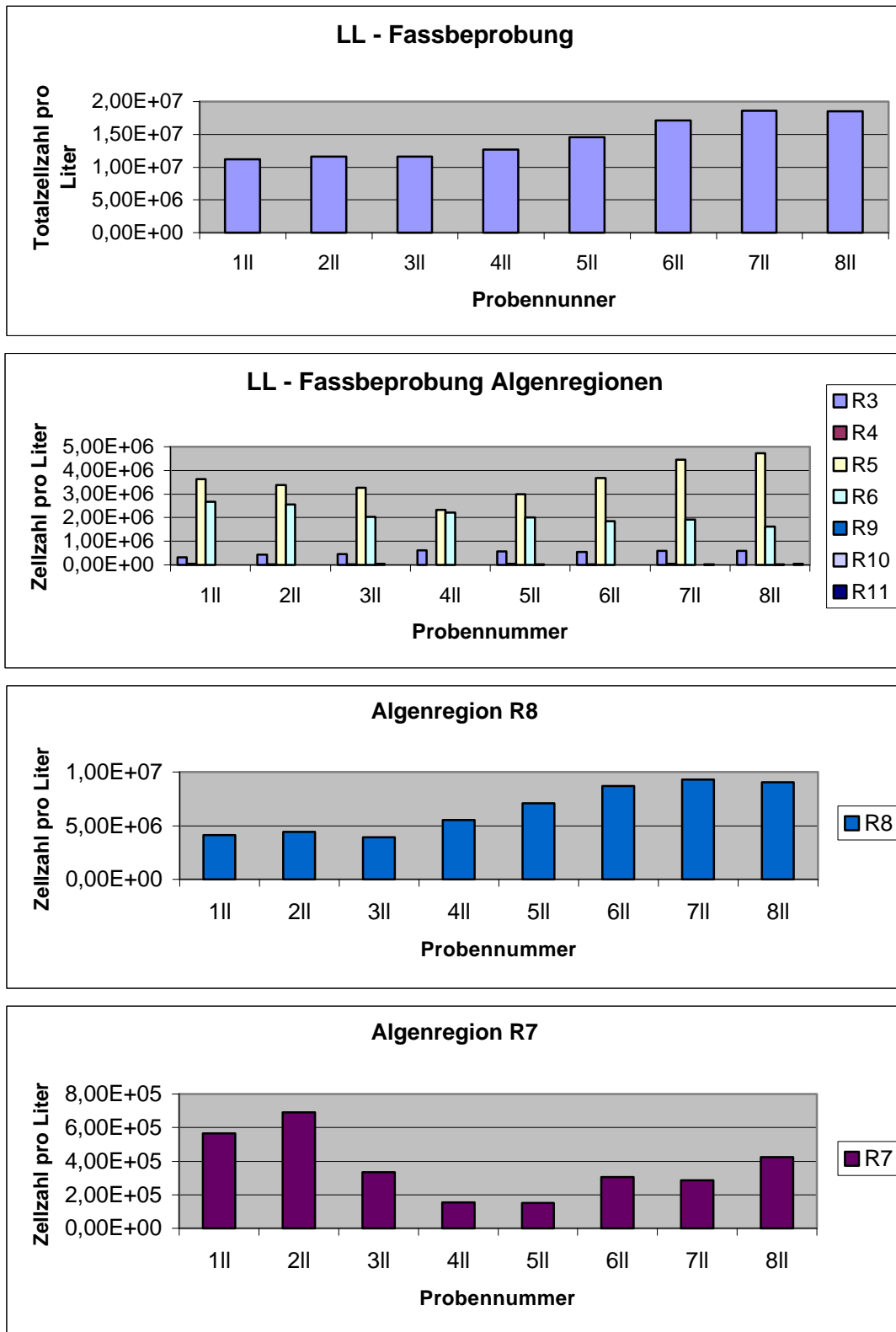


Abb. 56 a-d: Entwicklung der Algen kleiner/gleich $4\mu\text{m}$ im Schwachlicht-Tank (LL) in der Zeit vom 18.-25.7.99. Bei den Fraktionen R8 und R7 handelt es sich um Cyanobakterien.

1.3.3.2.6 Fluorometrisch ermittelte P-I-Variablen

Die Abbildungen 57 und 58 zeigen Lichtsättigungs-Kurven der relativen Elektronentransportraten vor und nach der Lichtanpassung im Starklicht- und im Schwachlicht-Tank im Tagesgang. Aus technischen Gründen konnten nur jeweils drei Lichtsättigungskurven pro Tag aufgenommen werden (am Morgen, am Mittag und am Abend). Die mit Hilfe des Xe-PAM Fluorometers ermittelten Daten wurden nach Platt et al. (1980) gefittet. Zu Beginn der Anpassung ist die maximale Photosyntheserate (P_{max}) am Mittag am niedrigsten, nach der Anpassung ist sie um diese Uhrzeit deutlich höher. Am Abend nimmt P_{max} am Ende der Anpassung stark ab.

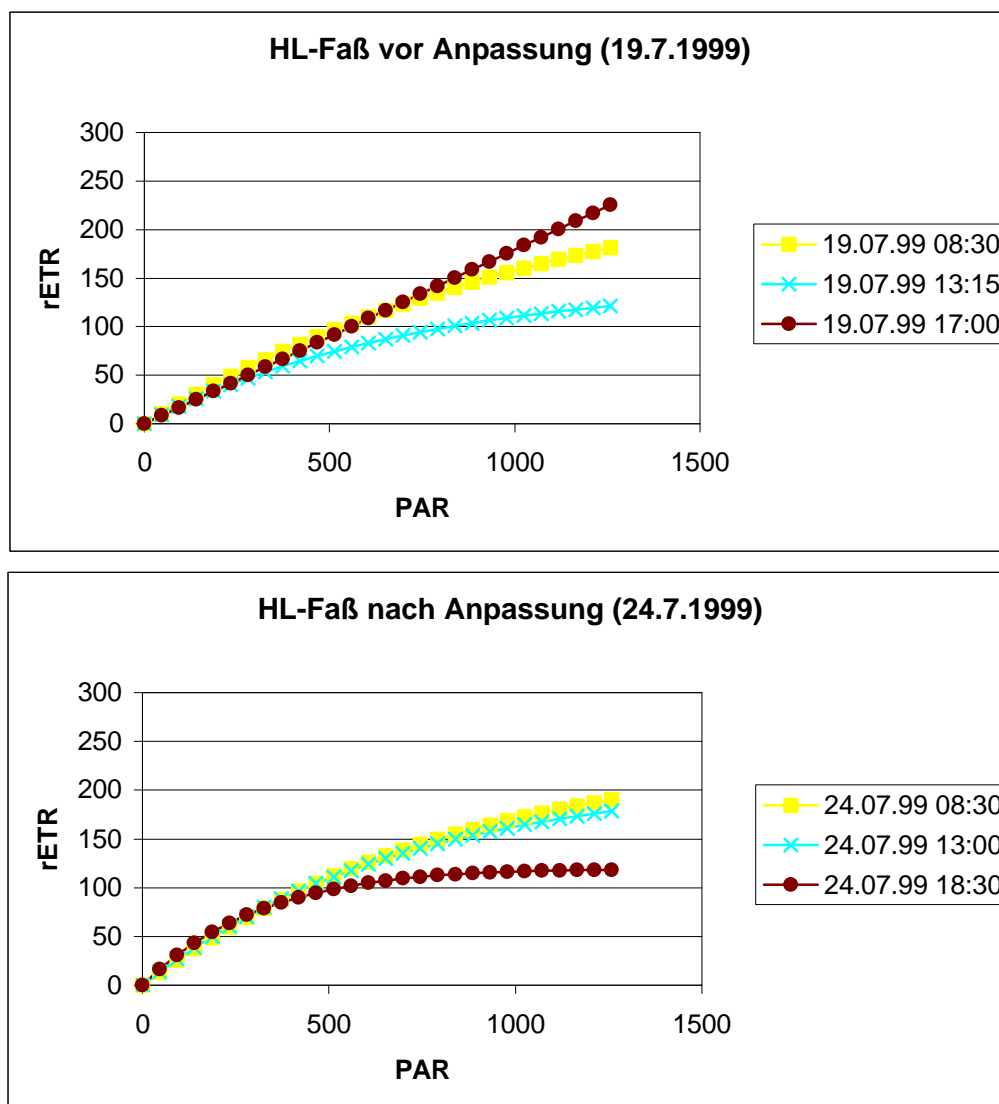


Abb. 57 a und b: Lichtsättigungs-Kurven der relativen Elektronentransportraten (rETR) im Tagesgang vor und nach der Lichtanpassung im Starklicht-Tank.

Wie Abbildung 58 zeigt, fallen die Lichtsättigungsraten am Ende der Anpassung an die Schwachlicht-Intensitäten im Schwachlicht-Tank insgesamt deutlich niedriger aus als die Vergleichswerte im Starklicht-Tank. Sowohl vor als auch nach der Anpassung fällt Pmax am Abend am niedrigsten aus.

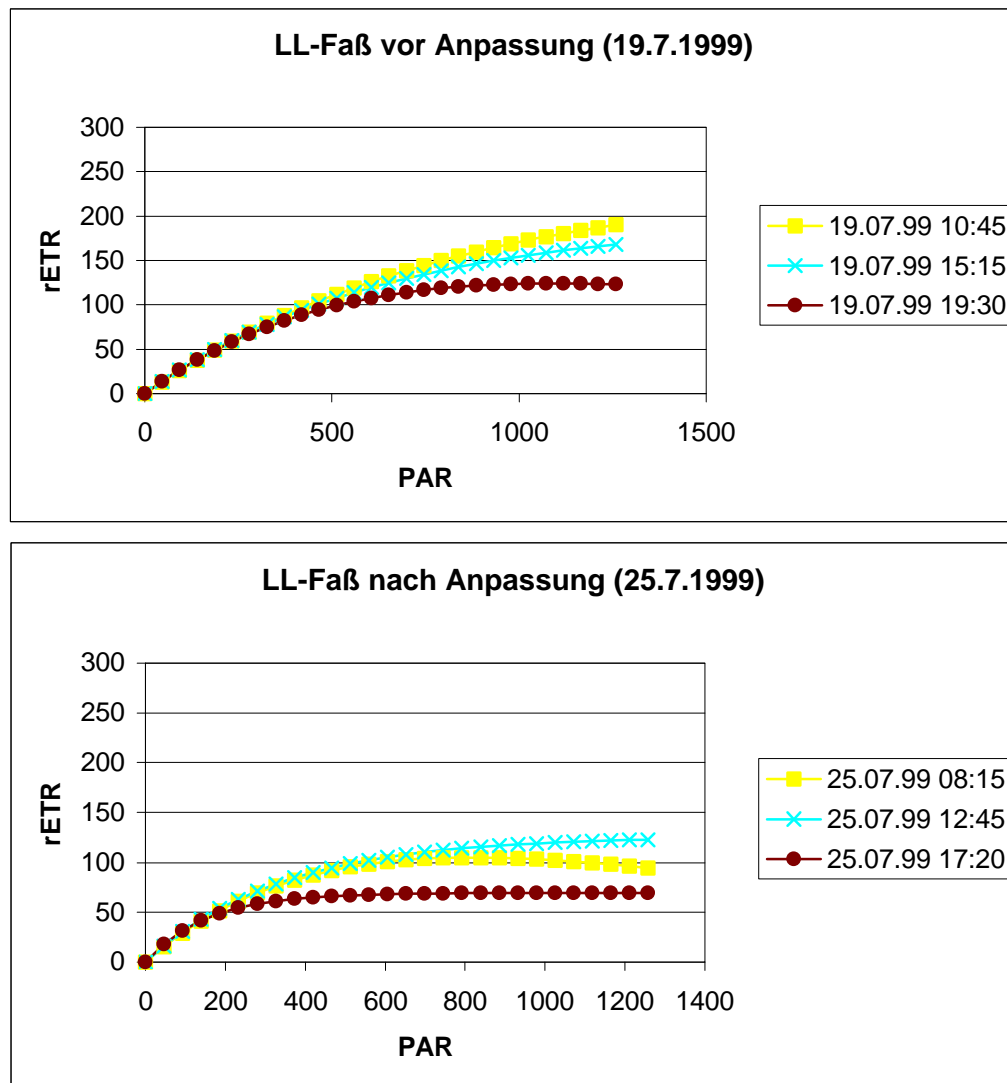


Abb. 58 a und b: Lichtsättigungs-Kurven der relativen Elektronentransportraten (rETR) im Tagesgang vor und nach der Lichtanpassung im Schwachlicht-Tank.

1.4 Diskussion

1.4.1 Beziehung zwischen on-line detektierter Chlorophyll-Fluoreszenz und Chlorophyll a-Gehalt – Empfehlungen für Nutzer

Die dargestellten Ergebnisse zur Detektion der on-line Chlorophyll-Fluoreszenz zur Erfassung der aktiven Biomasse (aktives Chlorophyll a) der Wasseroberfläche zeigen deutlich die Verbesserung des Sondensystems durch die Modifikation der Sonde von anfangs 100% Anregungslicht auf 20% Anregungslicht. Aufgrund des im Labor mit unterschiedlichen Algenklassen und unter jeglichem Ausschluß von zusätzlichem Lichteinfluß erhobenen Datensatzes wurde eine Kompensations-Gleichung ermittelt, die auf die Freiland-Daten angewendet, eine starke Angleichung des Fluoreszenzsonden-Signals an den durch acetonische Extraktion ermittelten Chlorophyll a-Gehalt ergibt. Beide Gesichtspunkte zusammen (Modifikation und Kompensations-Gleichung) und die Zuordnung der acetonisch extrahierten Chlorophyllwerte zum versetzten UTC-Sondensignal um 2 Minuten (UTC-Uhrzeit+2min) ergeben eine gute Verbesserung des Systems. (Auch die Verwendung des tatsächlichen UTC-Sondensignals (UTC=UTC) ergibt gute Ergebnisse [vgl. Kapitel 1.3.1.5 Tab. 1]). Die beste Korrelation der Daten aus acetonisch extrahiertem Chlorophyll a und Fluoreszenzsondensignal ergab die Auswertung der Daten der letzten beiden Seereisen, während derer die modifizierte Sonde zum Einsatz kam und gleichzeitig die Kompensations-Gleichung angewendet wurde ($r=0,947$ bei $n=109$). Die Geraden-Gleichung lautet $y=0,694x+1,0549$. Für jedes Sondensignal (y-Wert) kann der entsprechende Chlorophyll a-Wert (x-Wert) über die Gleichung ermittelt werden. Für die zukünftige Nutzung der on-line Fluoreszenz-Sonde zur Erfassung der aktiven Biomasse (des aktiven Chlorophyll a) an der Wasseroberfläche empfiehlt es sich für den Nutzer demnach den modifizierten Sondentypus zu nutzen, das um 2 Minuten versetzte UTC-Uhrzeit-Sondensignal zu verwenden und sowohl die ermittelte Kompensations-Gleichung (Konzentration Chla = $(5,05 \cdot \text{Phycoerythrin-Konzentration}) + (0,7 \cdot \text{Chlorophyll a-Konzentration})$ s. auch Kapitel 1.3.1.3.) als auch die ermittelte Geraden-Gleichung zur Berechnung des tatsächlichen Chlorophyll a-Gehalts in die Software an Bord zu integrieren.

1.4.2 Beziehung zwischen Grundfluoreszenz (Fo) (Xe-PAM-Fluorometer) und Chlorophyll a-Gehalt

Mit dem Parameter der Grundfluoreszenz F_o , der mittels dem aus der Grundlagenforschung stammenden Xe-PAM-Fluorometer detektiert wurde, konnte eine gute Korrelation zum acetonisch extrahierten Chlorophyll a-Gehalt ermittelt werden. Insbesondere bei der Betrachtung der reinen Oberflächendaten war das Ergebnis besonders gut. Betrachtete man allerdings das Gesamt-Ergebnis der Oberflächendaten aus dem Jahre 1998 und 1999, so verschlechterte sich die Korrelation auf 0,737 ($n=31$) gegenüber 0,952 ($n=21$) bei alleiniger Betrachtung der Oberflächendaten aus dem Jahre 1998. Dieser Effekt ist auf den extrem hohen Biomasse-Anteil der Cyanobakterien im Jahre 1999 zurückzuführen. Im Gegensatz zu anderen Algenklassen besitzen Cyanobakterien eine andere Organisation ihres Photosyntheseapparates und ihr Photosystem I besitzt einen hohen Anteil an Chlorophyll a, das unter physiologischen Bedingungen jedoch nicht fluoresziert und daher sich im Fluoreszenzsignal nicht bemerkbar macht, aber durch die acetonische Extraktion des Chlorophyll a detektiert wird. (Dieser Tatbestand ist demnach naturgemäß und daher unabhängig davon, welches Fluoreszenz-Meßgerät zur Detektion verwendet wird.) Der übermäßige Biomasse-Anteil an Cyanobakterien im Jahre 1999 im Gegensatz zu 1998 verschlechtert daher die Korrelation zwischen Fluoreszenzsonden-Signal und acetonisch extrahiertem Chlorophyll a bei der Betrachtung des Gesamt-Datensatzes aus beiden Jahren. Dennoch ist die im ersten Untersuchungsjahr auf Anhieb festgestellte generell gute Korrelation zwischen Grundfluoreszenz (F_o) und acetonisch extrahiertem Chlorophyll a bemerkenswert. Zu diesem Ergebnis tragen auch die Möglichkeit der Gerät-internen Option der Kompensation des Medium-Fluoreszenzsignals und der Ausschluß von Fluoreszenz-quencheden Prozessen auf F_o bei. Im Hinblick auf eine on-line Detektion der Oberflächenfluoreszenz zur Erfassung der aktiven Biomasse scheint also der Parameter der Xe-PAM Grundfluoreszenz (F_o) grundsätzlich geeignet. Dennoch soll darauf hingewiesen werden, dass verschiedene Algenklassen auch Unterschiede in ihrem F_o -Signal zeigen. Besonders Cyanobakterien unterscheiden sich hier von anderen Algenklassen, was in der Betrachtung der Gesamtdaten aus 1998 und 1999 schon deutlich wurde. Sie zeigen oft höhere F_o -Werte im Bezug auf F_m (maximale Fluoreszenz), was zu einem verkleinerten F_v/F_m im Vergleich zu anderen Algenklassen führt (s. auch Büchel und Wilhelm, 1993).

1.4.3 Untersuchungen zur Physiologie der Algen

1.4.3.1 Einflüsse auf das nicht-photochemische Fluoreszenzquenching

Die physiologischen Untersuchungen haben ergeben, dass das die Fluoreszenz beeinflussende nicht-photochemische Fluoreszenzquenching (q_N , s. Abkürzungen und Begriffserklärungen) lichtabhängig ist, und um die Mittagszeit, unter den höchsten Lichteinstrahlungen, und am frühen Nachmittag an der Oberfläche am höchsten ist. Abhängig von der Nährstoffsituation und dem Lichtadaptationsgrad (nicht gezeigt: Oberflächenalgen erholen sich nach einer Photoinhibition besser als Algen aus 18m Tiefe) können sich Algen besser oder schlechter von einer Lichtschädigung erholen, was einen entsprechenden Einfluß auf die Persistenz des nicht-photochemischen Fluoreszenz-Quenchings hat (welches sich auf die on-line Detektion der Oberflächenfluoreszenz auswirkt).

Durch den Meßvorgang mit Hilfe des Xe-PAM-Fluorometers, der in den durchgeführten Untersuchungen eine 5-minütige Dunkeladaptationszeit der Proben mit einschließt, werden kurzzeitig reversible Fluoreszenzquench-Zustände wie das sogenannte energy-dependent quenching (q_E (unter q_N fallend)), das mit dem während der Belichtung aufgebauten Protonengradienten über der Thylakoidmembran korreliert, aufgehoben. Auch das sog. state transition quenching (q_T (auch unter q_N fallend)), das vor allem die Cyanobakterien betrifft und sich theoretisch auf die Antennenfluoreszenz (Grundfluoreszenz) auswirkt, wird – wenn überhaupt vorhanden - aufgehoben. (Das state transition quenching ist nur bei relativ niedrigen Lichtintensitäten relevant und sinkt mit steigendem q_E und q_I . Für die vorliegenden Untersuchungen ist es eher unbedeutend.) Dementsprechend werden kurzzeitig reversible Quenchprozesse durch die kurze Dunkeladaptation größtenteils eliminiert und theoretisch bleiben nur noch diejenigen Quenchprozesse erhalten, die photoinhibitorische Ursachen haben (q_I) und daher länger persistieren.

Mit Hilfe der Xe-PAM-Messungen (einem Gerät aus der Grundlagenforschung) können nicht-photochemische und photochemische Quenchprozesse unterschieden werden und das nicht-photochemische Quenching analysiert werden. Der Parameter der Grundfluoreszenz F_0 wird - auch durch die Beachtung der kurzen Dunkeladaptationszeit von 5 Minuten - offensichtlich nicht von Fluoreszenz-quenchenden Prozessen beeinflusst. Zusätzlich kann die Photosyntheseleistung unter den entsprechenden Umweltbedingungen analysiert werden und

auch Angaben über den Lichtadaptationsstatus der Algen können gewonnen werden. Lichtadaptations-Prozesse wirken sich auf die Oberflächenfluoreszenz beeinflussende nicht-photochemische Quenching aus. Daher ist es wichtig, Untersuchungen zur Lichtadaptation durchzuführen, und die Zeitskalen der Lichtanpassung zu analysieren.

1.4.3.2 Lichtanpassung im Mesokosmos-Versuch

Die Untersuchungen zur Lichtanpassung in einem simulierten Starklicht- bzw. Schwachlicht-beeinflußten Wasserkörper haben gezeigt, dass die Algen mit sofortiger Wirkung auf Lichtveränderungen reagieren und typische Starklicht- bzw. Schwachlicht-Anpassungen vollziehen. Unter Starklichtbedingungen vermindern sie direkt den Chlorophyllgehalt, um ihre Lichtabsorptionskapazität zu drosseln und sich so vor den schädigenden Einflüssen des Lichts zu schützen. Gleichzeitig wird der Gesamtpool der Lichtschutz-Pigmente erhöht. Nach einer Anpassung von 7-8 Tagen zeigen Schwachlicht-angepasste Algen erwartungsgemäß niedrigere maximale Photosyntheseraten als Starklicht-angepasste Algen.

Mit diesem Versuch wurden somit das Monitoring beeinflussende Zusatzvariablen wie der Prozeß der Lichtanpassung untersucht.

1.5 Zusammenfassung

Anliegen des F+E-Vorhabens war es, das Biologische Monitoring effizienter zu gestalten und eine Revision der bestehenden Untersuchungen vorzunehmen. Hierzu wurde mit weitergehenden Untersuchungen durch Automatisierung von Messungen und der Erprobung neuer Techniken eine Effizienzsteigerung der Aussagekraft angestrebt. Die Beurteilung der räumlichen und zeitlichen Variabilität biologischer Kenngrößen sollte darüber hinaus verbessert werden.

Wesentliche Inhalte des Teilprojekts Pelagial waren die Untersuchungen zur on-line Detektion der Oberflächen-Fluoreszenz zur Erfassung der Phytoplankton-Biomasse mit schiffsintegrierten Fluoreszenz-Meßsonden, der Einsatz und die Erprobung neuester Fluoreszenz-Meßtechnik aus der Grundlagenforschung und darüber hinaus photophysiologische Untersuchungen.

1.5.1 Wesentliche Ergebnisse des Teilprojekts Pelagial

1.5.1.1 Fluoreszenzsonde und on-line Registrierung der Oberflächenfluoreszenz

Der Einsatz der in einem Durchflußsystem auf der „Alexander von Humboldt“ installierten Fluoreszenzsonde zur Registrierung der on-line Oberflächenfluoreszenz wurde auf insgesamt fünf Seereisen (zwei davon in 1998 und drei in 1999) getestet. Bei zwei Fahrten handelte es sich um mehrwöchige Forschungsreisen in das Seegebiet des Gotlandtiefs (offene Ostsee, Gebiet zwischen Lettland und Schweden), die in beiden Jahren im Juli stattfanden. Drei der Seereisen waren Monitoring-Fahrten. Während einer dieser Fahrten war die on-line Fluoreszenzsonde auf dem Forschungsschiff „Professor Albrecht Penck“ installiert. Der Einsatz des on-line Fluoreszenzsonden-Systems wurde bezüglich der on-line Registrierung des Oberflächen-Fluoreszenz-Signals zur Detektion der aktiven Biomasse im Oberflächenwasser getestet. Im ersten Untersuchungsjahr ergab die Untersuchung der Beziehung zwischen Fluoreszenzsonden-Signal und dem im Labor über acetonische Extraktion ermittelten Chlorophyll a-Gehalt eine unbefriedigende Korrelation. Für die erste Seereise im Juli 1998 ergab sich eine Korrelation von 0,311 (n=60), für die zweite im Oktober/November 1998 von 0,511 (n=55). Bei alleiniger Betrachtung der Dunkelwerte

(Ausschluß von Fluoreszenz-quencheden Prozessen) stellt sich nur bei den Daten aus der zweiten Seereise eine leichte Verbesserung der Korrelation ein. Die on-line Fluoreszenz-Sonde wurde daraufhin Anfang 1999 im Labor an verschiedenen Einzel-Algenkulturen und an Algengemischen mit unterschiedlicher Zusammensetzung der Algenklassen-Anteile getestet. Die umfangreichen Untersuchungen fanden unter Ausschluß von äußeren Lichteinflüssen statt und sollten Antworten auf folgende Fragestellungen geben: Entspricht das Signal der Fluoreszenz-Sonde (das den Chlorophyll a-Gehalt in $\mu\text{gChla/Liter}$ Suspension angibt) dem durch acetonische Extraktion ermittelten Chlorophyll a-Gehalt der Probe? Gibt es Unterschiede zwischen zwei verschiedenen Sonden? Aus den umfangreichen Untersuchungen ging hervor, dass verschiedene Algenklassen verschiedene Faktoren aus extrahiertem Chlorophyll a und Sondensignal zeigten, und dass die Faktoren teilweise nicht konstant waren, sondern zu dünneren (sukzessive verdünnten und daher geringer konzentrierten) Proben hin abfielen. Darüber hinaus zeigten verschiedene Arten einer Algenklasse verschiedene Faktoren und auch verschiedene Kulturen einer einzigen Art zeigten unterschiedliche Ergebnisse, was vor allem für Blaualgen zutraf. Beide getesteten Sonden arbeiteten gleich. In der Folge dieser umfangreichen Labor-Untersuchungen fand ein Treffen zwischen Fluoreszenzforschern und Fluoreszenz-Meßgeräte-Herstellern am IOW statt. Die Diskussion unter den Wissenschaftlern hatte zur Folge, dass die Fluoreszenzsonde modifiziert und das Anregungslicht von 100% auf 20% reduziert wurde. Darüber hinaus wurde basierend auf dem Datensatz aus dem Labor, der unter Ausschluß jeglichen zusätzlichen äußeren Lichteinflusses gewonnen wurde, in Kooperation mit dem Sonden-Hersteller eine Kompensations-Gleichung zur Berechnung des Chlorophyll a-Gehalts aus dem Sondensignal entwickelt. Inzwischen war die herkömmliche Sonde erneut im Freiland getestet worden und auch hier ergab sich eine nicht zufriedenstellende Korrelation zwischen acetonisch extrahiertem Chlorophyll a und Fluoreszenzsonden-Signal. Ab Juli 1999 war die modifizierte Sonde einsatzfähig und konnte auf zwei Ausfahrten getestet werden. Alle gewonnenen Freiland-Daten wurden mit der Kompensations-Gleichung berechnet. Die Neuberechnungen zeigen eine starke Annäherung des über die Fluoreszenz-Sonde ermittelten Chlorophyll a-Gehalts an den durch acetonische Extraktion ermittelten Chlorophyll a-Gehalt, so dass der Quotient aus acetonisch extrahiertem Chlorophyll a und über die Sonde ermitteltem Chlorophyll a in allen Fällen um den Faktor 1 schwankt. Insgesamt gesehen wurden die besten Ergebnisse mit der

Zuordnung der acetonisch extrahierten Chlorophyll a-Werte zu dem um 2 Minuten versetzten UTC-Uhrzeit-Sondensignal erzielt. (Ähnlich gute Ergebnisse wurden auch bei Verwendung des tatsächlichen UTC-Uhrzeit-Sondensignals erzielt. Dennoch empfiehlt es sich aufgrund der Anordnung des Meßsystems den Zeitversatz des Sondensignals von 2 Minuten zu beachten (s. auch Kapitel 1.3.1.5.).) Für die Daten aus den drei Seereisen, während derer die herkömmliche (mit 100% Anregungslicht arbeitende) Fluoreszenzsonde verwendet wurde, wurde die Korrelation zwischen extrahiertem Chlorophyll a und Fluoreszenzsonden-Signal (unter Anwendung der Kompensations-Gleichung (s. Kapitel 1.3.1.3.)) berechnet. Bei 149 Einzelmessungen ergab sich ein Korrelationskoeffizient von 0,713. Das Ergebnis verbesserte sich auf 0,947 (n=109) bei der Auswertung der beiden letzten Seereisen, während derer die modifizierte Sonde (nur noch 20% Anregungslicht) zum Einsatz kam. Nimmt man alle gewonnenen und mit Hilfe der Kompensations-Gleichung neu berechneten Fluoreszenzsonden-Daten zusammen (also die Daten aus 3 Seereisen mit der Verwendung der herkömmlichen Sonde (100% Anregung) und die Daten aus 2 Seereisen mit der Verwendung der modifizierten Sonde (20% Anregung)), so erhält man einen Korrelationskoeffizienten von 0,909 bei n=258 für die Beziehung zwischen acetonisch extrahiertem Chlorophyll a und Fluoreszenzsonden-Signal. Die modifizierte Fluoreszenz-Sonde wurde im März 2000 nochmals im Labor getestet und es wurde deutlich, dass sowohl die Modifizierung der Sonde als auch die Anwendung der Kompensations-Gleichung wesentlich zur Angleichung des Fluoreszenzsonden-Signals an die durch acetonische Extraktion gewonnenen Chlorophyll a-Werte beitragen. Im Sinne einer zukünftigen Nutzung der on-line Fluoreszenzsonde zur Detektion der aktiven Phytoplankton-Biomasse (aktives Chlorophyll a) wurde das System sowohl durch die Modifikation als auch durch die Erstellung einer auf im Labor gewonnenen Daten basierenden Kompensations-Gleichung wesentlich verbessert.

1.5.1.2 Xe-PAM-Fluorometer und Grundfluoreszenz

Parallel zur Austestung der on-line Fluoreszenzsonde wurde das Xe-PAM-Fluorometer, ein aus der Grundlagenforschung stammendes Fluoreszenz-Meßgerät, getestet. Dabei wurde bezüglich der fluorometrischen Detektion der aktiven Biomasse der Parameter der Grundfluoreszenz F_0 näher betrachtet. Die Korrelation zwischen Grundfluoreszenz und acetonisch extrahiertem Chlorophyll a-Gehalt wurde an Datensätzen aus drei verschiedenen

Seereisen untersucht. Um die Daten untereinander vergleichen zu können, wurde das jeweilige Signal, unter der Annahme der Linearität innerhalb der Einzelparameter, auf eine einheitliche Parametergröße umgerechnet. Bezieht man alle Messungen in den Vergleich ein, so ergibt sich während der Seereise im ersten Untersuchungsjahr 1998 eine Korrelation zwischen acetonisch extrahiertem Chlorophyll a und Grundfluoreszenz F_0 von 0,846 ($n=67$). In diese Berechnung gehen sowohl Ergebnisse aus der Untersuchung der Vertikalprofile (0-15m Tiefe) als auch Daten aus einem Mesokosmos-Versuch zur Simulation der Lichtanpassung in einem Oberflächen-Wasserkörper ein. Betrachtet man jedoch ausschließlich die an Oberflächenalgen gewonnen Daten, so verbessert sich die Korrelation auf 0,910 ($n=27$). Für eine zweite Seereise im Jahre 1998 in das Gebiet der Pommernbucht ergab sich bei Gesamtbetrachtung der Ergebnisse bis 7m Tiefe eine Korrelation von 0,981 ($n=13$) und bei alleiniger Betrachtung der Oberflächen-Daten eine Korrelation von 0,970 ($n=7$). Betrachtet man die Gesamtheit der Daten, die während der Sommer-Seereise in die Gotlandsee im Jahre 1999 gewonnen wurden, ergibt sich eine Korrelation von 0,721 ($n=40$) und bei ausschließlicher Betrachtung der Oberflächendaten erhält man eine Korrelation von 0,929 ($n=14$). Um die Eignung des Parameters F_0 zur on-line Detektion der aktiven Biomasse im Oberflächen-Wasser zu testen, ist vor allem die Betrachtung der Oberflächen-Daten aus dem freien Wasserkörper relevant. Für die Gesamtheit der Oberflächendaten aus dem Jahre 1998 erhält man eine Korrelation von 0,952 ($n=21$), für die Gesamtheit der Oberflächendaten aus beiden Untersuchungsjahren 1998 und 1999 ergibt sich eine Korrelation von 0,737 ($n=31$).

Die dargestellten Resultate zeigen, dass der Parameter F_0 prinzipiell zur Detektion der aktiven Biomasse (des aktiven Chlorophyll a) geeignet ist. Generell wird ein gutes Ergebnis bei alleiniger Betrachtung der Oberflächendaten erreicht. Der Grund warum sich das Ergebnis der Korrelation bei der Gesamtbetrachtung der Oberflächendaten von 0,952 ($n=21$) im Gesamtjahr 1998 auf 0,737 ($n=31$) in beiden Untersuchungsjahren verschlechtert, liegt in der veränderten Algenklassen-Zusammensetzung im Jahre 1999 im Vergleich zum Jahre 1998 und im Massenaufkommen von Cyanobakterien im Jahre 1999 begründet: Über die Fluoreszenzemission wird das Chlorophyll a des Photosystems II detektiert. Im Gegensatz zu den übrigen Algenklassen beinhaltet das Photosystem I der Cyanobakterien im Vergleich zum Photosystem II jedoch viel Chlorophyll a, das über die Fluoreszenz nicht detektiert werden

kann, durch acetonische Extraktion des Chlorophyll a's jedoch ermittelt wird. Werden nun die Daten aus zwei Untersuchungsjahren zusammengebracht, von denen in einem Untersuchungsjahr ein Massenvorkommen an Cyanobakterien an der Wasseroberfläche vorlag, verschlechtert sich zwangsläufig das Gesamtergebnis (Die Tatsache, dass das Photosystem I von Cyanobakterien viel Chlorophyll a enthält, das unter physiologischen Bedingungen nicht detektierbar ist, wirkt sich somit auf alle Meßsysteme aus, die die Fluoreszenz von Algenpopulationen detektieren.).

Darüber hinaus wurde gezeigt, dass der Parameter der Grundfluoreszenz F_0 nicht von Fluoreszenz-quencheden Prozessen beeinflusst wird: Durch die Aufnahme des Vertikalprofils eines driftenden Wasserkörpers wurde das nicht-photochemische Fluoreszenz-Quenching an der Wasseroberfläche im Tagesgang aufgezeigt. Vom Mittag bis zum späten Nachmittag wurden die höchsten Werte für das nicht-photochemische Fluoreszenz-Quenching registriert. Wie die Auftragung des Quotienten aus F_0 /Chlorophyll a ergab, wird der Parameter der Grundfluoreszenz (F_0) in den vorliegenden Experimenten von keinerlei Fluoreszenz-Quenchprozessen beeinflusst.

1.5.1.3 Physiologische Untersuchungen

Ein weiterer Teil der Projektarbeit im Teilbereich Pelagial bestand aus physiologischen Untersuchungen, die unter anderem im Zusammenhang mit Fluoreszenz-löschenden Prozessen stehen. Zum einen wurden Vertikalprofile driftender Wasserkörper im Tagesgang untersucht, zum anderen wurden Untersuchungen an Mesokosmen zur Lichtadaptation von Phytoplankton durchgeführt.

1.5.1.3.1 Vertikalprofile

Zunächst sollen die Untersuchungen der Vertikalprofile driftender Wasserkörper zusammengefasst werden. Es wurden sowohl die photophysiologischen Variablen (mit Hilfe des Xe-PAM Fluorometers) als auch die Algenklassen-Zusammensetzung, die Pigmentkomposition, die Zellen kleiner/gleich $4\ \mu\text{m}$, die Lichtsättigungskapazität und die Lichtschutzkapazität (auf Pigmentebene) untersucht. Die umfangreichen Datensätze aus zwei Untersuchungsjahren dokumentieren die photophysiologische Phänomenologie offener Ostsee-Algenpopulationen an einem klaren Sommertag mit hoher Lichteinstrahlung. Die

Ergebnisse aus beiden Untersuchungsjahren weisen den gleichen Trend auf. Trotz hoher Lichtintensitäten an der Wasseroberfläche wird die photosynthetische Kapazität der Oberflächenalgen aufrechterhalten, bis am Nachmittag, nach mehrstündiger Starklichtbestrahlung, ein deutlicher Rückgang der Photosynthesekapazität sichtbar wird. Zum Abend hin regeneriert sich die Photosynthesekapazität wieder. Unter den höchsten Lichtintensitäten von $2000 \mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$ am Mittag des Untersuchungstages in 1998 verändert sich die Algenklassen-Zusammensetzung hin zu einem stärkeren Biomasse-Anteil an Bacillariophyceen auf Kosten von Cyanobakterien und Dinophyceen. Die Lichtschutz-Kapazität in Form des Lichtschutzpigmentes Diadinoxanthin in Relation zur Biomasse der Diadinoxanthin enthaltenden Algenklassen war zu diesem Zeitpunkt an der Oberfläche 12,2-fach höher als in 15m Tiefe. Die Funktionsfähigkeit des Xanthophyll-Zyklus (Diadinoxanthin/Diatoxanthin-Zyklus) konnte durch künstliche Starklichtbestrahlung von Oberflächenalgen gezeigt werden. Dabei war die Lichtintensität der natürlichen Spitzenbelichtung am Mittag äquivalent. Die Starklicht-Bestrahlung über zwei Stunden hinweg verursachte photooxidative Effekte, da die Summe der Pigmente Diadinoxanthin und Diatoxanthin nach dieser Zeitspanne stark abnahm. Dagegen veränderte sich der Gehalt an Zeaxanthin nicht. Die Gesamtmenge des detektierten Zeaxanthins stammte aus Cyanobakterien, da nur Spuren von Violaxanthin detektiert werden konnten. (Das in Chlorophyceen vorkommende Violaxanthin ist in einen zweiten bekannten Xanthophyll-Zyklus involviert, der die starklichtabhängige Umwandlung von Violaxanthin über Antheraxanthin in Zeaxanthin beschreibt). Somit war das detektierte Zeaxanthin nicht Teil eines weiteren Xanthophyll-Zyklus. Der schädliche Effekt der anhaltenden Starklichtbestrahlung am Mittag wird im starken Rückgang der Photosynthesekapazität am Nachmittag reflektiert. Trotz der existierenden Lichtschutz-Mechanismen wie beispielsweise des Xanthophyll-Zyklus können die Algen der Starklichtbestrahlung an der Oberfläche nicht widerstehen, so dass die Photosynthesekapazität für mehrere Stunden unterdrückt wird und erst gegen Abend der Ausgangszustand wieder erreicht wird. Sowohl in 1998 als auch in 1999 steigt die Quantenausbeute der Oberflächenalgen unter den höchsten Lichtintensitäten am Mittag vorübergehend an und die Algenklassen-Zusammensetzung verschiebt sich kurzzeitig hin zu einem größeren Biomasse-Anteil an Bacillariophyceen auf Kosten von Cyanobakterien. Aus den Cytometrie-Daten wurde deutlich, dass das Cyanobakterium

Synechokokkus vermehrt in einer Tiefe zwischen 12 und 16m (bzw. ca. 20m) vorkommt. Tagesgänge fluorometrisch ermittelter Lichtsättigungskurven von Oberflächenalgen und Algen unterhalb der Thermokline (aus 20m Tiefe) zeigten in beiden Fällen die niedrigste maximale Photosyntheseleistung um 14.00 Uhr. Insgesamt wurden in 20m Tiefe deutlich niedrigere maximale Photosyntheseraten detektiert. Diese Befunde beweisen, dass die Photosyntheseleistung und damit auch die Primärproduktion im Tagesverlauf variiert, und nicht nur von der eingestrahnten Lichtintensität, sondern vor allem auch vom Grad der Lichtadaptation abhängt.

1.5.1.3.2 Lichtadaptation im Mesokosmos

Zur Untersuchung der Lichtadaptation im Mesokosmos wurden zwei 1000 Liter Plastiktanks mit Oberflächenwasser gefüllt. Eines der Fässer wurde mit Tarnnetz verdunkelt um eine Schwachlichtsituation zu simulieren. Während der Adaptationszeit von acht Tagen wurden die photosynthetisch aktive Strahlung registriert, die Nährsalzkonzentrationen bestimmt und die Temperatur in den Fässern ermittelt. Zu den untersuchten Parametern zählte die Entwicklung der Algenklassen-Zusammensetzung, die Pigment-Entwicklung, die Lichtschutzkapazität vor und nach der Anpassung (auf Pigmentebene), die Detektion der Algen kleiner/gleich 4 μm und die Aufnahme von fluorometrisch ermittelten Lichtsättigungskurven vor und nach der Lichtanpassung. Sowohl im Starklicht- als auch im Schwachlicht-Tank bildeten Cyanobakterien bis zum Ende der Lichtanpassung den Hauptanteil der Biomasse. In beiden Tanks nahm die Biomasse im Verlauf der Anpassungszeit ab. Der Biomasse-Anteil der Dinophyceen war im Starklicht-Tank durchschnittlich etwas größer, der der Bacillariophyceen durchschnittlich ähnlich dem im Schwachlicht-Tank. Die fädige Blaualge *Aphanizomenon „baltica“* wurde im Starklicht-Tank bereits am 4. Versuchstag nicht mehr nachgewiesen. Dagegen wurde sie im Schwachlicht-Tank bis zum Ende gezählt, hatte aber auch hier im Vergleich zum Versuchsanfang stark an Biomasse verloren. Im Gegensatz zu *Nodularia spumigena*, - eine ebenfalls fädige und für die Ostsee relevante Blaualge - scheint *Aphanizomenon* hohe Lichtintensitäten nicht verkraften zu können. Erwartungsgemäß verringerte sich der Chlorophyll a-Anteil im Starklicht-Tank im Vergleich zum Schwachlicht-Tank stark. Der Gehalt an Fucoxanthin nahm in beiden Fässern, im Schwachlicht-Tank jedoch etwas stärker zu. (Fucoxanthin ist das Markerpigment für

Bacillariophyceen. Eine geringfügige Zunahme des Biomasse-Anteils der Bacillariophyceen konnte in beiden Fässern beobachtet werden. Fucoxanthin wird in den Diatomeen im Schwachlicht-Tank offensichtlich auch aus Gründen der Lichtsammlung stärker gebildet.) Diadinoxanthin nahm ebenfalls in beiden Tanks zu, im Starklicht-Tank stärker als im Schwachlicht-Tank. Zeaxanthin nahm im Starklicht-Tank ab dem 4. Versuchstag stark ab, im Schwachlicht-Tank dagegen kaum. β -Carotin und Echinenon wurden ab dem 4. Versuchstag im Starklicht-Tank nicht mehr detektiert. Im Schwachlicht-Tank wurde β -Carotin bis zum Ende des Versuchs, Echinenon jedoch am vorletzten und letzten Tag nicht mehr detektiert. Die Überprüfung der Lichtschutzkapazität ergab, dass sich die Gesamt-Poolgröße der Xanthophyllzyklus-Pigmente Diadinoxanthin und Diatoxanthin am Ende der Versuchszeit im Starklicht-Tank stark erhöht hatte. Auch nach einer 2-stündigen Starklichtbestrahlung wurde keine Destruktion der Pigmente festgestellt. Die Anzahl der kleiner/gleich 4 μm großen Synechokokken nahm im Schwachlicht-Tank während der Versuchszeit stark zu. Die Ergebnisse der fluorometrisch ermittelten Lichtsättigungskurven zeigten am Ende der Versuchszeit im Schwachlicht-Tank erwartungsgemäß niedrigere maximale Photosyntheseraten als im Starklicht-Tank. Die zusammengefassten Ergebnisse zum Mesokosmen-Versuch liefern typische Beweise einer Starklicht- bzw. Schwachlichtanpassung in den jeweiligen Tanks und geben damit für das Monitoring Hintergrund-Informationen über den Mechanismus der Lichtanpassung und die Variabilität der Photosyntheseleistung.

1.5.2 Veröffentlichungen und Ausblicke

Bereits erfolgte und noch ausstehende Veröffentlichungen, die während der Projektarbeit entstanden sind, werden nachfolgend genannt:

Hartig P., Gervais F., Lippemeier S., Forster R., Müller A.M., Feuerpfeil P., Krumbeck H. (1999):
Comparison of different PAM-fluorometers for phytoplankton research including photosynthesis measurements in relation to O_2 -production and carbon assimilation. In: Berichte, Forschungs- und Technologiezentrum Westküste d. Univ. Kiel, Nr. 19, Herausg. Hartig u. Vanselow, Büsum, 63-76.

Müller A.M. (1999):
Some remarks on the physiological background of fluorescence measurements. In: Berichte, Forschungs- und Technologiezentrum Westküste d. Univ. Kiel, Nr. 19, Herausg. Hartig u. Vanselow, Büsum, 77-88.

Weitere Publikationen zu den Themenkomplexen Fluoreszenzmessungen und physiologische Untersuchungen sind in Bearbeitung.

Aus den Ergebnissen bezüglich der Anwendung der neuesten Fluoreszenz-Meßtechnik aus der Grundlagenforschung entwickelte sich eine Projektidee, aus der ein Projektantrag entstand. Beteiligte vorgesehene Kooperationspartner waren die Sektion Biologische Meereskunde des IOW, die Arbeitsgruppe Messtechnik des IOW, die Universität Würzburg, eine Firma und ein Ingenieurbüro. Der Projektantrag wurde von beiden Gutachtern positiv bewertet, scheiterte jedoch an der Finanzierung. Darüber hinaus entstand aus den Ergebnissen zu den photophysiologischen Untersuchungen die Vorbereitung für eine weitere Antragstellung.

1.6 Literatur

Barber J. & Andersson B. (1992):

Too much of a good thing: light can be bad for photosynthesis. Trends Biochem. Sci. 17: 61-66

Bilger W. & Björkman O. (1990):

Role of the xanthophyll cycle in photoprotection elucidated by measurements of light-induced absorbance changes, fluorescence and photosynthesis in leaves of *Hedera canariensis*. Photosynthesis Research 25: 173-185

Bilger W., Schreiber U. & Bock M. (1995):

Determination of quantum efficiency of photosystem II and of non-photochemical quenching of chlorophyll fluorescence in the field. Oecologia 102: 425-432

Büchel C. & Wilhlem C. (1993):

In vivo analysis of slow chlorophyll fluorescence induction kinetics in algae: progress, problems and perspectives. Photochemistry and Photobiology 58, (1): 137-148

Demmig-Adams, B. (1990):

Carotenoids and photoprotection in plants: A role for the xanthophyll zeaxanthin. Biochim. Biophys. Acta 1020: 1-24

Demmig-Adams B. & Adams W. W. III (1992b):

Photoprotection and other responses of plants to high light stress. Ann. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol. 43: 599-626

Demmig-Adams B. & Adams W. W. III (1993):

The xanthophyll cycle. In: A. YOUNG & G. BRITTON (eds), The Carotenoids in Photosynthesis, 206-245. Chapman and Hall, London, Glasgow, New York, Tokyo, Melbourne, Madras

Falkowski P. G., Greene R. & Kolber Z. (1994):

Light utilization and photoinhibition of photosynthesis in marine phytoplankton. In: Photoinhibition of photosynthesis. From molecular mechanisms to the field. (Baker N.R. and Bowyer J.R., editors), pp 407-432. BIOS Scientific Publishers

Falkowski P. G. & Kolber Z. (1993):

Estimation of phytoplankton photosynthesis by active fluorescence. ICES mar. Sci. Symp., 197: 92-103

Falkowski P. G. & La Roche, J. (1991):

Acclimation to spectral irradiance in algae. J. Phycol. 27: 8-14

Falkowski P. G. & Owens T. G. (1980):

Light-shade adaptation. Two strategies in marine phytoplankton. Plant Physiol. 66: 592-595

Franklin L. A., Levvasseur G., Osmond C. B., Henley W. J. & Ramus J. (1992):

Two components of the onset and recovery during photoinhibition of *Ulva rotundata*. Planta 186: 399-408

Hanelt D., Huppertz K. & Nultsch W. (1993):

Daily course of photosynthesis and photoinhibition in marine macroalgae investigated in the laboratory and field. Mar. Ecol. Prog. Ser. 97: 31-37

Hansson Ö. & Wydrzynski T. (1990):

Current perceptions of photosystem II. Photosynth. Res. 23: 131-162

Hartig P., Wolfstein K., Lippemeier S. & Colijn F. (1998):

Photosynthetic activity of natural microphytobenthos populations measured by fluorescence (PAM) and ¹⁴C-tracer methods: a comparison. Mar. Ecol. Progr. Ser. 166: 53-62

HELCOM (1988):

Guidelines for the Baltic Sea Monitoring Programme for the third stage. Part D. Biological determinands. Baltic Sea Environ Proc 27 D:1-161

JGOFS – Joint Global Ocean Flux Study (1996):

Protocols for the joint global ocean flux study (JGOFS) core measurement. (Report No. 19). Reprinting of the IOC Manuals and Guides No. 29. Bergen, Norway, Intergovernmental Oceanographic Commission

Kirk J. T. O. (1994):

Light and photosynthesis in aquatic ecosystems. Cambridge University Press

Kohl J.-G. & Nicklisch A. (1988):

Ökophysiologie der Algen: Wachstum und Ressourcennutzung. Fischer-Verlag Stuttgart, New York

Kok B. (1956):

On the inhibition of photosynthesis by intense light. Biochim. Biophys. Acta 21: 234-244

Kolber Z. & Falkowski P. G. (1992):

Fast repetition rate (FRR) fluorometer for making *in situ* measurements of primary productivity. Proceedings of Ocean 92 Conference, Newport, Rhode Island, Vol. 2. Institute of Electrical and Electronic Engineers Publication 92CH3217-7, 637-641

Kolber Z. & Falkowski P. G. (1993):

Use of active fluorescence to estimate phytoplankton photosynthesis *in situ*. Limnol. Oceanogr. 38 (8): 1646-1665

Krause G. H. & Weis E. (1991):

Chlorophyll fluorescence and photosynthesis. The basics. Ann. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol. 42: 313-349

Kyle D. J. (1987):

The biochemical basis for photoinhibition of photosystem II. In: D. J. KYLE, C. B. OSMOND & C. J. ARNTZEN (eds), Photoinhibition, 197-226. Elsevier Science Publishers B.V., Amsterdam, New York, Oxford.

Lawlor D. W. (1995):

Photosynthesis, productivity and environment. J. Experim. Botany 46: 1449-1461

Long S. P., Humphries S. & Falkowski P. G. (1994):

Photoinhibition of photosynthesis in nature. *Ann. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 45: 633-662

Müller A. M. (1997):

Molekularbiologische Grundlagen und limnologische Bedeutung der Lichthemmung (Photoinhibition) der Photosynthese in Fließgewässern. BfG-Mitteilung Nr. 13, Bundesanstalt für Gewässerkunde, Koblenz, Berlin, 47 S.

Müller A. M. & Wilhelm C. (1997):

Light adaptation of the phytoplankton diatom *Phaeodactylum tricornutum* under conditions of natural light climate. *Int. Revue ges. Hydrobiol.* 82 (3): 315-328

Neale P. J. (1987):

Algal photoinhibition and photosynthesis in the aquatic environment. In: D. J. KYLE, C. B. OSMOND & C. J. ARNTZEN, (eds), *Photoinhibition*, 39-65. Elsevier Science Publishers B.V., Amsterdam, New York, Oxford.

Platt T., Gallegos C. L. & Harrison W. G. (1980):

Photoinhibition of photosynthesis in natural assemblages of marine phytoplankton. *J. Mar. Res.* 38: 687-701

Prasil O., Adir N. & Ohad I. (1992):

Dynamics of photosystem II: mechanism of photoinhibition and recovery processes. In: J. BARBER (ed), *The Photosystems: Structure, Function and Molecular Biology*, 295-348. Elsevier Science Publishers B.V.

Richardson K. J., Beardall J. & Raven J. A. (1983):

Adaptation of unicellular algae to irradiance: an analysis of strategies. *New Phytologist* 93: 157-191

Schreiber U. & Bilger W. (1993):

III. Progress in chlorophyll fluorescence research: major developments during the past years in retrospect. *Progress in Botany* 54: 151-173

Schreiber U., Neubauer C. & Schliwa U. (1993):

PAM fluorometer based on medium-frequency pulsed Xe-flash measuring light: A highly sensitive new tool in basic and applied photosynthesis research. *Photosynthesis Res.* 36: 65-72

Schreiber U., Schliwa U. & Bilger W. (1986):

Continuous recording of photochemical and non-photochemical chlorophyll fluorescence quenching with a new type of modulation fluorometer. *Photosynth. Res.* 10: 51-62

Steemann Nielsen E. (1952):

The use of radio-active carbon (^{14}C) for measuring organic production in the sea. *J. Cons. Perm. Int. Explor. Mer.* 18: 117-140

Utermöhl H. (1958):

Zur Vervollkommnung der quantitativen Phytoplanktonmethodik. *Mitt. Int. Ver. Limnol.* 9, 1-39

Van Kooten O. & Snel J. F. H. (1990):

The use of chlorophyll fluorescence nomenclature in plant stress physiology. *Photosynthesis Research* 25: 147-150

Wall D. & Briand F. (1979):

Response of lake phytoplankton communities to in situ manipulations of light intensity and colour. *J. Plankton Res.* 1: 103-111

Wright S. W., Jeffrey S. W., Mantoura R. F. C., Llewellyn C. A., Bjornland T., Repeta D. & Welschmeyer N. (1991):

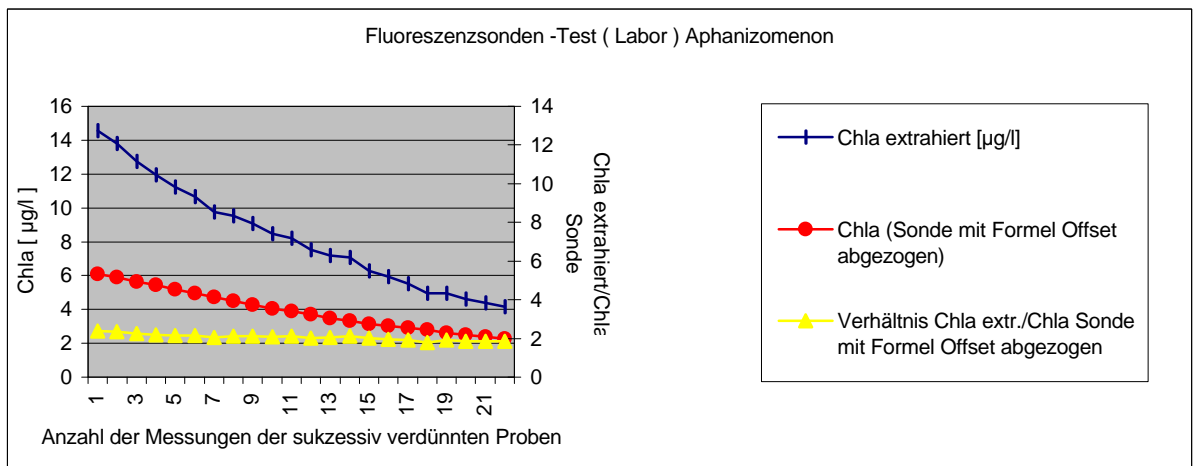
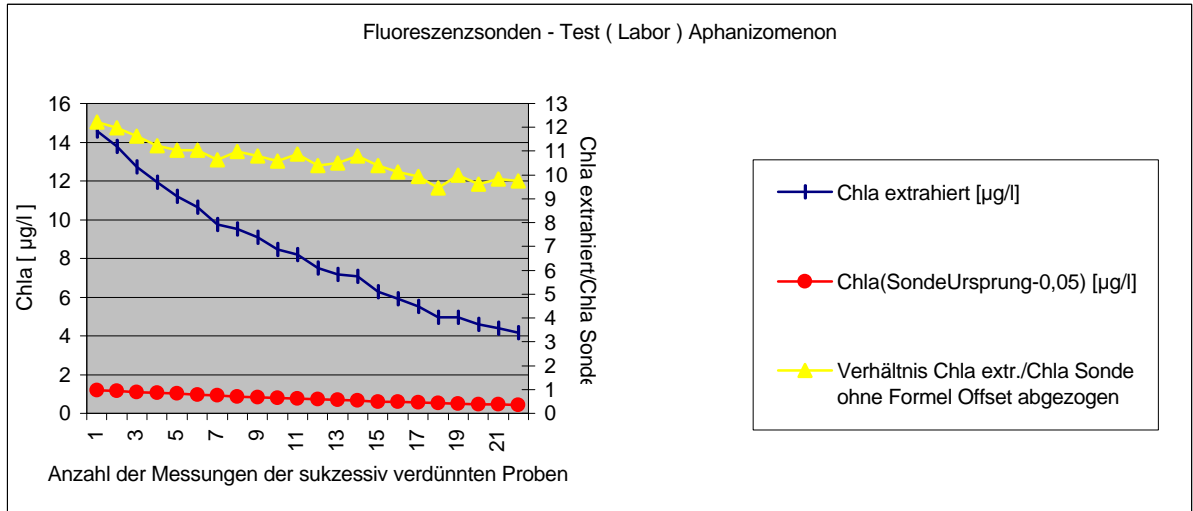
Improved HPLC method for the analysis of chlorophyll and carotenoids from marine phytoplankton. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 77: 183-196

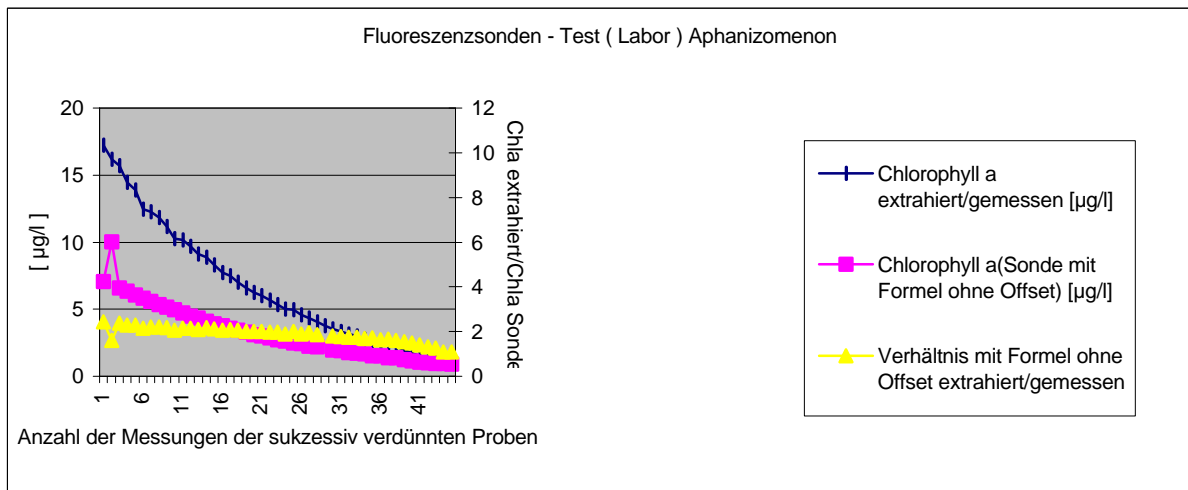
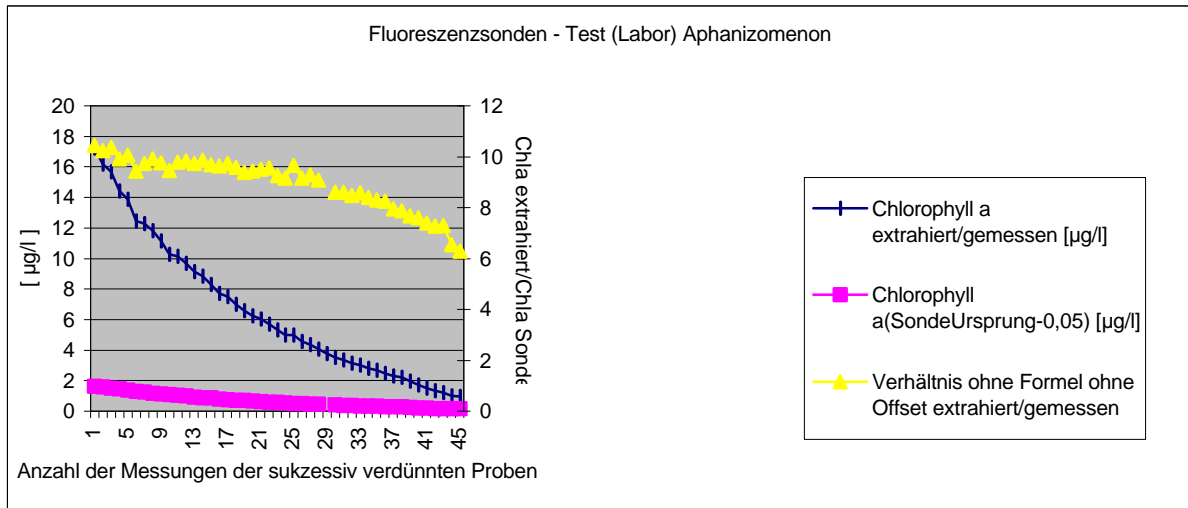
Wilhelm C., Bida J., Domin A., Hilse C., Kaiser B., Kesselmeier J., Lohr M. & Müller A. M. (1997):

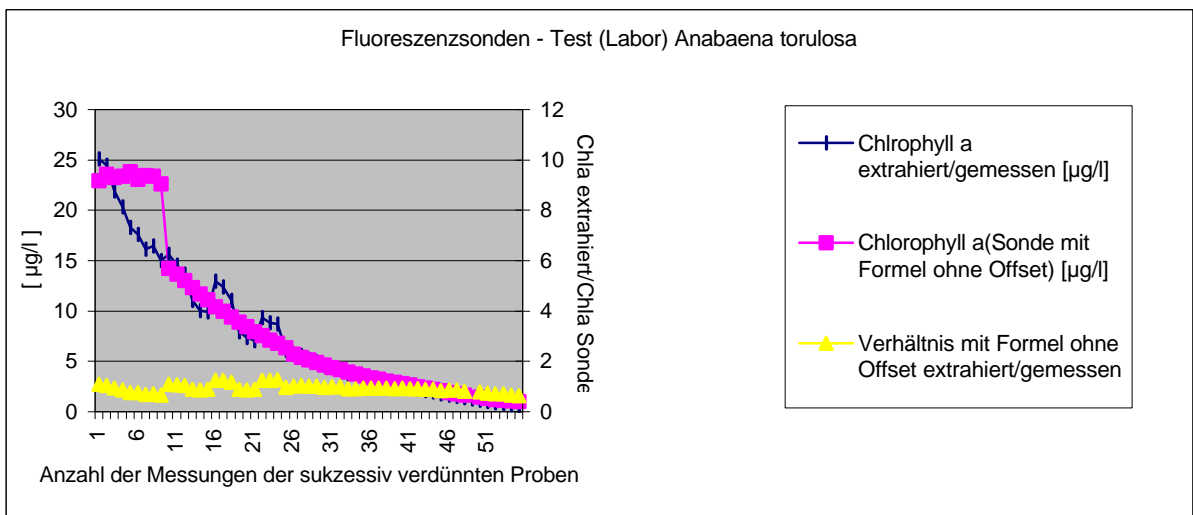
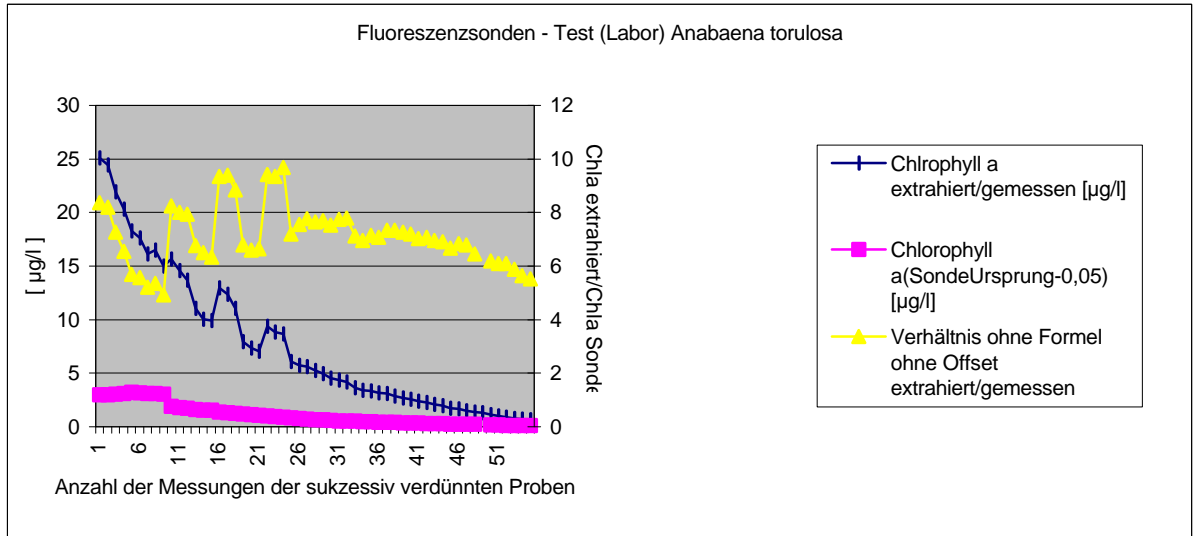
Interaction between global climate change and the physiological responses of algae. *Photosynthetica* 33 (3-4): 491-503

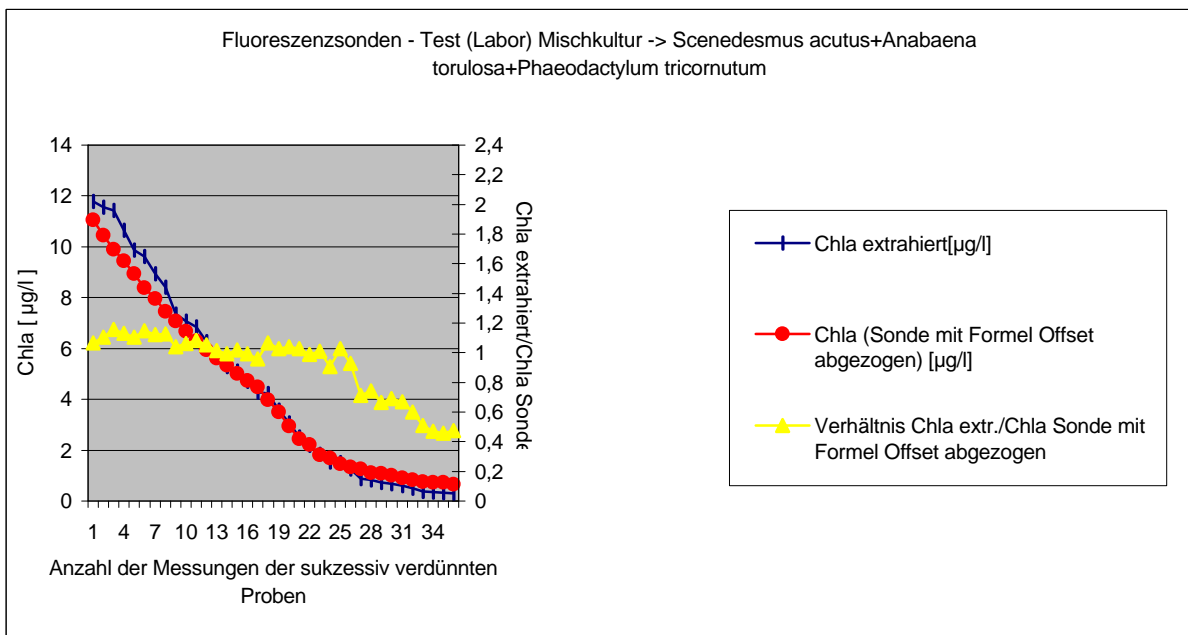
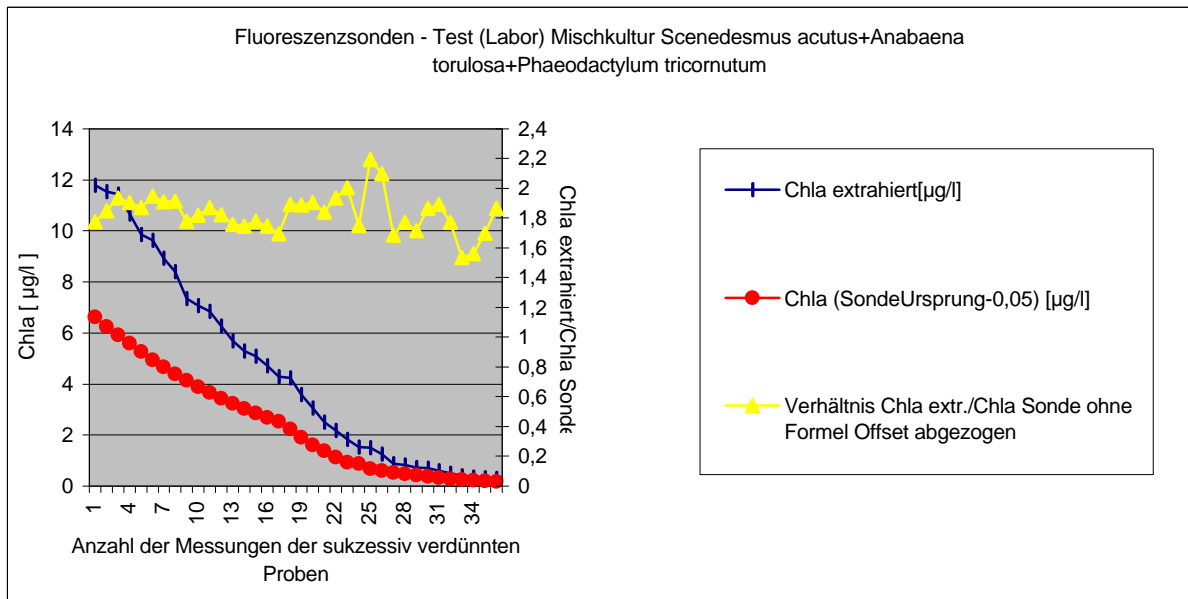
1.7 Anhang

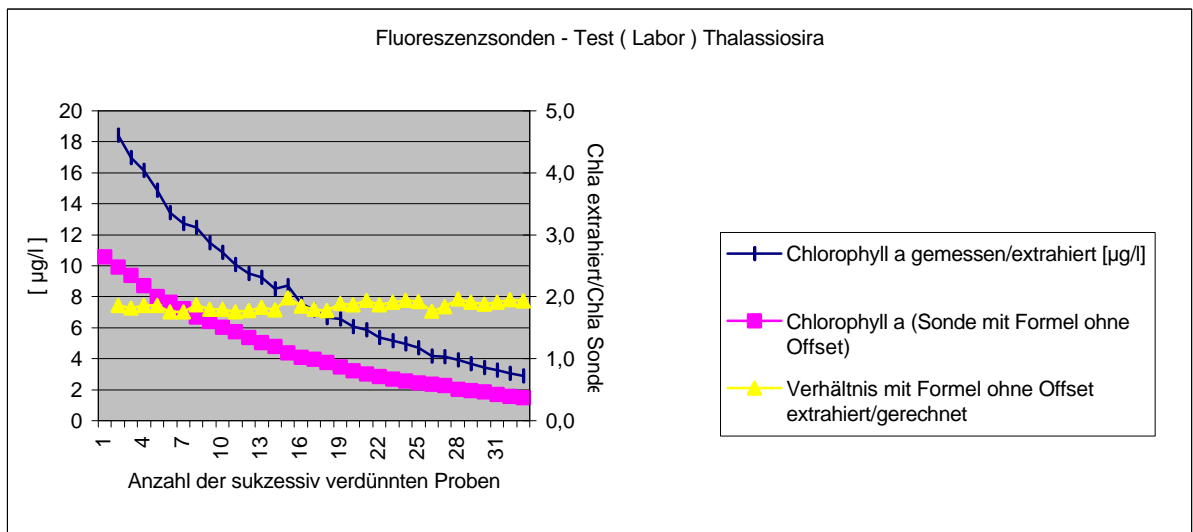
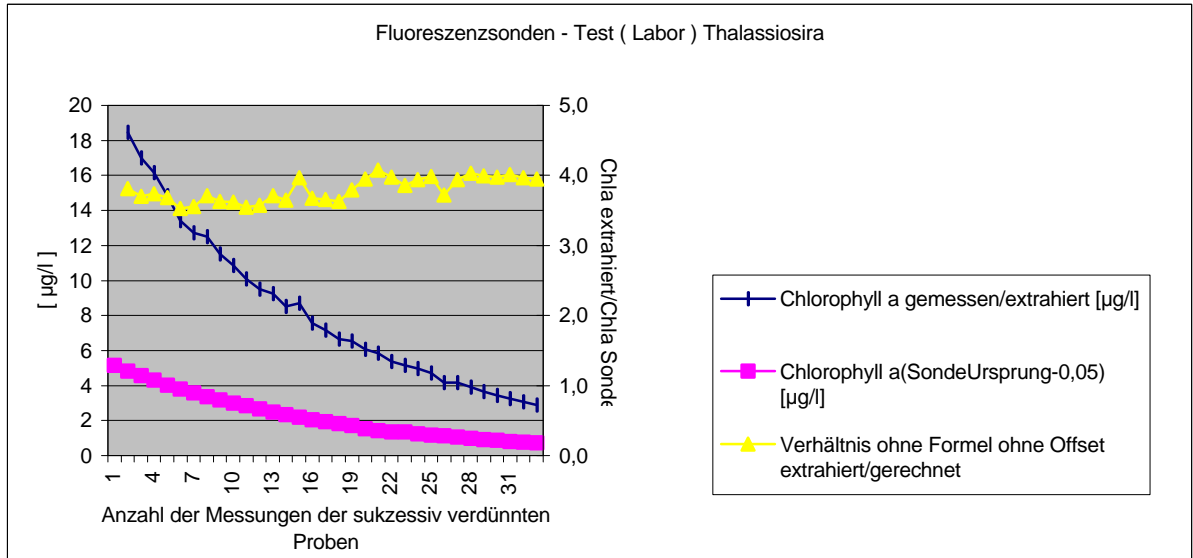
In den nachfolgenden Graphiken sind einige ausgewählte Daten aus dem umfangreichen Datensatz der Laboruntersuchungen im Jahre 1999 dargestellt. In jeweils zwei zusammengehörenden Graphiken wird im oberen Bild die Beziehung zwischen Fluoreszenzsondensignal und acetonisch extrahiertem Chlorophyll a gezeigt, wie sie mit der herkömmlichen Sonde (100% Anregungslicht) im Jahre 1999 im Labor an verschiedenen Einzel-Algenkulturen und Algengemischen detektiert wurde. Das untere Bild zeigt jeweils die Verbesserung des Fluoreszenzsondensignals nach Anwendung der Kompensations-Gleichung (in Graphiken mit „Formel“ bezeichnet), die in Kooperation mit dem Hersteller aus dem Gesamt-Datensatz im Labor (1999) gewonnen wurde (s. auch Kapitel 1.3.1.2. und 1.3.1.3.). Zur Darstellung kommen die Ergebnisse der Untersuchungen zweier verschiedener Aphanizomenon-Kulturen, einer Anabaena-Kultur (beide Cyanobakterien), eines Algengemisches aus Chlorophyceen, Cyanobakterium und Bacillariophyceen, einer Thalassiosira-Kultur, einer Phaeodactylum-Kultur (beide Bacillariophyceen) und einer Scenedesmus-Kultur (Chlorophyceen).

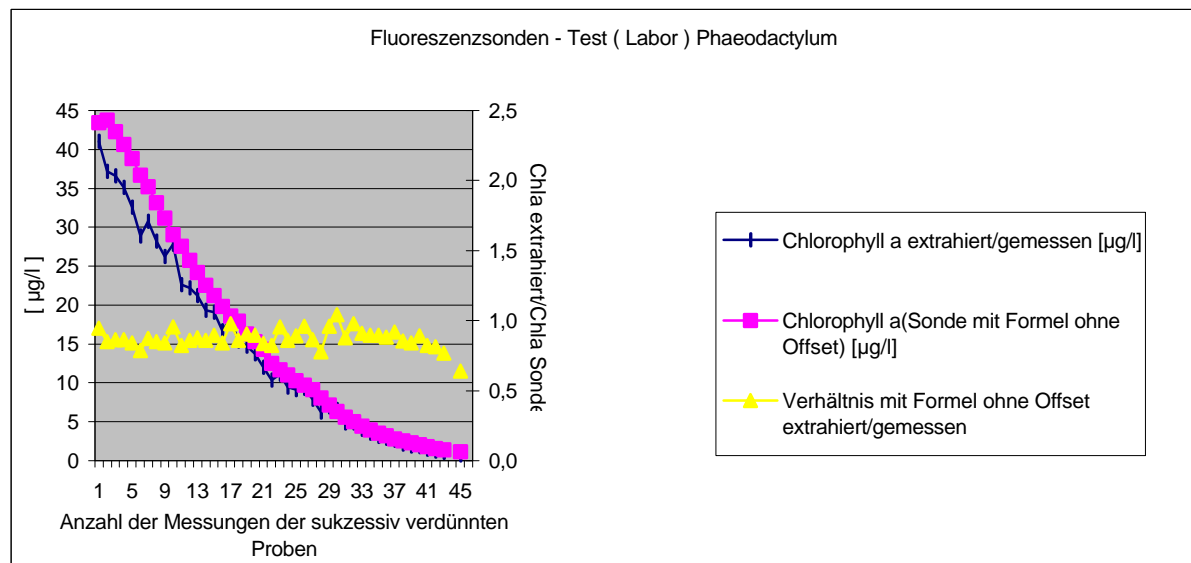
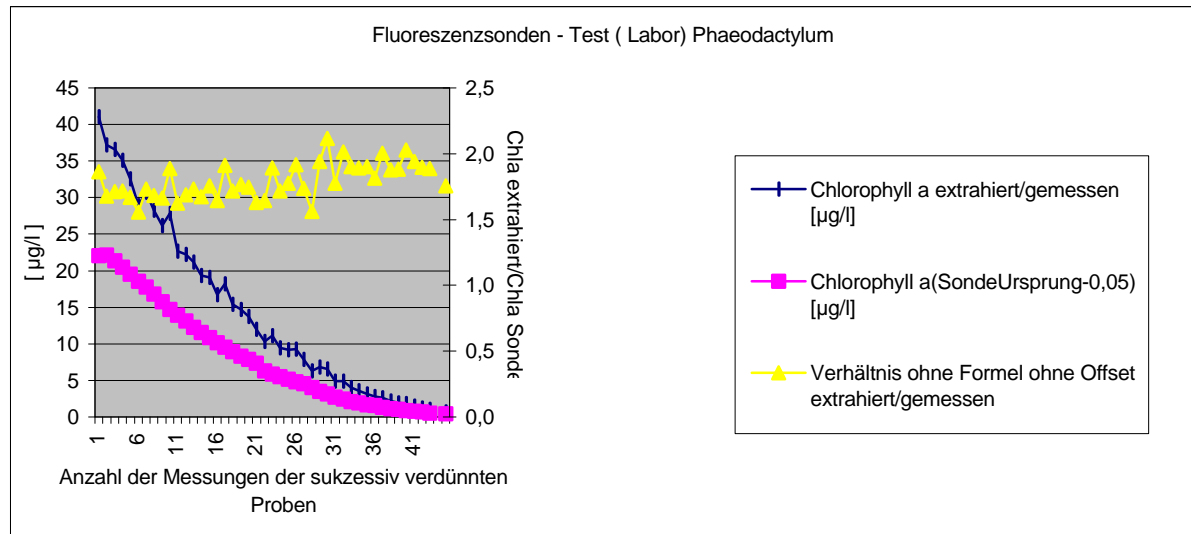


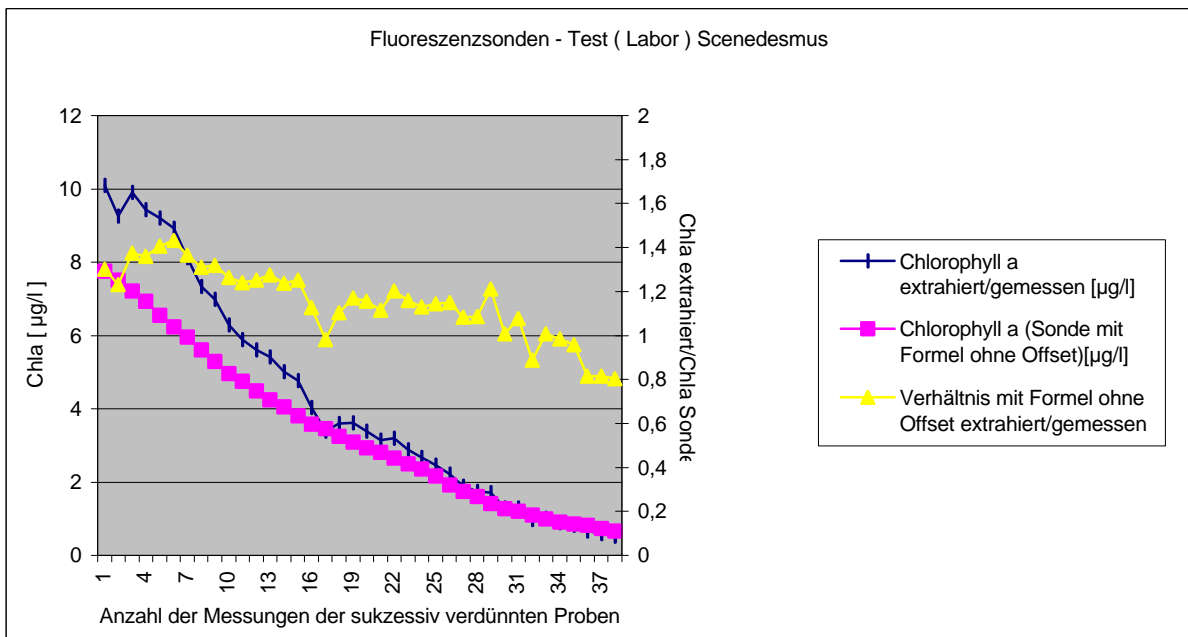
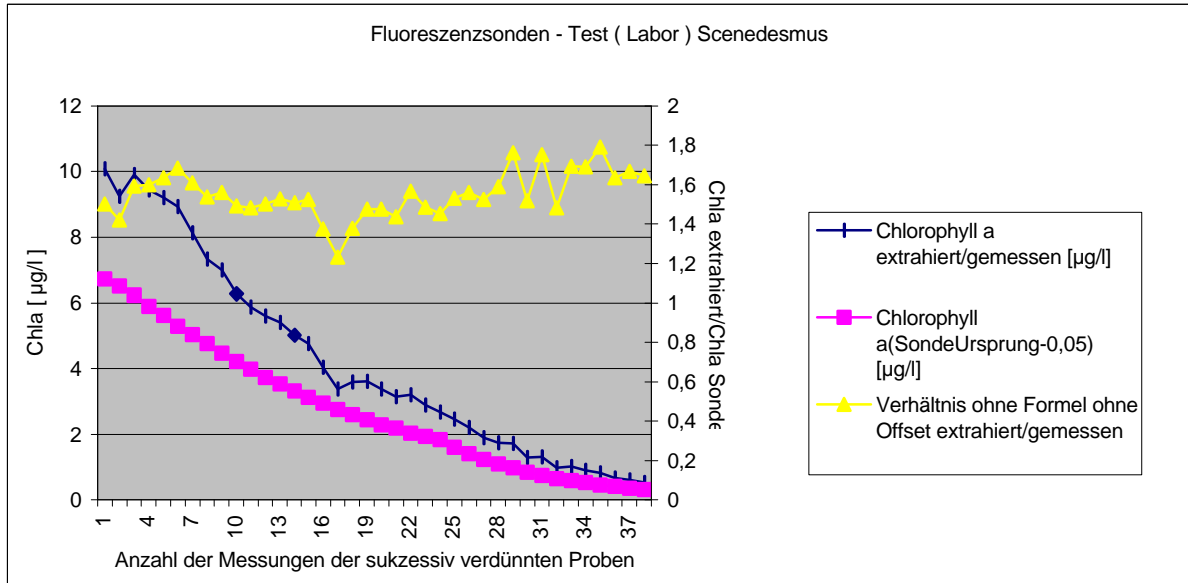












Anhang

Zusammenstellung der im Teilprojekt „Pelagial“ genutzten Geräte

- 1) In-situ-Fluorometer profilierend und als kontinuierlich registrierende Unterwassereinheit:
Backscat II, Typ 1302 (Dr.Haardt Optik-Mikroelektronik, Klein Barkau)
mit Xenon-Blitz, 15 Hz Blitzfrequenz, 2 kanalig, Filtersätze Chl.a und Phycoerythrin,
automatische Bereichsumschaltung, Bereiche 0-10 und 0-100 $\mu\text{g l}^{-1}$
- 2) Laborfluorometer:
Turner Designs 10-AU-005, (Turner Designs, Sunnyvale, USA), Chlorophyll optical kit,
Bereich filtrationsabhängig
- 3) PAM (Puls-Amplituden-Modulation)-Fluorometer:
Xenon-PAM (Walz-GmbH, Effeltrich), mit Xenon-Blitz-Lampe Xe-MF, Photodioden-
Detektor Xe-PD und Einheit für aktinisches Licht Xe-AL, Aktivitätsspektren bis unter 0,1
 $\mu\text{g Chl.a x l}^{-1}$
Phyto-PAM (Walz-GmbH, Effeltrich) mit spektraler LED-Anregung bei 470, 535, 620
und 650 nm, Detektion >710 nm, Aktivitätsspektren ab 0,1 $\mu\text{g Chl.a}$ für Differenzierung
verschiedener Algengruppen und Ermittlung photosynthetischer Aktivität
- 4) Pigmenttrennung:
HPLC-Merck-Hitachi Lichrograph (Merck, Darmstadt)mit Niederdruck-Gradienten-
mischung, Pumpe L 6200, DAD-Detektor L4500, Fluorometer F 1050 und Interface D
6000. Trennung nach Kraay,G.W., Zapata, M. & Veldhuis, M.J. (1992)
- 5)Globalstrahlung:
LICOR 1400 Logger mit Sensoren LI 190 (Deck) und LI 193 (UW) – Sensoren 400-700
nm
- 6) Spektralradiometrie
UW-Spektralradiometer Kruse (Ing.Büro.M.Kruse, Stubben), Bereich 400- 700 nm mit 8
nm Auflösung, Genauigkeit 1 nm, über 5 Dekaden, interner Logger bis 90 Spektren
- 7) CTD, Probennahme
CTD-Seabird nach WOCE-Standard mit Hydrobios Kranzwasserschöpfer (13 Schöpfer)

Umweltforschungsplan
des Bundesministers für Umwelt,
Naturschutz und Reaktorsicherheit

Forschungskennziffer 297 25 395/02 (alt 102 04 395/02)

**Optimierung des Biologischen Monitorings auf der Hohen See – Ansätze
zur Steigerung der Effizienz von Methoden und der Aussagekraft**

Teilprojekt Benthos

Dr. Michael L. Zettler

Institut für Ostseeforschung Warnemünde (IOW)

Institutsleiter
Prof. Dr. Bodo von Bodungen

IM AUFTRAG
DES UMWELTBUNDESAMTES

Mai 2000

2 Teilprojekt BENTHAL

2.1 EINLEITUNG

Zielstellung der vorliegenden Studie ist es, die konventionellen Monitoringmethoden (Greifer, Dredge) im „Baltic Marine Programme“ (BMP) mit Videoaufnahmen zu begleiten. Die Aufnahmen sollen in drei Punkten zur besseren Beurteilung der BMP-Stationen beitragen. Erstens wird über das Erkennen von Strukturen wie z.B. Phytal, Steinfelder, anoxische Bereiche, Patchiness und *Mytilus*-Bänke ein Gesamteindruck vermittelt, der teilweise deduktive Rückschlüsse auf die Besiedlung zuläßt. Zweitens werden Tiere der Epifauna qualitativ und quantitativ ermittelt. Drittens kann Endofauna in einigen Ausnahmefällen über sogenannten Lebensspuren (Kotschnüre, Siphos) ebenfalls identifiziert und gezählt werden. Die Arbeiten konzentrieren sich auf eine großräumige Erfassung und bessere Charakterisierung der benthischen Makrofauna.

Der Einsatz von Videokameras für wissenschaftliche Unterwasseruntersuchungen begann etwa Mitte unseres Jahrhunderts (BARNES 1955). Wie jede Probenahmetechnik hat das Videomonitoring Vor- und Nachteile, die es für die jeweilige Aufgabenstellung sinnvoll abzuwägen gilt. Bei der Vielzahl der Einsatzmöglichkeiten von Videotechnik (z.B. Videoschlitten, REMOTS, ROV, tauchergeführte Kamera) ist es notwendig zu wissen, wo die jeweiligen Grenzen und/oder Stärken der eingesetzten Methoden liegen (s.a. RUMOHR 1995). Haben tauchergeführte Kameras den Vorteil, ganz bestimmte Nahaufnahmen in „unwegsamen Gelände“ (z.B. Riffe) durchzuführen, so stoßen sie bezüglich der Einsatztiefe schnell auf ihre Grenzen bzw. sind in den meisten Regionen nur mit großem Kostenaufwand durchzuführen (z.B. CARLETON & DONE 1995). Dazu kommt, daß oft nur relativ kleine Abschnitte untersucht werden können. REMOTS (Remote Ecological Monitoring of the Seafloor) (sowohl Foto als auch Video) erlauben uns die Einsicht in das Sedimentprofil und haben damit einen sehr spezifischen Einsatzrahmen (z.B. RHOADS & GERMANO 1982, RUMOHR & SCHOMANN 1992). ROV's (Remotely Operated Vehicle) besitzen aufgrund ihrer taucherunabhängigen Führung und der großen Beweglichkeit die besten Voraussetzungen für Aufnahmen vom Flachwasser bis in die Tiefsee (z.B. BARRY & BAXTER 1993). Nachteile sind zum einen der meist sehr große Kostenaufwand und die sensible Steuerungstechnik. Letzteres erschwert den Einsatz in Gebieten mit starker Strömung. Jedoch können dagegen Substrate beprobt werden (Wracks, Bojen, Kabel etc.), die den Einsatz von geschleppter Technik aufgrund des Abreißrisikos nicht zu lassen. Andere Methoden verfolgen in der Regel sehr spezielle Fragestellung wie den Partikelstrom in der „benthic boundary layer“ oder das

Verhalten von speziellen Arten (z.B. THOMSEN ET AL. 1996, THORIN ET AL. 1998). Dazu werden die Kameras meist stationär eingesetzt und erlauben nur eine punktuell fokussierte Einsichtnahme. Ein Videoschlitten besitzt den Vorteil der Robustheit und der schier unbegrenzten Einsattiefe (natürlich vom Versorgungskabel und der Druckfestigkeit des Kameragehäuses abhängig). Außerdem können mit relativ geringem Kostenaufwand größere Areale videoteknisch begutachtet werden.

In der vorliegenden Studie war das Teilprojekt Benthos in vier zeitlich aufeinander abgestimmte Abschnitte gegliedert (veränderter Arbeitsplan vom 03.03.1998), die sowohl die Konstruktion einer Unterwasser-Video-Monitoring-Technik (UVMT) als auch deren Anwendung und Einbindung in das Makrozoobenthos-Monitoring beinhaltete. Die Gliederung des Abschlußberichtes wird sich an den jeweiligen Teilaufgaben orientieren.

2.2 MATERIAL UND METHODEN

2.2.1 Konstruktion und Bau der Unterwasser-Video-Monitoring-Technik (UVMT)

Im vorliegenden Bericht wird nur bedingt auf diesen technischen Teil eingegangen. Da es aber als notwendig erscheint, ausführliches Material für spätere Verwendungen zur Verfügung zu stellen und die technische Konstruktion und Herstellung einen wesentlichen Anteil am Gelingen des Gesamtprojektes hatte, ist eine umfangreiche Gebrauchsanleitung erarbeitet worden. Für die ausführliche Handhabung, Bauzeichnungen und Betriebsanleitungen wird auf diese Gebrauchsanweisung (Manual) hingewiesen, die sich in der Anlage befindet.

Videoschlitten

Von Februar bis Mai 1998 kam ViMoS 1 (Videomonitoringschlitten) zum Einsatz. Zugunsten der Stabilität hatte ViMoS 1 sehr große Ausmaße (3 m Länge; 2 m Breite; 1,66 m Höhe). Durch die Größe des Schlittens wurde zwar eine sehr gute Stabilität erreicht, jedoch machte sie sich in der Handhabung (Verladung, Schiff) negativ bemerkbar, so daß eine Neukonstruktion notwendig wurde.

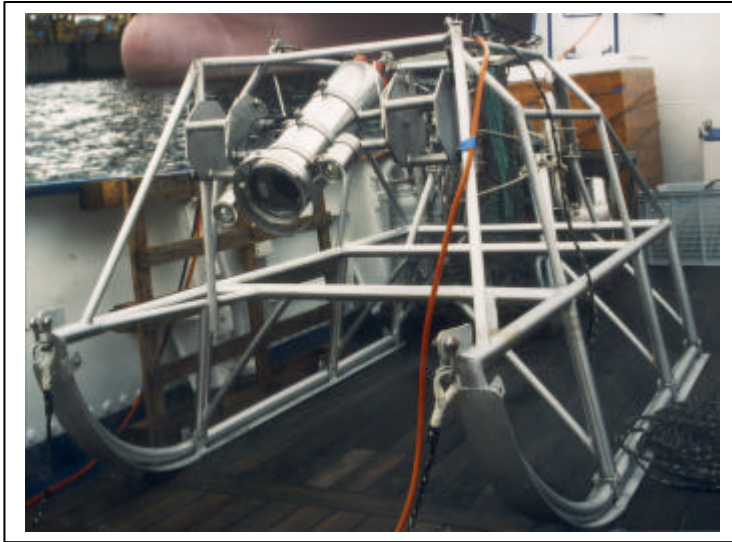


Abb. 1: ViMoS 2 mit installierter Videokamera Sony Hi 8 im Edelstahlgehäuse

Ab August 1998 kam ViMoS 2 zum Einsatz (Abb. 1), der in seinen Ausmaßen eine hervorragende Handhabung und Wendigkeit zuließ. Um die Option einer leistungsstärkeren Beleuchtung zu gewährleisten, wurde eine Batteriehaltung an ViMoS 2 montiert. Mit der Batterie können zusätzlich 100 Watt geleistet werden. Aufgrund von Sicherheitsbestimmungen an Bord ist eine Stromversorgung über Kabel nur bis zu 100 Watt zugelassen. Die Kamerahalterung wurde so gewählt, daß an Deck eine Voreinstellung des Winkels je nach Bedarf von 0° (direkt voraus) bis 90° (senkrecht auf den Boden) erfolgen kann. Unter Wasser wird die Winkeleinstellung dann durch Fernsteuerung der Kamera erreicht (siehe unten). Außerdem wurden Metallrahmen zum Schutz der Kamera vor Stoß angebracht.

Kamera

Von Februar bis August 1998 wurde als Kamera eine Sony Hi 8 im Niro-Stahlgehäuse verwendet (Abb. 1). Die Aufnahmen erfolgten sowohl mit Hi 8- als auch mit S-VHS-Recorder. Die Beleuchtungsleistung betrug 40 Watt. Die Ausbringung war durch drei verschiedene Leinen (Versorgungskabel, Schlepptrosse, Schwimmleine) etwas umständlich. Aufgrund der zur Verfügung stehenden Kabellänge lag die maximale Einsatztiefe bei 25 m. Die Qualität der Aufnahmen und die unzureichende Steuerung über den Rechner veranlaßten uns zur Konstruktion einer neuen Kamera. Ab Oktober 1998 kam eine üblicherweise als Überwachungskamera eingesetzte VK-C78ES (CCTV Power Zoomkamera) von Hitachi zur Verwendung. Diese sogenannte DOM-Kamera wurde in eine Schwenk- und Neigeeinrichtung montiert und in einem PVC-Gehäuse untergebracht (Abb. 2 & 3). Auf Grund des inneren Schwenk-Neigegetriebes war eine abschließende Glaskuppel (DOM) notwendig, die sowohl das Schwenken der Kamera als auch das Zoomen ermöglichte.

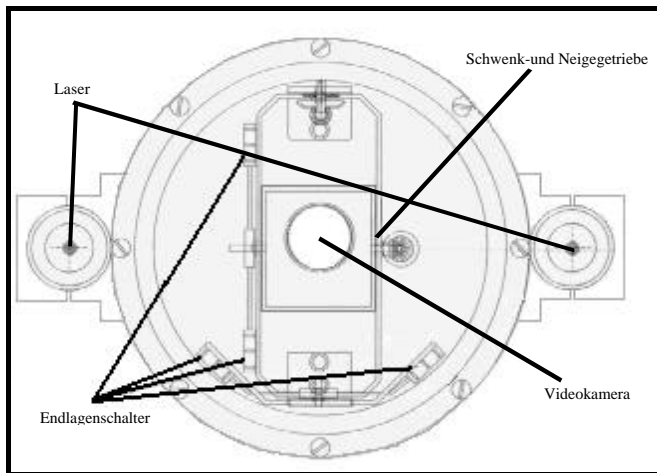


Abb. 2: Videokamera (DOM) im PVC-Gehäuse in Frontalansicht

[Objektiv: F1,6f=4 bis 48 mm, x12 Zoom, Videofokus Auto/Manuell, Bildwinkel Horizontal 47° (Weitwinkel), 4° (Tele), Brennweite ∞ - 1 m (Tele), ∞ - 0,01 m (Weitwinkel), Schwenkbereich 140° vertikal, 160° horizontal, Gewicht ca. 10 Kg, Auftrieb ca. 10 kg]



Abb. 3: ViMoS 2 mit installierter DOM-Kamera

Der Schwenkbereich umfaßt 140° vertikal und 160° horizontal. Die Beleuchtungsleistung beträgt 2 x 100 Watt. Zusätzlich wurden zwei parallele Laser angebracht, die auf dem Sediment und im Videobild sichtbar, ständig einen konstanten Abstand markieren, so daß ein Maßstab zur Verfügung steht. Die Anzahl der Laser wurde später auf 4 erhöht, so daß man sowohl in der Horizontalen als auch in der Vertikalen einen mit Laserpunkten markierten Abstand zur Skalierung zur Verfügung hat. Die Steuerung der Kamera erfolgt mit einer separaten Einheit, welche durch ihre Einfachheit und Robustheit auch für die Routine geeignet ist. Ein ebenfalls neues Versorgungskabel (300 m) erlaubt eine größere Einsattztiefe.

Außerdem verfügt das Kabel über einen keflarverstärkten Mantel, so daß damit geschleppt werden kann und eine zusätzliche Schleppleine entfällt.

Die Verbesserung der Technik war ein Schwerpunkt des Projektes für 1999. Zusätzlich wurde eine Kamera mit einem äußeren Schwenk- und Neigegetriebe versehen (PaT-Kamera), so daß sowohl die als Maßstab dienenden Laser als auch zwei Lampen mitgeschwenkt werden konnten (Abb. 4). Der Zoombereich wurde durch eine vorgesetzte Weitwinkellinse vergrößert. Das äußere Schwenk-Neigegetriebe wurde mehrfach umgebaut und v.a. gegen Schläge unanfälliger gemacht. Die Vorteile der PaT-Kamera gegenüber der DOM-Kamera sind die Schwenkmöglichkeit der Laser und Lampen und damit die Gewährleistung der Ausleuchtung des Bildes in allen Blickrichtungen sowie die Verfügbarkeit der als Maßstab dienenden Laserpunkte. Die Bild- und Tiefenschärfe im Zoombereich ist auf Grund der planen Scheibe und der Weitwinkellinse wesentlich erhöht.

Ebenfalls konnten wir wie geplant die Einspeisung von Daten über das DATADIS (Programm des Forschungsschiffes) realisieren. Im Display sind v.a. zur besseren Archivierung und Zuordnung der Videoaufnahmen das Datum, die Urzeit, die Koordinaten und die Wassertiefe angezeigt (s.a. Anlage). Eine spätere Zuordnung des Datenmaterials ist so jederzeit möglich. Für die Zukunft wäre die Anbringung von Sonden am Schlitten sowie die Einspeisung von Daten (Sauerstoff, Salinität über Grund) im Display wünschenswert.

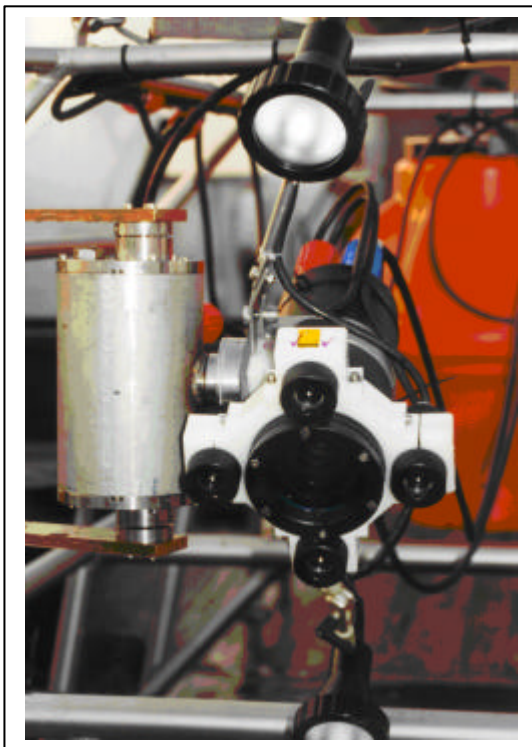


Abb. 4: PaT-Kamera mit schwenkbaren Lasern und Lampen

2.2.2 Konventionelle Makrozoobenthosbeprobung

Beprobung

Bei den durchgeführten Studien zum Makrozoobenthos im Rahmen von Arealuntersuchungen und Monitoring kamen die nach den „Guidelines for the Baltic Monitoring Programme for the third Stage“ (HELCOM 1988) festgelegten Methoden zum Einsatz. Die Beprobung wurde mit van Veen Bodengreifern (0,980 und 0,1060 m²) unterschiedlicher Gewichte (je nach Sedimenttyp) durchgeführt. Gesiebt wurde mit 1 mm Maschenweite. Zur Komplimentierung kam außerdem an den meisten Stationen eine Dredge (Kieler Kinderwagen) zum Einsatz. Zur Fixierung der Proben diente 4%iges gepuffertes Formalin.

Auswertung

Die Proben wurden im Labor gewaschen und die Tiere mit Hilfe von Stereomikroskopen ausgesammelt. Die Organismen wurden auf der Grundlage von Bestimmungsliteratur (z.B. BICK & GOSSELCK 1985, HARTMANN-SCHRÖDER 1996, HAYWARD & RYLAND 1990, JAGNOW & GOSSELCK 1987, KÖHN & GOSSELCK 1989) und der Ergebnisse des 1. und 2. Nationalen Taxonomischen Workshops (Neu Broderstorf) zu Makrozoobenthos im Bund-Länder-Meß-Programm (BLMP) und des 2. Internationalen Taxonomischen Workshop (Hamburg) möglichst bis zur Art bestimmt. Die Individuen wurden gezählt und gewogen und zur Ermittlung der Abundanz und Biomasse auf 1 m² hochgerechnet. Die statistische Auswertung der benthischen Daten erfolgte mit dem Programm PRIMER, das vom Plymouth Marine Laboratory entwickelt wurde.

Zur Kalibrierung der Videoaufnahmen wurden an allen Videostationen jeweils mit konventionellen Methoden (Greifer, Dredge) Proben genommen. So war später eine Zuordnung der auf dem Filmmaterial festgestellten Organismen, Lebensspuren und Substrateigenschaften möglich.

2.2.3 Arealuntersuchung in der Pommernbucht

Im August 1998 wurde eine komplexe Arealuntersuchung in der Pommernbucht mit dem FS „Prof. A. Penck“ durchgeführt (Abb. 5). Da zu diesem Zeitpunkt noch kein entsprechend langes Versorgungskabel zur Verfügung stand, um die nach Zeitplan vorgesehene Arkonasee (45 m Tiefe) zu beproben, wurden die Untersuchungen in der Pommernbucht (nach Zeitplan 1. Quartal 1999) vorgeschoben. Dazu wurde auf einem Transekt von 27 km alle 4,5 km ein Querschnitt gelegt, an dem sowohl Videoaufnahmen als auch eine Beprobung erfolgte.

Dadurch entstand eine Probenreihe mit Tiefen- und Salinitätsgradient. Außerdem nahm mit der Entfernung von der Odermündung auch die Partikelfracht und Trübung ab. Zusätzlich wurden zum Vergleich noch Stationen um Rügen und im Greifswalder Bodden mit herangezogen.

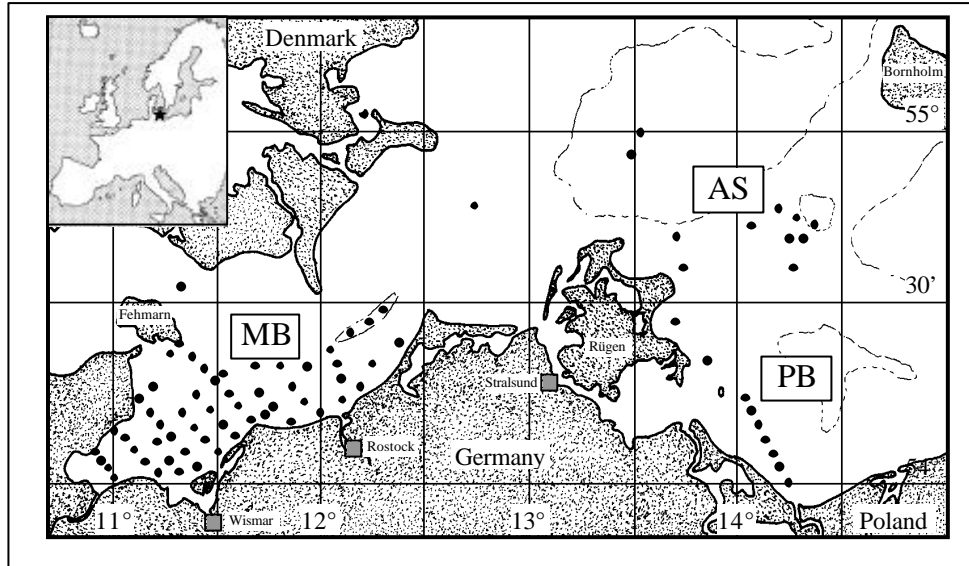


Abb. 5: Stationen, an denen zwischen 1998 und 2000 Untersuchungen mit Unterwasservideotechnik und konventionellen Methoden zu Makrozoobenthos durchgeführt wurden. Die Arealuntersuchungen Pommernbucht (PB), Arkonasee (AS) und Mecklenburger Bucht (MB) sind durch die erhöhte Stationsdichte gekennzeichnet.

2.2.4 Arealuntersuchung in der Mecklenburger Bucht

Die Arealuntersuchungen in der Mecklenburger Bucht wurden an zwei Ausfahrten durchgeführt. Die erste Ausfahrt war vom 26.04. bis 03.05.1999 mit dem FS "Prof. A. Penck". Die zweite fand mit dem Tonnenleger "Darßer Ort" am 22.09.1999 statt. In der Mecklenburger Bucht wurden die Stationen so gelegt, daß ein relativ einheitliches Raster entstand. Insgesamt wurden 55 Stationen mit konventionellen Methoden und Videotechnik untersucht (Abb. 5).

2.2.5 Arealuntersuchung in der Arkonasee

Für die Arealuntersuchungen in der Arkonasee wurde eine Ausfahrt vom 08.09. bis 14.09.1999 mit dem FS "A. von Humboldt" genutzt. Die Auswahl der Stationen in der Arkonasee wurde in Abhängigkeit von der Wassertiefe und der Substratbeschaffenheit gewählt. Es sollten möglichst unterschiedliche Biotope erfaßt werden. Insgesamt wurden an 12 Stationen Untersuchungen durchgeführt (Abb. 5).

Tab. 1: Übersicht über 1998 bis 2000 durchgeführten Videoaufnahmen in der Ostsee, *=BMP-Stationen, Stationen an denen keine Videoaufnahmen erfolgten, jedoch Benthosproben genommen wurden sind hier nicht aufgeführt. Informationen dazu sind den Tabellen im Anhang zu entnehmen

Datum	Bezeichnung	Koordinaten	WT	Schiff
06.04.1998	Pommernbucht	54° 05' N / 14° 09' E 3 Transekte	15 m	Prof. A. Penck
07.04.1998	Tromper Wiek	54° 35' N / 13° 30' E 4 Transekte	16-22 m	Prof. A. Penck
07.05.1998	*Stn. 44, Wmde. bis Markgr.	54° 12' N / 12° 05' E 3 Transekte	10,2 m	Darßer Ort
14.08.1998	Verklappungsstelle Warnemd.	54° 18' N / 12° 06' E 5 Transekte	17-19,4 m	Prof. A. Penck
15.08.1998	Stn. 165 (Pommernbucht)	54° 00' N / 14° 12' E	11,8 m	Prof. A. Penck
15.08.1998	Stn. T1 (Pommernbucht)	54° 02' N / 14° 10' E	14,3 m	Prof. A. Penck
15.08.1998	Stn. T2 (Pommernbucht)	54° 05' N / 14° 09' E	15,6 m	Prof. A. Penck
15.08.1998	Stn. T3 (Pommernbucht)	54° 07' N / 14° 08' E	13,7 m	Prof. A. Penck
15.08.1998	Stn. T4 (Pommernbucht)	54° 09' N / 14° 06' E	14,3 m	Prof. A. Penck
15.08.1998	Stn. T5 (Pommernbucht)	54° 12' N / 14° 05' E	12,8 m	Prof. A. Penck
15.08.1998	Stn. 160 (Pommernbucht)	54° 14' N / 14° 04' E	14,5 m	Prof. A. Penck
17.08.1998	Stn. SK (Pommernbucht)	54° 34,9 N / 13° 44,9 E	25,7 m	Prof. A. Penck
19.08.1998	Stn. NP (Pommernbucht)	54° 20,5 N / 13° 52,1 E	18,6 m	Prof. A. Penck
20.08.1998	*Stn. 131 (Saßnitzrinne)	54° 26' N / 13° 43' E	22,4 m	Prof. A. Penck
29.10.1998	*Stn. 010 (Fehmarnbelt)	54° 33' N / 11° 19' E	27,2 m	A. von Humboldt
31.10.1998	*Stn. 030 (Darßer Schwelle)	54° 43' N / 12° 46' E	22,0 m	A. von Humboldt
01.11.1998	*Stn. 109 (Arkonasee)	54° 59' N / 14° 04' E	47,8 m	A. von Humboldt
02.11.1998	*Stn. 213 (Bornholmsee)	55° 14' N / 15° 59' E	90,0 m	A. von Humboldt
03.11.1998	*Stn. 152 (Arkonasee)	54° 39' N / 14° 15' E	31,6 m	A. von Humboldt
12.02.1999	Stn. Klappstelle MB 1	54° 18,2 N / 12° 06,1 E	18,4 m	Prof. A. Penck
12.02.1999	Stn. 018 (Mecklenburger Bucht)	54° 11,0 N / 11° 46,0 E	20,5 m	Prof. A. Penck
12.02.1999	*Stn. 044 (Mecklenburger Bucht)	54° 12,0 N / 12° 05,0 E	10,2 m	Prof. A. Penck
26.04.1999	Stn. 11 (Mecklenburger Bucht)	54° 00,4 N / 11° 00,4 E	12 m	Prof. A. Penck
26.04.1999	Stn. 12 (Mecklenburger Bucht)	54° 01,7 N / 10° 59,3 E	24,6 m	Prof. A. Penck
26.04.1999	Stn. 13 (Mecklenburger Bucht)	54° 03,1 N / 10° 57,0 E	25 m	Prof. A. Penck
26.04.1999	Stn. 14 (Mecklenburger Bucht)	54° 06,1 N / 10° 55,5 E	6,6 m	Prof. A. Penck
27.04.1999	Stn. 21 (Mecklenburger Bucht)	54° 01,5 N / 11° 10,6 E	12,8 m	Prof. A. Penck
27.04.1999	Stn. 22 (Mecklenburger Bucht)	54° 02,8 N / 11° 07,4 E	27 m	Prof. A. Penck
27.04.1999	Stn. 23 (Mecklenburger Bucht)	54° 04,1 N / 11° 04,4 E	24,7 m	Prof. A. Penck
27.04.1999	Stn. 24 (Mecklenburger Bucht)	54° 06,9 N / 11° 02,0 E	13 m	Prof. A. Penck
27.04.1999	Stn. 25 (Mecklenburger Bucht)	54° 08,8 N / 11° 00,1 E	16,4 m	Prof. A. Penck
27.04.1999	Stn. 31 (Mecklenburger Bucht)	54° 01,4 N / 11° 16,2 E	9,6 m	Prof. A. Penck
27.04.1999	Stn. 32 (Mecklenburger Bucht)	54° 04,9 N / 11° 13,4 E	16,9 m	Prof. A. Penck
27.04.1999	Stn. 07 (Mecklenburger Bucht)	54° 07,0 N / 11° 12,3 E	24,7 m	Prof. A. Penck
27.04.1999	Stn. 33 (Mecklenburger Bucht)	54° 07,0 N / 11° 09,8 E	20,7 m	Prof. A. Penck
28.04.1999	Stn. 41 (Mecklenburger Bucht)	54° 02,9 N / 11° 24,2 E	7,6 m	Prof. A. Penck
28.04.1999	Stn. 42 (Mecklenburger Bucht)	54° 04,5 N / 11° 20,9 E	10,6 m	Prof. A. Penck
28.04.1999	Stn. 43 (Mecklenburger Bucht)	54° 07,2 N / 11° 17,8 E	19,4 m	Prof. A. Penck
28.04.1999	Stn. 44 (Mecklenburger Bucht)	54° 10,0 N / 11° 14,3 E	23,6 m	Prof. A. Penck
28.04.1999	Stn. 45 (Mecklenburger Bucht)	54° 12,3 N / 11° 11,7 E	16,5 m	Prof. A. Penck
28.04.1999	Stn. 46 (Mecklenburger Bucht)	54° 13,6 N / 11° 08,7 E	12,8 m	Prof. A. Penck
28.04.1999	SAGAS (Mecklenburger Bucht)	54° 16,6 N / 11° 11,9 E	9,4 m	Prof. A. Penck
29.04.1999	Stn. 51 (Mecklenburger Bucht)	54° 04,7 N / 11° 29,8 E	7,9 m	Prof. A. Penck
29.04.1999	Stn. 52 (Mecklenburger Bucht)	54° 07,0 N / 11° 26,9 E	19,3 m	Prof. A. Penck
29.04.1999	Stn. 53 (Mecklenburger Bucht)	54° 09,1 N / 11° 23,8 E	24,4 m	Prof. A. Penck
29.04.1999	Stn. 54 (Mecklenburger Bucht)	54° 12,1 N / 11° 20,1 E	23 m	Prof. A. Penck
29.04.1999	Stn. 61 (Mecklenburger Bucht)	54° 07,0 N / 11° 36,7 E	10,3 m	Prof. A. Penck
29.04.1999	Stn. 62 (Mecklenburger Bucht)	54° 09,7 N / 11° 32,3 E	19,7 m	Prof. A. Penck
29.04.1999	Stn. 63 (Mecklenburger Bucht)	54° 11,6 N / 11° 29,3 E	25,1 m	Prof. A. Penck
29.04.1999	Stn. 64 (Mecklenburger Bucht)	54° 14,3 N / 11° 24,3 E	23,5 m	Prof. A. Penck

01.05.1999	Stn. 71 (Mecklenburger Bucht)	54° 10,1 N / 11° 40,9 E	10,3 m	Prof. A. Penck
30.05.1999	Stn. 72 (Mecklenburger Bucht)	54° 11,8 N / 11° 38,3 E	19,2 m	Prof. A. Penck
30.04.1999	Stn. 73 (Mecklenburger Bucht)	54° 14,7 N / 11° 38,5 E	26,9 m	Prof. A. Penck
30.04.1999	Stn. 74 (Mecklenburger Bucht)	54° 17,3 N / 11° 30,2 E	25,1 m	Prof. A. Penck
30.04.1999	*Stn. 012 (Mecklenburger Bucht)	54° 18,5 N / 11° 32,8 E	25,3 m	Prof. A. Penck
30.04.1999	Stn. 75 (Mecklenburger Bucht)	54° 19,7 N / 11° 27,0 E	24 m	Prof. A. Penck
30.04.1999	Stn. 76 (Mecklenburger Bucht)	54° 22,1 N / 11° 23,7 E	23 m	Prof. A. Penck
30.04.1999	Stn. 77 (Mecklenburger Bucht)	54° 24,2 N / 11° 20,2 E	10,5 m	Prof. A. Penck
30.04.1999	Stn. 77a (Mecklenburger Bucht)	54° 22,0 N / 11° 19,2 E	15,4 m	Prof. A. Penck
02.05.1999	Stn. 81 (Mecklenburger Bucht)	54° 09,2 N / 11° 51,8 E	10,4 m	Prof. A. Penck
02.05.1999	Stn. 82 (Mecklenburger Bucht)	54° 11,3 N / 11° 49,1 E	20,6 m	Prof. A. Penck
02.05.1999	Stn. 83 (Mecklenburger Bucht)	54° 13,7 N / 11° 45,4 E	26,3 m	Prof. A. Penck
02.05.1999	Stn. 91 (Mecklenburger Bucht)	54° 10,9 N / 12° 00,2 E	9,9 m	Prof. A. Penck
02.05.1999	Stn. 92 (Mecklenburger Bucht)	54° 13,0 N / 11° 57,1 E	18,8 m	Prof. A. Penck
02.05.1999	Stn. 93 (Mecklenburger Bucht)	54° 15,3 N / 11° 52,3 E	21,8 m	Prof. A. Penck
01.05.1999	Stn. Z1 (Mecklenburger Bucht)	54° 19,2 N / 11° 41,4 E	27,5 m	Prof. A. Penck
01.05.1999	Stn. Z2 (Mecklenburger Bucht)	54° 19,2 N / 11° 50,0 E	24,7 m	Prof. A. Penck
01.05.1999	Stn. Z3 (Mecklenburger Bucht)	54° 19,1 N / 11° 57,3 E	20,2 m	Prof. A. Penck
22.09.1999	Stn. 102 (Mecklenburger Bucht)	54° 16,0 N / 12° 14,5 E	6,5 m	Darßer Ort
08.09.1999	Stn. 103 (Mecklenburger Bucht)	54° 19,9 N / 12° 06,1 E	17,4 m	A. von Humboldt
08.09.1999	Stn. MB3 (Mecklenburger Bucht)	54° 22,0 N / 12° 04,1 E	18,4 m	A. von Humboldt
08.09.1999	Stn. 111 (Mecklenburger Bucht)	54° 20,0 N / 12° 15,0 E	13 m	A. von Humboldt
22.09.1999	Stn. 112 (Mecklenburger Bucht)	54° 22,0 N / 12° 20,2 E	11,8 m	Darßer Ort
22.09.1999	Stn. 112b (Mecklenburger Bucht)	54° 21,9 N / 12° 20,6 E	9,2 m	Darßer Ort
08.09.1999	Stn. K1 (Mecklenburger Bucht)	54° 24,3 N / 12° 07,1 E	22,3 m	A. von Humboldt
08.09.1999	Stn. K2 (Mecklenburger Bucht)	54° 26,4 N / 12° 11,5 E	26,8 m	A. von Humboldt
17.09.1999	Stn. K3 (Mecklenburger Bucht)	54° 28,8 N / 12° 15,6 E	27 m	A. von Humboldt
09.09.1999	Stn. SK (Arkonasee)	54° 36,0 N / 13° 44,8 E	25 m	A. von Humboldt
09.09.1999	Stn. SK2 (Arkonasee)	54° 33,5 N / 13° 42,1 E	17,9 m	A. von Humboldt
09.09.1999	*Stn. 131 (Saßnitzrinne)	54° 26,5 N / 13° 43,6 E	21 m	A. von Humboldt
10.09.1999	*Stn. 152 (Arkonasee)	54° 37,9 N / 14° 16,9 E	30,2 m	A. von Humboldt
10.09.1999	Stn. A1 (Arkonasee)	54° 41,3 N / 14° 20,1 E	18,8 m	A. von Humboldt
10.09.1999	Stn. A8 (Arkonasee)	54° 42,9 N / 14° 23,2 E	15,7 m	A. von Humboldt
10.09.1999	Stn. Adlergrund Z1 (Arkonasee)	54° 45,8 N / 14° 23,2 E	12 m	A. von Humboldt
11.09.1999	Stn. A7 (Arkonasee)	54° 44,2 N / 14° 18,6 E	16,5 m	A. von Humboldt
11.09.1999	Stn. A2 (Arkonasee)	54° 41,4 N / 14° 15,4 E	29,1 m	A. von Humboldt
12.09.1999	Stn. A4 (Arkonasee)	54° 44,1 N / 14° 05,2 E	26,1 m	A. von Humboldt
12.09.1999	Stn. A6 (Arkonasee)	54° 45,2 N / 14° 13,7 E	18,7 m	A. von Humboldt
12.09.1999	Stn. Adlergrund Z2 (Arkonasee)	54° 46,0 N / 14° 21,1 E	14,1 m	A. von Humboldt
12.09.1999	Stn. Adlergrund Z3 (Arkonasee)	54° 42,6 N / 14° 18,8 E	18,5 m	A. von Humboldt
13.09.1999	*Stn. 113 (Arkonasee)	54° 55,4 N / 13° 29,8 E	46 m	A. von Humboldt
13.09.1999	*Stn. 120 (Arkonasee)	54° 43,3 N / 13° 42,0 E	39,4 m	A. von Humboldt
18.02.2000	*Stn. 044 (Monitoringstation)	54° 13,1 N / 12° 04,9 E	11 m	Prof. A. Penck
18.02.2000	Stn. 018 (Mecklenburger Bucht)	54° 10,9 N / 11° 45,9 E	21 m	Prof. A. Penck

2.3 ERGEBNISSE

2.3.1 Arealuntersuchung in der Pommernbucht

Im Jahr 1998 wurden an 19 Stationen (siehe Abb. 5 und Tab.1) insgesamt 22 Videotransekte gefahren. 9 Stationen wurden innerhalb einer Arealuntersuchung umfassend ausgewertet. Dabei gelang es sowohl Mängel in der Technik aufzudecken und die Geräte zu „verfeinern“ als auch den praktischen Einsatz in routinemäßiges Handeln umzuwandeln.

Bei den Arealuntersuchungen in der Pommernbucht wurden insgesamt 41 Taxa nachgewiesen, wobei bedingt durch die verarmte Sandbodenzönose (niedrige Salinität, ca. 6-11 ‰) nur relativ wenige Arten anhand von Videomaterial festgestellt werden konnten (Tab. 1 im Anhang). Die meisten Spezies gehörten zum Endobenthos (23 Taxa) und waren meist aufgrund fehlender Lebensspuren auf dem Bildschirm nicht identifizierbar. 15 Taxa zählten zum Epibenthos. Auch bei diesen Arten handelt es sich meist um recht kleine und sehr vagile Tiere, die man mit Video nicht bestimmen kann. 3 Arten (Mysidacea) gehören eher zum Hyperbenthos (z.B. BOYSEN 1974). Zum Pelagial sind sie aufgrund der starken Bodenbindung jedoch nicht zu zählen.

Einige Arten ließen sich dennoch anhand der Videobilder bestimmen. Wenn sie in den Bodengreiferproben nicht enthalten waren (meist bei *Crangon crangon* der Fall) wurden sie in der Taxaliste (Tab. 1 im Anhang) gesondert markiert (X). Andere Taxa wie *Arenomya arenaria*, *Marenzelleria viridis*, *Cerastoderma lamarcki*, *Macoma balthica*, *Mytilus edulis* und Mysidacea wurden auf dem Bildschirm als Organismus zwar erkannt, jedoch konnte keine zufriedenstellende Quantifizierung erfolgen. Das lag besonders an der Bildung von Aggregaten oder von nur teilweise sichtbaren Individuen. Besonders bei den Mollusken muß man zusätzlich strikt zwischen toten Schalen und lebenden Individuen unterscheiden. Am ehesten ließen sich noch die beiden Muscheln *Mytilus edulis* und *Arenomya arenaria* zählen. Mangelnde Erfahrung und die zum Teil sehr schlechten Sichtbedingungen in der Pommernbucht (hohe Trübung) ließen uns von einer Videozählung dieser Arten Abstand nehmen. Bei beiden Arten schätzen wir die reale Abundanz jedoch höher ein, als die von den Greiferproben ermittelten.

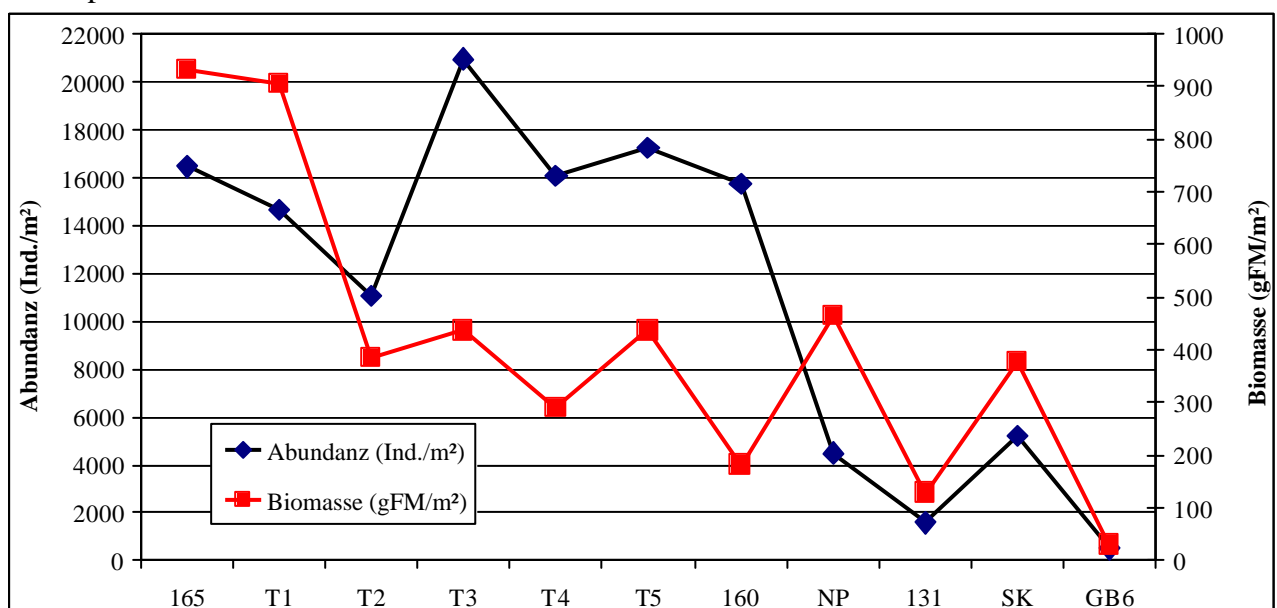


Abb. 6: Abundanzen des Makrozoobenthos bei der Arealuntersuchung in der Pommernbucht (160, 165, T1-T5), südl. Arkonasee (NP, 131, SK) und des Greifswalder Boddens (GB6) im August 1998

Während die Abundanzen an den Stationen in der Pommernbucht (165 bis 160) zwischen 11.000 (T2) und 21.000 Ind./m² (T3) schwankten, lag die Dichte an den restlichen Stationen mit 500 (Greifswalder Bodden, GB6) bis 5.000 Ind./m² (Stubbenkammer, SK) deutlich niedriger (Abb. 6). Bis auf die Stationen 165 und SK, wo die Anneliden dominierten, waren alle Stationen von den Mollusken bestimmt. Die dominanten Arten waren *Cerastoderma lamarcki*, *Hydrobia ulvae*, *Macoma balthica* und *Mytilus edulis*. Von den Polychaeten traten meistens *Pygospio elegans* und *Marenzelleria viridis* dominant auf. Die Biomasse sank von über 900 g/m² (165, T1) kontinuierlich auf unter 30 g/m² (GB) ab (Abb. 6). Biomassedominant waren an allen Stationen die Mollusken und hier insbesondere die Muscheln *Arenomya arenaria*, *Cerastoderma lamarcki*, *Macoma balthica* und *Mytilus edulis*. Die Gesamtartenzahl aller Stationen betrug 41 (siehe Tab. A1 im Anhang). Innerhalb des Transektes schwankte sie zwischen 13 (T2) und 26 (160, SK) (Abb. 7). Der SHANNON-WEAVER Index pendelte zwischen 1,93 (T3) und 3,23 (T1). Deutlich wird die Diskrepanz innerhalb der Artenzahl ermittelt durch Greifer oder zusätzlich mit Dredge und Video. Maximal 10 Arten an einer Station (T3) kamen durch Dredge- und Videoeinsatz hinzu (siehe auch Tabelle 2). Vor allem durch den Einsatz der Dredge konnten einige Arten erst nachgewiesen werden (z.B. *Crangon crangon*, *Jaera albifrons*, *Paranais litoralis*, *Tenellia ventilabrum*). Mit Video gelang es nur Mysidaceen (eine Artdetermination kann am Bild nicht erfolgen, höchstens vom Schwimmverhalten abgeleitet), *Crangon crangon* (teilweise sind Zählungen möglich) und die geklumpten Verteilungen von *Mytilus edulis* zu identifizieren.

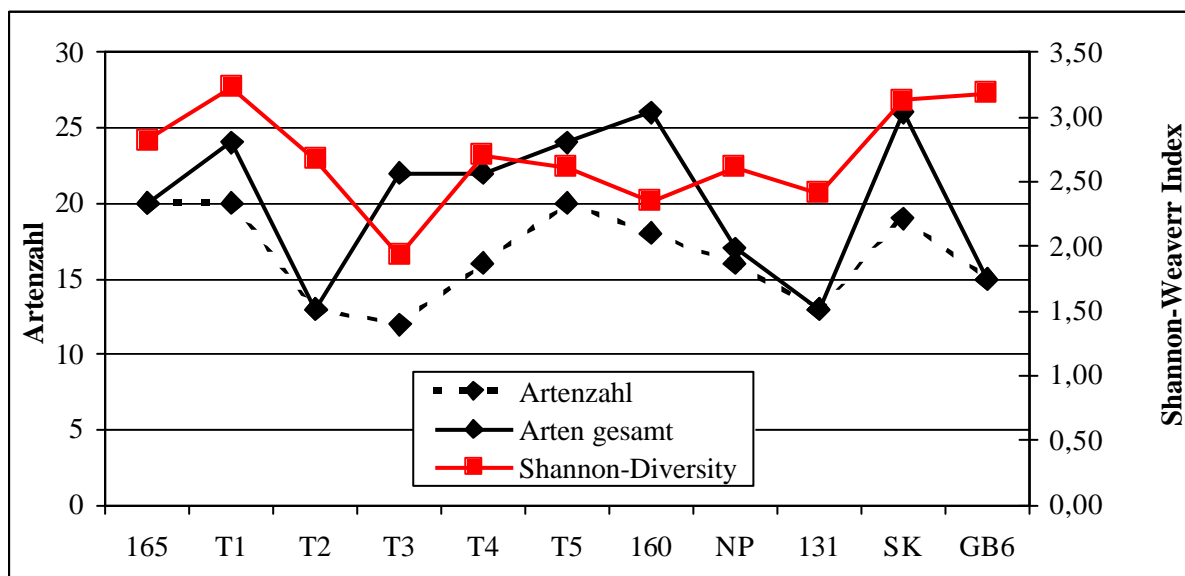


Abb. 7: Artenzahlen (Greifer) und Arten gesamt (inklusive Dredge und Video) sowie der SHANNON-WEAVER Index (log₂) bei Arealuntersuchungen in der Pommernbucht im August 1998

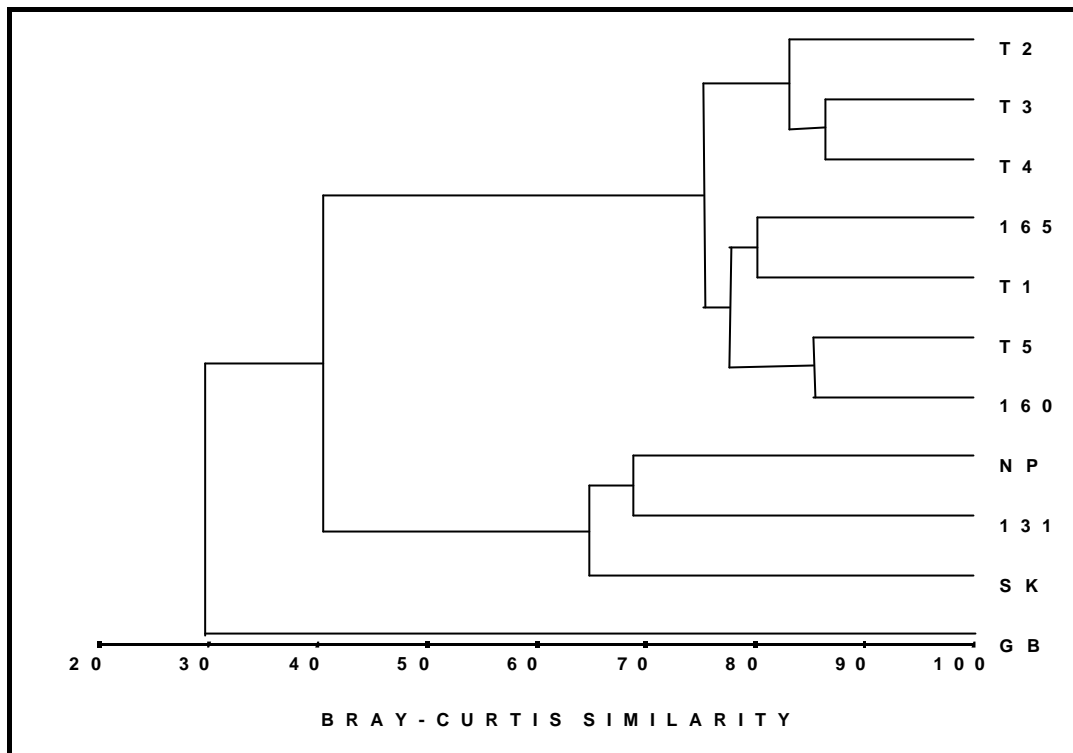


Abb. 8: Clusteranalyse auf der Grundlage der Abundanzen (Daten mit doppelter Quadratwurzel transformiert)

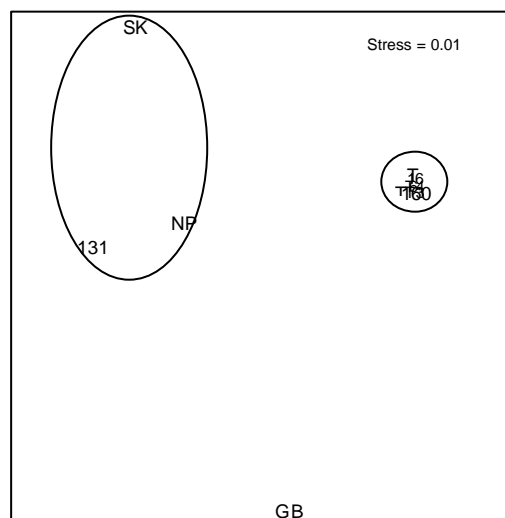


Abb. 9: MDS (Multidimensionale Skalierung) der Stationen bei der Arealuntersuchung in der Pommernbucht im August 1998

Mit Hilfe der Clusteranalyse und des Multidimensionalen Scalings konnte ermittelt werden, daß sich die Stationen auf dem Transekt in der Pommernbucht als relativ geschlossene Gruppe von den rügenschischen Stationen unterschieden (Abb. 8 & 9). Die Station im Greifswalder Bodden (GB6) konnte keiner der beiden Gruppen zugeordnet werden. Die bestimmenden Arten mit 100% Präsenz in der Gruppe 1 (160, 165, T1-T5) waren *Arenomya arenaria* und *Tubifex costatus*. In der Gruppe 2 (NP, 131, SK) konnten mit hohen Abundanzen und Konstanz *Diastylis rathkei* und *Halicryptus spinulosus* nachgewiesen werden. Hinzu kamen weitere Arten, die an den flacheren Stationen nie beobachtet wurden (z.B. *Ampharete baltica* und *Pontoporeia femorata*).

2.3.2 Arealuntersuchung in der Mecklenburger Bucht

1999 wurden in der Mecklenburger Bucht an 55 Stationen eine umfassende Arealuntersuchung durchgeführt (siehe Abb. 5). Dabei kamen neben den Unterwasservideoaufnahmen ebenfalls wieder Greiferproben und Dredgen zum Einsatz. Mit dieser Untersuchung wurde erstmals seit über 40 Jahren eine flächendeckende Rasterkartierung der Makrozoobenthosarten in der Mecklenburger Bucht vorgenommen.

Wassertiefe:

Die Wassertiefe an den untersuchten Stationen lag zwischen 6,5 m und 27,5 m. Das Sediment, die Salinität und der Sauerstoffgehalt hingen erheblich von der Wassertiefe ab und bestimmten dadurch die Besiedlung durch das Makrozoobenthos. Deshalb wird später bei der Besiedlung auch in Tiefenzonen unterteilt.

Salzgehalt und Sauerstoffgehalt:

Der Salzgehalt wurde über Grund gemessen und erwies sich insgesamt als recht hoch. In den inneren Teilen der Lübecker Bucht lag der Salzgehalt zwischen 10 und 15 ‰. Im zentralen Bereich und in der Kadetrinne wurden über 20 ‰ erreicht (Abb. 10). Sauerstoff konnte während der Meßfahrten immer nachgewiesen werden (Abb. 11).

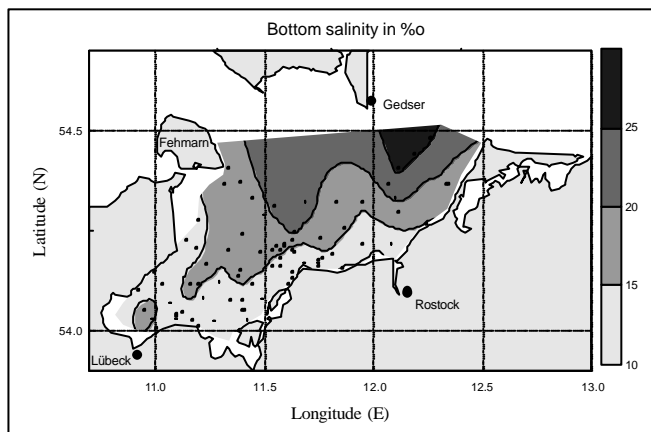
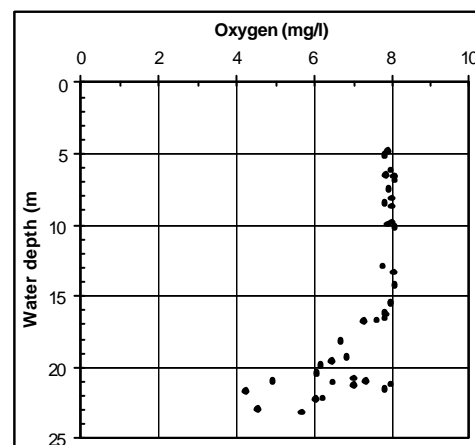


Abb. 11: Sauerstoffgehalt über Grund in der Mecklenburger Bucht im April/Mai 1999

Abb. 10: Salzgehalt über Grund in der Mecklenburger Bucht im April/Mai 1999



Makrozoobenthos:

Insgesamt konnten 184 Taxa des Makrozoobenthos nachgewiesen werden. Damit stellte sich die Artenzahl höher als erwartet dar. Da die Besiedlung sich bezüglich der

Artenzusammensetzung und der Artenzahl in Abhängigkeit von der Wassertiefe (und der damit verbundenen abiotischen Parameter, s.o.) unterschied, wird im weiteren bei der Auswertung eine Tiefenzonierung vorgenommen (Abb. 12).

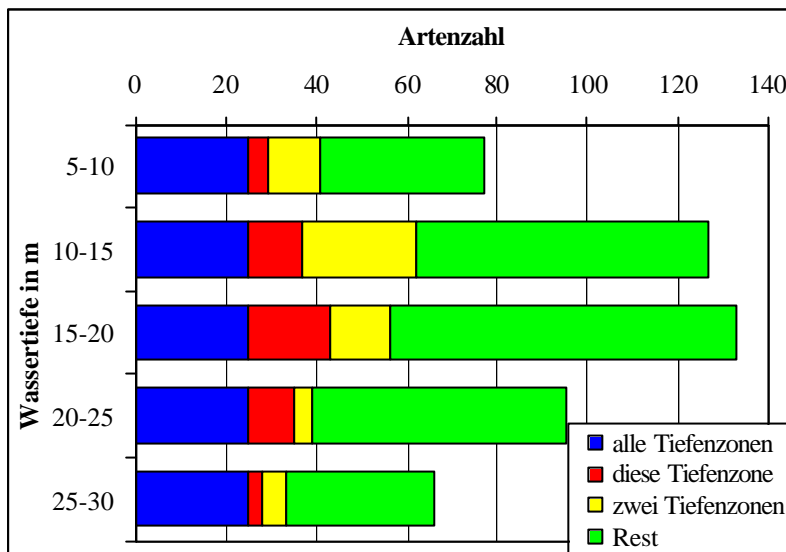


Abb. 12: Artenzahl je Tiefenzone (TZ), alle TZ=Arten die in allen TZ angetroffen wurde, diese TZ=Arten die nur hier vorkamen, zwei TZ=Arten, die in dieser und einer benachbarten TZ vorkamen

Mit 133 die höchste Artenzahl wurde in der Tiefenzone 15 bis 20 m beobachtet (Abb. 12 und Tab. A2 im Anhang). Hier traten auch die meisten Arten (12) auf, die ganz spezifisch nur eine Zone besiedelten. 25 Taxa waren in allen untersuchten Tiefen verbreitet. Davon waren mit Abstand am frequentesten die Polychaeten *Bylgides sarsi*, *Nephtys hombergi* und *Scoloplos armiger* vertreten. Ebenfalls an über 40 Stationen waren die Muscheln *Macoma balthica* und *Mytilus edulis* anzutreffen. Nur relativ wenige Arten waren jeweils auf ganz spezifische Tiefenzonen fixiert (Tab. A2 im Anhang). Diese Tiefenzonierung wurde, wie oben erwähnt, durch mehrere, tiefenabhängige Parameter (Sedimentbeschaffenheit, Sauerstoff, Salzgehalt und Phytal) verursacht.

Tiefenzone 5-10 m

78 Taxa konnten in diesem Tiefenbereich festgestellt werden (Tab. A3 im Anhang). 4 Arten wurden ausschließlich hier beobachtet. Dazu zählten *Marenzelleria viridis*, *Calliopius laeviusculus*, *Gammarus locusta* und *Praunus flexuosus*. Besonders bei den 3 Krebsarten ist die Bindung an exponierte (küstennahe) Standorte mit Phytal augenscheinlich. Weitere 12 Arten wurden nur in dieser und in der darauffolgenden Tiefenzone (also zwischen 5 und 15 m) angetroffen. Beispiele hierfür wären die Crustacea *Neomysis integer*, *Jaera albifrons* und *Carcinus maenas* sowie die Polychaeten *Travisia forbesi* und *Neanthes succinea*. Bei den

Mollusken waren *Cerastoderma glaucum*, *C. edule*, *Littorina obtusata* und *L. saxatilis* ebenfalls küstennah verbreitet. Die größten Dichten erreichte mit bis zu über 10.000 Ind./m² die Wattschnecke *Hydrobia ulvae*. *Mytilus edulis* (Miesmuschel) dominierte auf den Muschelbänken und verursachte enorme Biomassen (bis zu 7 kg Feuchtmasse pro m²). Mit der UVMT konnten in diesem Flachwasserbereich v.a. die sandliebenden Arten determiniert werden. Dazu zählten die Sandklaffmuschel (*Mya arenaria*) und der Wattwurm (*Arenicola marina*). Auf reinen Sandflächen wurden durch das Zoomen auch die kleinen Wattschnecken (*Hydrobia ulvae*) sichtbar. Eine quantitative Auswertung des Videomaterials gelang jedoch nur bei den ersten beiden Arten. Sowohl *Mya arenaria* als auch *Arenicola marina* lassen sich mit dem Greifer bzw. der Dredge nicht quantifizieren. Beide Arten sind per Video nachweisbar und meistens auch zählbar. *Mytilus-edulis*-Aggregate sind auf dem Videobild deutlich detektierbar, jedoch lassen sich die Einzelindividuen nicht sequenzieren. Kommt *M. edulis* in solchen Aggregaten vor (sehr oft der Fall), dann lassen sich die Bestände nur sehr schwer quantifizieren. Nachweise gelingen meistens nur mit der Dredge oder mit dem Video, da die Wahrscheinlichkeit, daß der Greifer in die großflächigen Sandbereiche greift sehr groß ist.

Tiefenzone 10-15 m:

Mit 127 Taxa gehörte diese Zone zu den artenreichsten (Tab. A4 im Anhang)). Begründet durch ein sehr abwechslungsreich gestaltetes Substrat (Phytal, Schlick, Sand, Geröll, Findlinge etc.) wurde eine reichhaltige Makrofauna angetroffen. 12 Arten konnten ausschließlich hier beobachtet werden. Dazu zählten die Krebse *Idotea granulosa*, *Corophium volutator* und *Leptocheirus pilosus* sowie die Polychaeten *Fabriziella baltica*, *Neomphitrite figulus* und *Polycirrus medusa*. Bezüglich der Dichte und der Biomasse war auch diese Zone von *Hydrobia ulvae* bzw. *Mytilus edulis* geprägt. Hinzu kamen der Polychaet *Pygospio elegans* (bis zu 4.000 Ind./m²) und der Oligochaet *Tubificoides benedini* (bis zu 6.000 Ind./m²). Ähnlich wie im Flachwasserbereich wurden auch hier v.a. die beiden durch Lebensspuren gekennzeichneten Arten *Mya arenaria* und *Arenicola marina* durch das Videobild qualitativ und quantitativ sichtbar gemacht. Beide Arten sind durch ihre tief eingegrabene Lebensweise nur schwer (semiquantitativ) mit dem Greifer nachzuweisen. Auffällig war das Auftreten von Rotalgengürteln, die mit der Videotechnik gut sichtbar waren (Abb. 13). Diese Rotalgenezönose war gekennzeichnet durch eine Reihe von Arten, die diese spezifische Lebensräume benötigen (z.B. *Ampithoe rubricata*, *Dyopetos monacanthus*, *Gammarellus homari*).



Abb. 13: Digitalisierte Videoaufnahmen von der Rotalge *Delesseria sanguinea* aus der Lübecker Bucht (Staberhuk). Diese Art bildet dichte "Rasen" auf Hartsubstrat und bietet somit wiederum den Lebensraum für viel epi- und hyperbenthisches Makrozoobenthos. Auch als Besiedlungssubstrat für eine Reihe von phytalliebenden Arten wird diese Rotalge genutzt.

Tiefenzone 15-20 m:

Mit 133 Arten zeigte dieser Bereich eine besonders hohe Biodiversität (Tab. A5 im Anhang). Er war gekennzeichnet durch den Beginn der *Abra-alba-Arctica-islandica*-Zönose. Beide Arten traten ab dieser Tiefe regelmäßig auf und erreichten Abundanzen zwischen 50 und 500 Ind./m². Die Biomasse wurde eindeutig durch die Islandmuschel dominiert. Außerdem trat mit zunehmender Häufigkeit der Seestern *Asterias rubens* auf (Abb. 14). Sowohl die Islandmuschel als auch der Seestern konnten hervorragen quantitativ und qualitativ mit der UVMT ausgewertet werden. Die Dredge eignet sich nur qualitativ oder es müßten Laufräder (Abstandsmesser) angebracht werden.



Abb. 14: Digitalisierte Videoaufnahmen von *Asterias rubens* aus der Lübecker Bucht. Diese epibenthische Art eignet sich besonders gut für Videomonitoring und kann ausschließlich mit dieser Methode quantitativ erfaßt werden. Mit der Dredge gelingt nur ein qualitativer Nachweis. Auf dem Video beobachtete Dichten lagen zwischen 2 und 16 Ind./m².

17 Arten wurden ausschließlich in dieser Tiefenzone beobachtet. Dazu zählten v.a. die Hydrozoa *Coryne tubulosa* und die Muschel *Tridonta (Astarte) montagui*. Ebenfalls

hervorzuheben ist der Köcherwurm (*Lagis koreni*), der ab dieser Tiefe regelmäßig auftrat. Die Muschel *Mysella bidentata* erreichte hier ihre höchsten Dichten von bis zu 730 Ind./m² (Abb. 15). Überhaupt schien bei den längerlebigen Muscheln eine Bevorzugung dieser Tiefenzone vorzuliegen. Außer die Flachwasserart (Sandklaffmuschel) hatte alle Bivalvier ihr Maximum in dieser Wassertiefe (Abb. 15).

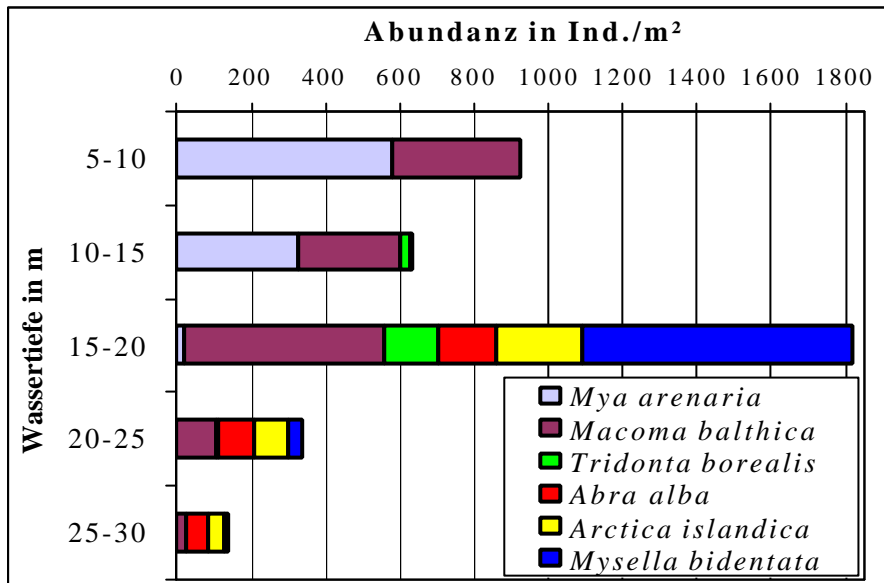


Abb. 15: Tiefenzonierung ausgewählter Bivalvia in der Mecklenburger Bucht im Jahr 1999

Tiefenzone 20-25 m:

Mit zunehmender Wassertiefe nahm die Artenzahl ab. 95 Taxa konnten in diesem Bereich beobachtet werden, wobei 10 ausschließlich hier angetroffen wurden. Hervorzuheben sind hiervon der Polychaet *Scalibregma infaltum* und der Schlangensterne *Ophiura albida*. Letzterer konnte auch im Video festgestellt werden. Die größten Abundanzen und Biomassen erreichten die Muscheln *Abra alba*, *Arctica islandica* und der Krebs *Diastylis rathkei* (Tab. A6 im Anhang). Der Seestern *Asterias rubens* und die Islandmuschel *Arctica islandica* konnten fast flächendeckend in dieser Tiefenzone mit Video und Greifern (bedingt) nachgewiesen werden.

Tiefenzone 25-30 m:

Diese durch wechselnde Sauerstoffverhältnisse (v.a. Sommerstagnation) und durch extreme Schlickauflagen (bis zu 9 m) gekennzeichnete Tiefenzone beherbergte ein reduziertes Fauneninventar. Nur 66 Taxa (davon 3 ausschließlich hier) konnten beobachtet werden (Tab. A7 im Anhang). *Molgula manhattensis* (Ascidacea, Tunicata) wäre hervorzuheben, die in Bereichen der Kadetrinne angetroffen wurde. Generell ist die Kadetrinne aus dem Gesamterscheinungsbild herauszunehmen, da sie durch starke Strömungen (Verbindung

Beltsee mit Arkonasee) Hartsubstrate aufweist und eine regelmäßige Sauerstoffversorgung hat. Die Hartsubstratareale der Kadetrinne und auch vor Staberhuk lassen sich sehr oft mit Greifern nicht beproben, da sie nicht eindringen bzw. schließen. Hier ist die Verwendung von Videos unumgänglich. Neben der Seescheide sind noch Arten wie *Arctica islandica*, *Halicryptus spinulosus*, *Priapulus caudatus* und *Heteromastus filiformis* in zum Teil beachtlichen Abundanzen aufgetreten. Diese Arten sind charakterisiert durch eine relativ hohe Sauerstoffmangel-resistenz.

2.3.3 Arealuntersuchung in der Arkonasee

Im Herbst 1999 wurde an 11 Stationen eine Arealuntersuchung in der Arkonasee durchgeführt (Abb. 5). Insgesamt konnten 56 Taxa nachgewiesen werden (Tab. A8 im Anhang). Am frequentesten waren die sandliebenden Arten *Pygospio elegans*, *Mya arenaria* und *Macoma balthica* vertreten. Die Baltische Plattmuschel erreichte Abundanzen zwischen 50 und 1800 Ind./m² und Biomassen zwischen 1 und 12 g AFTG/m². Die größten Dichten wurden bei der Miesmuschel (*Mytilus edulis*) beobachtet, die auf Hartsubstraten des Adlergrundes in großen Bänken anzutreffen war. Die Maximale Dichte lag bei über 30.000 Ind./m² und Biomassen von über 200 g AFTG/m² (3 kg Feuchtgewicht/m²). *Pygospio elegans* dominierte auf den Sandböden, wo er dichte Röhrenrasen bildete. Im Video gelang der Nachweis von nur wenigen Arten. Dazu zählten die epibenthische Bewohner (*Mytilus edulis*, *Hydrobia ulvae*, *Crangon crangon*), hyperbenthische Arten (*Mysis mixta*, *Neomysis integer*) und endobenthische Substratwühler (*Mya arenaria*). Besonders augenscheinlich war der große Vorteil der videogestützten Substratbeurteilung auf dem Adlergrund, da hier sehr abwechslungsreich größere Steinfelder mit ausgedehnten Sandflächen abwechselten. Die *Mytilus*-Bänke bzw. die Aggregate waren ebenfalls gut zu erkennen. Die Steinfelder ließen sich in der Regel nicht oder nur sehr schwer mit dem Greifer beproben (siehe oben), so daß eine Gesamtbeurteilung mit dem Video sehr hilfreich war. Allerdings konnten in diesem artenarmen Areal (ca. 7 ‰) nur sehr wenige faunistische und floristische Arten auf dem Videobild determiniert werden. Dazu gehörten Rot- und Grünalgen sowie *Mytilus edulis* und *Mya arenaria* (auf Sandflächen). Für die Vorauswahl, welche Geräte (van Veen, Kastengreifer, Multicorer) zum Einsatz kommen, ist das Unterwasservideo sehr anzuraten.

2.4 DISKUSSION

Die Gesamtartenzahl zeigte in Abhängigkeit von der Salinität über Grund keinen eindeutigen Trend (Abb. 16). Betrachtet man allerdings nur die Wassertiefen, die keiner drastischen Sauerstoffschwankung unterworfen werden (< 20 m Wassertiefe) so ist von Ost nach West eine deutliche Artenzunahme zu erkennen. In der Mecklenburger Bucht wurden insgesamt etwa 200 Taxa festgestellt. In der Arkonasee lag sie bei etwa 60 und in der Pommernbucht wurden noch 40 beobachtet. Bei der Gesamtabundanz war zu erkennen, daß sie mit zunehmenden Salzgehalt abnahm. Wahrscheinlich hat die erhöhte Dichte in den salzärmeren Gebieten damit zu tun, daß einzelne Arten dominante Stellungen einnahmen. So erreichte z.B. *Pygospio elegans* oder *Mytilus edulis* in einigen Bereichen der Arkonasee oder Pommernbucht Dominanzen von über 50 %.

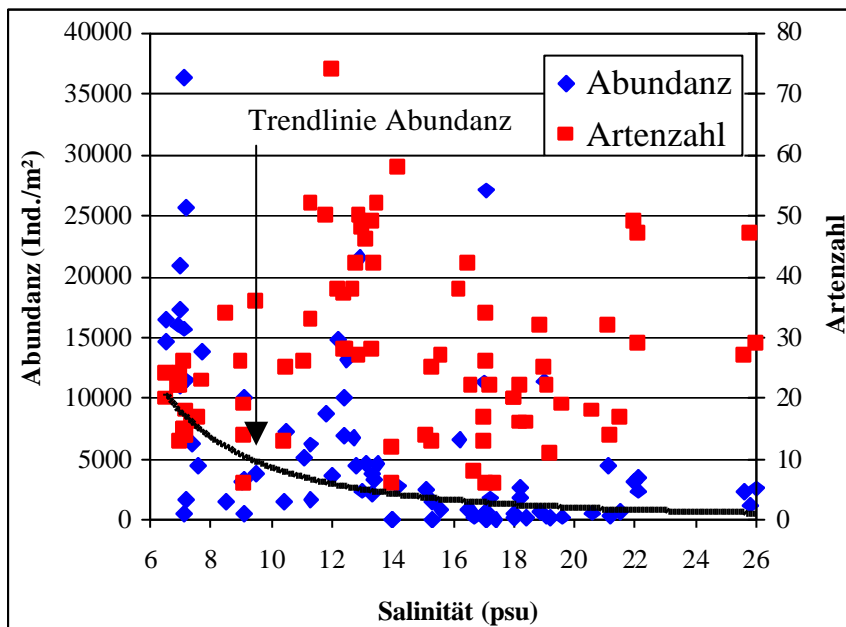


Abb. 16: Abhängigkeit der Gesamtabundanz und der Artenzahl von der Salinität über Grund. Als Datengrundlage dienen alle untersuchten Stationen zwischen Fehmarnbelt und Pommernbucht von 1998 bis 2000. Zwischen dem Salzgehalt und der Abundanz besteht eine negative Korrelation von 0,5.

Die Untersuchung von Makrozoobenthos mit den konventionellen Methoden (Bodengreifer, Dredge, Kastengreifer) lassen in den meisten Fällen nur einen sehr begrenzten Einblick in die Biodiversität und Verteilung von Arten in marinen Ökosystemen zu. Videomonitoring erlaubt zum einen eine zusätzliche Beurteilung von diesen Gebieten (Substraterkennung) und dient außerdem der Überwachung von größeren Arealen ohne gesteigerten Aufwand (z.B. JACOBY 1998, MACHAN & FEDRA 1975). In der Tiefsee hat sich der Einsatz von Videotechnik etabliert. Z.B. kommen hier Videogeräte zum Einsatz, um vor allem die Epifauna zu

untersuchen (z.B. HOLME & BARRETT 1977) oder deren Beeinflussung durch Mangan-Abbau festzustellen (BLUHM 1994, BLUHM ET AL. 1995). In flacheren Bereichen dienen Videoaufnahmen meistens zum Kartieren von größeren Arealen (v.a. Phytal, Substrate, Wracks etc.). Das Monitoring von Makrozoobenthos mit Hilfe von Videotechnik ist bisher nur spärlich vertreten. In den meisten Fällen werden auch hier „nur“ epibenthische Organismen registriert. So stellt JACOBY (1998) in Australien Untersuchungen über Verteilungen von Fischen, Algen, Ascidien, Schwämmen, Muschelklumpen und epibenthischen Polychaeten an. Er nutzt dazu eine ähnliche Aufnahmetechnik wie wir, einen Schlitten mit befestigter Kamera und Schwenk-Neigegetriebe. Zusätzlich dient ein Laufrad als Entfernungszähler, so daß er großflächige Areale gleichzeitig vermessen kann und somit einen Maßstab im Vergleich der einzelnen Transekte hat. Da wir bisher den Schwerpunkt auf die Begleitung unserer Monitoringstationen ausgerichtet hatten, nutzten wir als Maßstab die Einblendung von Laserpunkten.

In Deutschland setzte erstmalig THIEL (1970) die Methode von Fotoschlitten für biologische und geologische Kartierungen ein. Die Verwendung dieser Methode in der Ostsee wurde bisher v.a. durch RUMOHR (1995) vorangetrieben, der erstmalig neben Fotos auch Video einsetzte. Weitere Untersuchungen des Makrozoobenthos in der südlichen Ostsee wurden von ARNDT & ANDRES (1996) durchgeführt. Sie schleppten eine schwebende Technik über den Grund und registrierten ebenfalls v.a. Epibenthos. Jedoch wird in dieser Arbeit auch auf endobenthische Arten (*Arenicola marina*) eingegangen. Ähnlich wie wir konnten sie feststellen, daß an langjährigen Monitoringstationen Arten erstmalig mit Videotechnik nachzuweisen waren (z.B. *Arenicola marina*, *Facelina drummondi*) oder aber durch *Beggiatoa* eine Besiedlung durch Makrozoobenthos nicht möglich war (Abb. 17). Auch sie verbanden die Aussagen des Bildmaterials mit den Ergebnissen der konventionellen Beprobung und bildeten ein Gesamtbeurteilung.

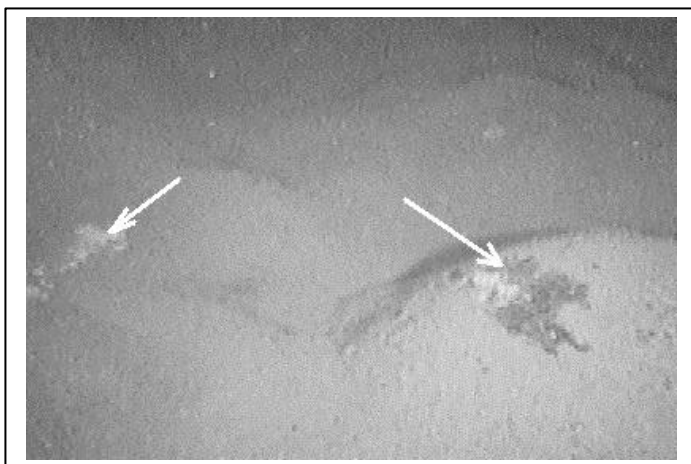


Abb. 17: Sedimentoberfläche in der Bornholmsee (90 m Tiefe), Flecken von *Beggiatoa* (Pfeile)

Konkret in der Beurteilung des Lebensraumes und der Analyse von Verteilungsmustern spielt der Einsatz von Videotechnik eine große Rolle. Über die qualitative Erkennung hinaus können weiterhin einige Organismen auch quantitativ abgeschätzt werden. In der Literatur ist die Abundanzeinschätzung über Filmmaterial bisher nur sehr vereinzelt zu finden und dann werden meistens nur Mega- oder Makroepibenthos im großskaligen Bereich ausgewertet (z.B. BOURGOIN ET AL 1958, BLUHM 1994, CARLETON & DONE 1995, MICHALOPOULUS ET AL 1993).

Mit der in der vorliegenden Studie verwendeten UVMT ist für einen routinemäßigen Einsatz vom Flachwasser bis in größere Tiefen der Ostsee (in unserem Fall bis ca. 250 m) ein ideales Einsatzgerät gewählt worden. Inzwischen wird an mehreren Institutionen Videotechnik eingesetzt, um unterschiedlichste biologische Fragestellungen zu verfolgen (z.B. RUMOHR 1995, VORBERG & VAN BERNEM 1998). Wir empfehlen dringend den Einsatz von Videomonitoring als begleitende Methode in der Beurteilung von Makrozoobenthos. Es steht mit der Videotechnik ein relativ kostengünstiges Instrumentarium zur Verfügung, um vor allem auch in einem Brackwassermeer wie der Ostsee mit seinen starken Schwankungen unterworfenen Variablen Salzgehalt, Sauerstoff und Substrat eine bessere Analyse der bodenlebenden Flora und Fauna durchführen zu können.

2.5 ZUSAMMENFASSUNG UND EMPFEHLUNGEN

Im Monitoringbegleitprojekt (Teilprojekt Benthos) konnte eine für Routinemaßnahmen geeignete Unterwasser-Video-Monitoring-Technik (UVMT) entwickelt werden. Dazu zählt zum einen ein Videomonitoringschlitten (ViMoS 2) und zwei entsprechende Unterwasserkameras (DOM- und PaT-Kamera). Ab Oktober 1998 kam eine üblicherweise als Überwachungskamera eingesetzte VK-C78ES (CCTV Power Zoomkamera) von Hitachi zur Verwendung. Diese DOM-Kamera wurde in eine Schwenk- und Neigeeinrichtung montiert und in einem PVC-Gehäuse untergebracht. Auf Grund des inneren Schwenk-Neigegetriebes war eine abschließende Glaskuppel (DOM) notwendig, die sowohl das Schwenken der Kamera als auch das Zoomen ermöglichte. Zusätzlich wurde eine Kamera mit einem äußeren Schwenk- und Neigegetriebe versehen (pan and tilt = PaT-Kamera), so daß sowohl die als Maßstab dienenden Laser als auch zwei Lampen mitgeschwenkt werden konnten. Mit einem Keflarverstärkten Kabel war sowohl die Versorgung als auch das Schleppen bis zu einer Tiefe von maximal 250 m möglich.

Insgesamt wurden von 1998 bis 2000 über 92 Videotransekte gefahren. Für eine spätere Kalibrierung wurden an den jeweiligen Stationen sowohl konventionelle Methoden (Greifer, Dredge) als auch Videotechnik eingesetzt. Das aufgenommene Bildmaterial wurde bezüglich qualitativer und quantitativer Aussagen ausgewertet. Je Station wurden zwischen 10 und 30 min aufgezeichnet. Das Gesamtmaterial hat eine Länge von über 20 Stunden. Die Archivierung wurde ermöglicht, indem zum einen Videoprotokolle geführt wurden und zum anderen die Einblendung von Stationsdaten ins Videobild erfolgte.

Unsere Ergebnisse zeigten, daß im Bereich zwischen Fehmarnbelt und Pommernbucht etwa 200 makrozoobenthische Arten zwischen 1998 und 2000 vorkamen. Davon wurden 151 Taxa mit dem Greifer wenigstens einmal nachgewiesen (Abb. 18). Allerdings sind in dieser Zahl auch die Arten enthalten, die sich in der Regel nicht mit Greifern beurteilen lassen (z.B. Wattwurm *Arenicola marina*).

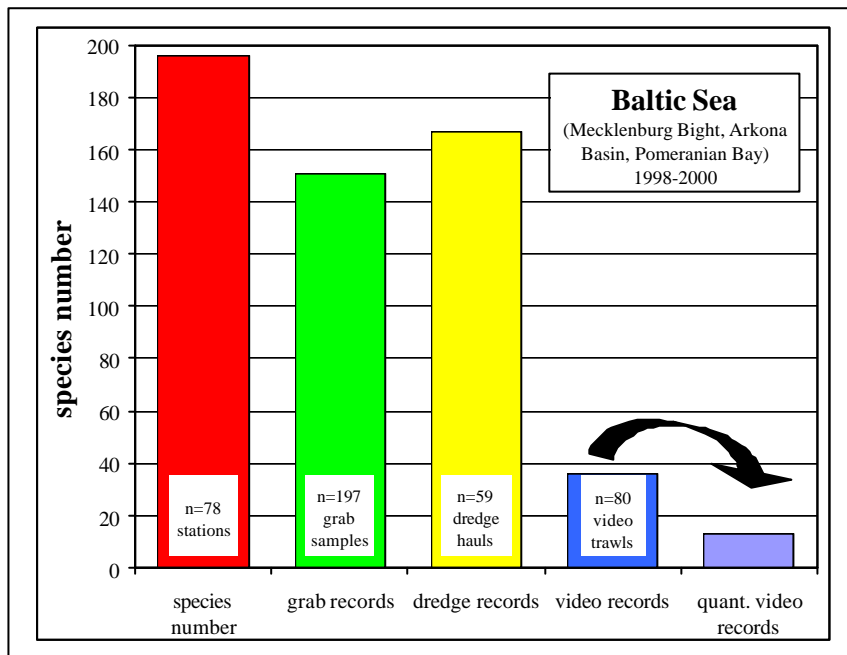


Abb. 18: Vergleich zwischen der Nachweisfähigkeit des Makrozoobenthos durch van Veen Greifer, Dredge und Videotechnik.

167 Taxa wurden mit der Dredge festgestellt. Hierbei konnte in der Regel für die meisten Arten keine quantitative Analyse erfolgen. 36 Arten wurden mit Videotechnik identifiziert (15 davon werden mit Greifern vermutlich gar nicht erfaßt), so daß in der Analyse von Lebensgemeinschaften erhebliche Lücken geschlossen werden können. 13 Arten konnten mit Hilfe der UVMT quantitativ ausgewertet werden (Tab. 2).

Tab. 2: Typische Vertreter des Ostsee-Makrozoobenthos und die Eignung verschiedener Methoden zu ihrer quantitativen Untersuchung geordnet nach ihrer Häufigkeit (Frequenz in %) des Auftretens (+ gut geeignet, (+) bedingt geeignet, - nicht geeignet), *Die Dredge ist in der Regel nur in modifizierter Form geeignet, quantitative Aussagen zu machen.

Taxa	Frequenz	van Veen	Dredge*	Video
<i>Bylgides sarsi</i>	90	+	(+)	(+)
<i>Macoma balthica</i>	78	+	(+)	(+)
<i>Nephtys hombergii</i>	77	+	(+)	(+)
<i>Mytilus edulis</i>	77	(+)	+	+
<i>Diastylis rathkei</i>	75	+	(+)	(+)
<i>Scoloplos armiger</i>	68	+	-	-
<i>Heteromastus filiformis</i>	64	+	(+)	-
<i>Phyllodoce mucosa</i>	63	+	(+)	-
<i>Hydrobia ulvae</i>	62	+	-	(+)
<i>Gastrosaccus spinifer</i>	59	(+)	(+)	-
<i>Arctica islandica</i>	58	+	(+)	+
<i>Eteone longa</i>	54	+	(+)	-
<i>Asterias rubens</i>	53	-	(+)	+
<i>Tubificoides benedii</i>	52	+	-	-
<i>Pygospio elegans</i>	51	+	-	-
<i>Abra alba</i>	48	+	(+)	(+)
<i>Mya arenaria</i>	47	-	-	+
<i>Polydora quadrilobata</i>	46	+	(+)	-
<i>Polydora ciliata</i>	44	+	-	-
<i>Microdeutopus gryllotalpa</i>	42	-	(+)	-
<i>Lineus ruber</i>	42	+	-	-
<i>Mysella bidentata</i>	41	+	-	-
<i>Gammarus spec.</i>	40	-	(+)	(+)
<i>Corbula gibba</i>	40	+	(+)	-
<i>Halicryptus spinulosus</i>	37	+	(+)	-
<i>Tridonta borealis</i>	36	+	-	-
<i>Lagis koreni</i>	36	+	(+)	(+)
<i>Idotea baltica</i>	36	-	(+)	(+)
<i>Crangon crangon</i>	35	-	+	+
<i>Arenicola marina</i>	35	-	-	+
<i>Eucratea loricata</i>	33	(+)	(+)	(+)
<i>Capitella capitata</i>	33	+	(+)	-
<i>Ampharete baltica</i>	32	+	(+)	-
<i>Balanus spec.</i>	30	(+)	(+)	(+)
<i>Trochochaeta multisetosa</i>	30	+	(+)	(+)
<i>Euchone papillosa</i>	21	+	(+)	+
<i>Terebellides stroemi</i>	20	+	(+)	(+)
<i>Dendrodoa grossularia</i>	19	-	(+)	(+)
<i>Mysis mixta</i>	14	-	+	+
<i>Actinia equina</i>	9	-	(+)	+
<i>Metridium senile</i>	7	-	(+)	+
<i>Facelina drummondi</i>	6	-	(+)	+
<i>Ciona intestinalis</i>	6	-	(+)	+
<i>Carcinus maenas</i>	2	-	(+)	+
<i>Saduria entomon</i>	2	-	(+)	(+)
<i>Barnea candida</i>	1	-	-	+
<i>Ophiura albida</i>	1	-	(+)	+

Hervorzuheben sind die Arten, die sich durch Greifer gar nicht oder nur äußerst begrenzt und auch durch die Dredge nicht erfassen lassen. Dazu zählen v.a. endobenthische Vertreter, die in „harten“ Sedimenten (Sand, Mergel, Kreide) tief eingegraben leben. Hierzu gehören der Wattwurm (*Arenicola marina*), die Sandklaffmuschel (*Mya arenaria*) und die Bohrmuschel (*Barnea candida*). Andere Arten wiederum lassen sich zwar mit Greifer oder Dredge feststellen, verursachen allerdings auf Grund von Patchiness oder Seltenheit eher ein verfälschtes Bild der Besiedlung. Mit Hilfe der UVMT gelang es, sich z.B. von der Islandmuschel (*Arctica islandica*), vom Seestern (*Asterias rubens*) und von der Seenelke (*Metridium senile*) ein reales Bild der Verbreitung und Siedlungsdichte zu machen.

In den stark strukturierten Rotalgenwäldern bestand mit der Videotechnik die Möglichkeit, die durch die Thalli gegebene dritte Dimension des Lebensraumes bezüglich spezifischer Aufwuchsorganismen (Epibenthos) auszuwerten. Hervorzuheben sind hier v.a. die Schwämme (im Bild nicht auf die Art bestimmbar), die Seescheiden (*Ciona intestinalis*, *Dendrodoa grossularia*), Bryozoa und Hydrozoa.

Von den im Untersuchungszeitraum etwa 200 festgestellten makrozoobenthischen Taxa für die westliche und südliche Ostsee wird abgeschätzt, daß sich ca. 36 mit Videotechnik erfassen lassen. Davon sind etwa 15 Arten mit konventionellen Greifern nicht oder nur selten nachzuweisen. Quantitativ lassen sich nur größere epibenthische Vertreter wie z.B. *Asterias rubens* und *Ophiura albida* analysieren oder endobenthische Organismen, die an der Sedimentoberfläche sichtbare Spuren hinterlassen (z.B. *Arenicola marina* und *Barnea candida*). Insgesamt sind etwa 13 Taxa mit Hilfe der UVMT quantifizierbar. Die für den Seestern gewonnen Daten in der Mecklenburger Bucht sind exemplarisch für andere mit der UVMT quantifizierbare Arten als Karte graphisch dargestellt (Abb. 19).

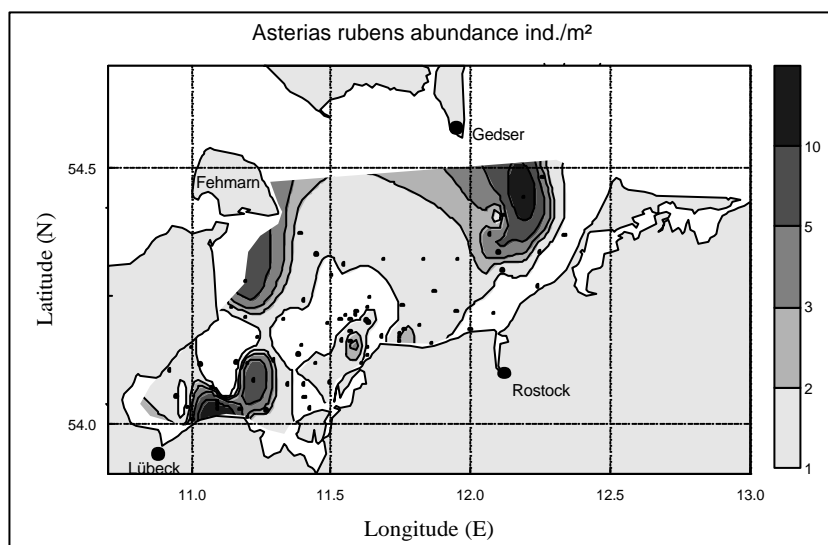


Abb. 19: Rezente Verbreitung vom Seestern (*Asterias rubens*) in der Mecklenburger Bucht. Die Daten sind mit Hilfe der UVMT erfaßt worden.

Die umfangreichen Arealuntersuchungen in der Pommernbucht im August 1998, in der Mecklenburger Bucht im Frühjahr 1999 und Arkonasee im Herbst 1999 werden ausführlich dargestellt. Alle gewonnenen makrozoobenthischen Daten wurden statistisch ausgewertet. Insgesamt konnten ca. 200 Taxa nachgewiesen werden. Die Artenzahl nahm parallel zur Abnahme des Salzgehaltes von der Mecklenburger Bucht mit ca. 200 via Arkonasee mit etwa 60 zur Pommernbucht mit etwa 40 Taxa ab. Entgegengesetzt wurde mit zunehmendem Salzgehalt über Grund eine Abnahme der Gesamtabundanz beobachtet (vgl. Abb 16).

Für die häufigeren makrozoobenthischen Arten wurden Verbreitungskarten erstellt, die in Form eines Atlas für die Mecklenburger Bucht publiziert werden sollen (Abb. 19 & 20). In Abb. 20 ist eine Karte für die Biodiversität dargestellt. Es wird deutlich, daß einige Bereiche sich durch ein erhöhtes Fauneninventar auszeichneten. Diese sogenannten Biodiversitätsinseln waren sowohl küstennah (z.B. Staberhuk und Walkyriengrund) als auch küstenfern (Kadetrinne) zu finden. Verursacht werden sie wahrscheinlich durch die Strukturvielfalt des Substrates (Steine, Sand, Phytal etc.) als auch durch eine relativ gute Sauerstoffversorgung. Allen Biodiversitätsinseln ist die „Rifflage“ mit Strömung gemein, d.h. sie liegen am Hang, in der Rinne oder auf einer Kuppe. Diesbezüglich ist zu empfehlen, daß zum einen diese Gebiete im Rahmen von Baltic-Sea-Protected-Areas unter Schutz gestellt werden (Vorschläge dafür wurden bereits erarbeitet) und zum anderen im Rahmen des Monitorings eine ausführliche Arealuntersuchung im Turnus von mehreren Jahren abwechselnd an diesen Gebieten durchgeführt wird. Die Bedeutung dieser Gebiete als Wiederbesiedlungspotential für defaunierte Bereiche ist weitestgehend ungeklärt. Dennoch sind Umweltänderungen und deren Auswirkungen über diese Biodiversitätsinseln sicher gut detektierbar.

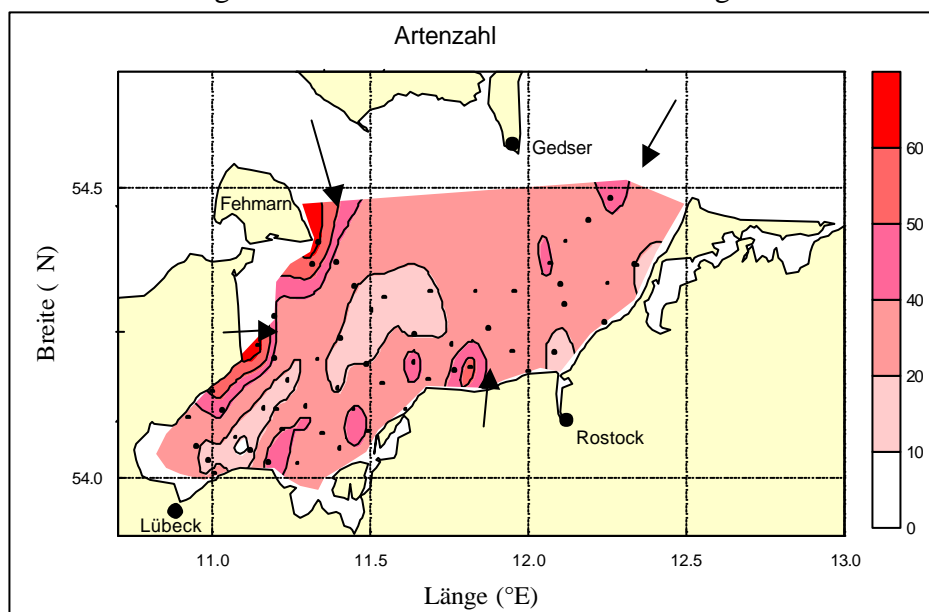


Abb. 20: Darstellung der Artenzahlen in der Mecklenburger Bucht. Die Pfeile kennzeichnen die Biodiversitätsinseln

➡ Das Unterwasservideomonitoring stellt ein zusätzliches Instrumentarium für die Überwachung der BMP-Monitoringstationen dar und sollte im Zusammenhang mit den konventionellen Methoden (Greifer, Dredge) Anwendung finden. Die Aufklärung der Zusammenhänge über das Auftreten/Fehlen von Arten und ihrer Umgebung einschließlich der beeinflussenden abiotischen Faktoren ist mit Hilfe dieser zusätzlichen Methode erleichtert.

➡ Zur Beurteilung der Sedimentbeschaffenheit, Strukturvielfalt und der Verteilungsmuster (z.B. Patchiness) ist der Einsatz von Unterwasservideos unabdingbar.

➡ Für einige Arten (zum Teil dominante Vertreter des Makrozoobenthos), z.B. Seestern (*Asterias rubens*), Islandmuschel (*Arctica islandica*), Wattwurm (*Arenicola marina*) und Sandklaffmuschel (*Mya arenaria*) wird die quantitative Beurteilung mittels Unterwasservideo empfohlen. Mit diesen Tierarten sind wichtige Indikatoren unterschiedlicher Wassertiefen und Sedimentbeschaffenheiten erfaßt.

➡ Die bisherige Probennahmestrategie (einmal pro Jahr 6 Stationen im off-shore-Bereich) zur Umweltüberwachung sollte überdacht werden. Jährlich abwechselnde Arealuntersuchungen (z.B. 5 Gebiete und alle 5 Jahre das gleiche Gebiet) in Ergänzung zu den Langzeituntersuchungen werden empfohlen.

Erste Ergebnisse sind im Annex 5 des "Report of the Benthos Ecology Working Group" des ICES publiziert. Außerdem wurden beim diesjährigen Treffen der Benthos Ecology Working Group der ICES in Walpole (Maine, USA) die Untersuchungsergebnisse in einem Vortrag präsentiert.

2.6 LITERATUR

- ARNDT, E.A. & D. ANDRES (1996): Video-monitoring of benthic communities in the area off the coast of Kühlungsborn (Mecklenburg Bight) as a means for surveying spatial and temporal changes – advantages and restrictions of a method. Rostocker Meeresbiol. Beitr. 4: 5-16
- ARNTZ, W.E. & H. RUMOHRE (1973): Bohrmuscheln (*Barnea candida* (L.) und *Zirfea crispata* (L.)) in der Kieler Bucht. Kieler Meeresforsch. 29: 141-143
- BARNES, H. (1955): Underwater television and research in marine biology, bottom topography and geology. Part 2. Experience with the equipment. Deutsche Hydrograph. Z. 8: 213-236
- BARRY, J.P. & C.H. BAXTER (1993): Survey design considerations for deep-sea benthic communities using ROVs. MTS Journal 26(4): 20-26
- BICK, A. & F. GOSSELCK (1985): Arbeitsschlüssel zur Bestimmung der Polychaeten der Ostsee. Mitt. zool. Mus. Berl. 61: 171-272
- BLUHM, H. (1994): Monitoring megabenthic communities in abyssal manganese nodule sites of the East Pacific Ocean in association with commercial deep-sea mining. Aqu. Conserv.: Mar. Freshw. Ecosyst. 4: 187-201
- BLUHM, H., G. SCHRIEVER & H. THIEL (1995): Megabenthic recolonization in an experimentally disturbed abyssal manganese nodule area. Mar. Georesources Geotechnol. 13: 393-416
- BOURGOIN, A., M. GUILLOU & C. MORVAN (1985): Etude preliminaire de l'epifaune des sediments meubles de la Rade de Brest (Finistere, France) a l'aide d'une camera video sous-marine. Ann. Inst. oceanogr. 61(1): 39-50
- CARLETON, J.H. & T.J. DONE (1995): Quantitative video sampling of coral reef benthos: large-scale application. Coral Reefs 14: 35-46
- HARTMANN-SCHRÖDER, G. (1996): Annelida, Borstenwürmer, Polychaeta - In: Dahl, M., Peus, F. (eds.): Die Tierwelt Deutschlands und der angrenzenden Meeresteile nach ihren Merkmalen und ihrer Lebensweise, 58. Teil.- Gustav Fischer Verlag, Jena, Stuttgart, Lübeck, Ulm: 648pp
- HAYWARD, P.J. & J.S. RYLAND (1990): The marine Fauna of the British Isles and North-West Europe. Vol. 1: Introduction and Protozoans to Arthropods. Vol. 2: Molluscs to Chordates. Oxford: 996pp
- HELCOM (1988): Guidelines for the Baltic Monitoring Programme for the third Stage. Baltic Sea Environment Proceedings 27D: 161pp
- HOLME, N.A. & R.L. BARRETT (1977): A sledge with television and photographic cameras for quantitative investigation of the epifauna on the continental shelf. J. Mar. Biol. Assoc. U.K. 57: 391-403
- JACOBY, C. (1998): Use of video to sample benthic habitats: Examples from Jervis Bay. Internet: <http://kaos.erin.gov.au/marine/natmis/standards/biology/jacoby.html>: 13pp
- JAGNOW, B. & F. GOSSELCK (1987): Bestimmungsschlüssel für die Gehäuseschnecken und Muscheln der Ostsee. Mitt. zool. Mus. Berl. 63: 191-268
- KÖHN, J. & F. GOSSELCK (1989): Bestimmungsschlüssel der Malakostraken der Ostsee. Mitt. zool. Mus. Berl. 65: 3-114
- MACHAN, R. & K. FEDRA (1975): A new towed underwater camera system for wide-range benthic survey. Mar. Biol. 33: 75-84
- MICHALOPOULOS, C., P.J. AUSTER & R.J. MALATESTA (1993): A comparison of transect and species-time counts for assessing faunal abundance from video surveys. MTS Journal 26: 27-31

- RHOADS, D.C. & J.D. GERMANO (1982): Characterization of organism-sediment relations using sediment profile imaging: An efficient method of remote ecological monitoring of the seafloor (RemotsTM System). Mar. Ecol. Prog. Ser. 8: 115-128
- RICHTER, W. & H. RUMOHR (1976): Untersuchungen an *Barnea candida* (L.): Ihr Beitrag zur submarinen Geschiebemergelabrasion in der Kieler Bucht. Kieler Meeresforsch. Sonderh. 3: 82-86
- RUMOHR, H. (1995): Monitoring the marine environment with imaging methods. Sci. Mar. 59 (Supl. 1): 129-138
- RUMOHR, H. & H. SCHOMANN (1992): REMOTS sediment profiles around an exploratory drilling rig in southern North Sea. Mar. Ecol. Prog. Ser. 91: 303-311
- THIEL, H. (1970): Ein Fotoschlitten für biologische und geologische Kartierungen des Meeresbodens. Mar. Biol. 7: 223-229
- THOMSEN, L., S. JÄHMLICH, G. GRAF, M. FRIEDRICH, S. WANNER & B. SPRINGER (1996): An instrument for aggregate studies in the benthic boundary layer. Mar. Geol. 135: 153-157
- THORIN, S., H. BOURDAGES & B. VINCENT (1998): Study of siphon activity in *Mya arenaria* (L.) in the intertidal zone by means of an underwater video camera. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 224: 205-224
- VORBERG, R. & K.-H. VAN BERNEM (1998): Application of underwater video and imaging sonar in ecological investigations in the subtidal zone of the Wadden Sea. Arch. Fish. Mar. Res. 46: 195-203
- ZETTLER, M.L., R. BOCHERT & A. BICK (1994): Röhrenbau und Vertikalverteilung von *Marenzelleria viridis* (Polychaeta: Spionidae) in einem inneren Küstengewässer der südlichen Ostsee. -Rostocker Meeresbiol. Beitr. 2: 215-225
- ZETTLER, M.L. & D. SCHIEDEK (1999): Underwater video-technique as a tool for the benthic monitoring in the German part of the Baltic Sea. -Report of the Benthic Ecology Working Group, ICES CM 1999/E:1 (Annex 5): 34-36
- ZETTLER, M.L. & D. SCHIEDEK (2000): Application of underwater video for assessment of macrozoobenthic colonization and sediment structure in German Baltic waters. Meeting of the ICES Benthos Ecology Working Group, April 26-29, 2000 in Walpole, Maine, USA

Anhang

Tabellen A1 bis A8

Beschreibung Unterwasservideotechnik

Tabelle A1: Ergebnisse der Arealuntersuchung in der Pommernbucht im August 1998,
(X=Dredge- oder Video-Nachweise), Biomasse in Feuchtgewicht/m²

Stationen	165		T1		T2		T3		T4		T5	
Koordinaten	54°00,794 N		54°02,910 N		54°05,258 N		54°07,431 N		54°09,893 N		54°12,333 N	
	14°12,236 E		14°10,555 E		14°09,472 E		14°08,222 E		14°06,788 E		14°05,220 E	
Tiefe/Salinität am Grund	11,9 m	6,5‰	15 m	6,5‰	15,7 m	7,0‰	13,7 m	7,0‰	14,2 m	6,9‰	12,9 m	7,0‰
Taxon	Ind./m ²	FG/m ² (mg)	Ind./m ²	FG/m ² (mg)	Ind./m ²	FG/m ² (mg)	Ind./m ²	FG/m ² (mg)	Ind./m ²	FG/m ² (mg)	Ind./m ²	FG/m ² (mg)
<i>Ampharete baltica</i>												
<i>Arenomya (Mya) arenaria</i>	642	790481	398	73999	697	197627	622	349535	354	126461	663	142232
<i>Balanus improvisus</i>	745	8620	524	29828			X		51	37	493	1892
<i>Bylgides sarsi</i>			24	530								
<i>Cerastoderma lamarcki</i>	1965	23397	3224	23655	4854	12022	12769	35846	5656	46484	6092	91071
<i>Chironomidae</i>												
<i>Corophium volutator</i>	1442	2730	429	1032	548	1157	650	973	690	1137	34	125
<i>Crangon crangon</i>			X				X		X			
<i>Diastylis rathkei</i>												
<i>Electra crustulenta</i>	X		X				X		X		X	
<i>Enchytraeidae</i>	3	1	3	11								
<i>Fabriciella baltica</i>												
<i>Gammarus oceanicus</i>			3	111							X	
<i>Gammarus salinus</i>	27	177	265	2124			X		X		37	204
<i>Gammarus zaddachi</i>			306	1897			X		51	165	187	591
<i>Halicryptus spinulosus</i>	3	8			3	1						
<i>Halitholus yoldia-arc.</i>												
<i>Hediste diversicolor</i>	51	503	293	13296	92	2828	160	9349	245	7137	173	6248
<i>Hydrobia ulvae</i>	612	1985	1677	6150	1398	6810	2759	9513	4517	13034	1704	5727
<i>Hydrobia ventrosa</i>												
<i>Jaera albifrons</i>			X				X		X		X	
<i>Macoma balthica</i>	480	42766	1116	70364	854	152935	180	22774	554	25443	357	4497
<i>Manayunkia aestuarina</i>	17	4					X				17	3
<i>Marenzelleria viridis</i>	2024	10059	585	5801	847	6749	650	5754	687	6984	173	2449
<i>Mysis mixta</i>												
<i>Mytilus edulis</i>	313	41902	3758	674211	228	1794	68	542	1361	61133	1296	175615
<i>Nais elinguis</i>	3	1	X						17	0	31	2
<i>Neanthes succinea</i>	14	1953	3	22	20	856	X		X		34	893
<i>Neomysis integer</i>			X				X		3	3	3	30
<i>Obelia spec.</i>							X		X		X	
<i>Paranais litoralis</i>							X		X		3	1
<i>Pontoporeia femorata</i>												
<i>Potamopyrgus antip.</i>												
<i>Praunus flexuosus</i>											X	
<i>Pygospio elegans</i>	6823	4923	1065	871	1024	665	2551	1460	939	504	5194	3932
<i>Saduria entomon</i>												
<i>Scoloplos armiger</i>												
<i>Streblospio benedicti</i>	44	101	24	29								
<i>Tenellia ventilabrum</i>												
<i>Tubifex costatus</i>	908	858	711	596	429	391	490	433	752	599	718	833
<i>Tubificoides benedeni</i>	333	508	245	450	71	75	37	53	184	218	51	66
Summe 41 Taxa	16449	930977	14653	904977	11065	383910	20936	436232	16061	289339	17260	436411
Artenzahl	20		24		13		22		22		24	

Tabelle A1: Fortsetzung

Station	160		NP		131		SK		GB6	
Koordinaten	54°14,462 N		54°20,510 N		54°26,526 N		54°35,955 N		54°12,453 N	
	14°04,048 E		13°52,108 E		13°43,601 E		13°44,967 E		13°34,389 E	
Tiefe/Salinität am Grund	14,5 m	7,1‰	18,6 m	7,6‰	22,4 m	10,4‰	25,7 m	11,1‰	9 m	7,1‰
Arten	Ind./m²	FG/m² (mg)	Ind./m²	FG/m² (mg)	Ind./m²	FG/m² (mg)	Ind./m²	FG/m² (mg)	Ind./m²	FG/m² (mg)
<i>Ampharete baltica</i>					3	10	361	163		
<i>Arenomya (Mya) arenaria</i>	500	100276	136	189734	279	7495	204	74837	82	5153
<i>Balanus improvisus</i>	3	3								
<i>Bylgides sarsi</i>			3	5	20	88	61	694		
<i>Cerastoderma lamarcki</i>	4755	29526	7	2262					17	315
<i>Chironomidae</i>									20	304
<i>Corophium volutator</i>	14	44								
<i>Crangon crangon</i>	X						X			
<i>Diastylis rathkei</i>			306	2226	435	3340	741	6102		
<i>Electra crustulenta</i>	X						X			
<i>Enchytraeidae</i>									3	1
<i>Fabriciella baltica</i>			3	0			X			
<i>Gammarus oceanicus</i>	X						3	57		
<i>Gammarus salinus</i>	X						14	66		
<i>Gammarus zaddachi</i>	3	11					X			
<i>Halicryptus spinulosus</i>			122	6664	44	2865	122	2876		
<i>Halitholus yoldia-arc.</i>			X				X			
<i>Hediste diversicolor</i>	167	3718	27	664	3	4	3	6	24	3904
<i>Hydrobia ulvae</i>	2510	5951	895	3498	330	1335	490	2047	75	249
<i>Hydrobia ventrosa</i>									82	205
<i>Jaera albifrons</i>	X									
<i>Macoma balthica</i>	1398	28764	1061	257665	435	113066	847	207861	112	18607
<i>Manayunkia aestuarina</i>	10	4								
<i>Marenzelleria viridis</i>	374	6639	133	386	14	48	X		20	426
<i>Mysis mixta</i>							3	4		
<i>Mytilus edulis</i>	105	1693	82	183	7	12	323	80630		
<i>Nais elinguis</i>	3	1					X			
<i>Neanthes succinea</i>	7	97	85	949					7	451
<i>Neomysis integer</i>	X		X				X		3	30
<i>Obelia spec.</i>	X									
<i>Paranais litoralis</i>			3	2						
<i>Pontoporeia femorata</i>							160	587		
<i>Potamopyrgus antip.</i>									51	98
<i>Praunus flexuosus</i>	X								3	49
<i>Pygospio elegans</i>	5514	4030	1537	1073	7	5	1459	901		
<i>Saduria entomon</i>							3	67		
<i>Scoloplos armiger</i>							241	1028		
<i>Streblospio benedicti</i>	3	6							3	4
<i>Tenellia ventilabrum</i>	X									
<i>Tubifex costatus</i>	344	364			7	3	X			
<i>Tubificoides benedeni</i>	17	38	105	137	14	12	153	169	10	4
Summe 41 Taxa	15727	181165	4505	465448	1598	128283	5188	378095	512	29800
Artenzahl	26		17		13		26		15	

Tabelle A2: Zonierung des Makrozoobenthos nach Wassertiefe in der Mecklenburger Bucht

(Zahl in Kästchen = Anzahl der Stationen, wo die Art auftrat)

Wassertiefe	5-10	10-15	15-20	20-25	25-30
<i>Laomedea gelatinosa</i>	1	2	6	2	2
<i>Alcyonidium hirsutum</i>	1	8	3	1	1
<i>Asterias rubens</i>	4	7	1	1	6
<i>Balanus crenatus</i>	6	8	4	4	1
<i>Bylgides sarsi</i>	6	1	12	17	9
<i>Callopora lineata</i>	2	5	4	2	1
<i>Capitella capitata</i>	3	5	2	5	1
<i>Crangon crangon</i>	4	6	6	4	3
<i>Dendrodoa grossularia</i>	1	3	5	3	3
<i>Diastylis rathkei</i>	3	5	11	15	9
<i>Eucreatea loricata</i>	3	3	8	7	4
<i>Gammarus oceanicus</i>	6	6	2	1	1
<i>Gammarus salinus</i>	6	11	3	2	2
<i>Heteromastus filiformis</i>	3	3	6	14	9
<i>Lineus ruber</i>	7	9	1	8	2
<i>Macoma balthica</i>	8	12	12	1	4
<i>Mytilus edulis</i>	8	12	11	1	3
<i>Nephtys hombergii</i>	5	7	12	14	7
<i>Opercularella lacerata</i>	3	3	7	3	1
<i>Parvicardium ovale</i>	1	5	1	3	1
<i>Polydora ciliata</i>	5	3	1	8	4
<i>Polydora quadrilobata</i>	2	3	8	7	2
<i>Pygospio elegans</i>	6	1	7	4	1
<i>Scoloplos armiger</i>	8	1	12	6	4
<i>Tubificoides benedii</i>	6	11	6	5	1
<i>Corophium crassicomme</i>	1	2	5	2	
<i>Eteone longa</i>	7	12	6	6	
<i>Gastrosaccus spinifer</i>	6	9	11	7	
<i>Halacaridae indet.</i>	1	4	3	1	
<i>Harmothoe imbricata</i>	5	4	7	4	
<i>Hydrobia ulvae</i>	8	12	11	3	
<i>Idotea baltica</i>	6	9	7	2	
<i>Microdeutopus gryllotalpa</i>	6	11	6	3	
<i>Mya arenaria</i>	7	11	6	1	
<i>Spio goniocephala</i>	2	3	5	1	
<i>Tridonta borealis</i>	1	3	1	5	
<i>Tubifex costatus</i>	3	1	1	1	
<i>Ampharete baltica</i>		2	5	7	3
<i>Arctica islandica</i>		1	11	15	6
<i>Corbula gibba</i>		1	1	8	2
<i>Gonothyræa loveni</i>		1	4	2	1
<i>Halicryptus spinulosus</i>		2	1	12	6
<i>Lafoenia tenuis</i>		1	3	2	1
<i>Mysella bidentata</i>		3	12	7	2
<i>Nereimyra punctata</i>		2	7	3	3
<i>Nymphon brevirostre</i>		3	4	1	1
<i>Pholoe assimilis</i>		3	7	6	2
<i>Pholoe inornata</i>		1	4	1	1
<i>Phyllodoce maculata</i>		1	5	3	2
<i>Phyllodoce mucosa</i>		5	1	11	6
<i>Terebellides stroemi</i>		2	2	7	4
<i>Valkeria uva</i>		2	2	1	1
<i>Halichondria panicea</i>	1	1	2		
<i>Apherusa bispinosa</i>	1	3	1		
<i>Arenicola marina</i>	7	7	6		
<i>Balanus improvisus</i>	4	3	1		
<i>Bathyporeia pilosa</i>	5	4	3		
<i>Chironomidae-Larven</i>	1	6	1		
<i>Corophium insidiosum</i>	1	1	1		
<i>Cyathura carinata</i>	1	1	1		
<i>Hediste diversicolor</i>	6	7	1		
<i>Lacuna vincta</i>	2	2	1		
<i>Melita palmata</i>	4	4	1		
<i>Nicolea zostericola</i>	1	4	1		
<i>Odostomia rissoides</i>	4	6	1		
<i>Ophelia limacina</i>	3	1	1		
<i>Praunus inermis</i>	3	4	1		
<i>Pusillina inconspicua</i>	3	6	1		
<i>Actinia equina</i>		1	2	4	
<i>Amphithoe rubricata</i>		3	1	1	
<i>Aricidea cerrutii</i>		2	5	4	
<i>Dyopedos monacanthus</i>		1	2	2	
<i>Electra pilosa</i>		4	3	1	
<i>Eulalia bilineata</i>		3	3	1	
<i>Facelina drummondii</i>		2	2	1	
<i>Gammarus homari</i>		4	3	1	
<i>Halisarca durjadinii</i>		3	3	4	
<i>Mysis mixta</i>		2	3	6	
<i>Retusa truncatula</i>		4	5	1	
<i>Tridonta elliptica</i>		2	1	3	
<i>Abra alba</i>			12	12	7
<i>Campanulina pumila</i>			1	3	2
<i>Euchone papillosa</i>			3	9	4
<i>Lagis koreni</i>			6	7	4
<i>Malacobdella grossa</i>			2	5	3

Tabelle A2: Fortsetzung

Wassertiefe	5-10	10-15	15-20	20-25	25-30
<i>Nephtys ciliata</i>			3	7	4
<i>Pholoe baltica</i>			2	6	1
<i>Pontoporeia femorata</i>			2	4	2
<i>Trochochaeta multisetosa</i>			2	5	3
<i>Cerastoderma edule</i>	1	4			
<i>Carcinus maenas</i>	1	2			
<i>Cerastoderma glaucum</i>	2	3			
<i>Enchytraeidae</i> indet.	1	3			
<i>Jaera albifrons</i>	5	8			
<i>Littorina obtusata</i>	1	1			
<i>Littorina saxatilis</i>	5	5			
<i>Neanthes succinea</i>	2	2			
<i>Neomysis integer</i>	1	1			
<i>Paranais litoralis</i>	1	1			
<i>Travisia forbesii</i>	3	3			
<i>Zippora membranacea</i>	1	3			
<i>Bitium reticulatum</i>		2	1		
<i>Cheirocratus sundevalli</i>		1	1		
<i>Cingula striata</i>		3	3		
<i>Ciona intestinalis</i>		3	3		
<i>Eumida sanguinea</i>		2	1		
<i>Fabricia sabella</i>		1	1		
<i>Lamellidoris muricata</i>		2	1		
<i>Musculus discors</i>		2	1		
<i>Nereis pelagica</i>		1	1		
<i>Phoxocephalus holbolli</i>		1	2		
<i>Phthisica marina</i>		1	1		
<i>Scolecipis foliosa</i>		1	1		
<i>Sphaerodoropsis baltica</i>		2	1		
<i>Streptosyllis websteri</i>		3	1		
<i>Halitholus yoldia-arcticae</i>			3	3	
<i>Farrella repens</i>				1	2
<i>Metridium senile</i>				1	4
<i>Phaxas pellucidus</i>				1	1
<i>Pherusa plumosa</i>				1	2
<i>Priapulus caudatus</i>				4	2
<i>Maranzelleria viridis</i>	1				
<i>Calliopius laevisculus</i>	2				
<i>Gammarus locusta</i>	2				
<i>Praunus flexuosus</i>	1				
<i>Bowerbankia gracilis</i>		1			
<i>Clavia multicornis</i>		1			
<i>Corophium volutator</i>		1			
<i>Fabriciella baltica</i>		4			
<i>Hydractinia spec.</i>		1			
<i>Idothea granulosa</i>		1			
<i>Lacuna pallidula</i>		1			
<i>Leptochierus pilosus</i>		1			
<i>Metopa pusilla</i>		1			
<i>Neoamphitrite figulus</i>		1			
<i>Polycirrus medusa</i>		2			
<i>Retusa obtusa</i>		1			
<i>Verticillina verticillata</i>		1			
<i>Akera bullata</i>			1		
<i>Alcyonidium gelatinosum</i>			1		
<i>Barnea candida</i>			1		
<i>Bathyporeia pelagica</i>			1		
<i>Caprella linearis</i>			1		
<i>Clytia hemisphaerica</i>			1		
<i>Coryne tubulosa</i>			4		
<i>Dulichia falcata</i>			2		
<i>Gitana sarsi</i>			1		
<i>Hydrozoa spec.</i>			1		
<i>Laonome kroeyeri</i>			1		
<i>Musculus marmoratus</i>			1		
<i>Musculus niger</i>			1		
<i>Nassarius reticulatus</i>			1		
<i>Polydora ligni</i>			1		
<i>Tanaissus lilljeborgi</i>			1		
<i>Tridonta montagui</i>			3		
<i>Calicella syringa</i>				1	
<i>Cephalotrix linearis</i>				1	
<i>Conopeum seurati</i>				1	
<i>Levinsea gracilis</i>				3	
<i>Nephtys longosetosa</i>				1	
<i>Obelia sp.</i>				1	
<i>Ophiura albida</i>				1	
<i>Scalibregma inflatum</i>				2	
<i>Schistomysis spiritus</i>				1	
<i>Sryela coriacea</i>				1	
<i>Abietinaria abietina</i>					2
<i>Molgula manhattensis</i>					2
<i>Paraonis fulgens</i>					2
Summe	238	420	424	371	172

Tabelle A3: Makrozoobenthos der Mecklenburger Bucht in Wassertiefen zwischen 5 und 10 m im Jahr 1999 (X=Dredge- oder Video-Nachweise), Biomasse in Aschefreie Trockenmasse/m²

Stationen	102		14		41		51		112b		SAGAS		31		91	
Koordinaten	54° 16,000 N		54° 06,195 N		54° 02,979 N		54° 04,745 N		54° 21,920 N		54° 16,636 N		54° 01,445 N		54° 10,911 N	
	12° 14,500 E		10° 55,480 E		11° 24,236 E		11° 29,799 E		12° 20,650 E		11° 11,889 E		11° 16,258 E		12° 00,169 E	
Wassertiefe	6,5		6,6		7,6		7,9		9,2		9,4		9,6		9,9	
Salinität über Grund			11,3		12,4		12,7		17				12,9		8,5	
Taxon		AFTG pro m²		AFTG pro m²		AFTG pro m²		AFTG pro m²		AFTG pro m²		AFTG pro m²		AFTG pro m²		AFTG pro m²
	Ind./m²	(mg)	Ind./m²	(mg)	Ind./m²	(mg)	Ind./m²	(mg)	Ind./m²	(mg)	Ind./m²	(mg)	Ind./m²	(mg)	Ind./m²	(mg)
<i>Halichondria panicea</i>											X					
<i>Laomedea flexuosa</i>															X	
<i>Laomedea gelatinosa</i>															X	
<i>Opercularella lacerata</i>					X		X								X	
<i>Turbellaria</i> indet.							102,0	0,6								
<i>Lineus ruber</i>	10,2	12,3	6,8	15,7	X		X				81,6	1335	193,9	356,0	X	
<i>Prostoma obscurum</i>			X													
<i>Cerastoderma edule</i>					115,6	1126										
<i>Cerastoderma glaucum</i>	1007	2954							1755	7076						
<i>Hydrobia ulvae</i>	5293	2165	4252	1116	4976	1616	4694	668	4316	2409	13561	3418	5469	1988	748,3	178,7
<i>Lacuna vincta</i>											30,6	26,3			X	
<i>Littorina littorea</i>			X		17,0	6,2	10,2	2,0			734,7	317,5				
<i>Littorina obtusata</i>											X					
<i>Littorina saxatilis</i>	3,4	1,5	3,4	0,7	51,0	13,1	X						719,4	130,5		
<i>Macoma balthica</i>	166,7	2936	1017	2707	265,3	471,1	51,0	1024	81,6	1778	704,1	3594	362,2	2222	102,0	766,6
<i>Mya arenaria</i>	1435	3678	54,4	48537	180,3	10218	30,6	26,8	2908	24270			25,5	1372	6,8	339,7
<i>Mytilus edulis</i>	619,0	11730	210,9	13,7	357,1	24592	132,7	2631	91,8	8,0	24582	407459	8577	229755	51,0	5,4
<i>Odostomia rissoides</i>			X		X		X				224,5	15,4				
<i>Parvicardium ovale</i>			34,0	66,8												
<i>Pusillina inconspicua</i>	3,4	0,7	6,8	2,5							612,2	114,0				
<i>Tridonta borealis</i>							X									
<i>Zippora membranacea</i>											10,2	12,2				
<i>Enchytraeidae</i> indet.	X															
<i>Oligochaeta</i> indet.							40,8	0,1								
<i>Paranais litoralis</i>	X															
<i>Tubifex costatus</i>	34,0	1,8											1209	90,2	6,8	0,9
<i>Tubificoides benedii</i>	3,4	0,1	3,4	0,7			581,6	16,2			3469	347,9	750,0	132,5	108,8	8,3
<i>Arenicola marina</i>	10,2	354,4	X		17,0	2911	X		20,4	1646	X				64,6	2308
<i>Aricidea suicica</i>							10,2	1,9								
<i>Bylgides sarsi</i>	3,4	3,0	44,2	102,5	13,6	25,2	X				X				13,6	10,9
<i>Capitella capitata</i>	17,0	2,7									30,6	2,0			125,9	10,8
<i>Eteone longa</i>	3,4	2,1	5,1	0,9	10,2	7,6	10,2	11,6			40,8	21,2	45,9	19,3	54,4	51,8
<i>Harmothoe elizabethae</i>											112,2	65,5				
<i>Harmothoe imbricata</i>			X				X				51,0	229,4	20,4	50,6	X	
<i>Hediste diversicolor</i>	268,7	1617					20,4	431,7	173,5	1079	X		40,8	371,4	47,6	406,0
<i>Heteromastus filiformis</i>			5,1	6,3			71,4	10,3			X					
<i>Maranzelleria viridis</i>	6,8	7,1														
<i>Neanthes succinea</i>	X				3,4	27,9										
<i>Nephtys hombergii</i>			74,8	811,0	3,4	24,4					40,8	1664	35,7	1803	3,4	9,0
<i>Nicolea zostericola</i>			X													
<i>Ophelia limacina</i>					10,2	3,0	693,9	301,0	10,2	2,0						
<i>Polydora ciliata</i>	3,4	0,2	X		X		X						5,1	1,1		
<i>Polydora quadrilobata</i>			15,3	0,9							20,4	0,3				
<i>Pygospio elegans</i>	2401	213,9	20,4	2,9	88,4	11,8			1837	379,4			81,6	2,7	23,8	0,9
<i>Scoloplos armiger</i>	X		275,5	316,4	476,2	1155	255,1	447,5	30,6	86,1	2122	1561	2168	2581	129,3	106,8
<i>Spio goniocephala</i>			40,8	26,9	3,4	2,8										

Tabelle 3: Fortsetzung

Stationen	102		14		41		51		112b		SAGAS		31		91	
Taxon	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)
<i>Travisia forbesii</i>					6,8	57,4	20,4	108,4	10,2	34,2						
<i>Apherusa bispinosa</i>											20,4	1,3				
<i>Balanus crenatus</i>			X		13,6	99,4	X				1765	12293	260,2	786,5	X	
<i>Balanus improvisus</i>	20,4	11,8			10,2	30,5							30,6	55,2	X	
<i>Bathyporeia pilosa</i>	X		3,4	3,3	159,9	142,9			51,0	13,9					3,4	2,1
<i>Calliopius laeviusculus</i>							X								X	
<i>Carcinus maenas</i>													5,1	26,0		
<i>Corophium crassicorne</i>			6,8	2,2												
<i>Corophium insidiosum</i>			X													
<i>Crangon crangon</i>	6,8	2,6			X		X								X	
<i>Cyathura carinata</i>															6,8	3,5
<i>Diastylis rathkei</i>			6,8	1,0	X				10,2	6,1						
<i>Gammarus locusta</i>	X						X									
<i>Gammarus oceanicus</i>	10,2	27,9			X		X				10,2	79,4	20,4	223,0	X	
<i>Gammarus salinus</i>	193,9	138,2			78,2	155,5	X				61,2	319,5	244,9	841,8	X	
<i>Gammarus zaddachi</i>	71,4	48,6			37,4	65,7										
<i>Gastrosaccus spinifer</i>	3,4	3,8	129,3	188,3	27,2	30,7	81,6	100,4					25,5	41,1	13,6	21,2
<i>Idotea baltica</i>	X				10,2	35,5	X				81,6	347,7	204,1	516,5	X	
<i>Jaera albifrons</i>					3,4	1,3	X				673,5	143,2	867,3	154,7	X	
<i>Melita palmata</i>							X				438,8	102,4	153,1	35,1	X	
<i>Microdeutopus gryllotalpa</i>			13,6	4,6	6,8	1,4	X				10,2	79,4	10,2	4,3	X	
<i>Neomysis integer</i>	X															
<i>Praunus inermis</i>					X		X								X	
<i>Praunus flexuosus</i>	X															
Chironomidae-Larven	X															
Halacaridae indet.					X											
<i>Alcyonidium hirsutum</i>							X									
<i>Callopora lineata</i>			X								X					
<i>Eucratea loricata</i>	X				X								X			
<i>Asterias rubens</i>			X				X				10,2	1105	X			
<i>Dendrodoa grossularia</i>	X															
Summe 77 Taxa	11697	25913	6244	53928	6983	42832	6857	5781	11296	38787	49500	434653	21557	243560	1601	4231
Anzahl der Taxa/Stn.	38		35		38		40		15		35		29		36	

Tabelle A4: Makrozoobenthos der Mecklenburger Bucht in Wassertiefen zwischen 10 und 15 m im Jahr 1999 (X=Dredge- oder Video-Nachweise), Biomasse in Aschefreie Trockenmasse/m²

Stationen	61		71		81		77		42		044	
Koordinaten	54° 07,041 N		54° 10,126 N		54° 09,281 N		54° 24,283 N		54° 04,546 N		54° 12,900 N	
	11° 36,736 E		11° 40,998 E		11° 51,828 E		11° 20,236 E		11° 20,895 E		12° 05,100 E	
Wassertiefe	10,3 m		10,3 m		10,4 m		10,5 m		10,6 m		11 m	
Salinität über Grund	12,4		9		9,5		13,4		12,2			
Taxon		AFTG pro m² (mg)		AFTG pro m² (mg)		AFTG pro m² (mg)		AFTG pro m² (mg)		AFTG pro m² (mg)		AFTG pro m² (mg)
	Ind./m²		Ind./m²		Ind./m²		Ind./m²		Ind./m²		Ind./m²	
<i>Halichondria panicea</i>							X					
<i>Haliclona limbata</i>												
<i>Halisarca durjadini</i>												
<i>Actinia equina</i>							X					
<i>Bowerbankia gracilis</i>							X					
<i>Clavia multicornis</i>							X					
<i>Gonothyraea loveni</i>			X									
<i>Hydractinia spec.</i>												
<i>Lafoenia tenuis</i>							X					
<i>Laomedea gelatinosa</i>							X					
<i>Opercularella lacerata</i>					X		X		X			
<i>Verticillina verticillata</i>												
<i>Halicryptus spinulosus</i>												
<i>Lineus ruber</i>	X		20,4	48,0	X		X		76,5	171,4		
Nemertini indet.									X			
<i>Arctica islandica</i>			X									
<i>Bittium reticulatum</i>							X					
<i>Cerastoderma edule</i>			3,4	3,0	5,1	4,7			20,4	426,9		
<i>Cerastoderma glaucum</i>											68,0	351,6
<i>Cingula striata</i>							X					
<i>Corbula gibba</i>												
<i>Facelina drummondi</i>												
<i>Hiatella arctica</i>							X					
<i>Hydrobia ulvae</i>	1846,9	840,5	765,3	241,1	1780,6	362,5	X		5505,1	1405,3	809,5	3877,0
<i>Lacuna pallidula</i>												
<i>Lacuna vincta</i>							X					
<i>Lamellidoris muricata</i>							X					
<i>Littorina littorea</i>					10,2	9,5	X		127,6	16,3		
<i>Littorina obtusata</i>												
<i>Littorina saxatilis</i>	51,0	301,4			X		X		219,4	50,5		
<i>Macoma balthica</i>	91,8	1241,6	61,2	1026,7	117,3	1987,0	X		270,4	1685,9	17,0	90,5
<i>Musculus discors</i>							X					
<i>Mya arenaria</i>	10,2	24,7	738,1	9198,6	40,8	8,7	X		86,7	7739,5	775,5	6241,9
<i>Mya truncata</i>												
<i>Mysella bidentata</i>							X					
<i>Mytilus edulis</i>	5683,7	56693	78,2	1249,3	239,8	519,6	X		4668,4	61782	17,0	26,4
<i>Odostomia rissoides</i>					X		X		127,6	9,8		
<i>Parvicardium ovale</i>							X					
<i>Pusillina inconspicua</i>							X		107,1	17,4		
<i>Retusa obtusa</i>												
<i>Retusa truncatula</i>							X					
<i>Tridonta borealis</i>												
<i>Tridonta elliptica</i>												
<i>Zippora membranacea</i>							X					
<i>Enchytraeidae</i> indet.					40,8	1,2			10,2	0,2		
<i>Oligochaeta</i> indet.												

Tabelle A4: Fortsetzung

Stationen	61		71		81		77		42		044	
Taxon	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)
<i>Paranais litoralis</i>												
<i>Tubifex costatus</i>												
<i>Tubificoides benedii</i>	1214,3	78,5	3,4	0,4	734,7	53,0	X		2704,1	171,4		
<i>Ampharete baltica</i>												
<i>Arenicola marina</i>			X		30,6	209,3	X		40,0			
<i>Aricidea cerrutii</i>												
<i>Bylgides sarsi</i>	15,3	7,7	X		10,2	14,4	X		X			
<i>Capitella capitata</i>					20,4	17,0			5,1	0,6		
<i>Cirrophorus eliasoni</i>												
<i>Eteone longa</i>	81,6	33,6	20,4	33,4	56,1	22,1	X		20,4	7,0	6,8	30,3
<i>Eulalia bilineata</i>							X					
<i>Eumida sanguinea</i>							X					
<i>Fabricia sabella</i>							X					
<i>Fabriciola baltica</i>												
<i>Harmothoe imbricata</i>					X		X		35,7	48,1		
<i>Hediste diversicolor</i>	10,2	35,8	6,8	80,5	122,4	568,4			15,3	107,0	37,4	219,3
<i>Heteromastus filiformis</i>	X				10,2	4,1						
<i>Neanthes succinea</i>												
<i>Neoamphitrite figulus</i>												
<i>Nephtys hombergii</i>							X		15,3	633,8		
<i>Nereimyra punctata</i>							X					
<i>Nereis pelagica</i>							X					
<i>Nicolea zostericola</i>							X					
<i>Ophelia limacina</i>					5,1	1,7						
<i>Pholoe assimilis</i>							X					
<i>Pholoe inornata</i>												
<i>Phyllodoce maculata</i>							X					
<i>Phyllodoce mucosa</i>									5,1	2,2		
<i>Polycirrus medusa</i>												
<i>Polydora ciliata</i>												
<i>Polydora quadrilobata</i>												
<i>Pygospio elegans</i>	76,5	6,0					X		112,2	12,9	3,4	1,2
<i>Scoletepis foliosa</i>												
<i>Scoloplos armiger</i>	341,8	144,5	13,6	7,9	545,9	475,7			346,9	352,7	221,1	325,2
<i>Sphaerodoropsis baltica</i>	10,2	1,2										
<i>Spio gonioccephala</i>									10,2	3,5	139,5	46,4
<i>Streptosyllis websteri</i>							X					
<i>Terebellides stroemi</i>							X					
<i>Travisia forbesii</i>			1357,1	1976,9							98,6	379,4
<i>Ampithoe rubricata</i>	5,1	10,5					X					
<i>Apherusa bispinosa</i>							X					
<i>Balanus crenatus</i>	122,4	297,5	X		X				20,4	82,4		
<i>Balanus improvisus</i>	61,2	123,9			X							
<i>Bathyporeia pilosa</i>			57,8	25,7							61,2	20,7
<i>Carcinus maenas</i>							X					
<i>Cheirocratus sundeavalli</i>							X					
<i>Corophium crassicorne</i>												
<i>Corophium insidiosum</i>							X					
<i>Corophium volutator</i>	10,2	2,5										
<i>Crangon crangon</i>					X				X			
<i>Cyathura carinata</i>	102,0	99,4										

Tabelle A4: Fortsetzung

Stationen	61		71		81		77		42		044	
Taxon	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)
<i>Diastylis rathkei</i>												
<i>Dyopodos monacanthus</i>												
<i>Gammarellus homari</i>							X					
<i>Gammarus oceanicus</i>	5,1	39,2	X		X							
<i>Gammarus salinus</i>	188,8	164,4	3,4	12,9	X		X		61,2	214,8		
<i>Gastrosaccus spinifer</i>	20,4	12,6	27,2	47,3	30,6	40,8			51,0	71,7		
<i>Idotea baltica</i>	45,9	110,1	X		X		X		10,2	14,8		
<i>Idothea granulosa</i>							X					
<i>Jaera albifrons</i>	15,3	4,2	X		X		X		66,3	12,9		
<i>Leptocheirus pilosus</i>												
<i>Melita palmata</i>	10,2	1,2	X						51,0	21,9		
<i>Metopa pusilla</i>							X					
<i>Microdeutopus gryllotalpa</i>	35,7	4,7	X		X		X		X			
<i>Mysis mixta</i>			3,4	0,2								
<i>Neomysis integer</i>												
<i>Phoxocephalus holbolli</i>												
<i>Phtisica marina</i>												
<i>Praunus inermis</i>					X		X					
Chironomidae-Larven	X						X		X			
Halacaridae indet.							X					
<i>Nymphon brevirostre</i>							X					
<i>Alcyonidium hirsutum</i>	X		X		X		X		X			
<i>Callopora lineata</i>					X		X					
<i>Electra crustulenta</i>					X							
<i>Electra pilosa</i>							X					
<i>Eucratea loricata</i>					X				X			
<i>Valkeria uva</i>									X			
<i>Asterias rubens</i>					X		X		X			
<i>Ciona intestinalis</i>							X					
<i>Dendrodoa grossularia</i>							X					
Summe 127 Taxa	10056	60279	3160	13952	3801	4300			14790	75063	2255	11610
Anzahl der Taxa/Stn.	28		26		36		65		38		12	

Tabelle A4: Fortsetzung

Stationen	112		11		46		21		24		111	
Koordinaten	54° 22,000 N		54° 00,410 N		54° 13,601 N		54° 01,535 N		54° 06,903 N		54° 20,017 N	
	12° 20,200 E		11° 00,434 E		11° 08,740 E		11° 10,650 E		11° 02,046 E		12° 15,022 E	
Wassertiefe	11,8 m		12 m		12,8 m		12,8 m		13 m		13 m	
Salinität über Grund	19		12,5		12		12,9		11,8		17,1	
Taxon	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)
<i>Halichondria panicea</i>												
<i>Haliclona limbata</i>					X							
<i>Halisarca durjadini</i>					X		X		X			
<i>Actinia equina</i>												
<i>Bowerbankia gracilis</i>												
<i>Clavia multicornis</i>												
<i>Gonothyraea loveni</i>												
<i>Hydractinia spec.</i>					X							
<i>Lafoenia tenuis</i>												
<i>Laomedea gelatinosa</i>					X							
<i>Opercularella lacerata</i>												
<i>Verticillina verticillata</i>									X			
<i>Halicryptus spinulosus</i>							3,4	4,3			6,8	63,4
<i>Lineus ruber</i>					6,8	37,8	391,2	157,1	102,0	46,0	X	
Nemertini indet.	5,1	25,7							X			
<i>Arctica islandica</i>												
<i>Bittium reticulatum</i>					X							
<i>Cerastoderma edule</i>			6,8	7,0								
<i>Cerastoderma glaucum</i>	1258,5	3376,8									13,6	552,8
<i>Cingula striata</i>					6,8	1,9	608,8	133,0				
<i>Corbula gibba</i>					115,6	172,3						
<i>Facelina drummondi</i>					X				X			
<i>Hiatella arctica</i>					X		3,4	2,9				
<i>Hydrobia ulvae</i>	5809,5	2678,6	11381	2582,5	768,7	171,1	1000,0	105,5	10,2	2,3	2227,9	621,6
<i>Lacuna pallidula</i>									X			
<i>Lacuna vincta</i>					X							
<i>Lamellidoris muricata</i>					X							
<i>Littorina littorea</i>					X				X		X	
<i>Littorina obtusata</i>											X	
<i>Littorina saxatilis</i>							336,7	82,3				
<i>Macoma balthica</i>	119,0	4082,6	659,9	1942,7	860,5	4206,3	295,9	2020,1	122,4	2919,3	445,6	1156,3
<i>Musculus discors</i>					X							
<i>Mya arenaria</i>	1445,6	8538,0	13,6	146,4	180,3	57776	214,3	12757			68,0	17027
<i>Mya truncata</i>					X				10,2	2971,4		
<i>Mysella bidentata</i>			6,8	1,9	30,6	10,4						
<i>Mytilus edulis</i>	119,0	2446,4	54,4	12,0	57,8	4,4	16755	1624,9	244,9	5,3	22235	5709,9
<i>Odostomia rissoides</i>					X		X		X			
<i>Parvicardium ovale</i>			57,8	70,8	68,0	214,5	258,5	392,8	40,8	91,5		
<i>Pusillina inconspicua</i>					X		908,2	109,8	X		X	
<i>Retusa obtusa</i>					10,2	14,4						
<i>Retusa truncatula</i>			71,4	70,0	47,6	22,1	112,2	60,4				
<i>Tridonta borealis</i>			27,2	486,3	251,7	916,8	10,2	989,7				
<i>Tridonta elliptica</i>					6,8	6,4	6,8	188,3				
<i>Zippora membranacea</i>					X		13,6	10,7				
<i>Enchytraeidae</i> indet.									71,4	1,5		
<i>Oligochaeta</i> indet.					X				316,3	7,9		

Tabelle A4: Fortsetzung

Stationen	112		11		46		21		24		111	
Taxon	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)
<i>Paranais litoralis</i>											X	
<i>Tubifex costatus</i>											78,2	5,3
<i>Tubificoides benedii</i>	3,4	0,1	17,0	4,9	74,8	4,9	2244,9	246,6	6438,8	1053,9	88,4	8,9
<i>Ampharete baltica</i>					6,8	2,0					X	
<i>Arenicola marina</i>	13,6	1014,4			X		95,2	12,2				
<i>Aricidea cerrutii</i>			10,2	3,7			6,8	4,5				
<i>Bylgides sarsi</i>	3,4	18,1	17,0	13,9	47,6	28,4	10,2	14,3	20,4	6,5		
<i>Capitella capitata</i>							3,4	3,2	X		105,4	48,7
<i>Cirrophorus eliasoni</i>					3,4	0,5						
<i>Eteone longa</i>	3,4	1,2	13,6	6,5	37,4	7,9	98,6	43,3	20,4	4,5	13,6	4,5
<i>Eulalia bilineata</i>							20,4	12,0	X			
<i>Eumida sanguinea</i>					X							
<i>Fabricia sabella</i>												
<i>Fabriciolla baltica</i>			10,2	0,9	X		61,2	1,9	398,0	1,5		
<i>Harmothoe imbricata</i>											3,4	2,5
<i>Hediste diversicolor</i>	64,6	523,3									6,8	0,6
<i>Heteromastus filiformis</i>							3,4	4,1				
<i>Neanthes succinea</i>	3,4	7,0									3,4	68,3
<i>Neomphitrite figulus</i>							3,4	12,1				
<i>Nephtys hombergii</i>			88,4	1454,3	64,6	1453,9	37,4	1758,4	10,2	123,7	3,4	61,5
<i>Nereimyra punctata</i>							3,4	0,5				
<i>Nereis pelagica</i>												
<i>Nicolea zostericola</i>					X		X		X			
<i>Ophelia limacina</i>												
<i>Pholoe assimilis</i>					X				10,2	0,5		
<i>Pholoe inornata</i>					X							
<i>Phyllodoce maculata</i>												
<i>Phyllodoce mucosa</i>			13,6	11,2	10,2	61,5	27,2	3,8	10,2	0,0		
<i>Polycirrus medusa</i>					17,0	6,0			428,6	284,9		
<i>Polydora ciliata</i>	X				X				X			
<i>Polydora quadrilobata</i>			30,6	4,6	44,2	7,9	183,7	23,6				
<i>Pygospio elegans</i>	2238,1	340,7	3,4	1,1	190,5	22,0	363,9	17,4	183,7	0,5	615,6	55,9
<i>Scolecopsis foliosa</i>							6,8	23,7				
<i>Scoloplos armiger</i>	248,3	637,2	316,3	249,9	57,8	44,7	625,9	858,0			1102,0	1788,2
<i>Sphaerodoropsis baltica</i>					X							
<i>Spio gonioccephala</i>			81,6	37,3								
<i>Streptosyllis websteri</i>					X				173,5	4,6		
<i>Terebellides stroemi</i>							3,4	34,2				
<i>Travisia forbesii</i>	47,6	511,9										
<i>Ampithoe rubricata</i>									X			
<i>Apherusa bispinosa</i>					X				X			
<i>Balanus crenatus</i>	X						X		X		6,8	0,6
<i>Balanus improvisus</i>											X	
<i>Bathyporeia pilosa</i>	3,4	1,9	190,5	121,8								
<i>Carcinus maenas</i>											X	
<i>Cheirocratus sundeavalli</i>												
<i>Corophium crassicorne</i>					418,4	74,2			10,2	2,2		
<i>Corophium insidiosum</i>												
<i>Corophium volutator</i>												
<i>Crangon crangon</i>	3,4	2,4			X				X		X	
<i>Cyathura carinata</i>												

Tabelle A4: Fortsetzung

Stationen	112		11		46		21		24		111	
Taxon	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)
<i>Diastylis rathkei</i>	10,2	17,4	78,2	28,0	10,2	8,1	3,4	0,3			3,4	6,3
<i>Dyopedos monacanthus</i>					X							
<i>Gammarellus homari</i>					X		3,4	1,7	X			
<i>Gammarus oceanicus</i>	6,8	3,5			X						6,8	43,4
<i>Gammarus salinus</i>	37,4	31,3	3,4	1,7	X		13,6	2,6	X		6,8	3,8
<i>Gastrosaccus spinifer</i>			44,2	65,6	20,4	36,9	6,8	10,2	X		20,4	21,2
<i>Idotea baltica</i>	X				X		98,6	78,3	X			
<i>Idothea granulosa</i>												
<i>Jaera albifrons</i>					X		57,8	11,7	20,4	2,4		
<i>Leptocheirus pilosus</i>			3,4	1,3								
<i>Melita palmata</i>							10,2	2,3				
<i>Metopa pusilla</i>												
<i>Microdeutopus gryllotalpa</i>	X		10,2	3,5	17,0	5,5	61,2	19,8	61,2	14,4	X	
<i>Mysis mixta</i>			3,4	1,0								
<i>Neomysis integer</i>											X	
<i>Phoxocephalus holbolli</i>					227,9	62,8						
<i>Phthisica marina</i>					X							
<i>Praunus inermis</i>					X				X			
Chironomidae-Larven					X		10,2	0,7	X			
Halacaridae indet.					X		6,8	1,3	X			
<i>Nymphon brevirostre</i>					X						X	
<i>Alcyonidium hirsutum</i>	X								X		X	
<i>Callopora lineata</i>					X		X		X			
<i>Electra crustulenta</i>												
<i>Electra pilosa</i>					X		X		X			
<i>Eucratea loricata</i>					X							
<i>Valkeria uva</i>					X							
<i>Asterias rubens</i>			X		X		3,4	141,4	X			
<i>Ciona intestinalis</i>					3,4	2,9			X			
<i>Dendrodoa grossularia</i>					X				X			
Summe 127 Taxa	11444	24258	13214	7331	3663	65384	24993	21982	8704	7545	27061	27251
Anzahl der Taxa/Stn.	25		28		74		50		50		34	

Tabelle A5: Makrozoobenthos der Mecklenburger Bucht in Wassertiefen zwischen 15 und 20 m im Jahr 1999 (X=Dredge- oder Video-Nachweise), Biomasse in Aschefreie Trockenmasse/m²

Stationen	77a		25		45		32		VK1		103	
Koordinaten	54° 22,028 N		54° 08,868 N		54° 12,323 N		54° 04,964 N		54° 17,838 N		54° 19,980 N	
	11° 19,167 E		11° 00,089 E		11° 11,753 E		11° 13,429 E		12° 06,982 E		12° 06,165 E	
Wassertiefe	15,4 m		16,4 m		16,5 m		16,9 m		17,3 m		17,4 m	
Salinität über Grund			11,3		13,1		13,5				21,1	
Taxon	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)
<i>Halichondria panicea</i>					X							
<i>Haliclona limbata</i>					X							
<i>Haliclona oculata</i>	X											
<i>Halisarca durjadini</i>	X						X					
<i>Actinia equina</i>							X					
<i>Campanulina pumila</i>												
<i>Clytia hemisphaerica</i>												
<i>Coryne tubolosa</i>			X									
<i>Edwardsia danica</i>			10,2	45,2	64,6	188,3					17,0	83,9
<i>Gonothyraea loveni</i>			X				X					
<i>Halitholus yoldia-arcticae</i>			X									
<i>Hydrozoa spec.</i>												
<i>Lafoenia tenuis</i>	X											
<i>Laomedea flexuosa</i>												
<i>Laomedea gelatinosa</i>	X		X									
<i>Opercularella lacerata</i>	X				X		X					
<i>Halicryptus spinulosus</i>												
<i>Turbellaria indet.</i>												
<i>Lineus ruber</i>	X		13,6	65,8	3,4	44,5	3,4	1,0	10,2	34,0	10,2	29,1
<i>Malacobdella grossa</i>												
<i>Nemertini indet.</i>			6,8	16,2								
<i>Prostoma obscurum</i>			3,4	1,0	13,6	138,5			10,2	24,8		
<i>Abra alba</i>	X		159,9	131,9	57,8	38,5	X		13,6	42,3	10,2	8,3
<i>Akera bullata</i>					3,4	1,4						
<i>Arctica islandica</i>			3,4	785,6	125,9	2455,1	289,1	226,3	13,6	924,8	571,4	33846
<i>Barnea candida</i>									6,8	3,0		
<i>Bittium reticulatum</i>	X											
<i>Cingula striata</i>	X		6,8	1,4	34,0	7,6						
<i>Corbula gibba</i>			173,5	143,2	214,3	210,8	20,4	20,4			6,8	7,5
<i>Facelina drummondi</i>							X					
<i>Hiatella arctica</i>	X						X					
<i>Hydrobia ulvae</i>			265,3	55,2	23,8	6,3	1217,7	269,2	224,5	74,5	2204,1	392,4
<i>Lacuna vincta</i>	X											
<i>Lamellidors muricata</i>	X											
<i>Macoma balthica</i>	X		17,0	274,1	411,6	4184,8	870,7	5908,1	1105,4	4511,2	381,0	2916,0
<i>Musculus discors</i>	X											
<i>Musculus marmoratus</i>	X											
<i>Musculus niger</i>	X											
<i>Mya arenaria</i>							30,6	8115,6	139,5	2573,1	6,8	0,9
<i>Mya truncata</i>			10,2	3325,0	20,4	238,1						
<i>Mysella bidentata</i>	X		357,1	68,6	2333,3	512,0	1173,5	250,0	3,4	1,9	129,3	31,5
<i>Mytilus edulis</i>	X		10,2	0,8			136,1	10,4	44,2	16,7	57,8	1,5
<i>Nassarius reticulatus</i>									X			
<i>Odostomia rissoides</i>												
<i>Parvicardium ovale</i>	X		X		20,4	68,1	X				17,0	91,6
<i>Pusillina inconspicua</i>			3,4	0,3								

Tabelle 5: Fortsetzung

Stationen	77a		25		45		32		VK1		103	
Taxon	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)
<i>Retusa truncatula</i>	X		6,8	2,0	13,6	3,1	3,4	1,2				
<i>Tridonta borealis</i>			27,2	4407,7	462,6	3597,8	170,1	2774,2			6,8	597,0
<i>Tridonta elliptica</i>	X		10,2	653,7	23,8	6,7	X				13,6	15,5
<i>Tridonta montagui</i>					3,4	48,9	X					
<i>Tubifex costatus</i>							3,4	0,5				
<i>Tubificoides benedii</i>	X						3,4	0,9	34,0	6,4	30,6	3,6
<i>Ampharete baltica</i>			3,4	0,7	6,8	1,6					105,4	14,5
<i>Arenicola marina</i>	X				X		17,0	282,8			X	
<i>Aricidea cerrutii</i>					3,4	2,9	176,9	110,1				
<i>Aricidea suica</i>												
<i>Bylgides sarsi</i>	X		34,0	13,4	74,8	74,0	44,2	83,1	3,4	40,4	13,6	100,6
<i>Capitella capitata</i>			X						3,4	1,8		
<i>Eteone longa</i>	X		6,8	2,9			6,8	5,8	6,8	0,3		
<i>Euchone papillosa</i>			X									
<i>Eulalia bilineata</i>	X											
<i>Eumida sanguinea</i>	X											
<i>Fabricia sabella</i>			13,6	0,4								
<i>Harmothoe elizabethae</i>							X					
<i>Harmothoe imbricata</i>	X		3,4	8,9			X					
<i>Hediste diversicolor</i>												
<i>Heteromastus filiformis</i>							X		3,4	1,3	23,8	6,1
<i>Lagis koreni</i>											6,8	1,5
<i>Laonome kroeyeri</i>			51,0	53,4								
<i>Nephtys ciliata</i>			210,9	2695,6					3,4	3,5		
<i>Nephtys hombergii</i>	X		20,4	31,1	78,2	804,1	54,4	973,2	40,8	293,7	47,6	715,8
<i>Nereimyra punctata</i>	X						X				3,4	1,1
<i>Nereis pelagica</i>	X											
<i>Nicolea zostericola</i>	X											
<i>Ophelia limacina</i>					3,4	35,8						
<i>Pholoe assimilis</i>	X		40,8	3,9							13,6	1,6
<i>Pholoe baltica</i>												
<i>Pholoe inornata</i>			23,8	4,6	3,4	0,4						
<i>Phyllodoce maculata</i>												
<i>Phyllodoce mucosa</i>			3,4	0,7	3,4	1,4	17,0	3,6	20,4	10,0	30,6	13,5
<i>Polydora ciliata</i>			X		X		X		34,0	1,7		
<i>Polydora ligni</i>												
<i>Polydora quadrilobata</i>			40,8	3,6	23,8	2,8	27,2	10,9	6,8	3,9		
<i>Pygospio elegans</i>	X		X		13,6	1,8	23,8	3,7				
<i>Scolecopsis foliosa</i>											3,4	85,8
<i>Scoloplos armiger</i>	X		27,2	8,7	10,2	5,1	108,8	307,0	153,1	151,9	57,8	204,1
<i>Sphaerodoropsis baltica</i>	X											
<i>Spio gonioccephala</i>					91,8	40,3	187,1	120,0			51,0	9,7
<i>Streptosyllis websteri</i>					X							
<i>Terebellides stroemi</i>	X		20,4	1,3								
<i>Trochochaeta multisetosa</i>												
<i>Ampithoe rubricata</i>	X											
<i>Apherusa bispinosa</i>	X											
<i>Balanus crenatus</i>							X				X	
<i>Balanus improvisus</i>											61,2	2,9
<i>Bathyporeia pelagica</i>			3,4	1,5								
<i>Bathyporeia pilosa</i>					47,6	19,7	3,4	7,1				

Tabelle 5: Fortsetzung

Stationen	77a		25		45		32		VK1		103	
Taxon	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)
<i>Caprella linearis</i>	X											
<i>Cheirocratus sundevalli</i>	X											
<i>Corophium crassicorne</i>					258,5	42,0						
<i>Corophium insidiosum</i>	X											
<i>Crangon crangon</i>					X		X					
<i>Cyathura carinata</i>									3,4	4,7		
<i>Diastylis rathkei</i>			37,4	32,0	20,4	28,0	27,2	23,9	98,6	125,9	534,0	835,9
<i>Dulichia falcata</i>												
<i>Dyopedos monacanthus</i>											3,4	0,2
<i>Gammarellus homari</i>	X		X		X							
<i>Gammarus oceanicus</i>												
<i>Gammarus salinus</i>												
<i>Gammarus zaddachi</i>									3,4	10,0		
<i>Gastrosaccus spinifer</i>	X		13,6	21,5	3,4	10,8			40,8	54,6	51,0	65,8
<i>Gitana sarsi</i>	X											
<i>Idotea baltica</i>	X		X		X		X					
<i>Melita palmata</i>							3,4	0,6				
<i>Microdeutopus gryllotalpa</i>	X		10,2	2,3			X					
<i>Mysis mixta</i>							X					
<i>Phoxocephalus holbolli</i>	X				180,3	49,3						
<i>Phtisica marina</i>					X							
<i>Pontoporeia femorata</i>									3,4	3,2		
<i>Praunus inermis</i>			3,4	8,9								
<i>Tanaissus lilljeborgi</i>					3,4	0,1						
Chironomidae-Larven	X											
Halacaridae indet.	X											
<i>Nymphon brevirostre</i>	X											
<i>Alcyonidium gelatinosum</i>	X											
<i>Alcyonidium hirsutum</i>	X						X					
<i>Callopora lineata</i>	X		X									
<i>Electra pilosa</i>	X						X					
<i>Eucratea loricata</i>	X		X		X		X					
<i>Valkeria uva</i>							X					
<i>Asterias rubens</i>	X		X		X		X				6,8	1,0
<i>Ciona intestinalis</i>	X		X				X					
<i>Dendrodoa grossularia</i>	X		X				X					
Summe 133 Taxa			1653	12873	4656	12871	4619	19509	2031	8920	4476	40085
Anzahl der Taxa/Stn.	59		52		46		52		27		32	

Tabelle 5: Fortsetzung

Stationen	MB3		92		72		52		43		62	
Koordinaten	54° 22,091 N		54° 13,029 N		54° 11,806 N		54° 07,021 N		54° 07,287 N		54° 09,700 N	
	12° 04,142 E		11° 57,069 E		11° 38,263 E		11° 26,881 E		11° 17,800 E		11° 32,335 E	
Wassertiefe	18,4 m		18,8 m		19,2 m		19,3 m		19,4 m		19,7 m	
Salinität über Grund	22,1		13,4		13,3		13		12,8		13,3	
Taxon		AFTG pro m² (mg)		AFTG pro m² (mg)		AFTG pro m² (mg)		AFTG pro m² (mg)		AFTG pro m² (mg)		AFTG pro m² (mg)
	Ind./m²		Ind./m²		Ind./m²		Ind./m²		Ind./m²		Ind./m²	
<i>Halichondria panicea</i>									X			
<i>Haliclona limbata</i>							X					
<i>Haliclona oculata</i>												
<i>Halisarca durjadini</i>									X			
<i>Actinia equina</i>											X	
<i>Campanulina pumila</i>							X					
<i>Clytia hemisphaerica</i>			X									
<i>Coryne tubulosa</i>					X		X		X			
<i>Edwardsia danica</i>					3,4	7,9			3,4	0,8		
<i>Gonothyraea loveni</i>							X		X			
<i>Halitholus yoldia-arcticae</i>	X								X			
<i>Hydrozoa spec.</i>	X											
<i>Lafoenia tenuis</i>					X						X	
<i>Laomedea flexuosa</i>									X			
<i>Laomedea gelatinosa</i>			X				X		X		X	
<i>Opercularella lacerata</i>	X		X		X				X			
<i>Halicryptus spinulosus</i>			3,4	445,1								
<i>Turbellaria</i> indet.							X					
<i>Lineus ruber</i>			X		6,8	11,8	X		6,8	2,1		
<i>Malacobdella grossa</i>	X										3,4	1,7
<i>Nemertini</i> indet.	3,4	0,4										
<i>Prostoma obscurum</i>												
<i>Abra alba</i>	10,2	24,0	17,0	24,2	95,2	77,1	425,2	781,5	333,3	838,4	578,2	1245,4
<i>Akera bullata</i>												
<i>Arctica islandica</i>	241,5	38811	411,6	57203	551,0	9454,8	102,0	2878,8	156,5	8537,1	47,6	1456,6
<i>Barnea candida</i>												
<i>Bittium reticulatum</i>												
<i>Cingula striata</i>												
<i>Corbula gibba</i>	X		X		268,7	274,2	10,2	3,3	6,8	1,6	34,0	11,9
<i>Facelina drummondii</i>							X					
<i>Hiatella arctica</i>					X		X					
<i>Hydrobia ulvae</i>	6,8	0,7	938,8	146,9	523,8	69,0	10,2	1,6	10,2	1,8	37,4	7,8
<i>Lacuna vincta</i>												
<i>Lamellidoris muricata</i>												
<i>Macoma balthica</i>	282,3	1169,1	976,2	5259,3	384,4	4689,4	554,4	2351,3	744,9	854,0	187,1	825,9
<i>Musculus discors</i>												
<i>Musculus marmoratus</i>												
<i>Musculus niger</i>												
<i>Mya arenaria</i>			17,0	2,9	23,8	2,1					3,4	1,9
<i>Mya truncata</i>					10,2	640,8	6,8	129,6				
<i>Mysella bidentata</i>	214,3	52,9	193,9	77,6	748,3	222,1	204,1	64,0	2105,4	566,3	578,2	145,0
<i>Mytilus edulis</i>	190,5	1,8	350,3	19,0	513,6	23,4	74,8	7,2	23,8	2,8	394,6	34,7
<i>Nassarius reticulatus</i>												
<i>Odostomia rissoides</i>					X							
<i>Parvicardium ovale</i>	6,8	7,2	6,8	17,9	3,4	22,9	6,8	3,1	13,6	54,8		
<i>Pusillina inconspicua</i>												

Tabelle 5: Fortsetzung

Stationen	MB3		92		72		52		43		62	
Taxon	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)
<i>Retusa truncatula</i>					3,4	7,4						
<i>Tridonta borealis</i>	X		13,6	27,8	156,5	1733,0	377,6	523,3	261,9	384,2	146,3	63,2
<i>Tridonta elliptica</i>	5,1	737,3			3,4	0,5	40,8	32,4	23,8	39,1	3,4	2,3
<i>Tridonta montagui</i>					X							
<i>Tubifex costatus</i>												
<i>Tubificoides benedii</i>					6,8	2,3					13,6	1,2
<i>Ampharete baltica</i>	146,3	20,4			40,8	16,5						
<i>Arenicola marina</i>	3,4	0,1			X							
<i>Aricidea cerrutii</i>					10,2	29,1	3,4	0,4	30,6	19,7		
<i>Aricidea suica</i>	10,2	8,0										
<i>Bylgides sarsi</i>	23,8	76,8	44,2	72,1	88,4	39,9	23,8	6,4	37,4	42,9	13,6	7,3
<i>Capitella capitata</i>												
<i>Eteone longa</i>					3,4	2,7			3,4	1,5		
<i>Euchone papillosa</i>							3,4	4,7			13,6	15,0
<i>Eulalia bilineata</i>	3,4	3,9					3,4	1,1				
<i>Eumida sanguinea</i>												
<i>Fabricia sabella</i>												
<i>Harmothoe elizabethae</i>			X				40,8	32,1				
<i>Harmothoe imbricata</i>	13,6	22,5	X				X		3,4	5,4		
<i>Hediste diversicolor</i>											3,4	0,4
<i>Heteromastus filiformis</i>	27,2	21,4	X				44,2	21,3				
<i>Lagis koreni</i>	30,6	1,9	3,4	20,5	X		10,2	5,4			3,4	28,2
<i>Laonome kroeyeri</i>												
<i>Nephtys ciliata</i>	17,0	576,8										
<i>Nephtys hombergii</i>	40,8	468,1	108,8	921,8	91,8	1254,7	44,2	828,7	91,8	2279,1	54,4	216,7
<i>Nereimyra punctata</i>	X						6,8	3,2	10,2	11,5	3,4	1,6
<i>Nereis pelagica</i>												
<i>Nicolea zostricola</i>												
<i>Ophelia limacina</i>												
<i>Pholoe assimilis</i>	95,2	17,1	20,4	2,4	13,6	3,6	30,6	5,6				
<i>Pholoe baltica</i>					6,8	0,9	3,4	0,3				
<i>Pholoe inornata</i>							X		265,3	57,3		
<i>Phyllodoce maculata</i>	3,4	6,3	X		X		6,8	1,6	3,4	1,3		
<i>Phyllodoce mucosa</i>	3,4	1,3	10,2	7,4	20,4	4,2	3,4	0,8	10,2	2,4		
<i>Polydora ciliata</i>	23,8	1,5	X		10,2	1,0	X		17,0	0,3	27,2	0,2
<i>Polydora ligni</i>	X											
<i>Polydora quadrilobata</i>	27,2	2,9	3,4	0,8	10,2	2,8			37,4	8,6		
<i>Pygospio elegans</i>	17,0	1,4	13,6	1,6					6,8	0,4		
<i>Scolecopsis foliosa</i>												
<i>Scoloplos armiger</i>	244,9	548,3	180,3	142,8	105,4	112,7	343,5	338,6	251,7	396,0	44,2	75,6
<i>Sphaerodoropsis baltica</i>												
<i>Spio goniocephala</i>	142,9	32,2							40,8	17,6		
<i>Streptosyllis websteri</i>												
<i>Terebellides stroemi</i>												
<i>Trochochaeta multisetosa</i>	13,6	11,4			3,4	1,8						
<i>Ampithoe rubricata</i>												
<i>Apherusa bispinosa</i>												
<i>Balanus crenatus</i>	X				X							
<i>Balanus improvisus</i>												
<i>Bathyporeia pelagica</i>												
<i>Bathyporeia pilosa</i>					6,8	5,0						

Tabelle 5: Fortsetzung

Stationen	MB3		92		72		52		43		62	
Taxon	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)
<i>Caprella linearis</i>												
<i>Cheirocratus sundevalli</i>												
<i>Corophium crassicorne</i>			6,8	2,2	13,6	2,3	10,2	1,7	3,4	0,9		
<i>Corophium insidiosum</i>												
<i>Crangon crangon</i>	X		X				X		X			
<i>Cyathura carinata</i>												
<i>Diastylis rathkei</i>	557,8	1092,6	54,4	80,0	40,8	37,8	51,0	94,1	27,2	57,3	6,8	0,9
<i>Dulichia falcata</i>	6,8	0,2					X					
<i>Dyopodos monacanthus</i>											X	
<i>Gammarellus homari</i>												
<i>Gammarus oceanicus</i>	3,4	19,6	X									
<i>Gammarus salinus</i>			X		X				X			
<i>Gammarus zaddachi</i>												
<i>Gastrosaccus spinifer</i>	6,8	10,9	13,6	20,4	3,4	8,6	13,6	7,4	3,4	1,2	3,4	10,3
<i>Gitana sarsi</i>												
<i>Idotea baltica</i>			X				X		X			
<i>Melita palmata</i>												
<i>Microdeutopus gryllotalpa</i>			X		X		X					
<i>Mysis mixta</i>	X						X					
<i>Phoxocephalus holbolli</i>												
<i>Phtisica marina</i>												
<i>Pontoporeia femorata</i>			X									
<i>Praunus inermis</i>												
<i>Tanaissus lilljeborgi</i>												
Chironomidae-Larven												
Halacaridae indet.							X				X	
<i>Nymphon brevirostre</i>	13,6	7,9	X		X							
<i>Alcyonidium gelatinosum</i>												
<i>Alcyonidium hirsutum</i>	X											
<i>Callopora lineata</i>			X		X							
<i>Electra pilosa</i>					X							
<i>Eucratea loricata</i>	X		X				X		X			
<i>Valkeria uva</i>			X									
<i>Asterias rubens</i>	3,4	0,1	X		X		X		X			
<i>Ciona intestinalis</i>												
<i>Dendrodoa grossularia</i>					X						10,2	1,1
Summe 133 Taxa	2440	43758	3388	64495	3772	18762	2456	8130	4534	14186	2211	4155
Anzahl der Taxa/Stn.	47		42		49		48		42		28	

Tabelle A6: Makrozoobenthos der Mecklenburger Bucht in Wassertiefen zwischen 20 und 25 m im Jahr 1999 (X=Dredge- oder Video-Nachweise), Biomasse in Aschefreie Trockenmasse/m²

Stationen	018		Z3		82		33		93		K1	
Koordinaten	54° 11,0 N		54° 19,196 N		54° 11,369 N		54° 07,076 N		54° 15,396 N		54° 24,334 N	
	11° 46,0 E		11° 57,320 E		11° 49,118 E		11° 09,839 E		11° 52,380 E		12° 07,099 E	
Wassertiefe	20,1 m		20,2 m		20,6 m		20,7 m		21,8 m		22,3 m	
Salinität über Grund			15,3		14,2		16,7		15,6		26	
Taxon	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)
<i>Halisarca durjadini</i>	X				X							
<i>Actinia equina</i>					X							
<i>Calicella syringa</i>									X			
<i>Campanulina pumila</i>					X							
<i>Gonothyraea loveni</i>												
<i>Halitholus yoldia-arcticae</i>	X		X									
<i>Lafoenia tenuis</i>			X									
<i>Laomedea flexuosa</i>	X				X							
<i>Laomedea gelatinosa</i>									X			
<i>Metridium senile</i>												
<i>Obelia sp.</i>												
<i>Opercularella lacerata</i>					X				X			
<i>Halicryptus spinulosus</i>	X				X		3,1	58,7			6,8	119,7
<i>Priapulius caudatus</i>												
<i>Cephalotrix linearis</i>	3,4	10,0										
<i>Lineus ruber</i>	37,4	144,0			17,0	6,5					3,4	191,8
<i>Malacobdella grossa</i>									3,4	3,4		
<i>Prostoma obscurum</i>					3,4	2,7						
<i>Abra alba</i>	700,7	1270,0	204,4	579,9	122,4	164,1			105,4	279,8	6,8	24,8
<i>Arctica islandica</i>	115,6	11186	251,6	54499	149,7	29494	72,3	29598	217,7	40128	37,4	5588,3
<i>Corbula gibba</i>	40,8	23,0	3,1	4,4	34,0	18,2	3,1	3,3			3,4	12,5
<i>Facelina drummondi</i>			X									
<i>Hydrobia ulvae</i>	3,4	3,0			210,9	21,3						
<i>Littorina littorea</i>					3,4	0,5						
<i>Macoma balthica</i>	78,2	979,0	427,7	1121,5	585,0	2102,8			136,1	139,8	476,2	13472
<i>Mya arenaria</i>												
<i>Mysella bidentata</i>	27,2	5,0	138,4	52,5	221,1	69,8			47,6	19,0	214,3	70,6
<i>Mytilus edulis</i>	64,6	4,0	9,4	0,1	119,0	4,1			17,0	1,4	71,4	2,6
<i>Parvicardium ovale</i>	6,8	32,0			3,4	11,5						
<i>Phaxas pellucidus</i>	X											
<i>Retusa truncatula</i>												
<i>Tridonta borealis</i>	13,6	6,0			61,2	66,4			6,8	7,5	3,4	1,0
<i>Tridonta elliptica</i>					3,4	3,9						
<i>Oligochaeta indet.</i>			X									
<i>Tubifex costatus</i>	X											
<i>Tubificoides benedii</i>	3,4	1,0			X		6,3	0,4				
<i>Ampharete baltica</i>	10,2	2,0	6,3	2,0	20,4	8,5					54,4	10,8
<i>Aricidea cerrutii</i>	6,8	4,0									3,4	0,7
<i>Bylgides sarsi</i>	13,6	20,0	40,9	12,0	71,4	39,7	31,4	45,3	17,0	43,0	40,8	168,9
<i>Capitella capitata</i>					3,4	1,2						
<i>Eteone longa</i>	X		3,1	0,6	6,8	5,2						
<i>Euchone papillosa</i>	6,8	1,0			X				6,8	5,2	6,8	10,8
<i>Eulalia bilineata</i>												
<i>Harmothoe elizabethae</i>												
<i>Harmothoe imbricata</i>	3,4	10,0			X							
<i>Heteromastus filiformis</i>	6,8	2,0	6,3	0,6	10,2	3,9	128,9	160,9	37,4	19,8	17,0	9,5

Tabelle A6: Fortsetzung

Stationen	018		Z3		82		33		93		K1	
Taxon	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)
<i>Lagis koreni</i>	23,8	7,0	22,0	70,4	X				30,6	83,6	3,4	2,5
<i>Levinsenia gracilis</i>												
<i>Nephtys ciliata</i>	3,4	24,0									6,8	83,0
<i>Nephtys hombergii</i>	187,1	702,0	81,8	541,3	244,9	911,9	34,6	63,3	88,4	1191,9	146,3	977,3
<i>Nephtys longosetosa</i>	13,6	20,0										
<i>Nereimyra punctata</i>	X											
<i>Pherusa plumosa</i>									3,4	179,3		
<i>Pholoe assimilis</i>			25,2	1,3	51,0	3,2			10,2	5,3	34,0	5,7
<i>Pholoe baltica</i>	X				23,8	1,2					37,4	4,9
<i>Pholoe inornata</i>											20,4	3,1
<i>Phyllodoce maculata</i>	3,4	1,0			X						3,4	0,2
<i>Phyllodoce mucosa</i>	6,8	7,0	X		37,4	16,0			3,4	1,6		
<i>Polydora ciliata</i>	X		X		51,0	3,4						
<i>Polydora quadrilobata</i>	37,4	6,0			74,8	12,0			6,8	1,0	68,0	12,1
<i>Pygospio elegans</i>	3,4	0,0			6,8	0,9					3,4	0,0
<i>Scalibregma inflatum</i>	13,6	18,0			3,4	4,7						
<i>Scoloplos armiger</i>	176,9	299,0	100,6	197,9					139,5	228,9	265,3	385,3
<i>Spio goniocephala</i>					343,5	707,1						
<i>Terebellides stroemi</i>	51,0	115,0			3,4	64,5						
<i>Trochochaeta multisetosa</i>					23,8	21,0					3,4	0,1
<i>Ampithoe rubricata</i>					X							
<i>Balanus crenatus</i>												
<i>Corophium crassicorne</i>									5,1	0,2		
<i>Crangon crangon</i>	X				X				X			
<i>Diastylis rathkei</i>	61,2	97,0	166,7	126,7	204,1	85,9	9,4	18,9	20,4	46,5	1102,0	2210,0
<i>Dyopodos monacanthus</i>												
<i>Gammarellus homari</i>	X											
<i>Gammarus oceanicus</i>					X							
<i>Gammarus salinus</i>	X				X							
<i>Gastrosaccus spinifer</i>	13,6	12,0	22,0	29,1	64,6	84,3			6,8	6,1		
<i>Idotea baltica</i>	X				X							
<i>Microdeutopus gryllotalpa</i>	X				3,4	2,3						
<i>Mysis mixta</i>	X		X		X				X			
<i>Pontoporeia femorata</i>	X										3,4	7,1
<i>Schistomysis spiritus</i>					X							
<i>Halacaridae indet.</i>					X							
<i>Nymphon brevirostre</i>					X							
<i>Alcyonidium hirsutum</i>	X											
<i>Callopora lineata</i>	X				X							
<i>Conopeum seurati</i>												
<i>Electra crustulenta</i>					X							
<i>Electra pilosa</i>					X							
<i>Eucratea loricata</i>			X		X				X		X	
<i>Farrella repens</i>					X							
<i>Valkeria uva</i>												
<i>Asterias rubens</i>	3,4	1567,0	X		X				X		X	
<i>Ophiura albida</i>												
<i>Dendrodoa grossularia</i>												
<i>Styela coriacea</i>												
Summe 95 Taxa	1741	16577	1509	57240	2782	33943	289	29948	910	42392	2643	23375
Anzahl der Taxa/Stn.	51		25		58		8		27		29	

Tabelle A6: Fortsetzung

Stationen	54		76		64		44		75		53	
Koordinaten	54° 12,177 N		54° 22,173 N		54° 14,384 N		54° 10,019 N		54° 19,751 N		54° 09,129 N	
	11° 20,079 E		11° 23,669 E		11° 24,327 E		11° 14,329 E		11° 27,019 E		11° 23,796 E	
Wassertiefe	23 m		23 m		23,5 m		23,6 m		24 m		24,4 m	
Salinität über Grund	16,6		18,9		18		17,4		19,1		18,4	
Taxon	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)
<i>Halisarca durjadini</i>	X		X									
<i>Actinia equina</i>			X						X			
<i>Calicella syringa</i>												
<i>Campanulina pumila</i>			X									
<i>Gonothyraea loveni</i>												
<i>Halitholus yoldia-arcticae</i>												
<i>Lafoenia tenuis</i>											X	
<i>Laomedea flexuosa</i>	X											
<i>Laomedea gelatinosa</i>									X			
<i>Metridium senile</i>			X									
<i>Obelia sp.</i>			X									
<i>Opercularella lacerata</i>												
<i>Halicryptus spinulosus</i>	6,3	1279,8			X						X	
<i>Priapulus caudatus</i>	X				X							
<i>Cephalotrix linearis</i>												
<i>Lineus ruber</i>	X		6,3	66,4	6,3	575,1			X			
<i>Malacobdella grossa</i>			X						X		X	
<i>Prostoma obscurum</i>												
<i>Abra alba</i>	28,3	141,2	50,3	394,8	25,2	73,7			31,4	74,2	6,8	0,25469
<i>Arctica islandica</i>	235,8	120002	28,3	15413	50,3	37333	14,2	2211,3	78,6	52460	98,6	15510,1
<i>Corbula gibba</i>	12,6	39,9	56,6	64,2								
<i>Facelina drummondi</i>												
<i>Hydrobia ulvae</i>												
<i>Littorina littorea</i>												
<i>Macoma balthica</i>	18,9	129,0			15,7	82,7	4,7	135,0				
<i>Mya arenaria</i>												
<i>Mysella bidentata</i>			3,1	0,7								
<i>Mytilus edulis</i>			3,1	0,4							20,4	0,59578
<i>Parvicardium ovale</i>			3,1	19,1								
<i>Phaxas pellucidus</i>												
<i>Retusa truncatula</i>			6,3	2,5								
<i>Tridonta borealis</i>												
<i>Tridonta elliptica</i>			X									
<i>Oligochaeta indet.</i>												
<i>Tubifex costatus</i>												
<i>Tubificoides benedii</i>			3,1	0,2					X			
<i>Ampharete baltica</i>			3,1	2,3					3,1	1,4		
<i>Aricidea cerrutii</i>			X						X			
<i>Bylgides sarsi</i>	X		25,2	19,8	56,6	22,8	33,0	19,3	25,2	11,6	X	
<i>Capitella capitata</i>			3,1	3,0					3,1	1,1		
<i>Eteone longa</i>			3,1	1,7					9,4	1,6		
<i>Euchone papillosa</i>	X		37,7	51,2	12,6	8,6			18,9	16,6		
<i>Eulalia bilineata</i>												
<i>Harmothoe elizabethae</i>	50,3	49,1										
<i>Harmothoe imbricata</i>											17,0	19,6705
<i>Heteromastus filiformis</i>	97,5	77,5	X		53,5	12,5	14,2	5,5	31,4	8,2	20,4	6,66585

Tabelle A6: Fortsetzung

Stationen	54		76		64		44		75		53	
Taxon	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)
<i>Lagis koreni</i>	3,1	31,7										
<i>Levinsenia gracilis</i>			34,6	2,4	X				9,4	1,5		
<i>Nephtys ciliata</i>	3,1	34,5	37,7	2266,8	X				34,6	1230,9		
<i>Nephtys hombergii</i>	34,6	204,2	3,1	1,7	34,6	99,7	9,4	12,1			17,0	27,2602
<i>Nephtys longosetosa</i>												
<i>Nereimyra punctata</i>												
<i>Pherusa plumosa</i>												
<i>Pholoe assimilis</i>									3,1	1,0		
<i>Pholoe baltica</i>	6,3	1,3			3,1	0,7			9,4	4,1		
<i>Pholoe inornata</i>												
<i>Phyllodoce maculata</i>												
<i>Phyllodoce mucosa</i>	X				X							
<i>Polydora ciliata</i>									3,1	0,5	X	
<i>Polydora quadrilobata</i>			6,3	1,5			4,7	1,5				
<i>Pygospio elegans</i>												
<i>Scalibregma inflatum</i>												
<i>Scoloplos armiger</i>			12,6	4,2								
<i>Spio gonioccephala</i>												
<i>Terebellides stroemi</i>	37,7	195,3	418,2	2219,6	81,8	478,6			28,3	169,1		
<i>Trochochaeta multisetosa</i>	223,3	336,9			144,7	165,3						
<i>Ampithoe rubricata</i>												
<i>Balanus crenatus</i>	X										6,8	0,8449
<i>Corophium crassicornae</i>												
<i>Crangon crangon</i>												
<i>Diastylis rathkei</i>	6,3	14,2	31,4	50,2	28,3	65,9			22,0	49,2	17,0	42,5148
<i>Dyopodos monacanthus</i>					3,1	0,6						
<i>Gammarellus homari</i>												
<i>Gammarus oceanicus</i>												
<i>Gammarus salinus</i>												
<i>Gastrosaccus spinifer</i>												
<i>Idotea baltica</i>												
<i>Microdeutopus gryllotalpa</i>												
<i>Mysis mixta</i>												
<i>Pontoporeia femorata</i>					X							
<i>Schistomysis spiritus</i>												
Halacaridae indet.												
<i>Nymphon brevirostre</i>												
<i>Alcyonidium hirsutum</i>												
<i>Callopora lineata</i>												
<i>Conopeum seurati</i>												
<i>Electra crustulenta</i>												
<i>Electra pilosa</i>												
<i>Eucratea loricata</i>											X	
<i>Farrella repens</i>												
<i>Valkeria uva</i>											X	
<i>Asterias rubens</i>			X		X				X			
<i>Ophiura albida</i>			X									
<i>Dendrodoa grossularia</i>											17,0	24,9927
<i>Styela coriacea</i>												
Summe 95 Taxa	764	122537	777	20586	516	38919	80	2385	311	54031	221	15633
Anzahl der Taxa/Stn.	22		32		20		6		22		16	

Tabelle A6: Fortsetzung

Stationen-----	12		Z2		23		07		13	
Koordinaten	54° 01,770 N		54° 19,216 N		54° 04,155 N		54° 07,014 N		54° 03,144 N	
	10° 59,330 E		11° 50,041 E		11° 04,446 E		11° 12,273 E		11° 57,001 E	
Wassertiefe	24,6 m		24,7 m		24,7 m		24,7 m		25 m	
Salinität über Grund	17,1		16,5		14		15,3		17,1	
Taxon	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)
<i>Halisarca durjadini</i>										
<i>Actinia equina</i>			X							
<i>Calicella syringa</i>										
<i>Campanulina pumila</i>			X							
<i>Gonothyraea loveni</i>			X						X	
<i>Halitholus yoldia-arcticae</i>			X							
<i>Lafoenia tenuis</i>										
<i>Laomedea flexuosa</i>									X	
<i>Laomedea gelatinosa</i>										
<i>Metridium senile</i>										
<i>Obelia sp.</i>										
<i>Opercularella lacerata</i>									X	
<i>Halicryptus spinulosus</i>	3,4	44,7	9,4	618,3	12,6	13,4	3,1	91,3	15,7	181,6
<i>Priapulus caudatus</i>					6,3	5,2			3,1	1,3
<i>Cephalotrix linearis</i>										
<i>Lineus ruber</i>			3,1	16,6						
<i>Malacobdella grossa</i>							X			
<i>Prostoma obscurum</i>										
<i>Abra alba</i>			345,9	1259,6			X			
<i>Arctica islandica</i>			154,1	21300			28,3	8274,4	18,9	1011,3
<i>Corbula gibba</i>			9,4	25,9						
<i>Facelina drummondi</i>										
<i>Hydrobia ulvae</i>									3,1	0,4
<i>Littorina littorea</i>										
<i>Macoma balthica</i>			25,2	23,4			X			
<i>Mya arenaria</i>			X							
<i>Mysella bidentata</i>			X							
<i>Mytilus edulis</i>	3,4	0,4	3,1	0,5					248,4	41,0
<i>Parvicardium ovale</i>										
<i>Phaxas pellucidus</i>										
<i>Retusa truncatula</i>										
<i>Tridonta borealis</i>									25,2	1274,8
<i>Tridonta elliptica</i>									6,3	17,9
<i>Oligochaeta indet.</i>									12,6	1,7
<i>Tubifex costatus</i>										
<i>Tubificoides benedii</i>										
<i>Ampharete baltica</i>			3,1	0,8						
<i>Aricidea cerrutii</i>										
<i>Bylgides sarsi</i>	20,4	24,4	X		34,6	32,2	6,3	3,7	47,2	94,4
<i>Capitella capitata</i>					3,1	1,4			X	
<i>Eteone longa</i>									6,3	1,5
<i>Euchone papillosa</i>			15,7	8,6						
<i>Eulalia bilineata</i>			3,1	0,5						
<i>Harmothoe elizabethae</i>			37,7	9,1						
<i>Harmothoe imbricata</i>									9,4	9,5
<i>Heteromastus filiformis</i>			44,0	14,5			50,3	46,4		

Tabelle A6: Fortsetzung

Stationen-----	12		Z2		23		07		13	
Taxon	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)
<i>Lagis koreni</i>			15,7	12,0						
<i>Levinsenia gracilis</i>										
<i>Nephtys ciliata</i>			12,6	108,5						
<i>Nephtys hombergii</i>			69,2	307,5			28,3	113,6	3,1	5,6
<i>Nephtys longosetosa</i>										
<i>Nereimyra punctata</i>			9,4	3,1					6,3	8,1
<i>Pherusa plumosa</i>										
<i>Pholoe assimilis</i>			3,1	0,6						
<i>Pholoe baltica</i>										
<i>Pholoe inornata</i>										
<i>Phyllodoce maculata</i>										
<i>Phyllodoce mucosa</i>	3,4	5,4	3,1	0,3	6,3	3,5	X		18,9	20,0
<i>Polydora ciliata</i>	13,6	1,9	X						185,5	9,2
<i>Polydora quadrilobata</i>			9,4	0,7						
<i>Pygospio elegans</i>			3,1	0,0						
<i>Scalibregma inflatum</i>										
<i>Scoloplos armiger</i>			12,6	9,5						
<i>Spio gonioccephala</i>										
<i>Terebellides stroemi</i>			3,1	29,5						
<i>Trochochaeta multisetosa</i>			25,2	25,3						
<i>Ampithoe rubricata</i>										
<i>Balanus crenatus</i>			9,4	0,1					31,4	42,0
<i>Corophium crassicornae</i>			X							
<i>Crangon crangon</i>			X							
<i>Diastylis rathkei</i>	13,6	33,2	62,9	93,0			X		3,1	0,4
<i>Dyopodos monacanthus</i>									12,6	3,9
<i>Gammarellus homari</i>										
<i>Gammarus oceanicus</i>										
<i>Gammarus salinus</i>										
<i>Gastrosaccus spinifer</i>			6,3	6,5			X		3,1	3,9
<i>Idotea baltica</i>										
<i>Microdeutopus gryllotalpa</i>									3,1	1,2
<i>Mysis mixta</i>			X		3,1	0,4				
<i>Pontoporeia femorata</i>			3,1	6,3						
<i>Schistomysis spiritus</i>										
Halacaridae indet.										
<i>Nymphon brevirostre</i>										
<i>Alcyonidium hirsutum</i>										
<i>Callopora lineata</i>										
<i>Conopeum seurati</i>			X							
<i>Electra crustulenta</i>										
<i>Electra pilosa</i>										
<i>Eucratea loricata</i>			X				X			
<i>Farrella repens</i>										
<i>Valkeria uva</i>										
<i>Asterias rubens</i>			X						X	
<i>Ophiura albida</i>										
<i>Dendrodoa grossularia</i>							X		37,7	51,4
<i>Styela coriacea</i>			X							
Summe 95 Taxa	58	110	903	23881	66	56	116	8529	701	2781
Anzahl der Taxa/Stn.	6		42		6		13		26	

Tabelle A7: Makrozoobenthos der Mecklenburger Bucht in Wassertiefen zwischen 25 und 30 m im Jahr 1999 (X=Dredge- oder Video-Nachweise), Biomasse in Aschefreie Trockenmasse/m²

Stationen	63		74		012		83		K2		73	
Koordinaten	54° 11,688 N		54° 17,308 N		54° 18,583 N		54° 13,781 N		54° 26,495 N		54° 14,763 N	
	11° 29,273 E		11° 30,240 E		11° 32,831 E		11° 45,454 E		12° 11,511 E		11° 38,519 E	
Wassertiefe	25,1 m		25,1 m		25,3 m		26,3 m		26,8 m		26,9 m	
Salinität über Grund	19,6		19,2		20,6		18		25,6		21,2	
Taxon	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)
<i>Haliclona limbata</i>												
<i>Haliclona oculata</i>									X			
<i>Abietinaria abietina</i>									X			
<i>Campanulina pumila</i>					X							
<i>Edwardsia danica</i>									10,2	111,6		
<i>Gonothyraea loveni</i>	X											
<i>Lafoenia tenuis</i>	X											
<i>Laomedea gelatinosa</i>	X						X					
<i>Metridium senile</i>			X						693,9	16211	X	
<i>Opercularella lacerata</i>	X											
<i>Halicryptus spinulosus</i>	X				3,1	1,4	X				3,1	5,8
<i>Priapulus caudatus</i>												
<i>Lineus ruber</i>							3,1	2,6				
<i>Malacobdella grossa</i>	6,3	35,1			3,1	1770,9	6,3	16,3				
Nemertini indet.									10,2	0,9		
<i>Abra alba</i>			25,2	85,1	106,9	553,7	3,1	1,3	20,4	23,2	53,5	176,1
<i>Arctica islandica</i>	160,4	20185	15,7	9413,8	119,5	68907	66,0	15680			31,4	5637,0
<i>Corbula gibba</i>			3,1	7,5	X							
<i>Hiatella arctica</i>									10,2	9,1		
<i>Macoma balthica</i>					9,4	27,6			51,0	538,0		
<i>Mya truncata</i>												
<i>Mysella bidentata</i>									112,2	39,2		
<i>Mytilus edulis</i>									367,3	31,1		
<i>Parvicardium ovale</i>												
<i>Phaxas pellucidus</i>											X	
<i>Tubificoides benedii</i>	X											
<i>Ampharete baltica</i>									30,6	10,0	3,1	20,6
<i>Bylgides sarsi</i>	44,0	25,2	53,5	17,4	15,7	13,3	53,5	52,8	71,4	113,0	28,3	7,6
<i>Capitella capitata</i>												
<i>Cirrophorus eliasoni</i>	X											
<i>Euchone papillosa</i>			6,3	2,8	40,9	22,9					X	
<i>Harmothoe elizabethae</i>												
<i>Heteromastus filiformis</i>	59,7	33,5	100,6	65,0	78,6	13,0	69,2	12,5	20,4	2,8	198,1	60,7
<i>Lagis koreni</i>							X		10,2	31,4		
<i>Nephtys ciliata</i>					18,9	2463,1					25,2	1160,6
<i>Nephtys hombergii</i>	18,9	26,8	6,3	44,4	3,1	7,7	18,9	14,3	71,4	214,5		
<i>Nereimyra punctata</i>									173,5	58,5	3,1	2,3
<i>Paraonis fulgens</i>			3,1	0,8	3,1	0,1						
<i>Pherusa plumosa</i>									122,4	6184,7		
<i>Pholoe assimilis</i>									30,6	1,8		
<i>Pholoe baltica</i>							3,1	3,5				
<i>Pholoe inornata</i>												
<i>Phyllodoce maculata</i>									10,2	10,0		
<i>Phyllodoce mucosa</i>	X				X		X				12,6	1,6
<i>Polydora ciliata</i>							3,1	0,1				
<i>Polydora quadrilobata</i>							3,1	1,0				

Tabelle A7: Fortsetzung

Stationen	63		74		012		83		K2		73	
Taxon	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)
<i>Pygospio elegans</i>												
<i>Scoloplos armiger</i>	3,1	1,9							183,7	136,6		
<i>Terebellides stroemi</i>			37,7	129,3	188,7	1152,0						
<i>Trochochaeta multisetosa</i>					15,7	17,9	X				37,7	22,6
<i>Balanus crenatus</i>	X											
<i>Crangon crangon</i>	X						X					
<i>Diastylis rathkei</i>	18,9	43,3	31,4	12,6	25,2	43,8	9,4	24,6	153,1	207,7	18,9	39,4
<i>Gammarus oceanicus</i>												
<i>Gammarus salinus</i>									10,2	5,9		
<i>Pontoporeia femorata</i>							X					
<i>Nymphon brevirostre</i>												
<i>Alcyonidium hirsutum</i>												
<i>Callopora lineata</i>												
<i>Electra crustulenta</i>												
<i>Eucratea loricata</i>	X						X		X			
<i>Farrella repens</i>									X			
<i>Valkeria uva</i>												
<i>Asterias rubens</i>					X		X		20,4	4575,3		
<i>Dendrodoa grossularia</i>	X								10,2	1029,2		
<i>Molgula manhattensis</i>									204,1	2302,2		
Summe 66 Taxa	311	20351	283	9779	632	74995	239	15809	2398	31848	415	7134
Anzahl der Taxa/Stn.	19		11		18		20		27		14	

Tabelle A7: Fortsetzung

Stationen	K3		22		Z1	
Koordinaten	54° 28,853 N		54° 02,854 N		54° 19,201 N	
	12° 15,628 E		11° 07,434 E		11° 41,438 E	
Wassertiefe	27 m		27 m		27,5 m	
Salinität über Grund	25,8		14		21,5	
Taxon	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)
<i>Haliclona limbata</i>	X		X			
<i>Haliclona oculata</i>	X					
<i>Abietinaria abietina</i>	X					
<i>Campanulina pumila</i>					X	
<i>Edwardsia danica</i>	X					
<i>Gonothyraea loveni</i>						
<i>Lafoenia tenuis</i>						
<i>Laomedea gelatinosa</i>						
<i>Metridium senile</i>	X					
<i>Opercularella lacerata</i>						
<i>Halicryptus spinulosus</i>	10,2	464,3	3,1	9,6		
<i>Priapulus caudatus</i>	X		X			
<i>Lineus ruber</i>	3,4	4,6				
<i>Malacobdella grossa</i>						
Nemertini indet.	X					
<i>Abra alba</i>	6,8	8,7			276,7	2108,4
<i>Arctica islandica</i>					94,3	12804
<i>Corbula gibba</i>						
<i>Hiatella arctica</i>						
<i>Macoma balthica</i>	91,8	2883,9			34,6	99,7
<i>Mya truncata</i>	3,4	18,3				
<i>Mysella bidentata</i>	3,4	1,7				
<i>Mytilus edulis</i>	27,2	4,3	X			
<i>Parvicardium ovale</i>	X					
<i>Phaxas pellucidus</i>						
<i>Tubificoides benedii</i>						
<i>Ampharete baltica</i>	23,8	7,5				
<i>Bylgides sarsi</i>	81,6	127,7	53,5	100,6	28,3	10,7
<i>Capitella capitata</i>			78,6	33,3		
<i>Cirrophorus eliasoni</i>						
<i>Euchone papillosa</i>					25,2	16,2
<i>Harmothoe elizabethae</i>					3,1	4,7
<i>Heteromastus filiformis</i>	13,6	4,2	3,1	0,0	50,3	12,3
<i>Lagis koreni</i>	10,2	0,4			3,1	35,5
<i>Nephtys ciliata</i>	20,4	36,6			25,2	1044,0
<i>Nephtys hombergii</i>	71,4	109,6			9,4	18,6
<i>Nereimyra punctata</i>	23,8	14,5				
<i>Paraonis fulgens</i>						
<i>Pherusa plumosa</i>	X					
<i>Pholoe assimilis</i>	3,4	0,3				
<i>Pholoe baltica</i>						
<i>Pholoe inornata</i>	6,8	0,6				
<i>Phyllodoce maculata</i>	23,8	3,8				
<i>Phyllodoce mucosa</i>	3,4	3,2	X			
<i>Polydora ciliata</i>	X		3,1	0,0	3,1	0,0
<i>Polydora quadrilobata</i>	23,8	4,0				

Tabelle A7: Fortsetzung

Stationen	K3		22		Z1	
Taxon	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)
<i>Pygospio elegans</i>	X					
<i>Scoloplos armiger</i>	10,2	13,7			3,1	1,1
<i>Terebellides stroemi</i>	10,2	9,2			116,4	802,8
<i>Trochochaeta multisetosa</i>	122,4	51,3			9,4	31,2
<i>Balanus crenatus</i>						
<i>Crangon crangon</i>	X					
<i>Diastylis rathkei</i>	670,1	1032,5	6,3	3,3	6,3	6,4
<i>Gammarus oceanicus</i>	X					
<i>Gammarus salinus</i>	X					
<i>Pontoporeia femorata</i>	34,0	38,3				
<i>Nymphon brevirostre</i>	X					
<i>Alcyonidium hirsutum</i>	X					
<i>Callopora lineata</i>	X					
<i>Electra crustulenta</i>	X					
<i>Eucratea loricata</i>	X					
<i>Farrella repens</i>	X					
<i>Valkeria uva</i>			X			
<i>Asterias rubens</i>	X		X		X	
<i>Dendrodoa grossularia</i>	6,8	10,9				
<i>Molgula manhattensis</i>	X					
Summe 66 Taxa	1306	4854	148	147	689	16996
Anzahl der Taxa/Stn.	47		12		17	

Tabelle A8: Makrozoobenthos der Arkonasee im Herbst 1999 (X=Dredge- oder Video-Nachweise), Biomasse in Aschefreie Trockenmasse/m²

Stationen	A 1		A 2		A 4		A 6		A 7		A 8	
Koordinaten	54° 41,348 N		54° 41,398 N		54° 44,125 N		54° 45,170 N		54° 44,160 N		54° 42,881 N	
	14° 20,173 E		14° 15,373 E		14° 05,170 E		14° 13,677 E		14° 18,567 E		14° 23,193 E	
Tiefe/Salinität am Grund	18,7 m	7,2 ‰	29,2 m	7,7 ‰	26,2 m	7,4 ‰	18,8 m	7,1 ‰	15,6 m	7,2 ‰	15,2 m	7,2 ‰
Taxon	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)	Ind./m ²	AFTG pro m ² (mg)
<i>Gonothyræa loveni</i>	X		X				X		X			
<i>Verticillina verticillata</i>	X										X	
<i>Halitholus yoldia-arcticae</i>												
<i>Halicryptus spinulosus</i>			20,4	27,3								
<i>Priapulus caudatus</i>												
<i>Turbellaria</i>	51,0	43,5	3,4	0,3			112,2	104,5	112,2	125,7		
<i>Lineus ruber</i>	20,4	10,9										
<i>Arctica islandica</i>												
<i>Arenomya arenaria</i>	91,8	48,6	68,0	675,6					30,6	4773,5	20,4	532,4
<i>Cerastoderma lamarcki</i>	20,4	39,0	13,6	5,7							64,6	400,2
<i>Hydrobia ulvae</i>	183,7	35,8	129,3	30,3	112,2	17,5	1199,0	300,6			520,4	140,3
<i>Macoma balthica</i>	51,0	2227,2	493,2	3887,8	826,5	7533,9	209,2	2125,7	285,7	741,8	81,6	1590,4
<i>Mytilus edulis</i>	8786	39366	6724	24905	3724	14153	32811	226644	22143	176592		
<i>Theodoxus fluviatilis</i>							270,4	251,8	102,0	79,4		
<i>Nais elinguis</i>			5,1	0,0								
<i>Paranais litoralis</i>			10,2	0,2							1,0	
<i>Tubifex costatus</i>	91,8	4,3	23,8	1,3	35,7	1,9	5,1	0,1	418,4	16,8		
<i>Tubificoides benedeni</i>	30,6	2,2	30,6	2,1	260,2	19,3	91,8	7,6	102,0	5,3		
<i>Ampharete acutifrons</i>												
<i>Ampharete baltica</i>												
<i>Bylgides sarsi</i>	20,4	23,6	115,6	345,2	117,3	191,0	148,0	334,6	163,3	245,5		
<i>Capitella capitata</i>												
<i>Fabricia sabella</i>			6,8	0,1			15,3	0,4				
<i>Hediste diversicolor</i>	51,0	171,4	17,0	102,1	40,8	75,2	148,0	1504,9	398,0	4300,5	13,6	205,2
<i>Heteromastus filiformis</i>					5,1	1,2						
<i>Marenzelleria viridis</i>											13,6	61,9
<i>Nephtys hombergi</i>												
<i>Pholoe assimilis</i>												
<i>Pholoe inornata</i>												
<i>Polydora ciliata</i>												
<i>Polydora quadrilobata</i>												
<i>Pygospio elegans</i>	663,3	109,0	5932,0	478,9	1040,8	97,4	591,8	34,3	887,8	40,4	996,6	132,6
<i>Scoloplos armiger</i>												
<i>Terebellides stroemi</i>												
<i>Trochochaeta multisetosa</i>												
<i>Balanus improvisus</i>	642,9	25,2	6,8	59,6	1,0		413,3	1028,8	244,9	733,5	1,0	
<i>Bathyporeia pilosa</i>			57,8	34,4	5,1	0,4					6,8	4,8
<i>Corophium volutator</i>			6,8	9,3	5,1	2,5	35,7	2,9	102,0	14,0		
<i>Crangon crangon</i>	1,0		1,0		1,0				1,0		3,4	5,7
<i>Diastylis rathkei</i>			142,9	118,5	25,5	11,8						
<i>Gammarus oceanicus</i>	20,4	73,5	1,0		1,0		5,1	59,6			1,0	
<i>Gammarus salinus</i>	418,4	568,4	23,8	74,9	20,4	40,5	122,4	257,5	459,2	1295,3	1,0	
<i>Gammarus zaddachi</i>	10,2	9,7	1,0									
<i>Jaera albifrons</i>	326,5	12,9	13,6	2,5	10,2	0,5	5,1	0,0	10,2	0,5		
<i>Melita palmata</i>							96,9	69,4	51,0	24,2		
<i>Microdeutopus gryllotalpa</i>							45,9	4,4	71,4	8,2		
<i>Mysis mixta</i>			1,0		1,0							
<i>Neomysis integer</i>	1,0		3,4	0,3	1,0				1,0		1,0	
<i>Pontoporeia femorata</i>												
<i>Praunus inermis</i>							5,1	1,1	10,2	3,0		
<i>Praunus flexuosus</i>											1,0	
<i>Saduria entomon</i>			10,2	21,9	76,5	728,1						
<i>Chironomidae</i>	10,2	0,8									1,0	
<i>Halacaridae</i>			23,8	0,6								
<i>Alcyonidium hirsutum</i>					X							
<i>Electra crustulenta</i>	X										X	
Summe 56 Taxa	11492	42772	13887	30784	6311	22874	36332	232732	25594	188999	1728	3074
Artenzahl	18		23		16		16		15		14	

Tabelle A8: Fortsetzung

Stationen	SK		113		120		131		152	
Koordinaten	54° 36,021 N		54° 55,480 N		55° 43,384 N		54°26,515 N		54° 37,974 N	
	13° 44,7920 E		13° 29,817 E		13° 42,004 E		13°43,602 E		14° 16,903 E	
Wassertiefe/Salinität (Grund)	25 m	9,1 ‰	46 m	18,2 ‰	39,4 m	15,1 ‰	21 m	9,1 ‰	30,3 m	9,1 ‰
Taxon	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)	Ind./m²	AFTG pro m² (mg)
<i>Gonothyraea loveni</i>										
<i>Verticillina verticillata</i>	X								X	
<i>Halitholus yoldia-arcticae</i>	X									
<i>Halicryptus spinulosus</i>	102,0	271,8	3,1	2,5	40,9	306,9	13,6	44,6	170,1	531,6
<i>Priapulus caudatus</i>					18,9	51,9				
<i>Turbellaria</i>										
<i>Lineus ruber</i>										
<i>Arctica islandica</i>			28,3	6,3						
<i>Arenomya arenaria</i>	176,9	2340,6			103,8	401,6	78,2	139,6	54,4	1915,0
<i>Cerastoderma lamarcki</i>										
<i>Hydrobia ulvae</i>	370,7	126,4			34,6	3,7				
<i>Macoma balthica</i>	591,8	7218,4	116,4	641,4	581,8	9265,1	408,2	2383,3	1826,5	12502,0
<i>Mytilus edulis</i>	82	75	3	0	3	0			1779	1273
<i>Theodoxus fluviatilis</i>										
<i>Nais elinguis</i>										
<i>Paranais litoralis</i>										
<i>Tubifex costatus</i>	3,4	0,1							17,0	0,3
<i>Tubificoides benedeni</i>	20,4	1,4					40,8	5,8		
<i>Ampharete acutifrons</i>			22,0	18,7						
<i>Ampharete baltica</i>	30,6	3,4	78,6	1,4	144,7	23,2				
<i>Bylgides sarsi</i>	3,4	9,9	40,9	69,0	81,8	178,9			146,3	182,5
<i>Capitella capitata</i>					3,1	0,4				
<i>Fabricia sabella</i>										
<i>Hediste diversicolor</i>	6,8	0,1								
<i>Heteromastus filiformis</i>			4,7	0,2						
<i>Marenzelleria viridis</i>										
<i>Nephtys hombergi</i>			3,1	11,3						
<i>Pholoe assimilis</i>			3,1	0,0						
<i>Pholoe inornata</i>			6,3	0,2						
<i>Polydora ciliata</i>					3,1	1,5				
<i>Polydora quadrilobata</i>			176,1	2,7						
<i>Pygospio elegans</i>	850,3	55,0	3,1	0,0	113,2	10,5	27,2	2,6	5636,1	524,6
<i>Scoloplos armiger</i>	534,0	440,7	154,1	76,3	150,9	92,0				
<i>Terebellides stroemi</i>					481,1	1900,6				
<i>Trochochaeta multisetosa</i>			3,1	7,2						
<i>Balanus improvisus</i>										
<i>Bathyporeia pilosa</i>									3,4	0,7
<i>Corophium volutator</i>										
<i>Crangon crangon</i>	1,0								1,0	
<i>Diastylis rathkei</i>	571,4	819,6	1833,3	644,4	572,3	727,6	17,0	33,6	425,2	255,5
<i>Gammarus oceanicus</i>	1,0								1,0	
<i>Gammarus salinus</i>	1,0								3,4	2,9
<i>Gammarus zaddachi</i>	1,0								3,4	6,3
<i>Jaera albifrons</i>									6,8	1,0
<i>Melita palmata</i>										
<i>Microdeutopus gryllotalpa</i>										
<i>Mysis mixta</i>	1,0				1,0				1,0	
<i>Neomysis integer</i>	1,0								1,0	
<i>Pontoporeia femorata</i>	13,6	15,9	179,2	82,2	166,7	182,2			3,4	0,2
<i>Praunus inermis</i>										
<i>Praunus flexuosus</i>										
<i>Saduria entomon</i>	1,0								3,4	3,4
<i>Chironomidae</i>										
<i>Halacaridae</i>										
<i>Alcyonidium hirsutum</i>	X								X	
<i>Electra crustulenta</i>	X									
Summe 56 Taxa	3364	11378	2659	1564	2501	13146	585	2609	10082	17199
Artenzahl	18		16		14		6		13	

Geschlepptes Videosystem

Beschreibung



**Institut für Ostseeforschung
Seestr. 15
18119 Rostock**

**Bearbeiter: Dr. M. Zettler
Dipl.-Ing. (FH) H. Becher**

Inhaltsverzeichnis

1.0 ALLGEMEINES

2.0 GESCHLEPPTES VIDEOSYSTEM

- 2.1 Technische Daten
- 2.2 Dom-Kamera
- 2.3 PaT-Kamera
- 2.4 Schwenk- und Neigegetriebe
- 2.5 Schleppkabel
- 2.6 - Anbringung der Dom-Kamera
- Anbringung der PaT-Kamera
- 2.7 Beleuchtung
- 2.8 Schleppschlitten ViMoS 2

3.0 SIGNALÜBERTRAGUNG

- 3.1 Steuergerät
- 3.2 Datenverarbeitung und Speicherung

4.0 LASER

5.0 WARTUNG UND PFLEGE

- Pflege und Wartung der Batterie

6.0 AUSSETZTECHNOLOGIE

- 6.1 auf der „A. v. Humboldt“
- 6.2 auf der „Prof. A. Penck“

Abbildungsverzeichnis (Abb. 1 bis 17)

1.0 ALLGEMEINES

Das hier beschriebene Videosystem dient dem Makrozoobenthos-Monitoring und wurde bereits bei Arealuntersuchungen in der Mecklenburger- und der Pommernbucht und in der Arkonasee eingesetzt. Es wird zur Ergänzung klassischer Benthosprobennahmegeräte (z.B. Greifer) benutzt und dient zur Steigerung der Effizienz von Methode und Aussagekraft. Damit lässt die Beurteilung räumlicher und zeitlicher Variabilität biologischer Kenngrößen verbessern.

Die Auswertung des Bildmaterials erfolgt nach qualitativen (Artenbestimmung) und quantitativen (Anzahl/Art) Gesichtspunkten. Durch die Laservermessung ist eine Flächen- und Größenbestimmung möglich.

Natürlich lässt das Videosystem auch für andere Aufgaben der Unterwasserforschung einsetzen.

2.0 GESCHLEPPTES VIDEOSYSTEM

Das System besteht im wesentlichen aus dem Video-Monitoring-Schlitten (ViMoS 2) mit Dom-oder PaT-Kamera, der Zusatzstromversorgung (Batteriekuigel), dem Schlepp-kabel, dem Steuergerät und der Signalspeicherung (siehe Abb. 1).

Alle Komponenten werden an Bord zusammengebaut, geprüft und mittels eines Schiffsauslegers und einer Hilfsleine auf dem Grund abgesetzt und mit Hilfe des Schleppkabels über den Grund gezogen. Dabei bleibt die Hilfsleine zur Sicherung ständig mit dem Schiff verbunden.

Während der Aufzeichnung werden Schiffsdaten vom Datadis-System, wie GPS-Daten, Datum, Uhrzeit und Wassertiefe, in das Fernsehbild eingeblendet und abgespeichert.

Mit Hilfe des Steuergerätes lassen sich während des Einsatzes sowohl die Videokamera und die Lichtleistung der Lampen steuern als auch die Dom- bzw. PaT-Kamera horizontal oder vertikal schwenken.

2.1 Technische Daten

Einsatztiefe aller Geräte maximal 250 m

- Videoschlitten ViMoS 2

Gewicht	:	110 kg
Länge	:	2000 mm
Breite	:	1300 mm
Höhe	:	1100 mm

- Batteriekugel

Gewicht	:	54 kg in Luft
	:	ca. 1,0 kg Auftrieb im Wasser
Leistung	:	30 Ah
Spannung	:	24 V

- Dom-Kamera

Gewicht	:	10 kg in Luft, ca. 0 kg im Wasser
Abmessungen	:	390 mm Länge, 200 mm Dm
Fenster	:	Dom 180 mm Halbkugel, Bor-Silikat-Glas 8 mm dick
Videokamera	:	VK-C77E, HITACHI
Objektiv	:	F 1,6 f= 4-48mm, x12 Zoom
Bildwinkel	:	47° diagonal (Weitwinkel) 4° diagonal (Tele)
Brennweite	:	00 - ~ 0,01 m bei Weitwinkel 00 - ~ 1,00 m bei Tele
Aufnahmeverfah.	:	S-VHS
Schwenkwinkel	:	140° vertikal, 160° horizon.
Laser	:	4 Laser mit 250 mm Abstand Um jeweils 90° versetzt

- PaT-Kamera

Gewicht	:	5,6 kg
Abmessungen	:	270 mm Länge, 100 mm Dm
Fenster	:	Planscheibe 80 mm Dm x12 mm Bor-Silikat-Glas
Videokamera	:	wie Dom-Kamera, aber mit Vorsatzobjektiv VM-CL 12W Zum Ausgleich des Brech- ungsindex im Wasser
Bildwinkel	:	65,8° bzw. 5,6° in Luft 49,5° bzw. 4,2° im Wasser

- **Schwenk – Neige – Getriebe**

Abmessungen	:	ca. 450 mm Gesamtlänge ca. 270 mm Gesamtbreite Horizontal- und Vertikalan- trieb getrennt.
Gewicht	:	ca. 15 kg
Antrieb	:	2 Schrittmotoren mit Zahn- Radgetriebe u. Rutsch- Kupplung, 12 V/300mA

- | | | |
|------------------|---|--|
| - Schleppkabel | : | MW 1621, kevlararmiert,
Bruchlast 10 kN
Arbeitslast ca. 3kN
Kabeldurchmesser 16 mm
Adern 4x1,4 qmm
5x Twisted Pairs
0,31 qmm
2x Koax 75 Ohm |
| - Steckverbinder | : | Subconn (unter Wasser 9
19 pol. Zylind. (an Bord) |

- Beleuchtung : 2x100W / 24 V vom Steuerge.
2x 75W / 24 V vom Steuerge.
2x100W / 24 V von Batterie

- Bordgeräte

- Steuergerät : Kamerasteuerung
Lichtsteuerung
Schwenk- und Neigeeinricht.
Stromversorgung

- Basic – Tiger : Auswahl von Datadis-Daten
GPS-Daten
Datum
Zeit
Wassertiefe

- weitere Geräte : Texteinblendung SVG-100
Videorecorder VR 969/02
Bildschirm MG 1476 C

2.2 Dom-Kamera (Abb. 2 und Abb. 3)

Die Dom-Kamera besteht im wesentlichen aus dem Druckgehäuse, dem Glasdom und der Endplatte mit der Steckereinheit. Am Umfang des Druckgehäuses sind 4 Stück Laser (ca. 1mW, 680nm, 4x90°), die parallel mit jeweils 250 mm Abstand ins Wasser strahlen, angebracht.

Im Inneren befindet sich die S-VHS Videokamera in einer kardanischen Aufhängung, die sich vom Steuergerät aus jeweils um +/- 70° vertikal bzw. +/- 80° horizontal schwenken lässt. Da der Dom eine exakte Halbkugel ist und das optische System der Kamera sich im Brennpunkt der Kalotte befindet, kommt es zu keiner Brechung der optischen Strahlen im Wasser. Beim Zoomen ergibt sich eine Verschiebung des optischen Brennpunktes. Dieser befindet sich dann außerhalb vom Brennpunkt der Kalotte und es kommt zu Verzerrungen im oberen Zoombereich.

Im Inneren des Druckgehäuses befinden sich die Stromversorgung für Kamera und Laser, die Schwenkmotoren mit Endlagenschalter und die Relais zum Einschalten der Laser und einzelner Lampengruppen.

Da die Lampengruppen nicht mitgeschwenkt werden können, muss am Videoschlitten ein Lichtkorridor aus einzelnen Lampengruppen (Lampengruppe 1 und 2, 2x75 Watt) geschaffen werden. Über die Steckverbinder (Subconn) an der Endplatte (Abb. 3) werden die einzelnen Gerätekomponten (Lampen, Laser, Schleppkabel) miteinander verbunden.

Die Dom-Kamera wird am Videoschlitten mit zwei Schellen befestigt. Mit diesen Schellen und der dazu gehörigen Dreheinrichtung lässt sich die Dom-Kamera bis 90° voraus 10° weise vor einstellen.

2.3 PaT-Kamera (Abb. 4 und Abb. 5)

Die PaT-Kamera ist von seitens der optischen und elektrischen Eigenschaften ähnlich aufgebaut wie die Dom-Kamera. Sie besteht im wesentlichen aus einem kleineren Druckrohr, einer Endplatte mit Stecker und einer Planscheibe aus Bor-Silikat-Glas. Um den Brechungsindex Luft-Glas-Wasser von 1,33 zu kompensieren, wurde vor der Videokamera Vk-C77E ein Weitwinkelobjektiv mit dem Faktor 1,4 angebracht. Damit beträgt der Öffnungswinkel im Wasser ca. 50°.

Wie bei der Domkamera sind am Umfang des Druckrohres 4 Laser (ca. 1mW, 680nm, 4 x 90°), die parallel ins Wasser strahlen, angebracht. Im Inneren des Druckrohres sind wieder die S-VHS Kamera mit Weitwinkelvorsatz, die Stromversorgungen für Kamera und Laser sowie ein Relais zum Ein- und Ausschalten der Laser untergebracht.

An dem Druckrohr wird gleichzeitig die Lampengruppe 1 (2 x 75 Watt) angebracht, so dass diese immer mitgeschwenkt wird. Die zweite Lampengruppe wird separat am Videoschlitten voraus befestigt und wird über eine 10 Ampere-Regler und der Zusatz-batterie (30Ah) vom Steuergerät aus geregelt. Die PaT-Kamera ist am Schwenk- und Neigegetriebe angebracht. Die Verkabelung erfolgt entsprechend Abb. 5 und 6.

2.4 Schwenk- Neigegetriebe (Abb. 6 und Abb. 7)

Das Schwenk- und Neigegetriebe für die PaT-Kamera ist in eine horizontale und eine vertikale Schwenkeinheit, die ähnlich aufgebaut sind, unterteilt. Im Inneren des Aluminium-Duck-Gehäuses befindet sich der Schrittmotor (Typ 9873/12V71,8°/ 0,4A) mit

Vorschaltgetriebe (Typ 05/001/5/3489) und Rutschkupplung. Gleichzeitig ist im Druckgehäuse die Ansteuerplatine mit Endlagenschalter untergebracht.

Durch das Anlegen einer Spannung (Joystick vom Steuergerät) wird über die Diodenkombination (SKB40) die positive Betriebsspannung erzeugt und die Drehrichtung der Schrittmotoren (1N4001) bestimmt.

Das erzeugte Drehmoment über Motor und Vorschaltgetriebe (1:125) beträgt ca. 10 Nm.

Die Stromversorgung erfolgt über Subconn-Stecker am Horizontalantrieb mit Durchschleifung zum Vertikalantrieb.

Das Schwenk- und Neigegetriebe ist über zwei Schellen mit Querstangen am Videoschlitten befestigt. Die Steuerung erfolgt über das Schleppkabel und dem Steuergerät.

2.5 Schleppkabel (Abb. 8)

Als Schleppkabel wird ein speziell angefertigtes kevlararmiertes Kabel vom Typ MW 1621 mit einem Außendurchmesser von 16mm verwendet. Es besteht aus folgenden Adern:

- 4 x 1,4 qmm Lampenstrom
- 5 x Twisted Pairs Steuer- und Stromversorgung
- 2 x Koax-Kabel Videosignalübertragung
- 1 x Schutzmantel
- 1 x Kevlararmierung
- 1 x Deckmantel aus Polyurethan JKT

Dieses Kabel wird über ein Vergussteil und Subconnstecker (4 und 8 polig) mit dem Unterwasserteil (Dom- und PaT-Kamera) verbunden. Über eine Zugentlastung, die im wesentlichen aus Ekazell besteht, wird der Videoschlitten angekoppelt. Dabei sorgt die Zugentlastung gleichzeitig dafür, dass das Schleppkabel nicht im Sichtbereich der Kamera über Grund gezogen wird. Die Zugentlastung wird über einen Hanepot mit dem Schlitten verbunden, wobei der auf dem Kabel befestigte Ziehstrumpf mit am Schlitten eingeschäkelt wird. Das obere Ende des Schleppkabels wird über eine Rundsteckverbindung (19 polig, Zylind, IP 67) an das Steuergerät angeschlossen.

Anbringung der Dom-Kamera (Abb. 9)

Die Dom-Kamera wird in das dafür vorgesehene Schellensystem eingesetzt und kann sowohl in der Höhe (grüne Klemmschellen) verschoben, als auch im Winkel über Lochscheiben (10° weise) voreingestellt werden. Am Schellensystem ist ein Schutzring angebracht, der die Kamera vor mechanischer Beschädigung schützt. Die Lampengruppen 1 und 2 werden entsprechen Abb. 9 angebracht und so ausgerichtet, dass auch beim Schwenken der Kamera der Sichtbereich ausreichend ausgeleuchtet ist.

Entsprechend Abb. 2 und 3 wird die Kamera verkabelt. Die 24 V Batteriekugel wird über ein entsprechendes Kabel mit der Kamera verbunden. Die Laser sind über ein Y-Kabel angeschlossen.

Anbringung der PaT-Kamera (Abb. 10)

Die Pat-Kamera mit dem Schwenk- und Neigegetriebe wird in das dafür vorgesehene Schellensystem mit Querstange eingesetzt und entsprechend Abb. 5 und 6 bzw. Abb. 12 verkabelt. Die Lampengruppe 1 ist am Gehäuse der Kamera angebracht und wird ständig mitgeschwenkt. Die Lampengruppe 2 wird entsprechend Abb. 10 angebracht und dient der besseren Ausleuchtung des Sichtfeldes. Diese Lampengruppe wird von der Batterie gespeist und über das Steuergerät, das Kabel und dem 10A-Regler geregelt. Dieser Regler wird mit zwei Bero-Bänder am Videoschlitten befestigt.

Die entsprechenden Steuersignale zum Schwenken der Kamera werden über das Kabel und dem 4poligen Stecher in den Horizontalantrieb und von da über eine 2polige Steckverbindung in den Vertikalantrieb weiter geleitet.

2.6 Beleuchtung

Für die Beleuchtung werden Lampenköpfe der Firma DEV-PEIN verwendet. Die Lampenköpfe werden mit Halogen-Stecksockel-Lampen (12V/75 bzw. 100 Watt) bestückt. Der Öffnungswinkel der Lampen beträgt 100° . Die Lampen lassen sich beim Zusammenbau in den Reflektoren fokussieren. Da die Druckkörper aus eloxiertem Aluminium bestehen, ist es unbedingt notwendig, die Lampen nach dem Seeinsatz in Süßwasser zu spülen. Der Anschluss und Zusammenschaltung erfolgt über Subconn-Halbstecker und Stopfbuchsen.

2.7 Schleppschlitten ViMoS 2 (Abb.12)

Der Schleppschlitten ist eine starre geschweißte Konstruktion und besteht aus Niromaterial V2A. Der obere Teil ist druckdicht verschweißt und bringt noch Auftrieb. Als Gleitkufen wurden 100mm breite Flacheisen verwendet. Durch die Rohr-konstruktion lassen sich die unterschiedlichsten Geräte anbringen.

3.0 SIGNALÜBERTRAGUNG (ABB. 1)

Das von der Videokamera (VK-C78ES) erzeugte Bild wird über die im Schleppkabel integrierten Koaxialkabel als Y/C-Signal übertragen. Über die im Steuergerät eingebaute Steuereinheit, in Verbindung mit einer RS-485 Schnittstelle, lässt sich die Videokamera in ihren wesentlichsten Funktionen während des Einsatzes steuern.

- Bei Automatikbetrieb
 - Automatische Entfernungs- und Schärfeneinstellung
 - Automatische Blendeneinstellung
 - Manueller Zoom bis 12 fach
- Bei manuellem Betrieb (Umschaltung Auto/Manu
 - Manuelle Entfernungseinstellung
 - Manuelle Blendeneinstellung
 - Manueller Weißabgleich

Die VK-C78ES ist eine hochempfindliche 1/4“ CCD Chip mit annähernd 440.000 effektiven Pixel ausgerüstet. Die Bildwiedergabe erfolgt mit einer hohen Horizontal-auflösung von 460 TV Zeilen. Die digitale Vertikalsteuerung garantiert stets eine klare und stabile Bildfolge.

3.1 Steuergerät (Abb. 13 und 14)

Im Steuergerät sind alle wesentlichen Funktionen, wie Stromversorgungen für Videokamera und Lampen, Kamerasteuereinheit (Controller), Schwenk- und Neigesteuerung (Joystick), die

Lampensteuerung für die Lampengruppe 1 und 2 und die Durchschleifung des Videosignals (S-VHS) enthalten.

Es sind 6 Netzteile integriert:

-	Netzteil 1	SV	Anzeigemogule
-	Netzteil 2	SV	Relaissteuerung
-	Netzteil 3	SV	Kamerasteuereinheit
-	Netzteil 4	SV	Videokamera und Laser
-	Netzteil 5	SV	Schwenk- und Neigegetriebe
-	Netzteil 6	SV	Lampengruppe 1

Sämtliche Bauteile sind in einem stabilen Plastikgehäuse untergebracht. Die 19 polige Zylinderbuchse und die Stromversorgung befinden sich an der Rückseite des Gerätes.

3.2 Datenverarbeitung und Speicherung (Abb. 1)

Das von der Unterwasserkamera aufgenommene Bild wird durch das Steuergerät geschleift und dem autark arbeitenden Texteinblendesystem SVG 100 über ein S-VHS-Kabel zugeführt. Der Ausgang des SVG 100 wird über ein zweites Kabel mit dem Videorecorder verbunden. Über das Skartkabel wird der Bildschirm angeschlossen und das Bild während des Schleppens dargestellt.

Über den Basic-Tiger-Steuercomputer werden aus dem Borddatennetz Datadis bestimmte Parameter ausgefiltert und über eine RS 232 Verbindung dem SVG 100 zugeführt. Diese Parameter werden als eine Zeile mit maximal 40 Zeichen am oberen Bildrand eingeblendet und mit dem Videobild zusammen abgespeichert.

Bei den Parametern handelt es sich um folgende Werte:

Parameter (zB.)	Datum	:	990503	6 Bit
	Zeit	:	165219	6 Bit
	Position	:	5458.123N	9 Bit
			1458.123E	9 Bit

Tiefe	:	123.2m	6 Bit
Trennzei.	:	4 x /	4 Bit

40 Bit			

Damit ergibt sich folgende Zeile:

Datum	Zeit	Pos. N	Pos. E	Tiefe
990503/165219/5458.123N/1458.123E/123,2m				

Natürlich sind Position und Wassertiefe Schiffsdaten. Der Videoschlitten kann sich je nach Wassertiefe und ausgesteckter Kabellänge, um bis zu 100 m versetzt zu dieser Position befinden. An Hand dieser Daten (Position und Zeit) lässt sich jeder Zeit eine gewonnene Aufnahme zu ordnen.

4.0 LASER (ABB. 15A BIS 15E)

Die vier an Dom- und PaT-Kamera angebrachten Laser dienen zur Größenbestimmung einzelner Objekte und der aufgenommenen Fläche. Gleichzeitig lässt sich über das Verhältnis beider Achsen der Schwenkwinkel grob bestimmen.

Während bei der PaT-Kamera die Laser mitgeschwenkt werden, bleiben bei der Dom-Kamera, durch die Voreinstellung der Lochscheiben, die Laser starr ausgerichtet. Beim Schwenken der Kamera im Inneren des Domes gleiten die Laserpunkte aus dem Blickfeld der Kamera.

Durch die geringe Leistung der Laser (1mW / 680 nm Wellenlänge / Laserklasse 2) werden die Laserpunkte durch hellen Grund und viel Licht überstrahlt und sind nur zu sehen, wenn die Lichtleistung kurzzeitig verringert wird.

Die Bestimmung der Schwenkwinkel beider Achsen kommt nur für die PaT-Kamera in Frage. Dazu muss die Kamera senkrecht (0°) geschwenkt und die Laserpunkte auf dem Bildschirm ausgemessen werden (entspricht in diesem Fall a in Abb.16a).

Wenn jetzt die Kamera in einen bestimmten Winkel (0 bis 60°)geschwenkt wird, kann auf dem Bildschirm a' bestimmt werden.

Über die bekannte Beziehung $\cos a = a/a'$ lässt sich dann der Winkel bestimmen.

Da der wahre Abstand bei der PaT-Kamera mit 150 mm bekannt ist, lässt sich aus dem Verhältnis $150/a$ ein Faktor bilden, der multipliziert mit a' , den wahren Achsabstand auf dem Grund ergibt.

Mit diesem Wert kann man in den Abb. 16b, 16c, und 16d den Schwenkwinkel, die Entfernung der Kamera vom Laserachsenkreuz (i') und die sichtbare Fläche auf dem Bildschirm grob bestimmt werden.

5.0 WARTUNG UND PFLEGE

Das geschleppte Videosystem besteht aus vielen mechanischen und elektrischen Komponenten und bedarf einer intensiven Pflege und Wartung. Besonders der Unterwasserteil muss beim Einsatz schonend behandelt und ständig auf Dichtigkeit überprüft werden. Das Öffnen der Druckbehälter sollte nur im äußersten Notfall erfolgen.

Durchzuführende Arbeiten:

- Subconn-Stecker vor dem Einsatz leicht mit Siliconpaste fetten
- Steckerverschraubungen fest anziehen
- Überprüfung der Kameras und Lampen auf Wassereintrich (ist in den Fenstern zu sehen)

- Achtung!

Besondere Vorsicht beim Umgang mit dem Schleppkabel. Eine Verletzung des Polyurethanmantels führt zum Verlust der gesamten Kabellänge. Da Kevlar, als Zugelement, aus einzelnen Fasern besteht, verliert diese im nassen Zustand jede Festigkeit.

- Obwohl sich in jedem Druckgehäuse Gelbeutel befinden, sollte eine Öffnung der Unterwassergeräte nur im äußersten Notfall erfolgen.
- Nach dem Seeinsatz und dem Abbau müssen alle Unterwasserteile mit Süßwasser gründlich gespült und abgetrocknet werden.
- Alle Unterwassergeräte sollten in trockenen und temperierten Räumen untergebracht werden.

Pflege und Wartung der Batterie (Abb.16a und 16b)

Da in vielen Einsatzfällen die über das Schleppkabel übertragene Energie für die Beleuchtung nicht ausreicht, wird die Batterie für die Zusatzbeleuchtung verwendet.

Die Batterie ist ein Gel-dryfit-Akkumulator, der in einer Glaskugel mit Plasteschutzschalen untergebracht ist. Im Inneren der Kugel befindet sich eine Spannungs- und Temperaturanzeige. Die integrierte Elektronik der Batterie schaltet diese beim Erreichen der Entladeendspannung ab. Die Batterie wird über ein am Deckel befindlichen Magneten und einen im Inneren angebrachten Reedkontakt eingeschaltet. Über die beiden Subconn –Stecker erfolgt die Entladung und Ladung (roter Stecker) und die Reihen- und Parallelschaltung von Batteriekugeln (blauer Stecker). Beim Öffnen des Deckels wird die Batterie ausgeschaltet.

Bei tiefen Temperaturen (Batterie steht im Winter an Deck) kann es zum Einfrieren der Batterie (siehe Abb.17b) kommen. Das ist besonders gefährlich, wenn der Batterie kein Strom entnommen wird (schon ab minus 10 Grad möglich).

Die Ladung der Batterie erfolgt über ein dazugehöriges Ladegerät (max. 30 V / 6,4 A). Dabei ist die Ladeendspannung entsprechen Abb. 16a und angezeigten Temperatur in der Kugel einzustellen.

Der Strom nimmt mit Erreichen der Ladeendspannung gegen null ab. Geladen wird nach jedem Einsatz über ein längeres Ladekabel mit Subconn-Stecker.

6.0 AUSSETZTECHNOLOGIE

Grundsätzlich ist der Videoschlitten ViMoS 2 durch zwei Verbindungen mit dem Schiff verbunden.

- 200 m Meteorleine zum Aussetzen
- ca. 250 m Schleppkabel

Die Meteorleine ist am oberen Schlittenaufsatz mit einem 4-fachen Hanepot und einem Drehwirbel angebracht und dient zur Sicherung, zum Absetzen auf dem Meeresgrund oder zum Schweben über Grund. Das Schleppkabel wird von Hand aus der Kabelkiste entnommen und nach dem Ausstecken einer genügenden Länge auf eine entsprechende Vorrichtung festgelegt. Dabei muss die Meteorleine stets „lose „ haben.

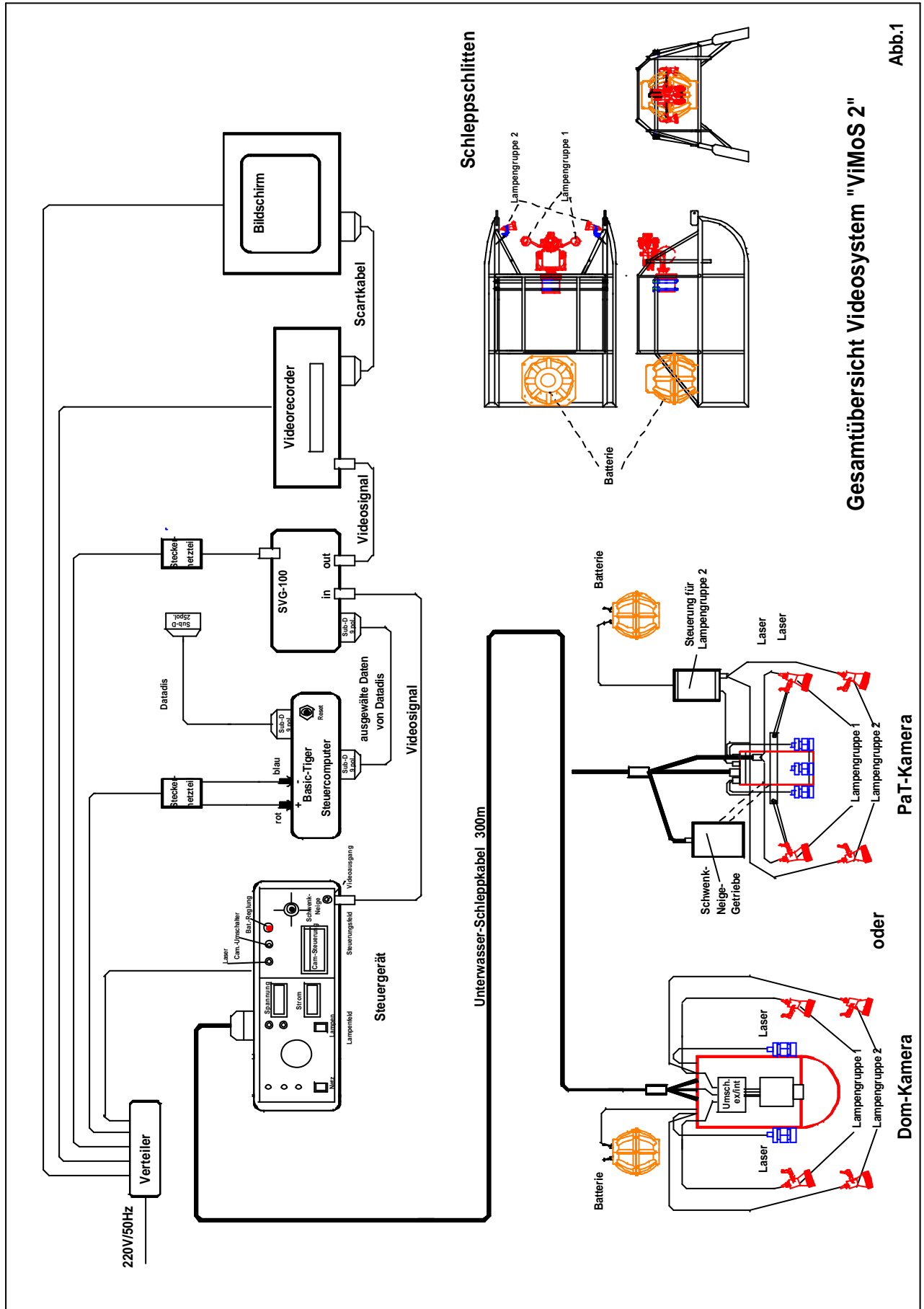
Das Einholen des Schlitten erfolgt in umgekehrter Reihenfolge. Mit der Meteorleine wird der Schlitten ans Schiff gezogen und dann an Deck gehievt. Das lose Schleppkabel wird von Hand eingeholt und wieder in der Kabelkiste verstaut.

6.1 A. v. Humboldt (Abb. 17)

Um den Videoschlitten auf der A. v. Humboldt aussetzen zu können, wird die Meteorleine auf die große Trommel vom Ladebaum gespult oder es wird das Tragseil der Leeroockwinde verwendet. Dazu wird extra ein Klappblock am Ladebaum angebracht. Das Absetzen am Grund erfolgt in beschriebener Weise. Das Schleppkabel wird über zwei große Kabelrollen geführt. Eine Rolle ist an einer Öse oben am A-Mast und die zweite Rolle ist unten an der Leiter zum A-Mast befestigt. Die Kabelrutsche ist auf der Reling angebracht. Das Schleppkabel wird von Hand ausgesteckt und auf dem Spillkopf festgelegt.

6.2 Prof. A. Penck (Abb. 18)

Die Meteorleine wird auf eine leere Trommel der Hydraulikwinde gespult und über einen Klappblock des Bordkranauslegers zum Wirbel des Videoschlittens geführt. Nach anheben, ausschwenken und absetzen am Grund wird das Schleppkabel per Hand ausgesteckt, über die Kabelrutsche geführt und nach Erreichen der nötigen Länge auf der Trommel der Hydraulikwinde festgelegt. Beim Aussetzen muss das Schleppkabel immer stramm gehalten werden, damit sich der Schlitten beim Absetzen schon in Schlepprichtung ausrichtet.



Gesamtübersicht Videosystem "ViMoS 2"

Abb.1

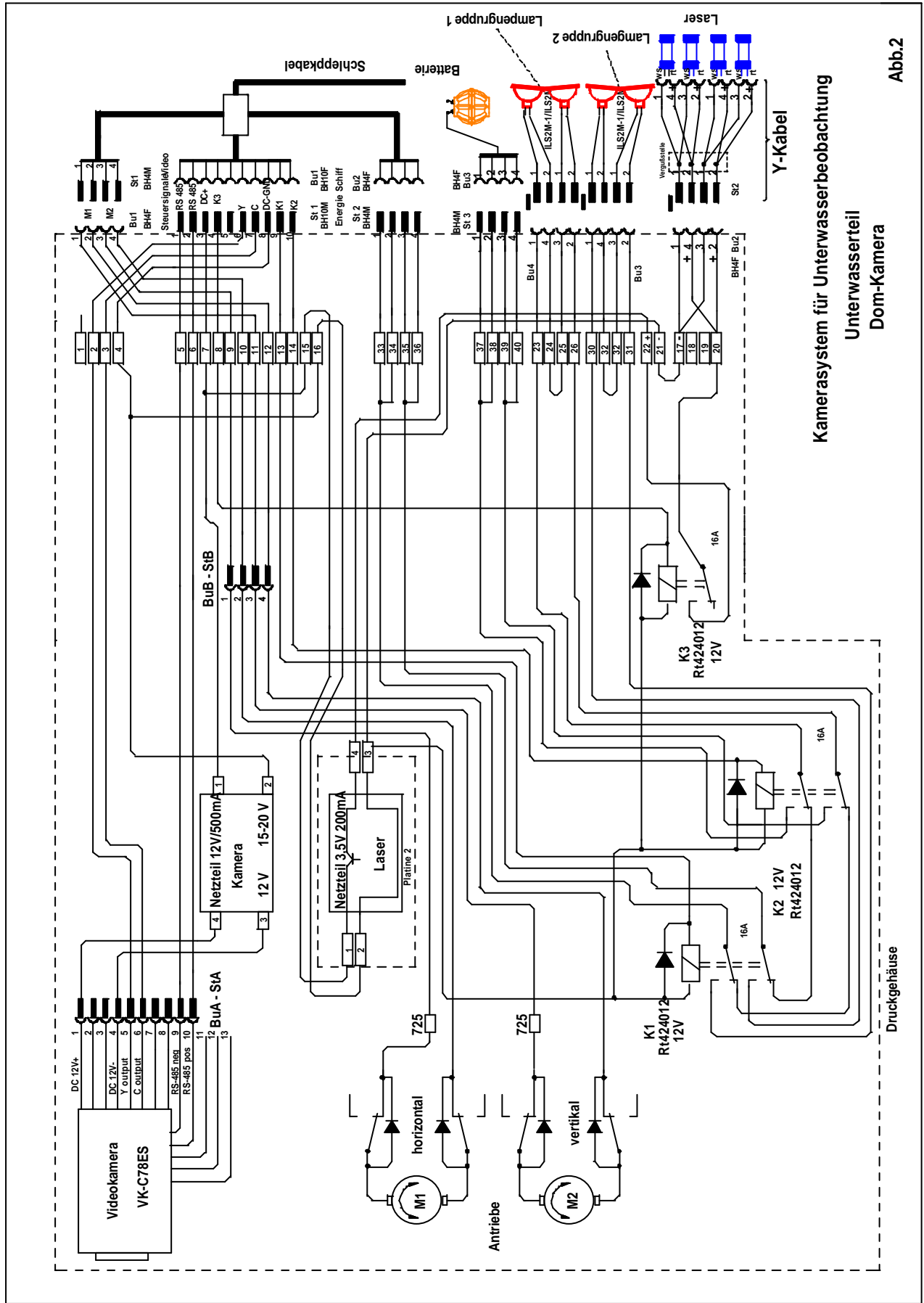
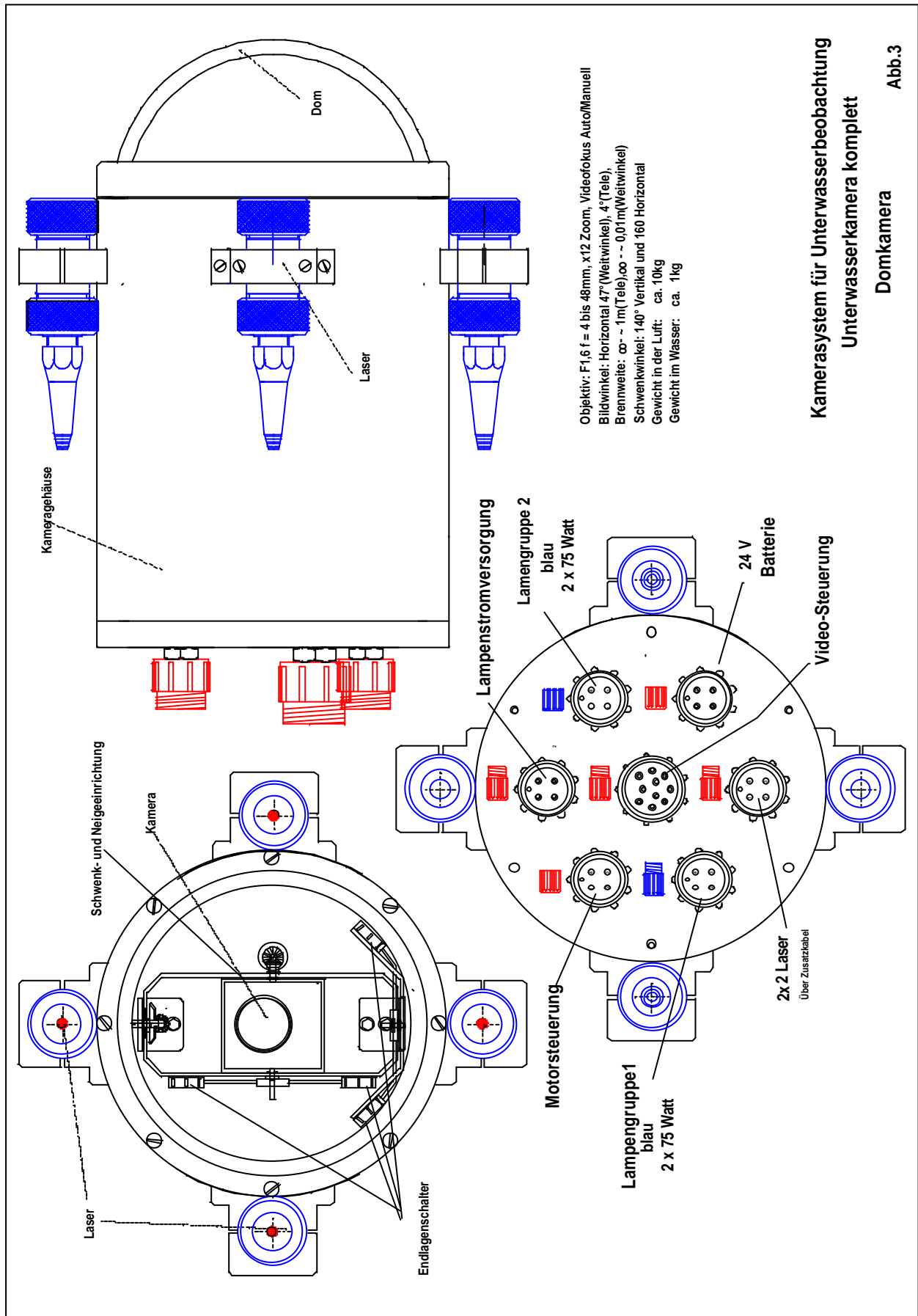


Abb.2

Kamerasystem für Unterwasserbeobachtung

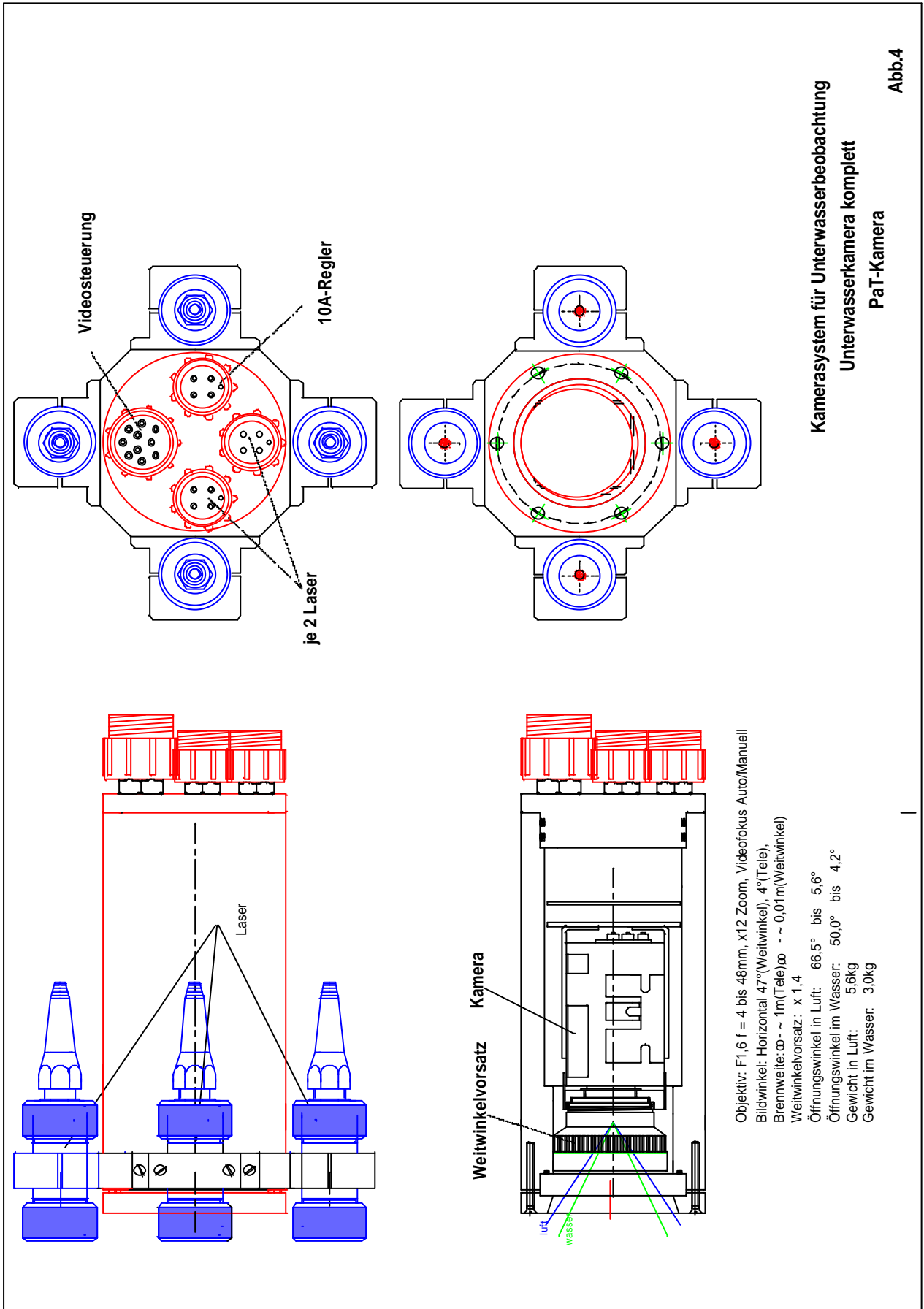
Unterwasser-Teil

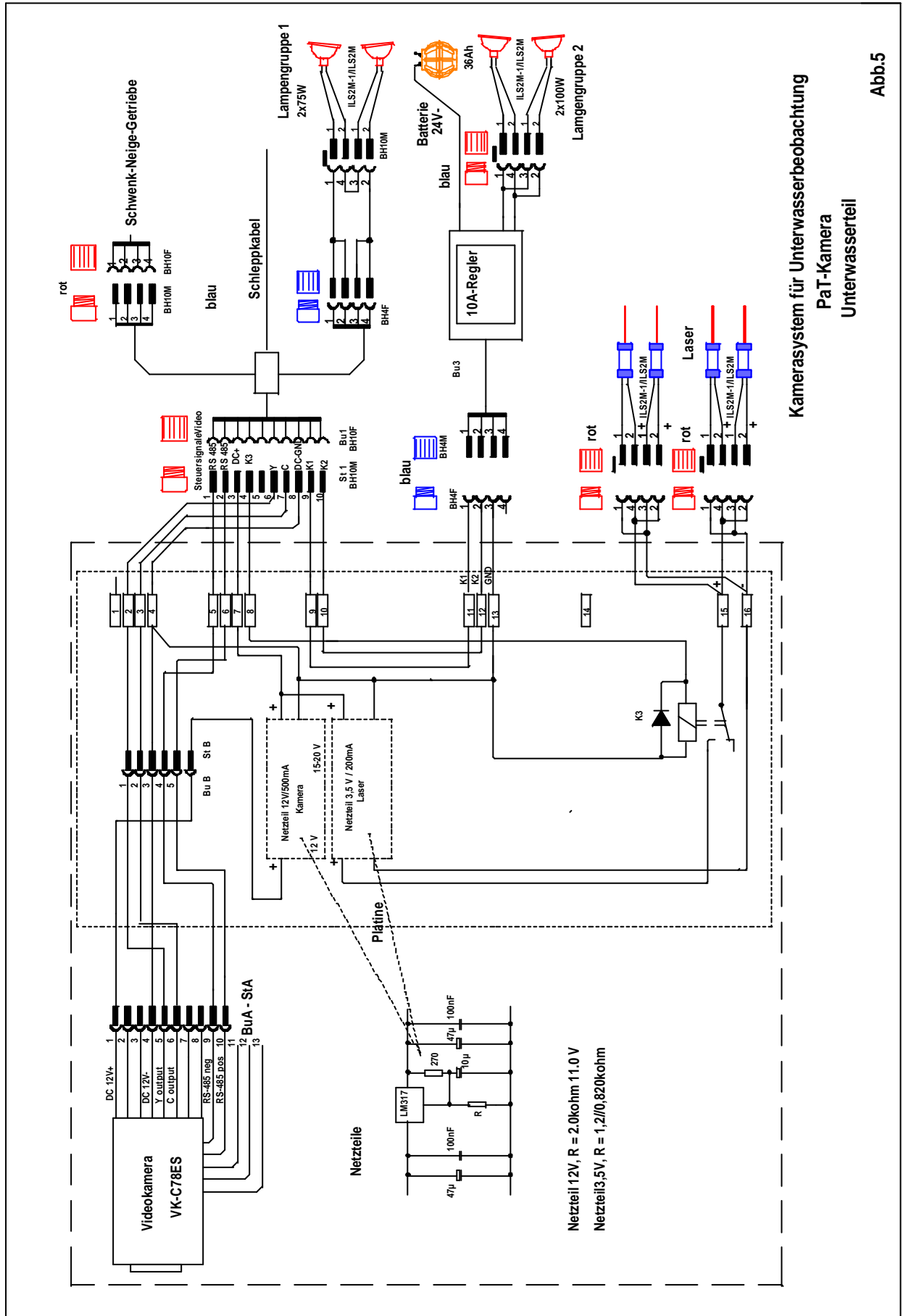
Dom-Kamera

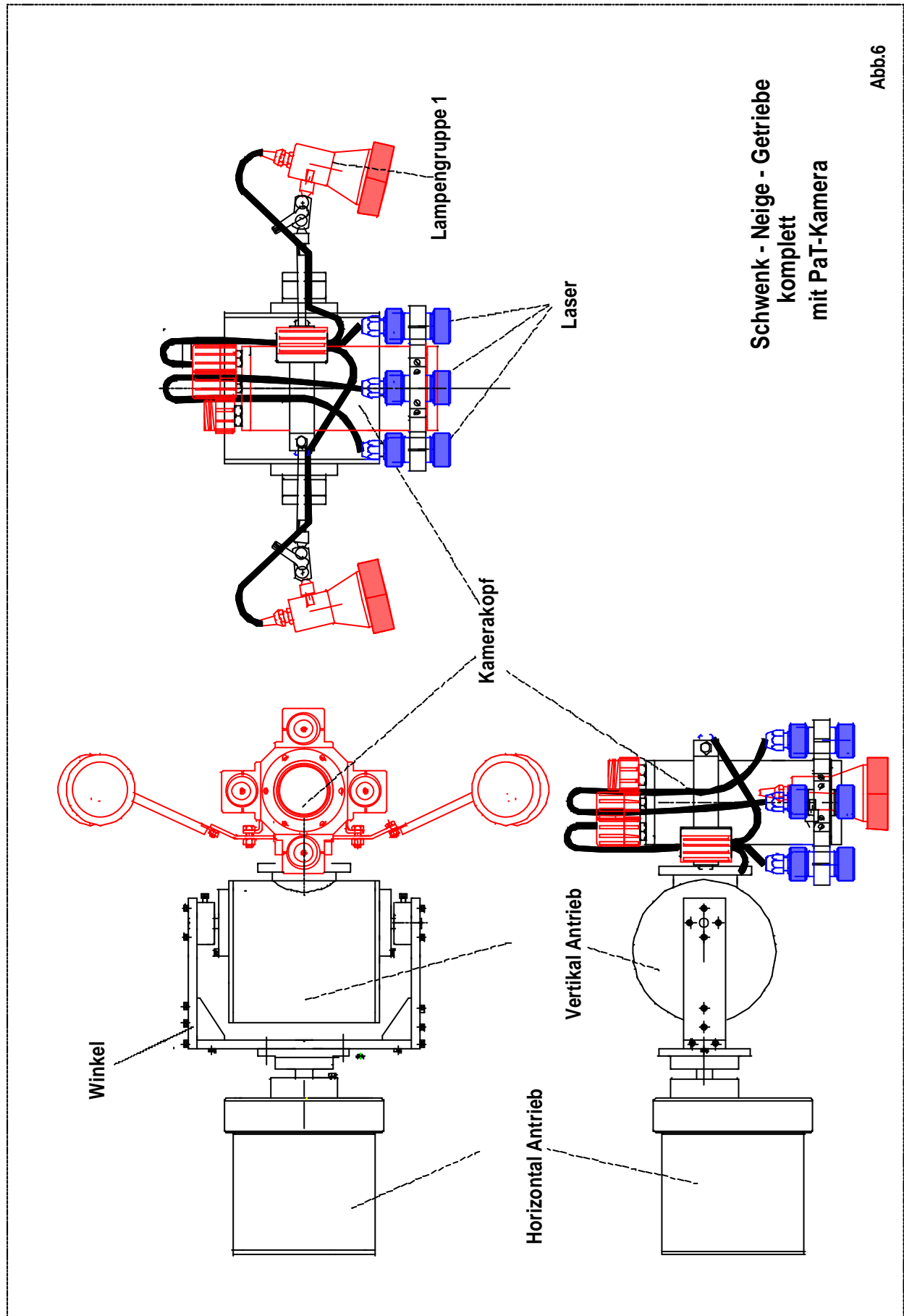


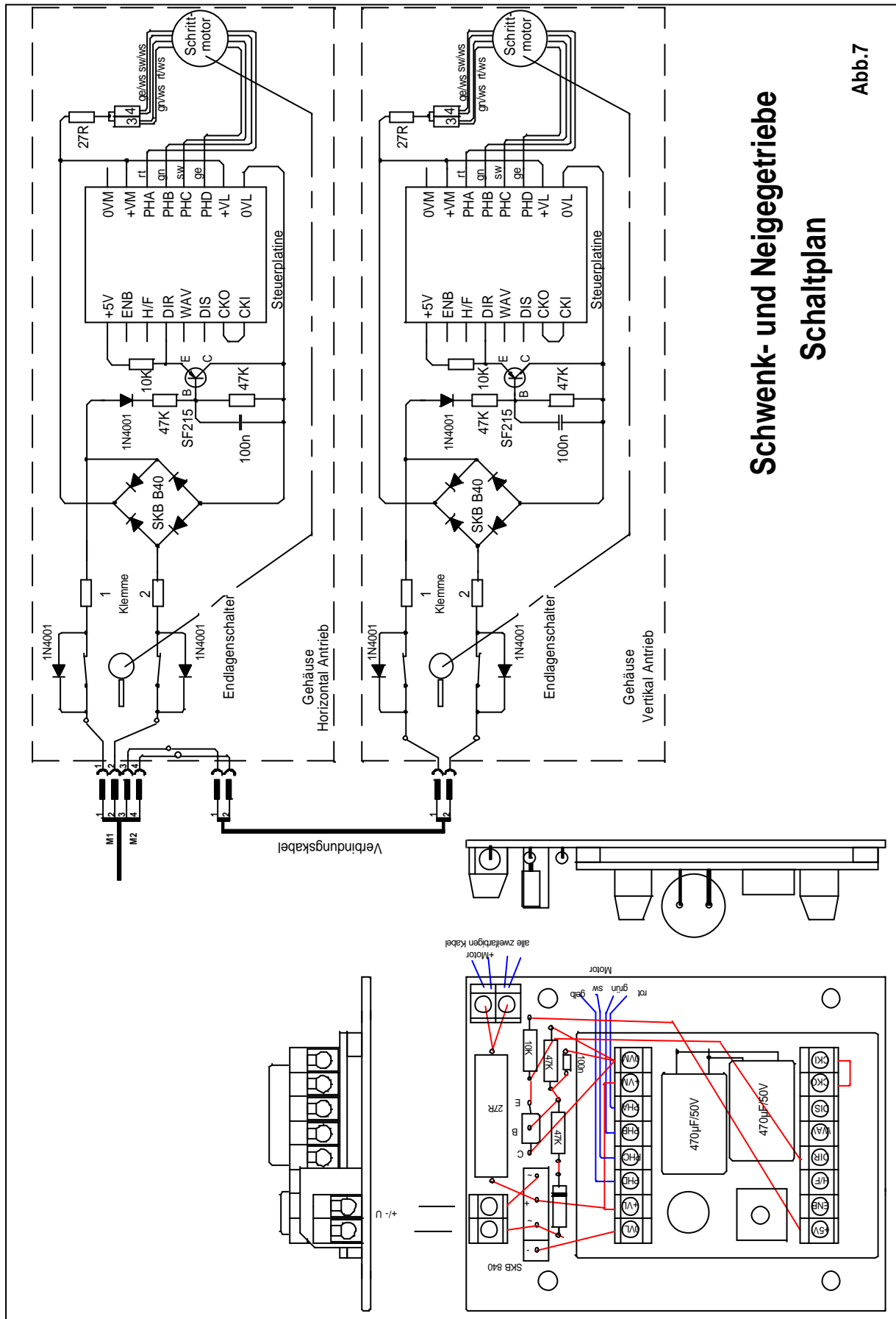
Kamerasystem für Unterwasserbeobachtung
Unterwasserkamera komplett

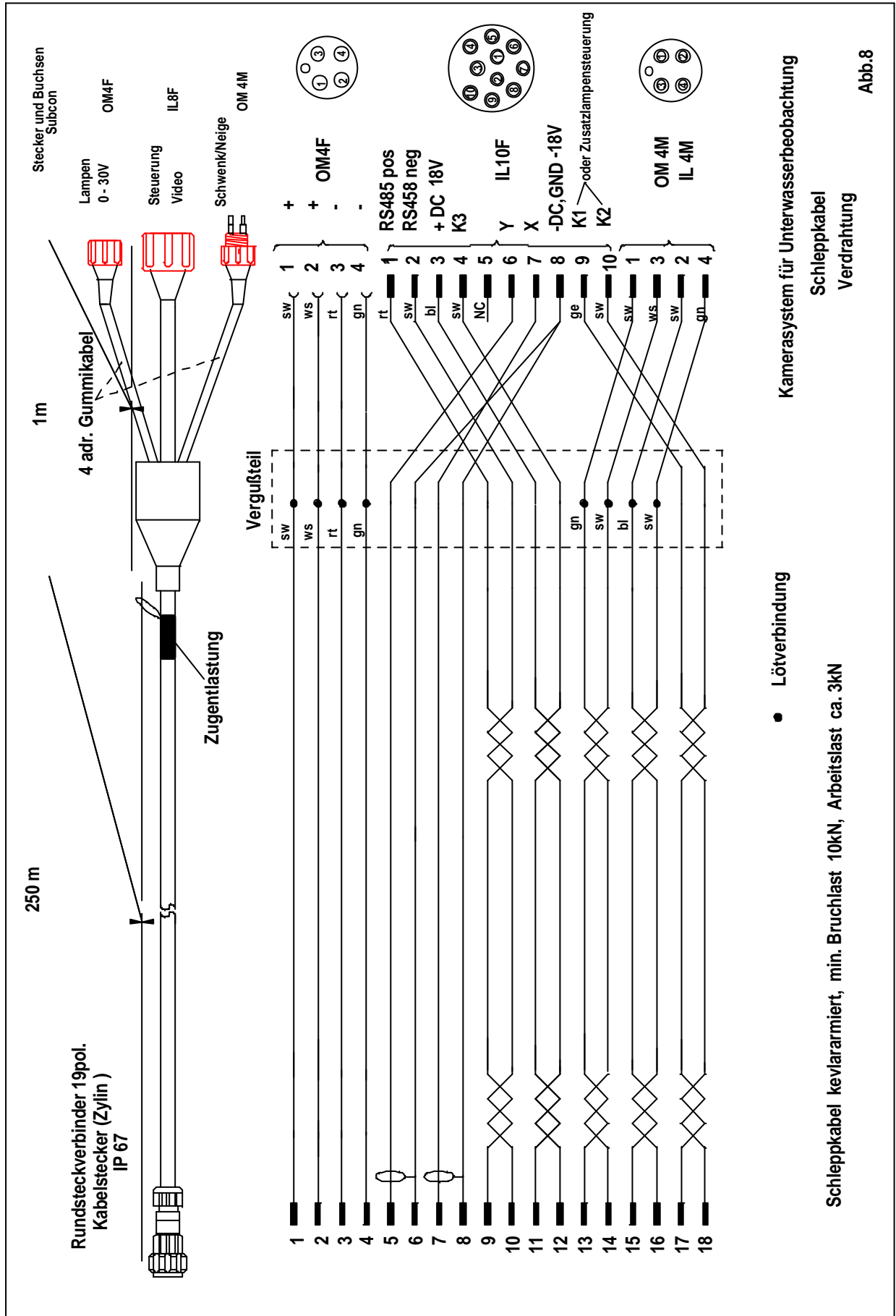
Domkamera
Abb.3

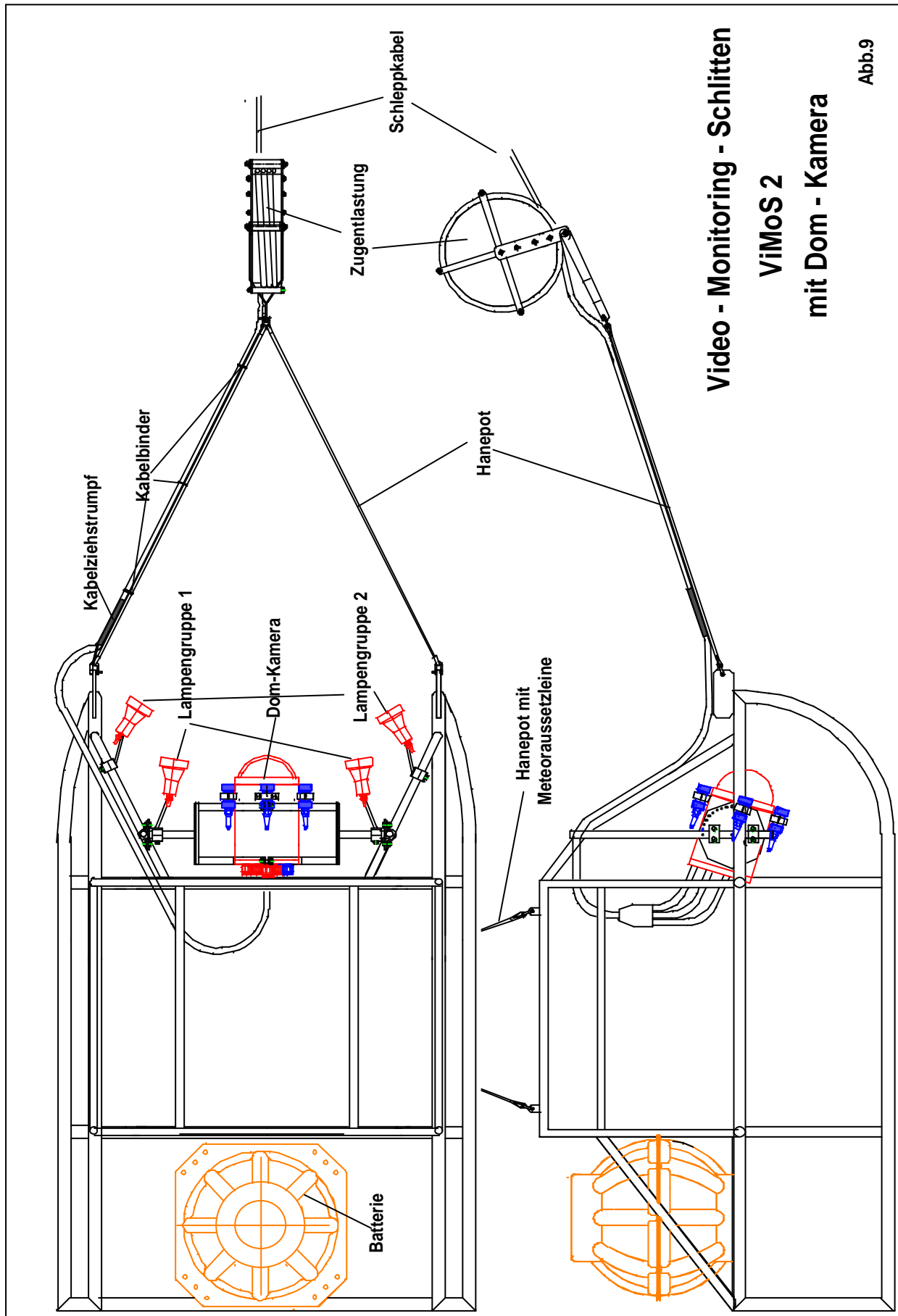


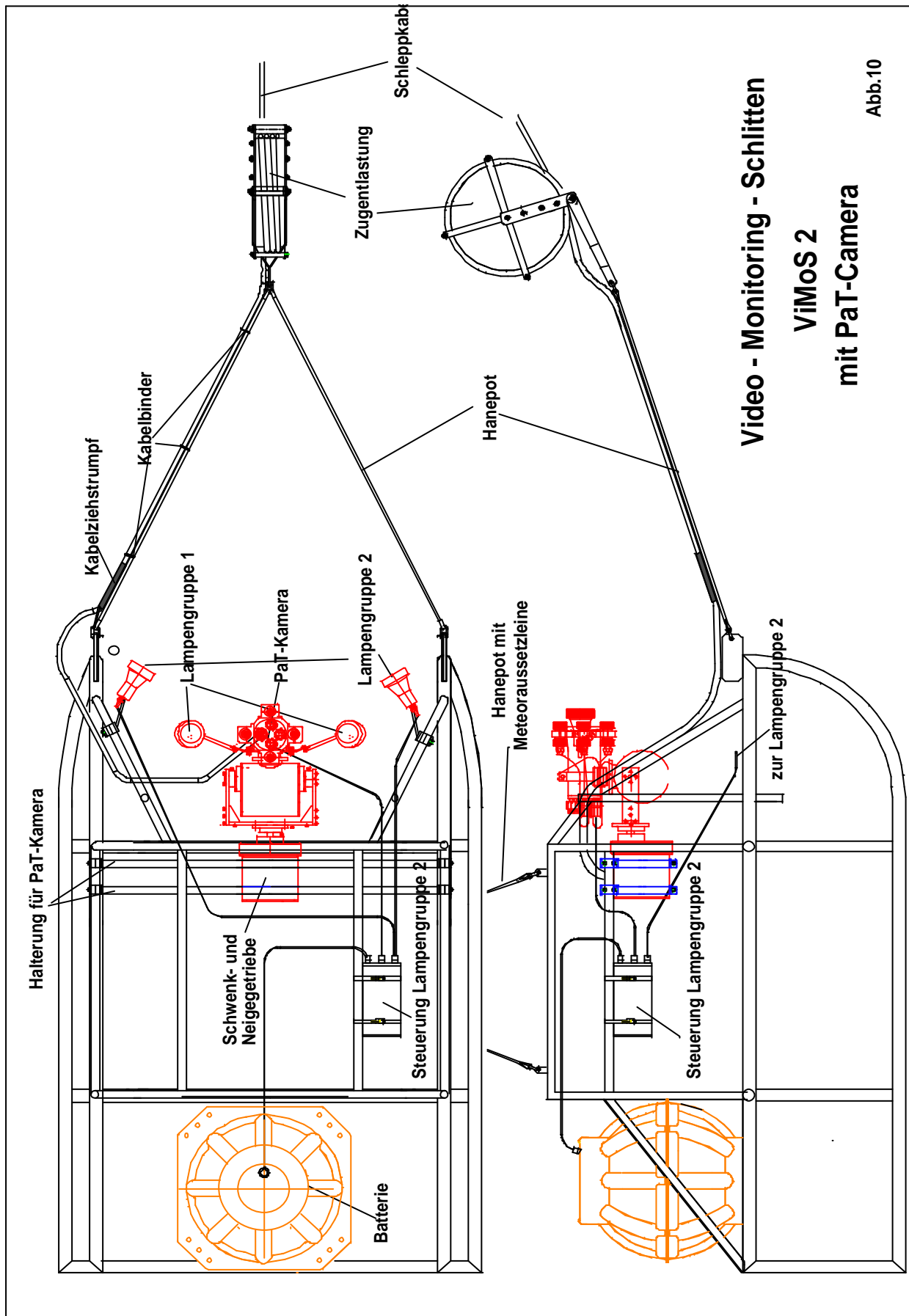












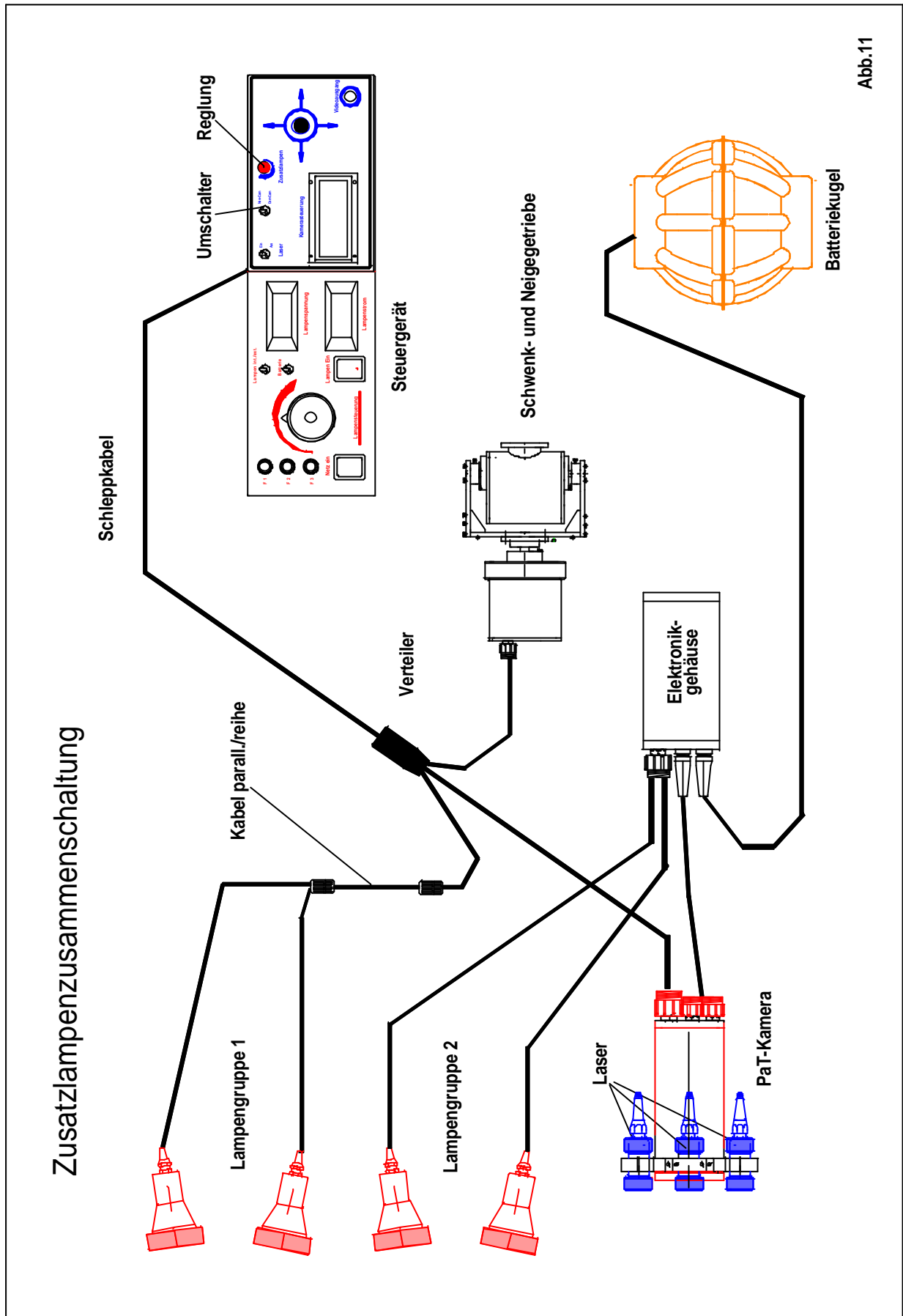
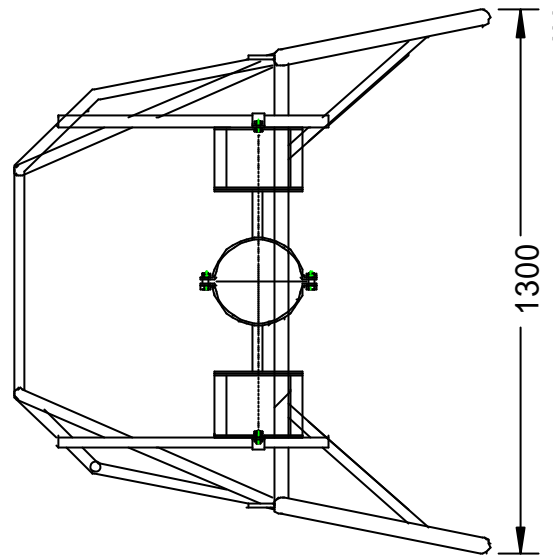
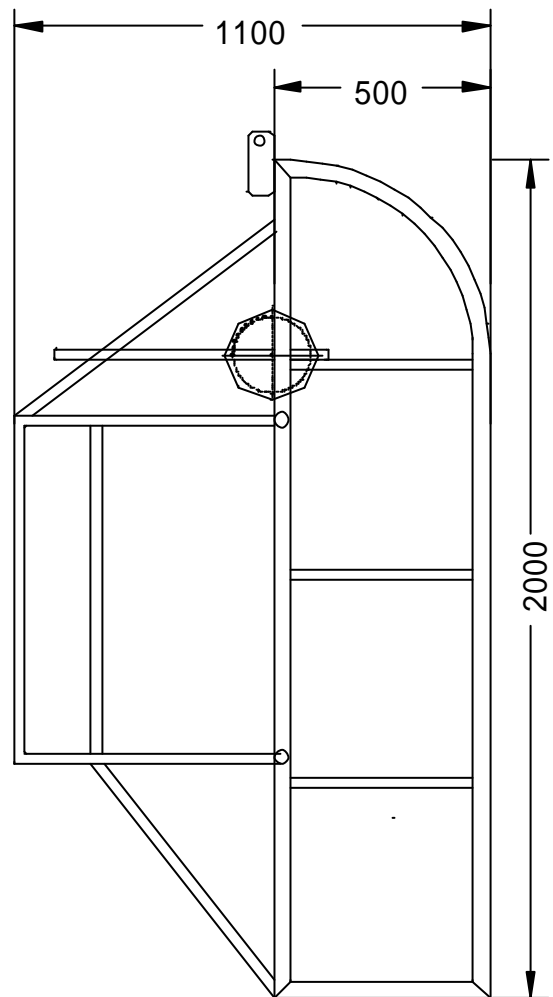
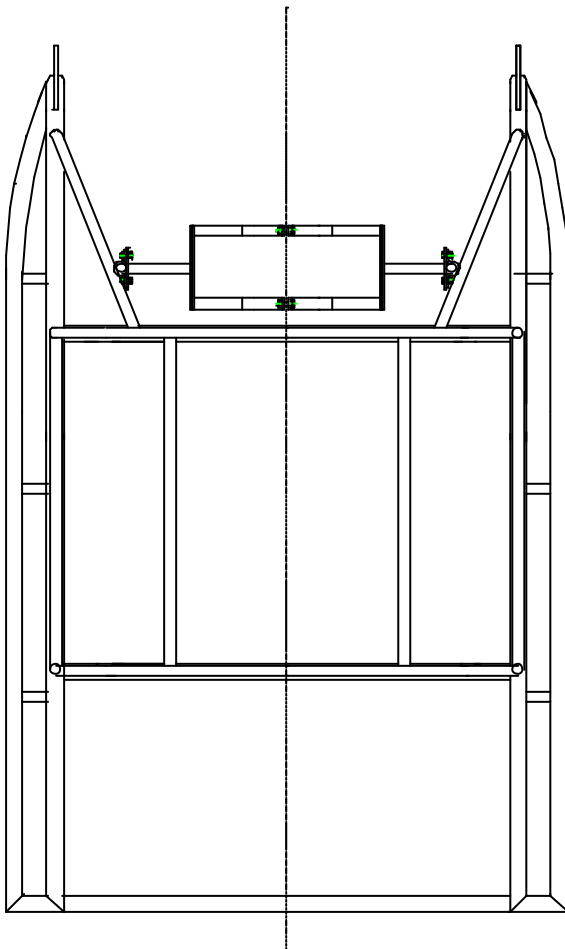
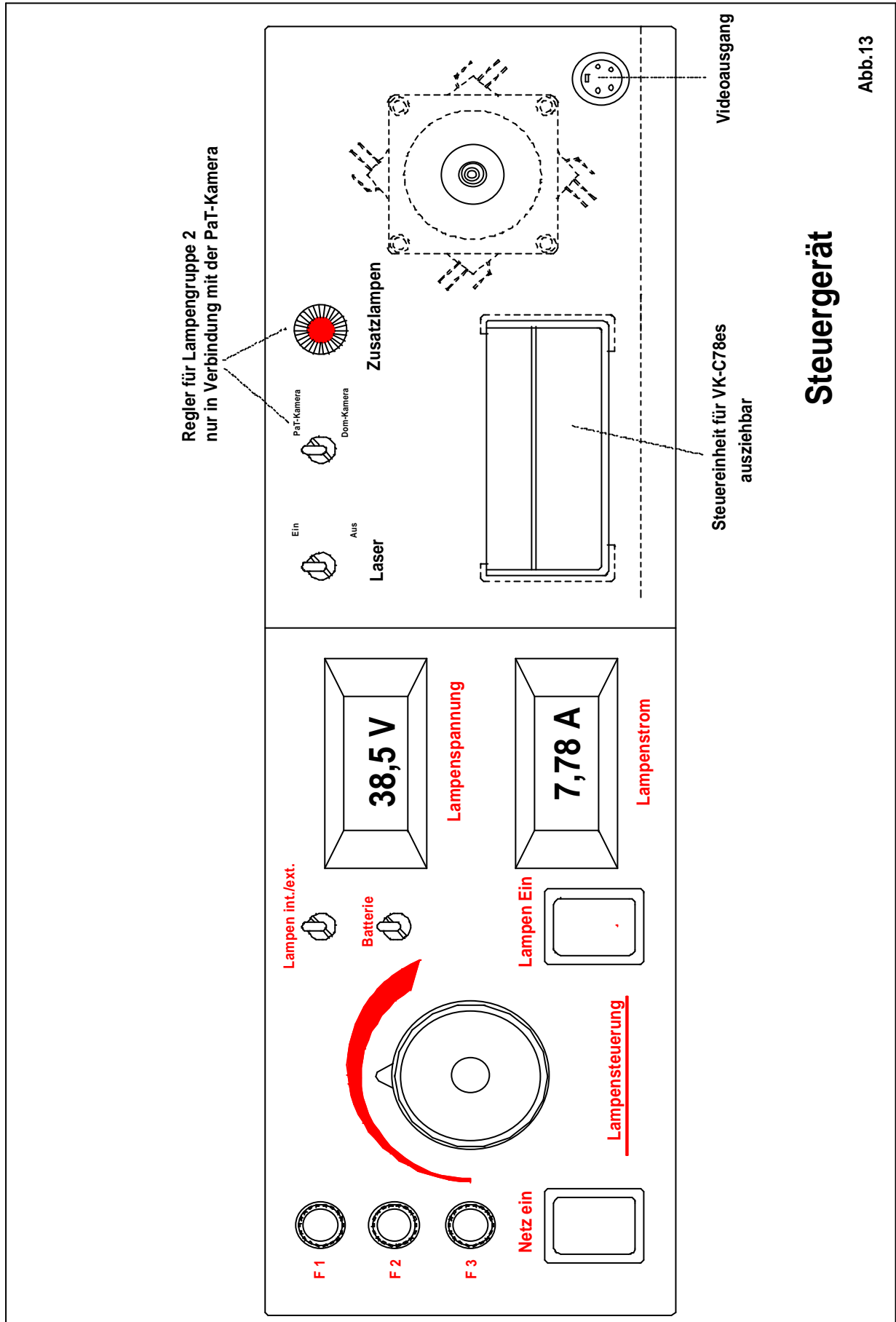


Abb.11

Schleppschlitten ViMoS 2

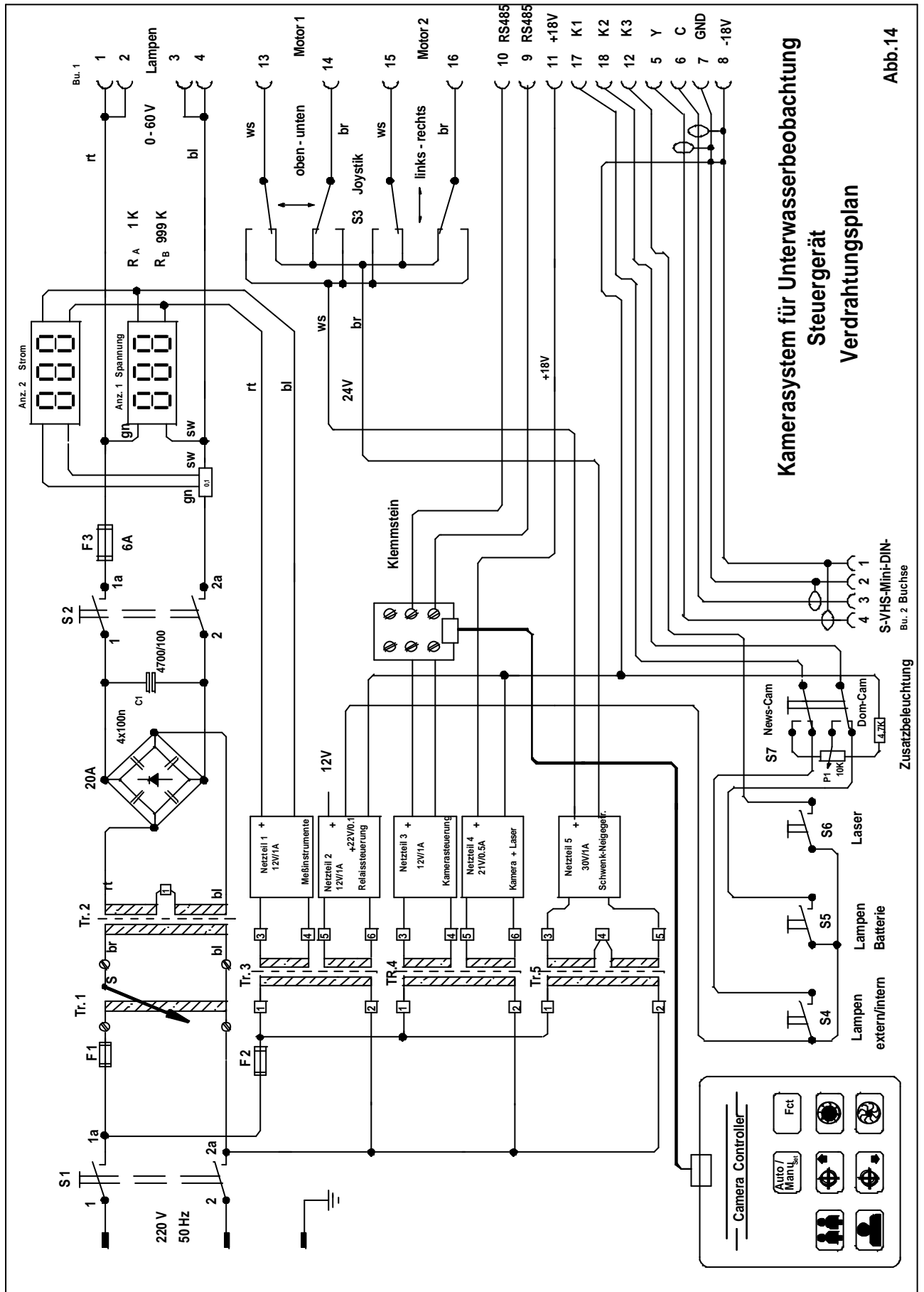
Gewicht ca. 110 kg





Steuergerät

Abb.13



Bestimmung des Schwenkwinkels der PaT-Kamera über die Laserpunkte

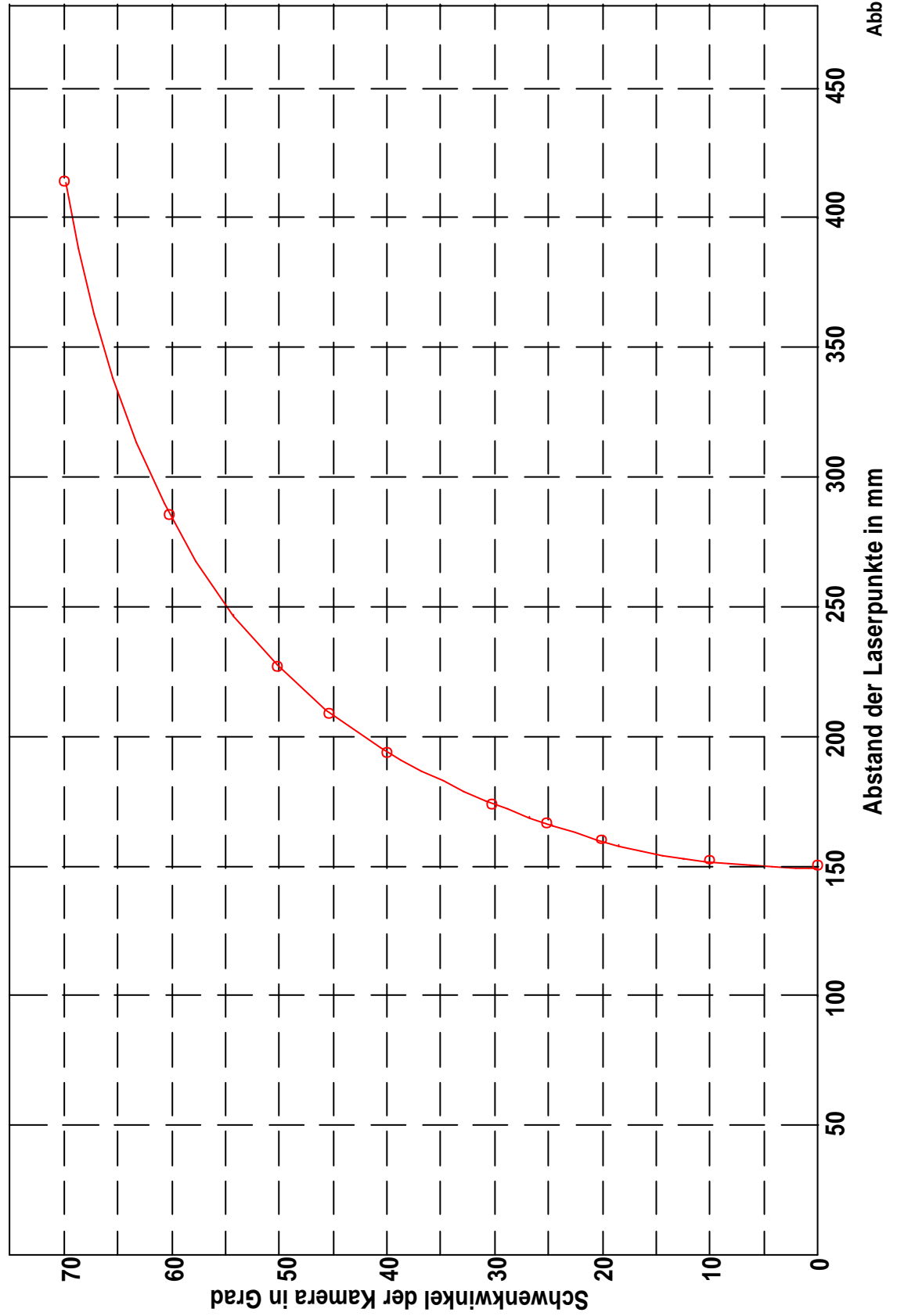
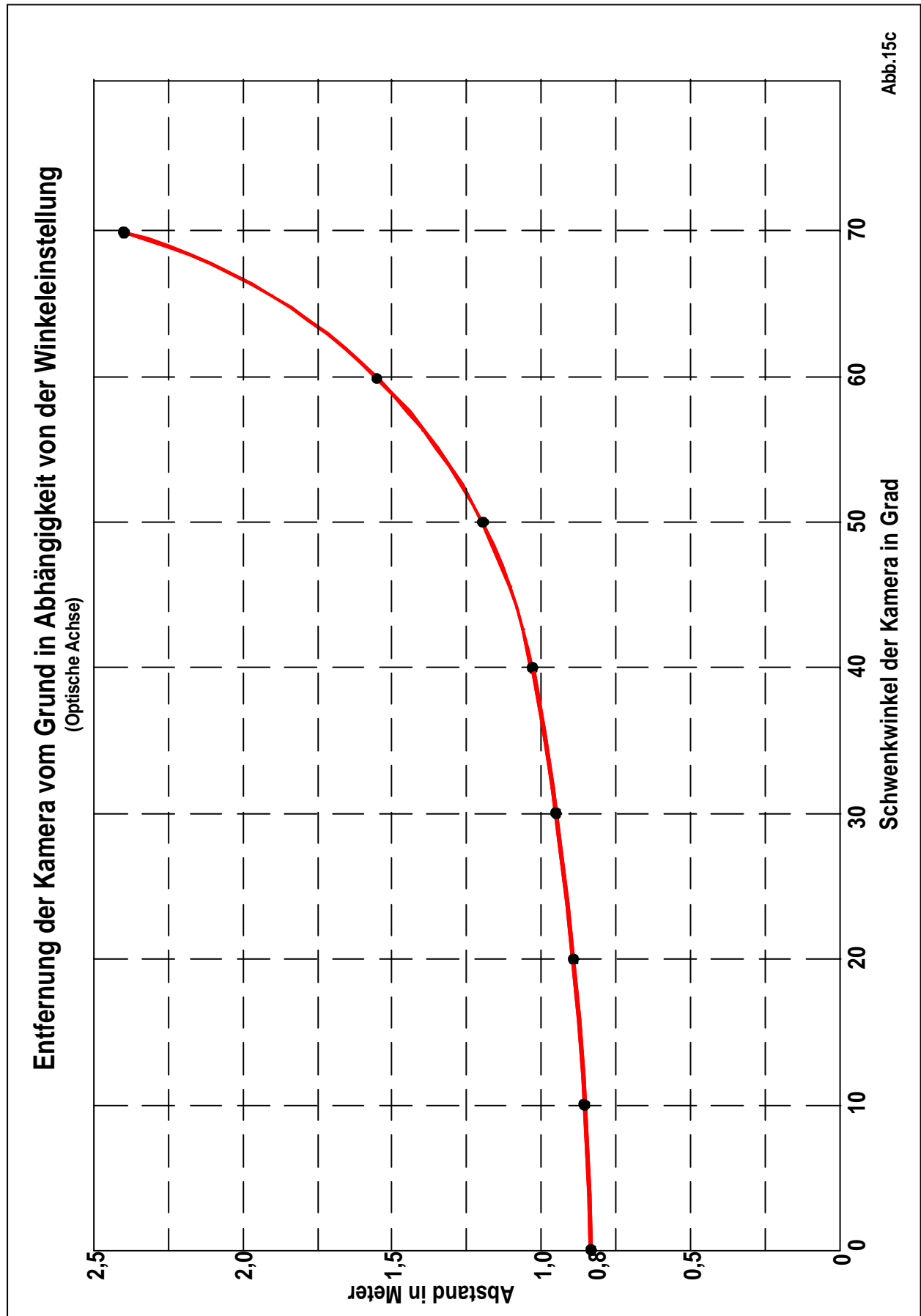


Abb.15b



Sichtbare Fläche in Abhängigkeit vom Schwenkwinkel

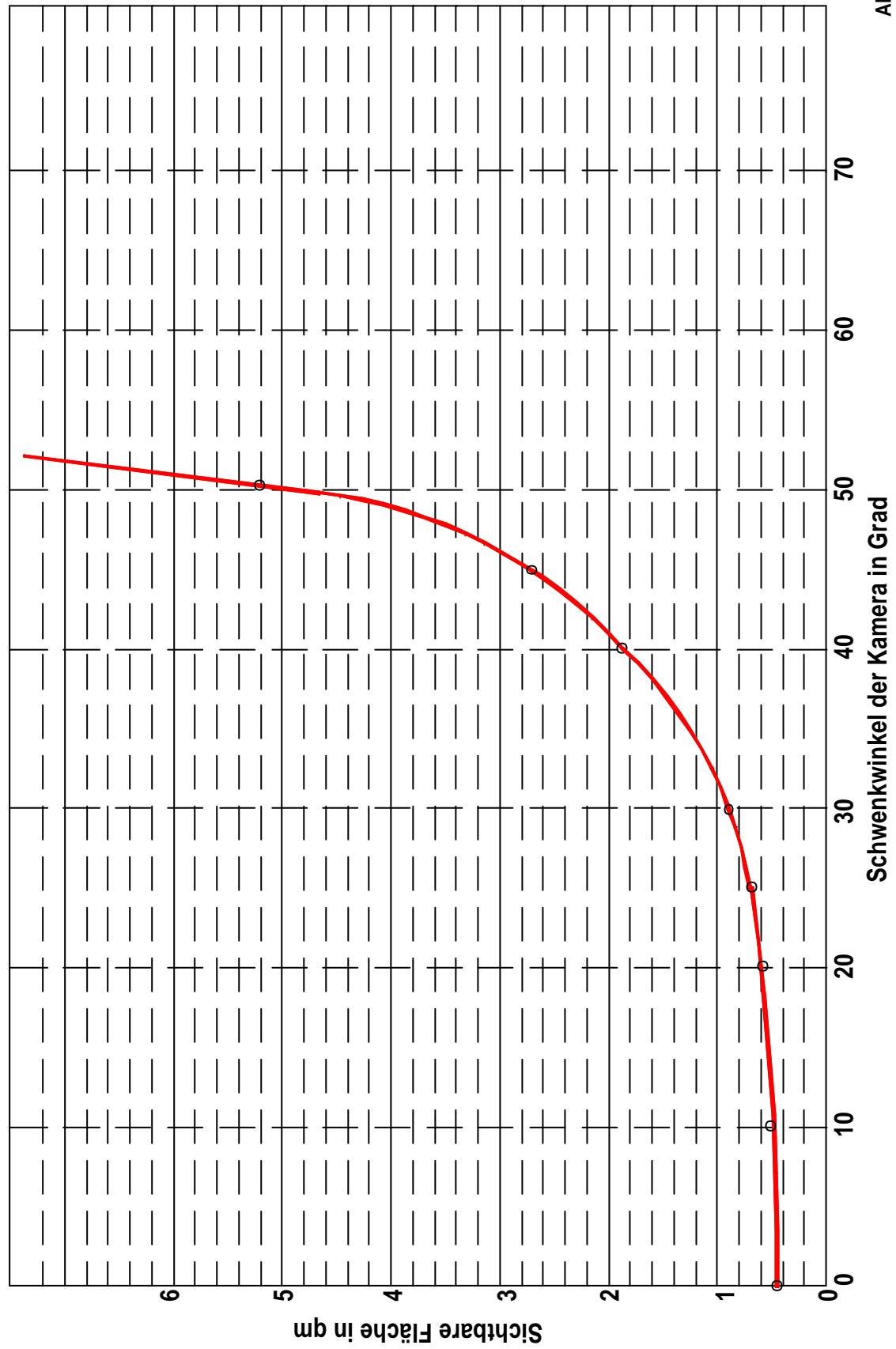
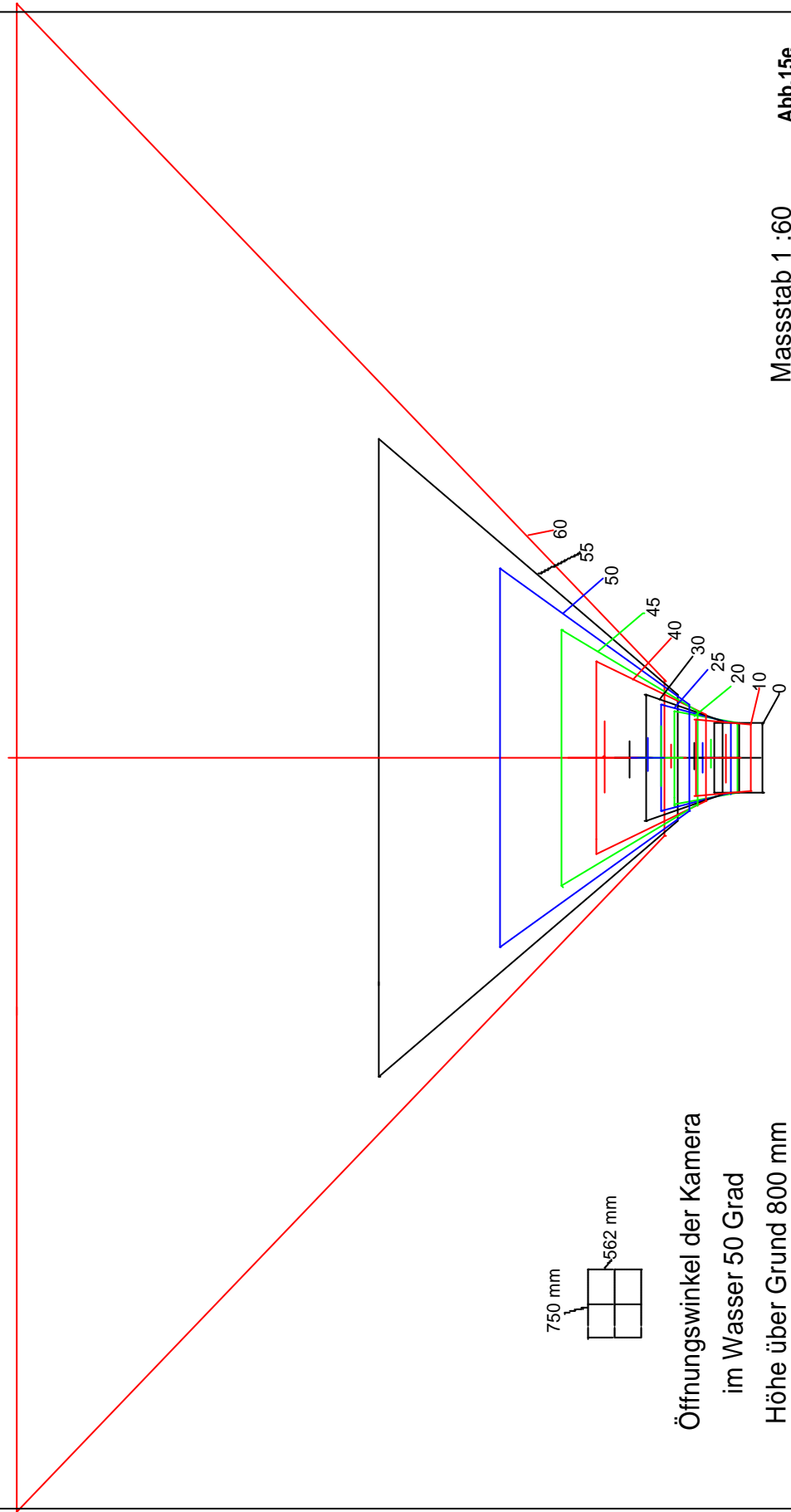
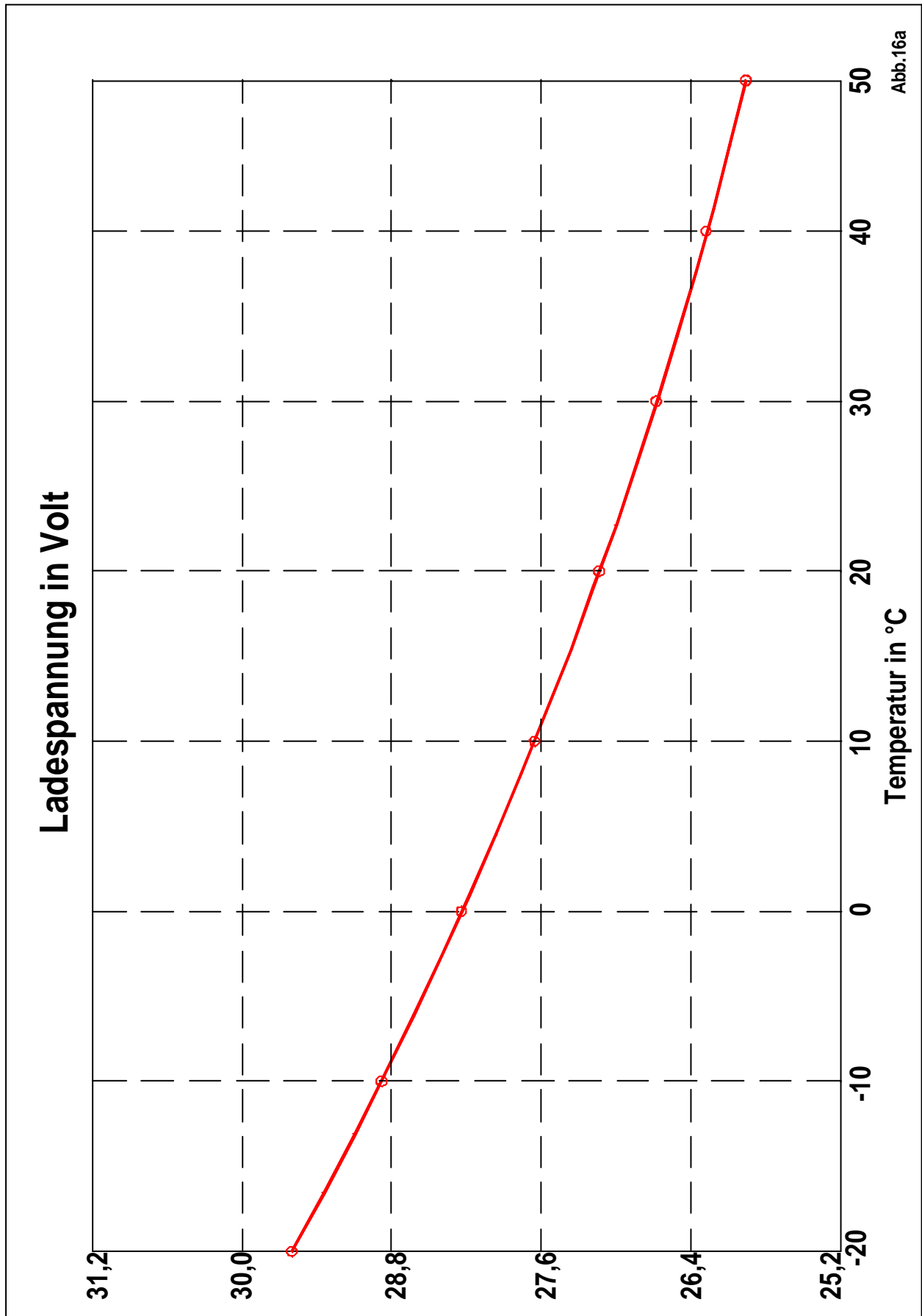


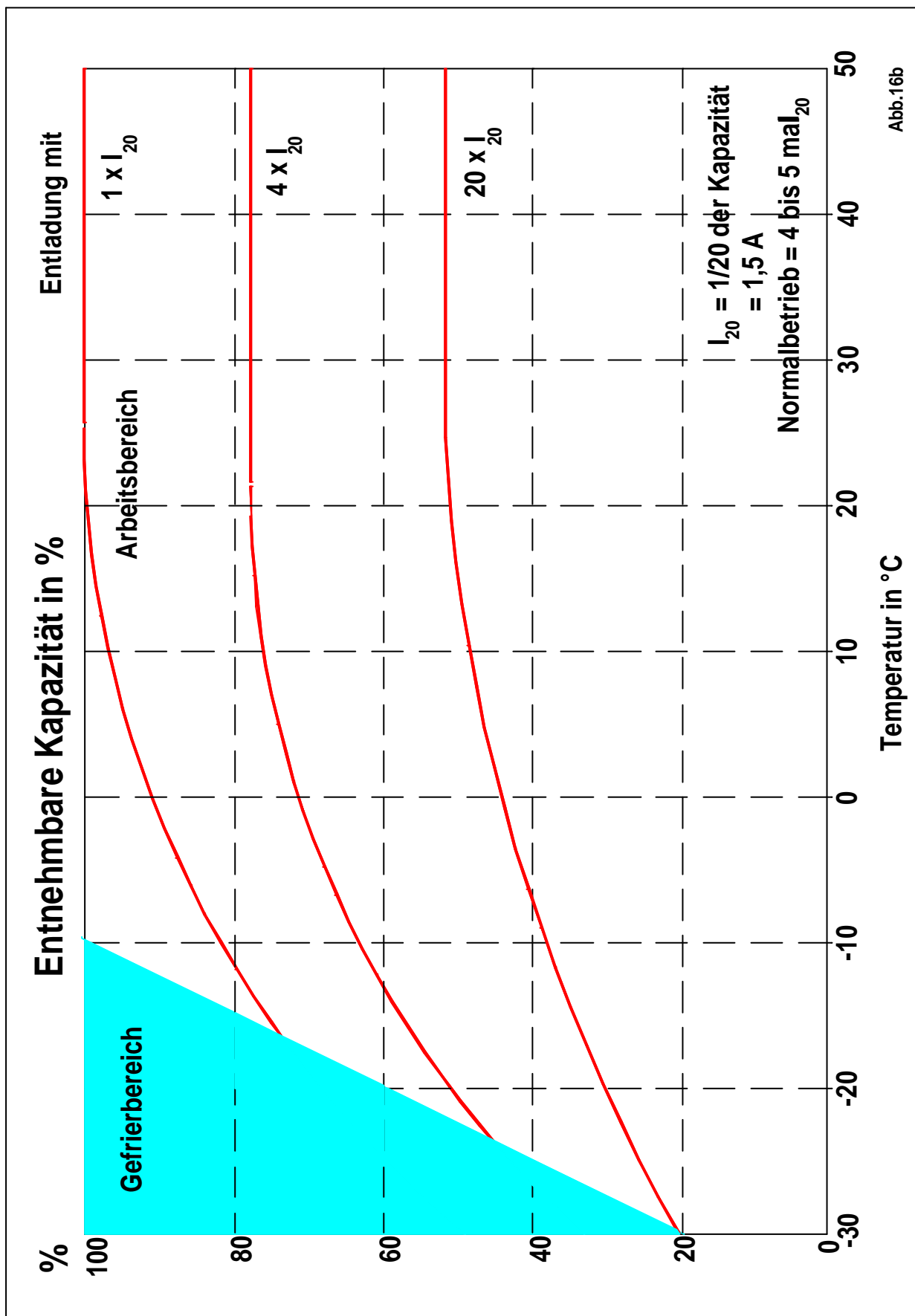
Abb.15d

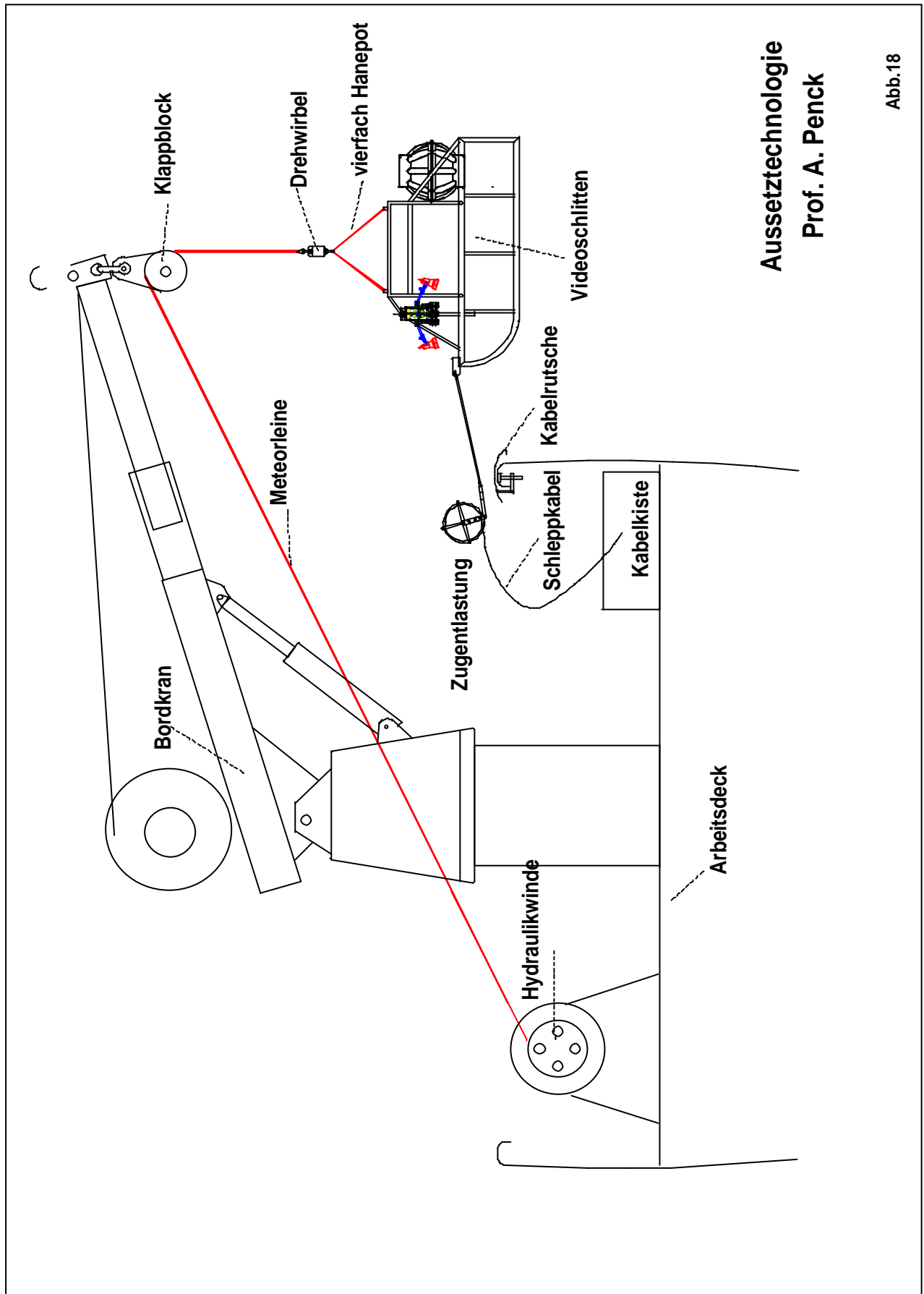
Blick auf die Grundfläche bei verschiedenen Schwenkwinkel vertikal
Schwenkbereich 0 bis 60 Grad



Massstab 1 : 60 Abb.15e

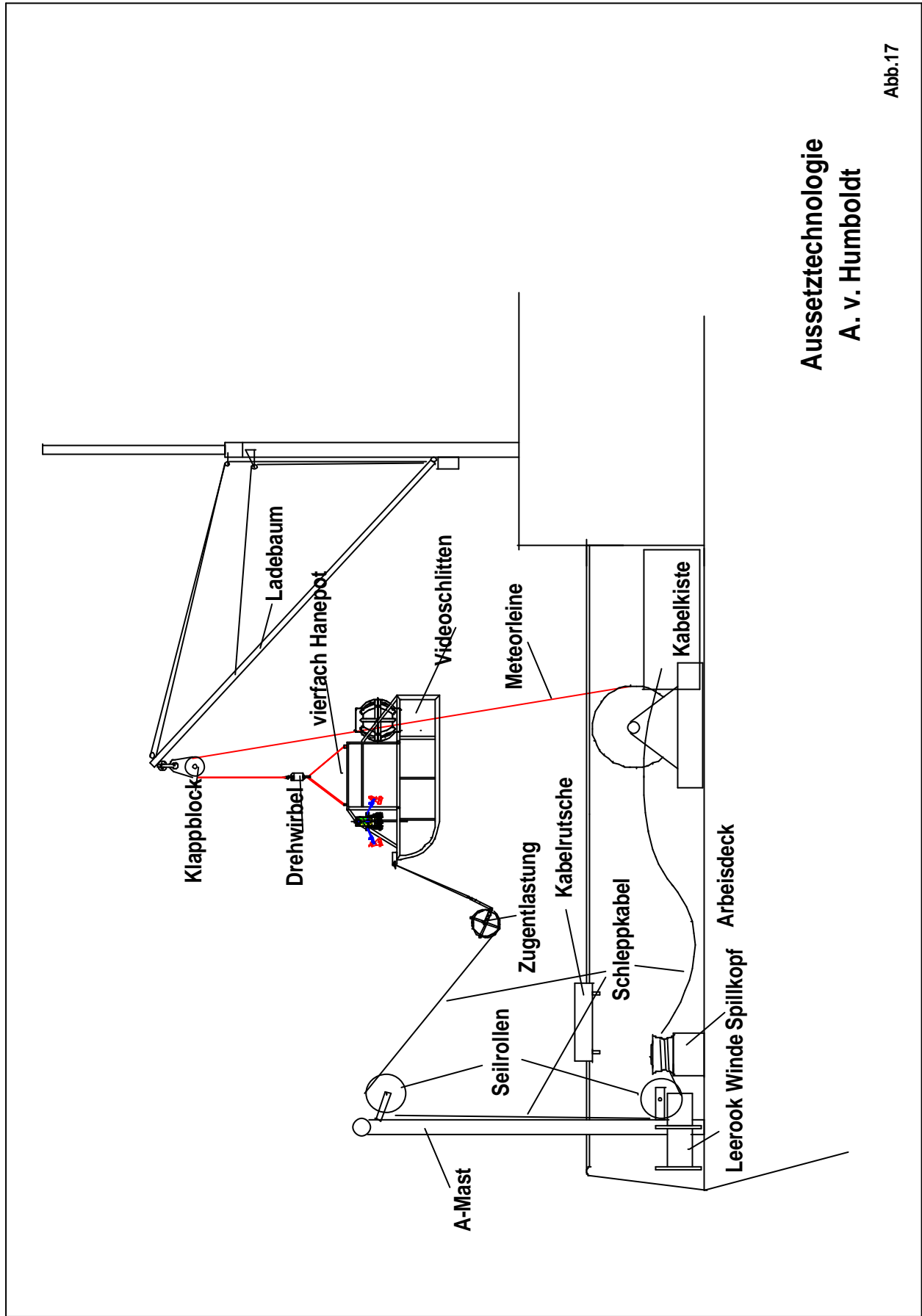






Aussetztechnologie
Prof. A. Penck

Abb. 18



Aussetztechnologie
A. v. Humboldt