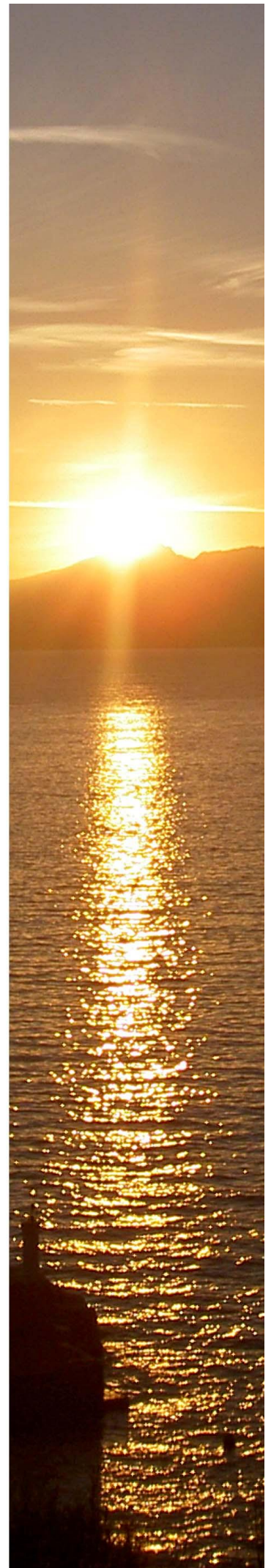


Marinbiologische Exkursion

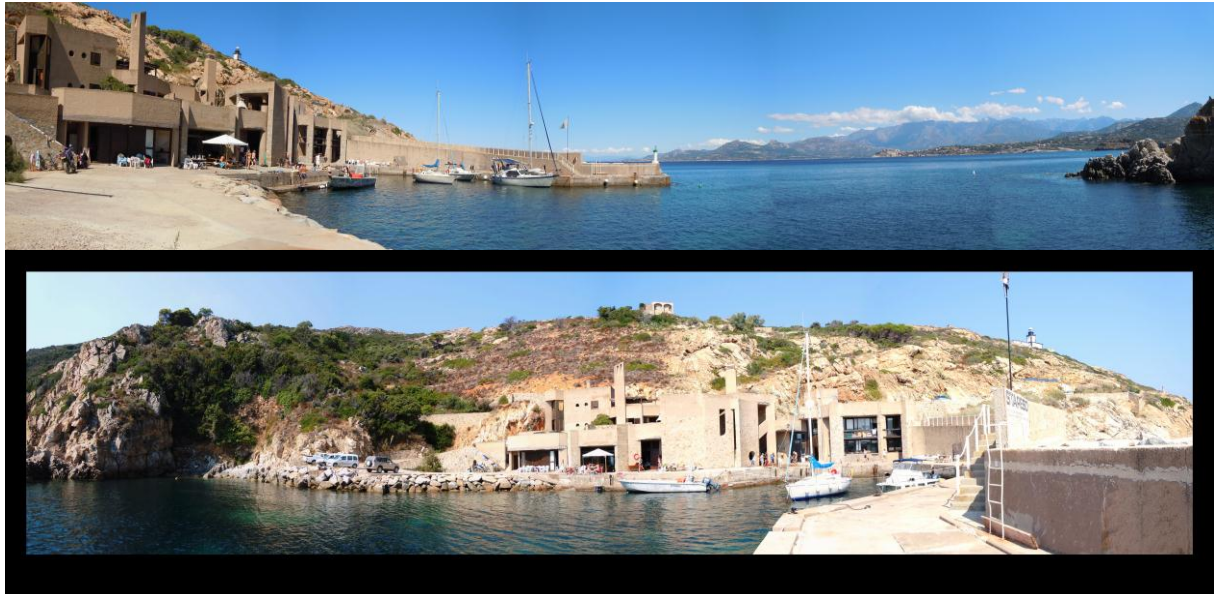
Calvi

Korsika 2010



Marinbiologische Exkursion Korsika

Calvi 25.08.2010- 08.09.2010



Teilnehmer

Kursleitung

Egger Bernhard
Gschwentner Robert
Hanel Reinhold
Hobmayer Bert
Schatz Heinz
Schatz Irene

Techniker

Ostermann Thomas

Tutoren

Prantl Veronika
Zitzelsberger Lena

Innsbruck

Degasperi Gregor
Dörler Maria-Magdalena
Dürr Angela
Girstmair Johannes
Gufler Sabine
Haller Viktoria Maria
Hechenberger Peter
Loferer Nadja
Meyer Karin
Nägele Olivier
Pliger Katrin
Sailer Sabrina
Saltuari Barbara
Seppi Daniele
Valorzi Christian

Kiel

Bodenstein Sophie
Brase Lisa
Federwisch Luisa
Milke Daniela
Vardeh David
Weigel Benjamin
Winkler Simon
Wittwer Claudia



Gruppenfoto (v.l.n.r & v.o.n.u): Bernhard Egger, Nägele Olivier, Johannes Girstmair, Heinz Schatz, Sophie Bodenstein, David Vardeh, Daniele Seppi, Reinhold Hanel, Karin Meyer, Christian Valorzi, Veronika Prantl, Daniela Milke, Lena Zitzelsberger, Benjamin Weigler, Claudia Wittwer, Simon Winkler, Katrin Pliker, Ute Rothbecher, Irene Schatz, Sabine Gufler, Sabrina Sailer, Robert Gschwentner, Viktoria Haller, Thomas Ostermann, Gregor Degasperri, Maria-Magdalena Dörler, Luisa Federwisch, Nadja Loferer, Barbara Saltuari, Peter Hechenberger, Bert Hobmayer, Lisa Brase, Angela Dürr

Inhaltsverzeichnis

Einleitung

Tagesprotokolle

Bestandsaufnahme der Makroalgen in der Bucht von Stareso.....	3
Die Makrofauna des Blockfelds	10
Coralligène.....	14
Fango-Delta	19
Die litorale Fischfauna der korsischen Westküste.....	23
Plankton.....	35
Das Sandlückensystem (Mesopsammon).....	42
Seegraswiese – Posidonia oceanica	47

Projekte

Mollusken im Golf von Revellata, Korsika	54
Regeneration	71
Befruchtung und Entwicklungsbiologie von Seeigeln	93
Fischtransekt	125
Untersuchung der Nahrungsspezifität ausgewählter mediterraner Lippfisch-Arten.....	141
Gesamtartenliste Fische 2010	162
Gesamtartenliste der Fische (1996, 1998, 2000, 2002, 2004, 2006, 2008 und 2010)	169
Die Ballade von der wundersamen Exkursion nach Calvi 2010.....	175

Einleitung

Die Station de Recherche Océanographiques et Sous Marines (STARESO) auf Korsika ist eine der wenigen meeresbiologischen Forschungsstationen am Mittelmeer, die durch einen direkten Zugang zum Meer, ideale Forschungsvoraussetzungen erfüllt.

Mit den gegebenen Unterbringungsmöglichkeiten können Wissenschaftler und Studenten für längere Zeit aufgenommen werden, um an den verschiedensten Projekten teilzunehmen und somit einen Einblick in die unterschiedlichen meeresbiologischen Arbeitstechniken zu bekommen.

Am 25.08.2010 machten sich Studenten aus Innsbruck und Kiel auf den Weg nach Korsika, um auf STARESO an einer zweiwöchigen meeresbiologischen Exkursion teilzunehmen.

In der ersten Woche ging es darum, einen Einblick in die 5 großen Projekte zu gewinnen, die in der zweiten Woche näher bearbeitet werden sollten.

Bei den Projektthemen handelte es sich um die Seeigelentwicklung, das Regenerationsvermögen von Anneliden, die Herstellung eines Bestimmungsschlüssels für Mollusken, die Untersuchung des Darminhaltes ausgewählter Lippfische und um die Bestimmung tageszeitlicher Aktivitätsmustern von Fischen.

Um als erstes die verschiedenen im Mittelmeer vorkommenden Fischarten zu unterscheiden und kennenlernen zu können, wurden Fischführungen angeboten. Außerdem wurden in der ersten Woche bereits intensiv Muscheln, Schnecken, Polychaeten und Fische gesammelt und gefangen, um in der zweiten Woche, in den entsprechenden Projektgruppen, ausreichend Material zur Bearbeitung zur Verfügung zu haben. Der zu jedem Thema notwendige theoretische Hintergrund wurde im Seminarraum von den jeweiligen Dozenten vermittelt. Außerdem wurden jeden Tag verschiedene Themen vergeben, die von kleinen Gruppen bearbeitet werden sollten, um am Ende ein Tagesprotokoll zu erhalten.

In der zweiten Woche begann dann die Bearbeitung der Projekte. Die sehr ufernahen Laboratorien konnten jederzeit von den verschiedenen Projektgruppen genutzt werden. Es gab zwei Trocken-Laboratorien, die mit Präzisionswaagen, Schwitzkästen, Trockenapparaten, Abzügen, Mikroskopen mit Bildaufnahmesystem und binokulare Lupen ausgestattete waren und ein Feucht-Laboratorium, dessen Ausrüstung aus unterschiedlich großen Aquarien und Labortischen bestand. Eine kontinuierliche Versorgung mit Meerwasser war ebenfalls gewährleistet. Somit war die Voraussetzung für die Bearbeitung verschiedenen Themen für die Projektgruppen erfüllt.

Die Ergebnisse der Projektgruppen wurden am letzten Tag in einem Gruppenreferat den anderen Studenten vorgestellt

STARESO bietet Ausgangspunkt und Infrastruktur für eine Vielzahl wissenschaftlicher Untersuchungen, wie Bestandsaufnahmen der Flora und Fauna, Fischzählungen, Qualitätsanalysen von *Posidonia oceanica* und des Wassers, Bathymetrie und der Analyse der Makrofauna-Diversität.

Langjährige Analysen geben außerdem Aufschluss über die klimatischen, physikalischen, chemischen und biologischen Daten der Bucht von Calvi und zeigen, dass sie schon auf den beobachteten klimatischen Wechsel der vergangenen drei Jahrzehnte reagiert hat.

Um darauf mit den entsprechenden Maßnahmen Einfluss nehmen zu können, sind weitere meeresbiologische Arbeiten notwendig, um ein noch größeres Verständnis für die verschiedenen Zusammenhänge zu bekommen. Somit ist und bleibt STARESO ein großer Anziehungspunkt für internationale Forscherteams, sowie Schüler und Studenten aus aller Welt.

Bestandsaufnahme der Makroalgen in der Bucht von Stareso

Lisa Brase, Luisa Federwisch und Barbara Saltuari

Einleitung

Makroalgen sind mehrzellige Algen mit einem zwei- oder dreidimensional aufgebauten Thallus. Als autotrophe Primärproduzenten stellen sie eine wichtige Nahrungsgrundlage für zahlreiche Tiere im Meer dar. Die durch Algenbestände, wie z.B. *Cystoseira sp.*, gebildeten Sekundärstrukturen schaffen ein diverses Habitat und sind durch eine typische Begleitfauna gekennzeichnet. Verschiedene Fischarten nutzen Makroalgenbestände außerdem als Kinderstube für ihren Nachwuchs. Makroalgen sind somit ein wichtiger Bestandteil des marinen Lebensraumes und bedeutend für das Vorkommen vieler anderer Arten.

Sie kommen in der Regel auf Hartsubstraten im Litoral vor und sind selten auf Weichböden zu finden. Viele Makroalgen sind mehrjährige Organismen. Komplex gebaute Arten zeigen Ähnlichkeiten zur Grundmorphologie der Gefäßpflanzen. Rhizoide, die als Haftscheiben oder Haftkrallen ausgebildet sein können, dienen allein der Verankerung am Substrat. Die Cauloide sind stammähnliche Strukturen, die die blattähnlichen Phylloide über das Substrat erheben. Die Phylloide dienen der Photosynthese.

Je nach Wassertiefe, in der eine Algenart vorkommt, gibt es entsprechende Anpassungen, z.B. im Bau oder in der Pigmentausstattung. Kurz unter der Wasseroberfläche ist eine ausreichende Sonneneinstrahlung sichergestellt, jedoch ist mechanische Zerstörung durch Wellen das Hauptproblem der in dieser Zone wachsenden Arten. Die Rotalge *Corallina officinalis* z.B. schützt sich davor durch Kalkeinlagerungen. Arten, die in größeren Tiefen leben, wie die Grünalge *Halimeda tuna*, müssen hingegen an die geringere Sonneneinstrahlung angepasst sein.

Algen gewinnen auch zunehmend an wirtschaftlicher Bedeutung. In der Aquakultur stellen sie mittlerweile mengenmäßig die bedeutendste Organismengruppe dar. Sie werden ganz unterschiedlich eingesetzt, z.B. in der Kosmetikindustrie als Bestandteil von Hautcremes, als Pulver zum Einnehmen bei Magen-Darm Beschwerden, aber auch im Bier sind Bestandteile von Algen enthalten. In Japan und China sind Algen ein grundlegendes Nahrungsmittel. Sie enthalten Kohlenhydrate und Proteine, sowie Mineralstoffe und Vitamine. Anhand der akzessorischen Pigmente und der von ihnen jeweils absorbierten Wellenlängen des Lichts werden Algen in die drei Großgruppen Grünalgen (Chlorophyta), Braunalgen (Phaeophyta) und Rotalgen (Rhodophyta) unterteilt.

Chlorophyta

Als Chlorophyta oder auch „Grünalgen“ bezeichnet man alle Vertreter der Chloroplastida, die keine Landpflanzen sind. Sie können ein- oder mehrzellig sein und kommen vor allem in seichten, von Licht durchströmten Küstengebieten vor. Im marinen Lebensraum findet man sowohl planktische als auch benthische, aber überwiegend komplex gebaute Formen. Die einfachsten Grünalgen gehören zur Ordnung Ulvales, während siphonale Grünalgen der Ordnung Bryopsidales eine höhere morphologische Komplexität aufweisen. Die Chlorophyta enthalten die photosynthetischen bzw. akzessorischen Pigmente Chlorophyll a & b, α - & β -Karotin und diverse Xanthophylle, aber kein Fucoxanthin.

Phaeophyta

Phaeophyta, die „Braunalgen“, bezeichnen eine Gruppe mehrzelliger Algen, die eine dunkle bis hellbraune Färbung aufweisen, evtl. sogar grünlich sein können. Morphologisch sind sie die am weitesten entwickelte Algengruppe. Am einfachsten gebaut sind die Vertreter der Ordnung Ectocarpales mit einem Thallus aus verzweigten Fäden. Die höher entwickelten Fucales besitzen echte, dreidimensionale Gewebe (Parenchym). Man findet Braunalgen bis in etwa 35 m Tiefe. Die größte Vielfalt an Braunalgen tritt in den gemäßigten und kalten Breiten des Ozeans auf. Ihre photosynthetischen und akzessorischen Pigmente sind Chlorophyll a & c, β -Karotin, Fucoxanthin, Diadinoxanthin und Diatoxanthin.

Rhodophyta

Rhodophyta oder „Rotalgen“ nennt man meist mehrzellige, rot gefärbte Algen mit fast ausnahmslos einem Kern pro Zelle. Sie sind der einzige Stamm eukaryotischer Algen, bei denen nur fädige und plektenchymatische Thalli auftreten. Sie kommen ausschließlich benthisch vor. Aufgrund ihres breit gefächerten Pigmentspektrums sind sie in der Lage in unterschiedlichen Wasserschichten zu leben. Meist findet man sie in einer Tiefe zwischen 30-60 m als dominierende Art, sie können aber bis zu einer Tiefe von ca. 300 m vorkommen. Als photosynthetische und akzessorische Pigmente enthalten sie Chlorophyll a, α - & β -Karotine, Zeaxanthin, Lutein, Phycoerythrin und teilweise Phycocyanin. Eine Besonderheit dieser Gruppe sind Kalkeinlagerungen.

Material und Methoden

Die Bestandsaufnahme der Makroalgen in der Bucht von Stareso wurde an drei Tagen Ende August 2010 durchgeführt. Dafür wurden möglichst große, intakte Stücke der Algen schnorchelnd vom felsigen Untergrund gesammelt und entsprechend ihres Fundortes sortiert. Es wurden die drei Tiefenstufen 0-1 m, 1-3 m und 3-5 m, sowie Licht- und Schattenstandorte unterschieden. Das gesammelte Material wurde in Schalen mit Seewasser gelagert und mit Hilfe von Bestimmungsliteratur identifiziert (u.a. Riedl 1983, Braune 2008). Die genaue taxonomische Einordnung erfolgte mit Hilfe von AlgaeBase (Guiry & Guiry 2010).

Ergebnisse

Es wurden 37 verschiedene Arten von Makroalgen in der Bucht von Stareso bestimmt (Tab. 1). Die meisten Arten (achtzehn) gehörten zu den Rotalgen, von denen die Familie der Corallinaceae am stärksten vertreten war. Von den Grünalgen wurden zehn Arten identifiziert. Die meisten von ihnen gehörten zur Ordnung Bryopsidales, aber zu fünf verschiedenen Familien. Von den Braunalgen wurden neun Arten gefunden, wobei die meisten Vertreter zur Familie der Dictyotaceae gehörten.

Tab 1: Auflistung der gefundenen Makroalgenarten und ihrer Standorte. (L = Licht, S = Schatten, X = unbekannt ob Licht oder Schatten; Syn. = Synonym)

Klasse - Ordnung - Familie	Art	Fundort			Anmerkungen
		0-1m	1-3m	3-5m	
Chlorophyta (Grünalgen)					
Bryopsidales					
Bryopsidaceae	<i>Bryopsis plumosa</i>			S	
Caulerpaceae	<i>Caulerpa prolifera</i>	L	S		selten in 1-3m S
Codiaceae	<i>Codium bursa</i>		L	X	Tiefenalge; hohl
	<i>Codium coralloides</i>			S	
Halimedaceae	<i>Halimeda tuna</i>			S	Tiefenalge
Udoteaceae	<i>Udotea petiolata</i>	L	S		
Cladophorales					
Anadyomenaceae	<i>Anadyomene stellata</i>		L	L	
Cladophoraceae	<i>Cladophora prolifera</i>		S		
Siphonocladales					
Valoniaceae	<i>Valonia utricularis</i>		X		
Ulvales					
Ulvaceae	<i>Enteromorpha sp.</i>		X		Syn. <i>Ulva sp.</i>
Phaeophyta (Braunalgen)					
Dictyotales					
Dictyotaceae	<i>Dictyota dichotoma</i>	L		L	häufig in 3-5m L
	<i>Dictyota linearis</i>			L	
	<i>Dictyopteris polypodioides</i>	S			Syn. <i>Dictyopteris membranacea</i>
	<i>Padina pavonica</i>	L	S		
Ectocarpales					
Chordariaceae	<i>Elachista fucicola</i>	L			
Fucales					
Sargassaceae	<i>Cystoseira sp.</i>	X	X		Lebensraum für Kleintiere; zeigt Wasserqualität
Scytosiphonales					
Scytosiphonaceae	<i>Colpomenia sinuosa</i>	L			
Sphacelariales					
Stypocaulaceae	<i>Halopteris filicina</i>		L		
	<i>Stypocaulon scoparium</i>	L	L/S	L	Lebensraum für Kleintiere; Syn. <i>Halopteris scoparia</i> ; häufig in 1-3m S und 3-5m L
Rhodophyta (Rotalgen)					
Bonnemaisoniales					
Bonnemaisoniaceae	<i>Asparagopsis taxiformis</i>		S		
	<i>Falkenbergia rufolanosa</i>		S	L	epiphytisch; häufig in 1-3m S

Ceramiales					
Rhodomelaceae	<i>Laurencia obtusa</i>		X	L	
Wrangeliaceae	<i>Wrangelia penicillata</i>				
Corallinales					
Corallinaceae	<i>Amphiroa cryptarthrodia</i>		X		
	<i>Amphiroa fragilissima</i>		S		
	<i>Amphiroa rigida</i>		S		
	<i>Corallina mediterranea</i>	S			dichte Polster; kalkig; häufig
	<i>Corallina officinalis</i>	X			Wasserober- fläche; dichte Polster; kalkig
	<i>Corallina vancouveriensis</i>		S		
	<i>Jania rubens</i>	L	S		häufig in 1-3m S
	<i>Pseudolithophyllum expansum</i>		S		
Hapalidiaceae	<i>Mesophyllum lichenoides</i>				
Gigartinales					
Gigartinaceae	<i>Gigartina acicularis</i>				
Phylloporaceae	<i>Phyllophora pseudoceranooides</i>	S			
Peyssonneliales					
Peyssonneliaceae	<i>Peyssonnelia squamaria</i>		S	S	häufig in Tiefe; selten in 1-3m S
Rhodymeniales					
Rhodymeniaceae	<i>Botryocladia pseudodichotoma</i>		S		
	<i>Rhodymenia ardissoni</i>		S		selten

Diskussion

Es wurden deutlich mehr Algenarten bestimmt als in den Jahren zuvor. Dies muss aber keineswegs heißen, dass die Artenvielfalt der Makroalgen in der Bucht von Stareso in den letzten Jahren zugenommen hat. Es ist wahrscheinlicher, dass die Beprobung und Bestimmung der Algen in diesem Jahr erfolgreicher durchgeführt wurde als zuvor.

Einige Arten, die schon in den Jahren zuvor mehrmals gesammelt worden waren, wurden auch 2010 wiedergefunden, z.B. *Codium bursa*, *Padina pavonica* oder *Amphiroa rigida*. Andere Arten, wie *Flabellia petiolata* (2008) und *Fucus virsoides* (2006), wurden in diesem Jahr nicht gesammelt bzw. nicht bestimmt. Insgesamt fünfzehn Arten sind 2010 zum ersten Mal bestimmt worden, darunter *Bryopsis plumosa*, *Elachista fucicola* und *Rhodymenia ardissoni*.

In allen Tiefen, sowie im Licht als auch im Schatten, wurden Vertreter aus allen drei Großgruppen der Algen gefunden. Aus unserer Bestandsaufnahme lässt sich dabei kein Verteilungsmuster der einzelnen Gruppen erkennen. Allerdings fällt auf, dass die Rhodophyta überwiegend an schattigen Standorten gesammelt wurden. Diese Beobachtung könnte ihre Anpassung an schwächere Lichtverhältnisse widerspiegeln, wodurch die Rotalgen an Schattenstandorten allgemein erfolgreicher sind als Grün- oder Braunalgen.

Die Vertreter der Corallinaceae, deren Thallus durch Kalkeinlagerungen verfestigt ist, wurden nur bis in 3 m Tiefe gefunden. Das könnte darauf hindeuten, dass diese Anpassung an den mechanischen Stress durch Wellen die Corallinaceae zwar im flachen Wasser sehr erfolgreich macht, sie aber in größeren Tiefen dem Konkurrenzdruck durch andere Arten erliegen.

Entgegen der Erwartung wurden die meisten Chlorophyta in tieferen Wasserschichten (1-3 m und 3-5 m) gefunden. Aufgrund ihrer Pigmentausrüstung sollten sie gerade in den obersten Wasserschichten vorkommen. Bis in 1 m Tiefe wurden aber vor allem Braunalgen gesammelt. Die Dictyotaceae sind ebenfalls an die Belastung durch Wellen angepasst, allerdings durch einen sehr flexibel gebauten Thallus, der den Bewegungen nachgeben kann.

Insgesamt ist die Artenliste (Tab. 1) keinesfalls als vollständig zu betrachten, sondern kann nur einen ersten groben Überblick über typische vorkommende Arten in der Bucht von Stareso geben.

Referenzen

Braune, W. (2008) Meeresalgen: Ein Farbbildführer zu verbreiteten Grün-, Braun- und Rotalgen der Weltmeere. Gantner-Verlag, Ruggell.

Guiry, M.D. & Guiry, G.M. (2010) AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <http://www.algaebase.org>; accessed on 20 October 2010.

Riedl, R. (1983) Fauna und Flora des Mittelmeeres: Ein systematischer Meeresführer für Biologen und Naturfreunde, 3. Auflage. Verlag Paul Parey, Hamburg und Berlin.

Sommer, U. (2005) Biologische Meereskunde, 2. Auflage. Springer-Verlag, Berlin. S. 234-237.

Die Makrofauna des Blockfelds

Karin Meyer, Viktoria Haller, Gregor Degasperi



Einleitung

Im Rahmen des zweiwöchigen marinbiologischen Praktikums in Calvi, Korsika, wurden an einem Vormittag bzw. Nachmittag Beprobungen im Hafenbecken der „Station de Recherches Sous-Marine et Oceanographique“, kurz STARESO, bezüglich der Flora und Fauna des „Blockfelds“ durchgeführt. Die Bezeichnung Blockfeld wird für die dort vorherrschende Bodenbeschaffenheit verwendet. Korsika lässt sich im Allgemeinen in zwei große geologische Bereiche einteilen. Einen Bereich im Westen, zu dem auch Calvi zählt, der vorwiegend aus variszischen Graniten besteht und den östlichen Teil der Insel, bestehend aus gefaltetem Schiefer. Die Küstenregion um Calvi ist eine für das Mittelmeer charakteristische Felsenküste - der Lebensraum, der auch im Hafenbecken von STARESO zu finden ist. Das Blockfeld setzt sich aus Granitblöcken von unterschiedlichster Größe und Körnung zusammen, die als ein sehr hartes, massives und langsam abbaubares Substrat für die jeweiligen marinen Organismen dienen. Die Gesteinsblöcke weisen im Vergleich zu anderen Substraten (wie beispielsweise Schiefergestein) eher wenig Risse und Spalten auf, was es der allgemeinen Endofauna erschwert sich dort anzusiedeln. Neben der eher spärlichen Endofauna findet man auch in der beprobten Gegend wenig filtrierende Organismen vor aufgrund des sehr klaren Wassers. Ebenso sind deren typische Fressfeinde kaum vertreten.

Die Besiedelung der Gesteinsblöcke vor Ort hängt von unterschiedlichen Faktoren ab. Zum einen sind Größe und Tiefenlage des Steins entscheidend und zum anderen dessen Wendehäufigkeit in Abhängigkeit von der Strömungsgeschwindigkeit. Das Hafenbecken von STARESO ist generell wenig exponiert, was man daran erkennen kann, dass ein hoher Algenbewuchs auch auf weniger großen Felsblöcken zu finden ist. Auf der

Oberseite der Gesteinsblöcke ist vor allem ein reges Wachstum unterschiedlichster Algenarten zu verzeichnen. Dies ist zurückzuführen auf den geringen Wellengang und die hohe Lichtintensität bedingt durch die Klarheit des Wassers. Auf der Unterseite kommen durch das Wenden der Gesteine sessile (Bryozoa, Echinodermata, Porifera) sowie andere Organismen aller taxonomischen Gruppen (Mollusca, Amphipoda, Crustacea, Nemertini, Plathelminthes, Annelida, etc.) zum Vorschein. Die Artendiversität im Bereich des Mesobenthos ist bereits in dem kleinen untersuchten Gebiet sehr hoch, was auf eine gute Wasserqualität schließen lässt.

Material und Methoden

Für den Lebensraum Blockfeld wurde die Bucht bei der Station „Stareso“ gewählt. Bei der Probenentnahme wurden Organismen mittels Handfang und Netzen bzw. Plastiktüten, auf und unter den Steinen in bis zu 6m Tiefe, gesammelt. Die Aufbewahrung erfolgte in Wannen, welche mit Meerwasser gefüllt waren.

Für die Auswertung wurden bei Bedarf Binokulare und Lupen verwendet und als Bestimmungsliteratur diente das Buch „Fauna und Flora des Mittelmeers“ von Riedl et al. (1983). Nach dem Bestimmen der Proben wurden die Tiere wieder ins Meer zurückgebracht.

Ergebnisse/ Artenliste

STAMM	KLASSE/ ORDNUNG	FAMILIE	GATTUNG/ART
Cnidaria	Anthozoa	Actiniidae	<i>Actinia equinea</i>
		Andresiidae	<i>Anemonia sulcata</i>
Mollusca	Gastropoda	Patellidae	<i>Patella rustica</i>
			<i>Patella candei</i>
			<i>Patella caerulea</i>
		Naticidae	<i>Naticarius punctatus</i>
		Trochidae	<i>Gibbula rarilineata</i>
			<i>Gibbula divaricata</i>
			<i>Gibbula richardi</i>
	<i>Gibbula umbilicalis</i>		
		<i>Monodonta turbinata</i>	
		Cerithiidae	<i>Cerithium vulgatum</i>

			<i>Bittium scabrum</i>
		Muricidae	<i>Trunculariopsis trunculus</i>
			<i>Thais haemastoma</i>
		Haliotidae	<i>Haliotis lamellosa</i>
		Buccinidae	<i>Cantharus dorbignyi</i>
			<i>Pisania striata</i>
		Pyrenidae	<i>Columbella rustica</i>
	Bivalvia	Arcidae	<i>Barbatia barbata</i>
			<i>Arca noae</i>
		Cardioidea	<i>Cerastoderma edule</i>
		Mytilina	<i>Mytilus galloprovincialis edulis</i>
	Ostreoida	Ostreoida	<i>Crassostrea gigas</i>
	Polyplacophora	Chitonidae	<i>Chiton olivaceus</i>
	Cephalopoda	Octopodidae	<i>Octopus sp.</i>
Echinodermata	Ophiuroidea	Ophiomyxidae	<i>Ophiomyxa pentagona</i>
		Ophiodermatidae	<i>Ophioderma longicaudum</i>
	Holothurioidea	Holothuriidae	<i>Holothuria impatiens</i>
			<i>Holothuria tubulosa</i>
	Echinoidea	Arbaciidae	<i>Arbacia lixula</i>
		Echinidae	<i>Paracentrotus lividus</i>
			<i>Echinus micro</i>
	Asteroidea	Asterinidae	<i>Echinaster spinulosa</i>
		Echinasteridae	<i>Echinaster sepositus</i>
Arthropoda	Crustacea	Porcellanidae	<i>Pisidia longicornis</i>
		Xanthidae	<i>Xantho poressa</i>
		Palaemonidae	<i>Palaemon elegans</i>
Annelida	Polychaeta	Polycirrinae	<i>Polycirrus aurantiacus</i>
			<i>Platynereis dumerilii</i>
Nemertini	Heteronemertini	Lineidae	<i>Lineus geniculatus</i>
Echiura		Echiurinea	<i>Bonellia viridis</i>

Diskussion

Dieses Jahr wurde 42 Arten an Invertebraten an 3 Halbtagen in der Bucht von Stareso gesammelt und bestimmt. 17 Arten, das sind 38,1% stammen allein aus der Gruppe der Gastropoda. Dass die Mollusken insgesamt den größten Teil des Artenspektrums im Blockfeld ausmachen (59,5%) entspricht auch den Ergebnissen der Exkursionen 2006 (44,1%) und 2008 (35,7%). An zweiter Stelle folgen die Echinodermen die mit 9 Arten vertreten sind und somit 19% des Artenspektrums 2010 ausmachen. Die Dominanz dieser beiden Stämme, in den von uns erhobenen Daten, zeigt zweifelsfrei ihren hohen Artenreichtum, ist aber sicher auch darauf zurückzuführen, dass die Arten dieser Taxa nur wenig mobil sind, leichter gesammelt werden können und makroskopisch bestimmbar sind. Dies zeigt sich etwa auch in den recht beträchtlichen Unterschieden in den Artenzahlen der Crustaceen, die doch wesentlich schwieriger zu fangen sind. **2010**: 3spp. = 7,1%; **2008**: 10spp. = 23,8%; **2006**: 6spp. = 17,6%. Somit müssen die doch bekanntlich sehr artenreichen Krebse generell, und vor allem dieses Jahr sicher als unterrepräsentiert angesehen werden. Nur wenige Arten sind jedes Exkursionsjahr in der Liste (2002-2010) *Haliotis lamellosa* und *Arbacia lixula* scheinen in allen Protokollen auf, doch selbst sehr häufige Arten wie *Monodonta turbinata* oder *Thais haemastoma* fehlen in bestimmten Jahren. Aus diesen Daten kann allerdings nur sehr begrenzt auf die sich mit den Jahren ändernde Abundanz verschiedener Arten geschlossen werden, da einerseits maximal an 3 Halbtagen gesammelt und bestimmt wurde und andererseits auch vieles von den Fähigkeiten der Sammler abhängt.

Tagesprotokoll Coralligène

Loferer Nadja, Pliger Katrin, Weigl Benjamin

Einleitung

Das Coralligène ist ein Sammelbegriff für eine sehr komplexe biogene Struktur, die durch den fort dauernden Aufbau von einander überlagernden Kalkschichten entsteht. Unter Coralligène versteht man einen sekundären, biogenen Hartboden, deren Hauptbilder kalkhaltige Rotalgen sind. Die Thalli der Rotalgen werden von anderen Organismen besiedelt, oft so stark, dass für die Alge keine Photosynthese mehr möglich ist und sie abstirbt. Das Kalkskelett bleibt aber erhalten und trägt so zum Aufbau der Struktur bei. Durch bohrende Tiere wie der Meerdattel (*Lithophaga lithophaga*) oder Bohrschwämmen der Gattung *Cliona* wird das Coralligène wieder abgebaut. Meistens befinden sich das Coralligène im Gleichgewicht zwischen Auf- und Abbau.

Generell zu unterscheiden sind zwei Arten des Coralligènes, das Felscoralligène, welches beschattete Felsen als Fundament hat, und das Plattformcoralligène, das sich, je nach Lichteinstrahlung und Wassertrübe, in 20 bis 80m Tiefe auf mobilem Untergrund (Sediment aus Kies, Schill, Skelett- und Schalenfragmenten) ausbildet.

Das von uns untersuchte Plattformcoralligène bestand hauptsächlich aus Kalkabsonderungen kalkreicher Rotalgen (Corallinaceae) und tierischer Organismen wie Schwämmen, Seescheiden, Nesseltieren, Moostierchen, Kalkröhrenwürmern und Ringelwürmern aber auch aus anderen kalkablagernden Organismen wie Muscheln und Schnecken.

Das sich sukzessiv bildende Hartsustrat bietet durch den komplexen und zerklüfteten Aufbau verschiedene Schichten, die als Lebensraum für eine Vielzahl auch nicht calcifizierender Organismen dienen. So leben in den Nischen und Ritzen der tieferen älteren Schichten Plattwürmer, Ringelwürmer und Stachelhäuter wohingegen die jüngeren oberen Schichten hauptsächlich aus noch lebenden Kalkrotalgen und aktiven Filtrieren wie Seescheiden und Schwämmen gebildet werden.

Material und Methoden

Da das Plattencoralligène um die Forschungsstation STARESO erst ab einer Tiefe von ca. 30 Metern auftritt, benötigt man spezielles Werkzeug – eine Dredge - um es zu beproben.

Diese besteht aus einem Metallgerüst mit Zähnen, die Teile des Hartbodens inklusive Bewuchs abtragen und einem daran befestigten Schleppnetz, welches das Probenmaterial auffängt.

Die Dredge wiederum ist befestigt an einem langen Seil, mithilfe dessen sie auf den Meeresboden abgesenkt und anschließend bei langsamer Bootsgeschwindigkeit für 10 bzw. 15 Minuten über das Coralligène gezogen wurde - zweimal in einer Tiefe von 40-50 m, ein weiteres Mal in 54 m Tiefe.

Bei der letzten Ausfahrt mit der Dredge wurde ein neu angebrachtes Unternetz mit geringerer Maschenweite benutzt, da das vorherige durch ein Loch beschädigt war. Dadurch war die Ausbeute beim dritten Beprobieren deutlich üppiger als die beiden ersten Male.

Das gesammelte Material wurde in eine Plastikwanne gegeben, später händisch aussortiert und schließlich bestimmt.

Dies geschah größtenteils mit bloßem Auge und der Hilfe von Bestimmungsliteratur, es wurde aber auch mit Lupen und Binokularen gearbeitet.



Abb.: Dredge 1: Maschenweite oben: 40mm, Maschenweite unten: 10mm, Breite der Öffnung: 60cm; 2x verwendet für 10min in 40-50m Tiefe



Abb.: Dredge 2 mit neuem „Unternetz“: Maschenweite: oben 40mm, unten 5mm; Breite der Öffnung: 60cm; 1x verwendet für Molluskengruppe für 15min in ca. 54m Tiefe

Ergebnisse

Für die Arbeitsgruppen der ersten Projektwoche wurde das Coralligène einmal mit der Dredge 1 beprobt. Da alle Gruppen nur diese eine Probe untersuchten, fiel unsere Artenliste dementsprechend kurz aus.

Das Coralligène wurde jedoch in der zweiten Projektwoche für die Mollusken Gruppe mit der Dredge 2 ein zweites Mal beprobt. Um ein vollständigeres Bild des Lebensraums Coralligène bieten zu können, haben wir die Artenliste mit den Daten der Mollusken Gruppe erweitert.

Stamm	Klasse	Familie	Art	Erstbestimmer	
Algae	Rhodophyta	Corallinaceae	<i>Lithothamnion sp.</i>		
		Peysonneliaceae	<i>Peyssonnelia squamaria</i>	Decaisne, 1841	
Annelida	Polychaeta	Sabellidae	<i>Sabella pavonina</i>	Savigny, 1822	
		Filograninae	<i>Protula tubularia</i>	(Montagu, 1803)	
		Sabellidae	<i>Bispira volutaconis</i>		
		Syllidae	<i>Autolytus prolifer</i>	(Müller, 1788)	
		Polynoidae	<i>Lepidonotus clava</i>	(Montagu, 1808)	
Arthropoda	Crustacea	Diogenidae	<i>Paguristes eremita</i>	Linnaeus, 1767	
		Maiidae	<i>Eurynome aspera</i>	(Pennant)	
		Processidae	<i>Processa edulis</i>	(Risso, 1816)	
Chordata	Asciacea	Cionidae	<i>Halocynthia papillosa</i>	Linnaeus, 1767	
		Pyridae	<i>Microcosmus sp.</i>		
Echinodermata	Ophiurida	Amphiuridae	<i>Amphipholis squamata</i>	(Delle Chiaje, 1829)	
			<i>Amphiura chiajci</i>	Forbes	
		Ophiotrichidae	<i>Ophiothrix quinquemaculata</i>	Delle Chiaje, 1829	
Mollusca	Bivalvia	Arcidae	<i>Arca noae</i>	Linnaeus, 1758	
			<i>Barbatia barbata</i>	(Linnaeus, 1758)	
		Astartidae	<i>Astarte sulcata</i>	(da Costa, 1778)	
		Cardiidae	<i>Acanthocardia aculeata</i>	(Linnaeus, 1758)	
			<i>Acanthocardia echinata</i>	(Linnaeus, 1758)	
			<i>Laevicardium crassum</i>	(Gmelin, 1791)	
			<i>Parvicardium exiguum</i>	(Gmelin, 1791)	
		Corbulidae	<i>Corbula gibba</i>	(Olivi, 1792)	
		Donacidae	<i>Donax trunculus</i>	Linnaeus, 1758	
		Glycymerididae	<i>Glycymeris sp.</i>		
		Limidae	<i>Lima lima</i>	(Linnaeus, 1758)	
		Lucinidae	<i>Myrtea spinifera</i>	(Montagu, 1803)	
		Mactridae	<i>Mactra stultorum</i>	(Linnaeus, 1758)	
		Mytilidae	<i>Modiolus barbatus</i>	(Linnaeus, 1758)	
			<i>Musculus costulatus</i>	(Risso, 1826)	
			<i>Musculus discors</i>	Linnaeus, 1767	
		Noetiidae	<i>Striarca lactea</i>	(Linnaeus, 1758)	
		Pectinidae	<i>Chlamys bruei</i>	(Payraudeau, 1826)	
			<i>Chlamys flexuosa</i>	(Poli, 1795)	
			<i>Chlamys hyalina</i>	(Poli, 1795)	
			<i>Chlamys varia</i>	(Linnaeus, 1758)	
			<i>Pecten maximus</i>	(Linnaeus, 1758)	
		Psammobiidae	<i>Gari costulata</i>	(Turton, 1822)	
			<i>Gari depressa</i>	(Pennant, 1777)	
		Veneridae	<i>Clausinella brongniartii</i>	(Payraudeau, 1826)	
			<i>Clausinella fasciata</i>	(da Costa, 1778)	
			<i>Mercenaria mercenaria</i>	(Linnaeus, 1758)	
			<i>Venus casina</i>	Linnaeus, 1758	
			<i>Venus verrucosa</i>	Linnaeus, 1758	
		Gastropoda	Aporrhaidae	<i>Aporrhais pespelecani</i>	(Linnaeus, 1758)
			Arminidae	<i>Armina maculata</i>	Rafinesque, 1814
			Atyidae	<i>Haminoea orbignyana</i>	(Férussac, 1822)
			Buccinidae	<i>Buccinulum corneum</i>	(Linnaeus, 1758)
	Bullidae		<i>Bulla striata</i>	Bruguière, 1792	
	Calyptraeidae		<i>Calyptraea chinensis</i>	(Linnaeus, 1758)	
	Capulidae		<i>Capulus ungaricus</i>	(Linnaeus, 1758)	
	Cerithiidae		<i>Bittium reticulatum</i>	(da Costa, 1778)	
			<i>Cerithium alucaster</i>	(Brocchi, 1814)	
			<i>Cerithium vulgatum</i>	(Bruguière, 1792)	
	Costellariidae		<i>Vexillum littoralis</i>	(Forbes, 1843)	
	Eratoidae		<i>Erato voluta</i>	(Montagu, 1803)	
	Fascioliariidae		<i>Fusinus labronicus</i>	(Monterosato, 1884)	
	Fissurellidae		<i>Diodora gibberula</i>	(Lamarck, 1822)	
	Naticidae		<i>Naticarius dillwyni</i>	(Payraudeau, 1826)	
			<i>Payraudeautia intricata</i>	(Donovan, 1804)	
	Triviidae		<i>Trivia multilirata</i>	(Sowerby, 1870)	
	Trochidae		<i>Calliostoma comulum</i>	(Linnaeus, 1758)	
			<i>Calliostoma granulatum</i>	(Born, 1778)	
			<i>Calliostoma zizyphinum</i>	(Linnaeus, 1758)	
			<i>Jujubinus exasperatus</i>	(Pennant, 1777)	
	Turbinidae		<i>Astraea rugosa</i>	(Linnaeus, 1767)	
	Turritellidae		<i>Turritella monterosatoi</i>	Kobelt, 1887	
		<i>Turritella turbona</i>	Monterosato, 1877		
	Polyplacophora	Acanthochitonidae	<i>Acanthochitona communis</i>	(Risso, 1826)	
			<i>Acanthochitona fascicularis</i>	(Linnaeus, 1767)	
		Chitonidae	<i>Chiton corallinus</i>	Risso, 1826	
	Nemertea	Nemertini	Amphiporidae	<i>Amphiporus lactifloreus</i>	(Johnston, 1827-28)
Haplonemertini		Drepanophoridae	<i>Drepanophorus spectabilis</i>	(Quatrefage, 1846)	

Literatur

Hofrichter, Robert, 2002, Das Mittelmeer, Spektrum Akademischer Verlag Heidelberg Berlin, Band I: Allgemeiner Teil, Seiten 356 – 372.

Riedl, Rupert, 1983, Fauna und Flora des Mittelmeeres, Verlag Paul Parey Hamburg Berlin, 3. Auflage, Seiten 595 – 601.

Fango-Delta

Seppi D., Wittwer C.

Einleitung:

Von der Quelle im Bergmassiv Paglia Orba bis hin zur Mündung in den Golf von Galèria erstreckt sich der südlich von Calvi liegende Fango- Fluss über 25 km (Abb.1). Im Rahmen des UNESCO Programs ist das Fango-Tal seit 1977 geschützt.



Abb.1: Lagepläne Fango

Als erstes schauen wir uns den Mündungsbereich des Fangos an. Der Fluss wird stark von Regen und Trockenheit beeinflusst, was dazu führt, dass der Wasserstand stark variiert. Diesen Einfluss kann man gut im Mündungsbereich beobachten. Ist der Wasserpegel hoch, wird ein Teil des Strandes durch den Fluss überschwemmt; ist er dagegen niedrig, ist der Fluss nur unterirdisch mit dem Meer verbunden. Während unserer Exkursion hatte der Fluss einen niedrigen Wasserstand (Abb.2).

Der Strand im Fango-Delta ist ein Hochenergiestrand mit einer stark exponierten Küste und einer dadurch resultierenden starken Brandungszone. Kennzeichnend sind der grobkörnige Sand und deren interstitielle Fauna.

Auf der Land-zugewandten Seite des Strandes herrscht ein ganz anderes Habitat. Geschützt vor starker Brandung und mit Nachschub an Süßwasser ist dies eher eine Brackwasserzone.

Nachdem wir uns mit dem Mündungsbereich des Fango befassen hatten, schauten wir uns den Flussverlauf etwas näher an. Kennzeichnend ist hier, dass der Flussverlauf immer wieder durch viele, kleine Pools unterbrochen wird (Abb.3).

Das Ziel dieses Exkursionstages ist es, die verschiedenen Facetten und damit verschiedenen Habitats des Fango zu zeigen, und zu verstehen, wie die verschiedenen Organismen an die einzelnen Habitats angepasst sind.



Abb.2: Fango-Delta

Materialen & Methoden

Beobachtung und Probenentnahme der marinen und limnischen Fauna erfolgte mit Hilfe der Schnorchelausrüstung, Käschern und Plastikgefäßen. In diesem Jahr widmete man sich auch der terrestrische Fauna, die mit Käschern gefangen wurden. Die gewöhnliche Fauna wurde nur beobachtet und nicht gefangen. Seltene marine und limnische Arten wurden gefangen und mitgenommen. Ebenso wurden die meisten terrestrischen Arten zur genauen Bestimmung mitgenommen.



Abb.3: Pool des Fangoflusses

Ergebnisse:

1. Arten im Fango-Delta:

terrestrische Arten:

Saltatoria :

- *Oedipoda caerulescens* (Blaufügelige Ödlandschrecke)
- *Sphingonotus caerulans* (Blaufügelige Sandschrecke)
- *Dociostaurus maroccanus* (Marokkanische Wanderheuschrecke)
- *Acrotylus insubricus*
- *Calliptamus siciliae* (Provence-Schönschrecke)
- *Anacridium aegypticum* (Ägyptische Wanderheuschrecke)

Mantodea

- *Empusa pennata* (Haubenfangschrecke)

Araneae:

- *Argiope bruennichi* (Wespenspinne)

Lepidoptera:

- *Charaxes jasio* (Erdbeerbaumfalter)



Anacridium aegypticum



Argiope bruennichi



Empusa pennata

marine Arten:

- *Gouania wildenowi* (Stumpfschnäuziger Schildbauch)
- *Mugilidae sp.* (Meeräsche)
- *Muraena helena* (Muräne)



2. Fango

limnisch:

- Blenniidae (Schleimfische)
- *Dugesia Sp.* (Plattwürmer)



Vergleich zu 2008:

Verglichen mit dem Exkursionsbericht von 2008 wurden am Hochenergiestrand weniger marine Arten beschrieben. Die Wetterlage und das aufgewühlte Meer haben die Sammlung und die Beobachtung im Wasser erschwert, weswegen die Suche auf die terrestrische Fauna ausgeweitet wurde. Aus diesem Grund wurden vermehrt terrestrische Tiere wie z.B. Araneae, Mantodea und Saltatoria gesammelt.

Die litorale Fischfauna der korsischen Westküste

Angela Dürr, Daniela Milke, Simon Winkler

Das in seiner heutigen Form vor ca. 5 Millionen Jahren entstandene europäische Mittelmeer ist mit einer Fläche von ca. 2,5 Mio. km² das größte von Landmassen völlig umschlossene Meer (Hofrichter 2002). Obwohl es nur 0,82% der gesamten weltweiten Ozeanoberfläche ausmacht, stellen die darin vorkommenden Arten 6,2 % der weltweiten marinen Biota dar.

Diese hohe Biodiversität lässt sich durch eine Vielzahl von drastischen klimatischen und hydrologischen Veränderungen sowie verschiedene Verbindungen zu anderen Meeren und Ozeanen erklären. So löste vor ca. 6 Mio. Jahren die Messinische Salinitätskrise, in deren Verlauf die Salinität des Mittelmeers aufgrund erhöhter Verdunstung und verringerten Zuflusses erheblich anstieg, dramatische faunistische Veränderungen aus. Die Mehrheit der Arten starb oder wanderte in den Atlantik aus. Erst als sich der Salzgehalt zu Beginn des Pliozäns wieder verringerte, kehrten die ausgewanderten Arten und mit ihnen weitere atlantische Arten in das Mittelmeer zurück (Patarnello et al. 2007). Zusätzlich wanderten subtropische und boreale Arten aufgrund stetig wechselnder Kalt- und Warmwasserperioden in das Mittelmeer ein und erweiterten das Artenspektrum. (Bianchi und Morri 2000).

Gegenwärtig umfasst die Artenliste des Mittelmeers rund 8500 Spezies makroskopischer Organismen, (Patarnello et al. 2007). darunter auch 713 verschiedene Fischarten (Fishbase 2010). Diese sind größtenteils atlantischen Ursprungs und stammen nur zu geringem Anteil aus tropischen Gebieten (Domingues 2008). Die Artzusammensetzung einzelner Regionen wird dabei von den dort gegebenen abiotischen ökologischen Faktoren wie geologische Beschaffenheit der Küstenlinie, Meeresströmungen und Wassertemperatur bestimmt.

Die Umgebung der marinbiologischen Station STARESO (Station de Recherches Sous-Marine et Océanographique) auf Korsika wies einen, aus geomorphologischer Sicht, sehr abwechslungsreichen Meeresboden auf, der sowohl Sandböden und Seegraswiesen als auch feine und grobe Abschnitte aus felsigem Granit umfasste. Diese hohe Zahl an unterschiedlichen Lebensräumen begünstigt die Ausbildung einer mannigfaltigen Fischfauna. Im Zuge der marinbiologischen Exkursion der Universitäten



Lage der Station Stareso auf Korsika

Kiel und Innsbruck wurde diese untersucht, dokumentiert und die Ergebnisse in einer Artenliste zusammengefasst.

Material und Methoden:



Fischfang mit Handnetzen

Um den Einstieg in die Materie zu erleichtern, wurden die zu erwartenden Arten in einer Einführungsvorlesung kurz vorgestellt. Direkt im Anschluss fanden über einen halben Tag erstreckt Schnorchelexkursionen in Kleingruppen, bestehend aus je zwei Studenten und einem Dozenten, statt. Die dabei gesichteten Arten wurden vor Ort benannt und von nahem betrachtet um sich die Morphologie einzuprägen. Einzelne Arten, die entweder durch einfache Beobachtung im Freiwasser schwer zu bestimmen oder leicht mit anderen

verwechselt werden konnten, wurden mittels Handnetzen (1cm Maschenweite) gefangen und in Meerwasserbehälter überführt. Dadurch wurden eine eingehende Betrachtung und eine möglichst genaue Bestimmung ermöglicht. Für die Bestimmung fand neben bebilderten Fischführern (Bergbauer und Humberg 1999; Debelius 1998) auch wissenschaftliche Spezialliteratur (Riedl 1983) Verwendung. Anschließend wurden die Tiere wieder ins Meer zurückgesetzt oder für folgende Mageninhaltsanalysen eingefroren. Alle gesichteten Arten wurden dokumentiert und systematisch eingeordnet. Da unterhalb von 15 m vorkommende Arten durch Schnorcheln nicht erfasst werden konnten, ist die erhaltene Artliste auf Arten des Eu- und Sublitorals beschränkt.

Ergebnisse:

In den unterschiedlichen Gruppen wurden durchschnittlich etwas über zwanzig Arten gesehen. Nicht jede Gruppe bekam alle Arten zu Gesicht, so dass insgesamt 31 Arten beobachtet werden konnten, die aus elf Familien stammen. Ihre systematische Einordnung ist im Folgenden kurz angerissen:

Elopocephalia

Elopomorpha

Anguilliformes Aalartige

Muränen Muraenidae

Mittelmeermuräne *Muraena helena*

Clupeocephalia

Acanthomorpha

...

Stachelflosser Acanthopterygii

Mugilomorpha

Mugiliformes Meeräschenartige

Meeräschen Mugilidae

Goldmeeräsche *Liza aurata*

Kastenmaul-Meeräsche *Oedalechilus labeo*

Atherinomorpha

Atheriniformes Ährenfischartige

Ährenfische Atherinidae

Kleiner Ährenfisch *Atherina boyeri*

Großer Ährenfisch *Atherina hepsetus*

Percomorpha

Perciformes Barschartige

Echte Barsche Percoidei

Sägebarsche Serranidae

Brauner Zackenbarsch *Epinephelus marginatus*

Sägebarsch *Serranus cabrilla*

Schriftbarsch *Serranus scriba*

Kardinalbarsche Apogonidae

Meerbarbenkönig *Apogon imberbis*

Brassen Sparidae

Gelbstrieme *Boops boops*

Zahnbrasse *Dentex dentex*

Ringelbrasse *Diplodus annularis*

Spitzkopfbrasse *Diplodus puntazzo*

Geißbrasse *Diplodus sargus sargus*

Zweibindenbrasse *Diplodus vulgaris*

Spiegelbrasse (Brandbrasse) *Oblada melanura*

Goldstriemenbrasse *Sarpa salpa*

Goldbrasse (Dorade) *Sparus aurata*

Meerbarben Mullidae

Gestreifte Meerbarbe (Streifenbarbe)

Mullus surmuletus

Labroidei Lippfischartige

Lippfische Labridae

Meerjunker *Coris julis*

Amsel-Lippfisch *Labrus merula*

Mittelmeerlippfisch *Symphodus mediterraneus*

Augenfleck-Lippfisch *Symphodus ocellatus*

fünffleckiger Lippfisch *Symphodus roissali*

Schnauzenlippfisch *Symphodus rostratus*

Pfauenlippfisch *Symphodus tinca*

Meerpfau *Thalassoma pavo*

Riffbarsche Pomacentridae

Mönchsfisch *Chromis chromis*

Schleimfischartige Blennioidei

Schleimfische Blenniidae

Montagues Schleimfisch

Coryphoblennius galerita




Schleimfisch *Parablennius sp.*

Grundelartige Gobioiden

Grundeln Gobiidae

Grundel *Gobius sp.*

Aber Namen sind ja bekanntlich Schall und Rauch, weshalb wir uns dazu entschlossen haben, einige der Arten abzubilden, was vielleicht auch für zukünftige Kurse von Vorteil ist. Vor allem bei den Brassern sollte man genau hinsehen, da es hier einige Arten gibt, die unter Wasser vom Laien leicht miteinander verwechselt werden können. Aus diesem Grund haben wir uns bemüht, Fotos zu finden, auf denen die Arten möglichst direkt von der Seite zu sehen sind, um die Körperform vergleichen zu können.

		
<i>Dentex dentex</i> © Patzner	<i>Diplodus puntazzo</i> © Patzner	<i>Diplodus sargus sargus</i> © Patzner
		
<i>Diplodus vulgaris</i> © Schatz	<i>Diplodus annularis</i> © Patzner	<i>Oblada melanura</i> © Patzner
		
<i>Sparus aurata</i> © Pillon	<i>Sarpa salpa</i> © Patzner	<i>Boops boops</i> © Patzner

Zugegeben, einige der Arten erscheinen unverwechselbar, wie beispielsweise die Zahnbrasse mit ihrem bläulichen Schimmer und den prominenten Zähnen. Sie leben auf felsigen Untergrund bevorzugt in Tiefen unter 50 Metern und ernähren sich von Fischen, Cephalopoden und anderen Mollusken. Während Jungtiere gesellig sind, ziehen Adulte ein Leben als Einzelgänger vor.

Auch die Zweibindenbrasse mit ihren beiden deutlichen Streifen ist einfach zu erkennen. Sie bewohnt felsige, manchmal auch sandige Böden vor allem in Tiefen bis zu 50 Metern. Jungtiere können in Seegraswiesen angetroffen werden. Adulte ernähren sich von Crustaceen, Mollusken und verschiedensten Würmern.

Ebenfalls mit einer eindeutigen Morphologie versehen ist die Dorade: der Kopf und Rumpf wirken insgesamt recht massig, gelegentlich ist ein goldener Schimmer zu beobachten. Sie leben in Seegraswiesen oder auf sandigem Untergrund bevorzugt in Tiefen bis 30 Metern. Dabei sind sie standorttreu und leben entweder allein oder in kleinen Gruppen. Zu ihrer Nahrung gehören in erster Linie Crustaceen und Bivalven. Gelegentlich ergänzen sie ihre Nahrung durch Pflanzen.

Auf den Bildern wird aber auch deutlich, dass die Spitzkopfbrasse (*D. puntazzo*) leicht mit der Geißbrasse (*D. sargus sargus*) verwechselt werden kann, wenn man nur die Zeichnung betrachtet. Bei genauerem Hinsehen wird jedoch klar, dass das Maul der Geißbrasse weniger spitz und die Stirn viel runder ist. Der Kopf wirkt dadurch weniger in die Länge gezogen. Die Spitzkopfbrasse lebt in Küstenregionen mit felsigem oder sandigem Untergrund meist innerhalb der ersten 50 Meter. Sie ernährt sich von Seegras, Mollusken und diversen Würmern. Jungtiere können auch im Brackwasser gefunden werden. Auch die Geißbrasse ist an felsigen Küsten zu finden, wo sie sich von Crustaceen und anderen Invertebraten ernährt, die sie vom Sediment aufsammelt. Sie tritt auch in *Posidonia oceanica* – Wiesen auf und ist äußerst aktiv bei Tagesanbruch.

Die Ringelbrasse kann auf den ersten Blick für eine Spiegelbrasse gehalten werden und umgekehrt. Hier gibt die Körperform Aufschluss: die Ringelbrasse hat einen wesentlich höheren Rücken, wirkt also flächiger. Bei der Spiegelbrasse wirkt alles irgendwie abgerundeter. Außerdem ist der schwarze Punkt an der Wurzel der Schwanzflosse bei der Spiegelbrasse von einem weißen Schimmer umgeben, der bei der Ringelbrasse fehlt. Auch die Form dieses Punktes variiert (auf den Bildern leider nicht so gut zu sehen): bei der Ringelbrasse bildet sie eher ein Band, das um die gesamte Schwanzwurzel verläuft, während die Spiegelbrasse eher eine punktförmige Verdunkelung aufweist. Bei den Spiegelbrassen handelt es sich um gesellige Tiere, die Schwärme über felsigem Boden oder Seegraswiesen bilden. Sie sind omnivor, ernähren sich aber meist von kleinen Invertebraten. Die Ringelbrassen dagegen sind eher selten auf felsigem Untergrund anzutreffen. Sie bevorzugen Seegraswiesen und sandige Böden. Dabei ernähren sie sich von Mollusken, Echinodermen, Crustaceen, Hydrozoen und diversen Würmern.

Die Goldstriemenbrasse lebt ebenfalls in Wassern über felsigem oder sandigem Untergrund. Sie sind äußerst gesellig können größere Schulen bilden. Jungtiere leben in der Regel carnivor und fressen Crustaceen,

während Adulte ausschließlich pflanzliche Kost (Algen, Seegras) zu sich nehmen. Bei ihr kann eigentlich nur der Name mit der Gelbstrieme (*Boops boops*) verwechselt werden, da diese Art völlig anders aussieht. Die Goldstriemenbrasse hat einen gelblichen Rücken und helle Flanken, die mehrere deutliche gelbe Streifen aufweisen.

Gelbstriemen zählen ebenso zu den Schwarmfischen die über verschiedensten Untergründen von Sand über Schlamm und Fels bis hin zu Seegraswiesen zu finden sind. Die Fressgewohnheiten der Adulten und Jungtiere sind mit denen der Goldstriemenbrasse vergleichbar. Ausgewachsene Gelbstriemen haben einen grüngelben bis braungrauen Rücken und helle Seiten, die von drei bis vier blassgelbe Streifen geziert werden. Außerdem sind sie eher spindelförmig also wesentlich schlanker als die Goldstriemenbrasse.

Bei den Serranidae waren drei Arten zu beobachten. Zum einen der Braune Zackenbarsch, der regelmäßig in seiner Höhle anzutreffen war und eine recht beachtliche Größe von etwa 60 Zentimetern besaß. Zu seiner Nahrung dürften neben Fischen und Crustaceen wohl auch Cephalopoden gehören. Normalerweise sind diese Tiere Einzelgänger, aber unser großer Freund wurde regelmäßig von einem etwas kleineren Exemplar begleitet. Zum anderen die wesentlich kleineren *Serranus cabrilla* und *S. scriba*. Beide Arten sind revierbildend und standorttreu. Es handelt sich bei ihnen um Simultan-hermaphroditen, sie produzieren also gleichzeitig männliche und weibliche Gameten. Ob sie diesen Umstand zur Selbstbefruchtung nutzen ist bisher nicht eindeutig geklärt. Zu ihrer Nahrung zählen Fische und Crustaceen. Der Sägebarsch hat zwei deutliche braune Längsstreifen auf seinem hellen Körper, während der Schriftbarsch eher von oben nach unten verlaufende Streifen aufweist. Im Gesicht hat er eine sehr filigrane Zeichnung, die ihm seinen Namen eingebracht hat.

Der Meerbarbenkönig ist bisher der einzige Kardinalbarsch, der in europäischen Gewässern zu finden ist. Er ist leuchtend orange und lebt tagsüber versteckt in Höhlen und Felsspalten. In der Dämmerung begibt er sich in kleinen Schwärmen auf die Jagd nach Zooplankton. Interessant ist die Aufzucht der Jungtiere: der Meerbarbenkönig ist ein Maulbrüter. Die Männchen versorgen Eier und Larven innerhalb ihres Mauls mit sauerstoffreichem Wasser und schützen sie in der ersten Entwicklungsphase vor Feinden. Haben die Larven ihren Dottervorrat aufgebraucht, verlassen sie das Maul. Der Meerbarbenkönig bevorzugt größere Tiefen ab 10 Metern.

Von den Meerbarben konnte die Streifenbarbe beobachtet werden. Sie besitzt eine weißlich-rotbraune Streifung mit weißem Bauch. Sie lebt bodennah auf groben Stein- oder Sanduntergründen nicht tiefer als 60 Meter und ernährt sich von Crustaceen, Mollusken, Fischen und Würmern, die sie mit Hilfe ihrer Barteln ortet. Bei der Nahrungssuche werden Meerbarben oft von Lippfischen oder Meerbrassen begleitet, die sich an den aufgescheuchten Tieren gütlich tun. Jungfische leben in großen Schwärmen, während Adulte kleine Gruppen vorziehen. Selten ist auch eine solitäre Lebensweise zu beobachten.

Mittelmeermuränen waren meist erst etwas außerhalb der Bucht, da sie sich tagsüber eher in Höhlen oder Felsspalten in größeren Tiefen zurückziehen. Sie bilden häufig Reviere aus und patrouillieren dort, so dass uns ein Exemplar auch tagsüber in der Bucht einen Besuch abstattete. Muränen sind Lauerjäger, die sich aber auch gelegentlich aktiv auf Nahrungssuche begeben. Dabei haben sie es vor allem auf größere Crustaceen, Cephalopoden und andere Fische abgesehen.

Meeräschen leben in Schwärmen in der Nähe der Wasseroberfläche, während sie ihre Nahrung (Aufwuchsalgen, Wirbellose) vom Boden abweisen. Die Goldmeeräsche hat einen graublauen Rücken, silbergraue Flanken und mehrere feine dunkle Längslinien. Die Kastenmaul-Meeräsche besitzt ebenfalls ein ausgeprägtes Linienmuster, allerdings wechseln sich bei ihr dunkle mit gelblichen Streifen ab.

Ährenfische werden in Altweltliche (Atherinidae) und Neuweltliche (Atherinopsidae) Ährenfische unterteilt. Die beiden beobachteten Arten zählen zu den Atherinidae. Es handelt sich bei ihnen um Schwarmfische, die nahe der Oberfläche leben und sich dort von planktonischen Organismen (auch Fischlarven) ernähren.

Weil sich die „Fischgruppe“ in der zweiten Woche genauer mit der Nahrungsökologie der Lippfische beschäftigt hat, belassen wir es in diesem Protokoll bei einer kurzen Beschreibung der morphologischen Charakteristika.

Meerjunker sind interessant gefärbte Fische. Von der Form her recht langgestreckt, haben sie mehrere farbige Streifen auf ihrem Körper. Juvenile Tiere besitzen die gleiche Färbung wie Weibchen, während territoriale Männchen einen schwarzen Fleck auf der Flanke ausbilden.

Amsel-Lippfische haben einen grau-blauen Körper und leuchtend blaue Flossensäume.

Der Mittelmeerlippfisch hat auf seinem Brustflossenansatz einen irisierenden Fleck, der als Bestimmungsmerkmal sehr hilfreich ist.

Als eindeutiges Erkennungsmerkmal der Augenfleck-Lippfische ist ein irisierender Fleck am Kiemendeckel zu nennen. Von dieser Art gibt es zwei Farbmorphen: „goldene“ Tiere und gräulich-braune Tiere. Sie sind etwa bis zur Körpermitte gefärbt, die untere Hälfte bleibt weiß.

Der Fünffleckige Lippfisch ist der unauffälligen Farbmorphe des Augenfleck-Lippfisches. Allerdings ist auch seine untere Körperhälfte gefärbt.

Beim Schnauzenlippfisch sagt der Name schon was Sache ist: er besitzt eine ausgeprägte Schnauze.

Der Pfauen-Lippfisch hat einen runden „Schnabel“, ähnlich dem einer Ente. Er ernährt sich von der Infauna der Algen. Während Weibchen eher unauffällig gefärbt sind, haben die Männchen eine deutliche bräunlich-weiße Farbe.

Auch beim Meerpfau ist der Name Programm: während Männchen äußerst farbenfroh durchs Wasser streifen, sind Weibchen eher unauffällig gefärbt.

Von den Riffbarschen konnte nur der Mönchsfisch beobachtet werden. Hier waren es vor allem die blau gefärbten Jungtiere, die in der Bucht ihr Unwesen trieben. In Schwärmen durchpflügten sie die Wassersäule auf der Suche nach Zooplankton. Adulte wurden in der Bucht nur selten gesichtet, sie wurden eher außerhalb angetroffen.

Die beobachteten Schleimfische gehören zur Familie der Kammzahnschleimfische. Sie waren ausschließlich auf den Felsblöcken der Bucht anzutreffen, wo sie sich von Aufwuchsalgen und den darin lebenden Invertebraten ernährten. Dies mag darin begründet sein, dass sie keine Schwimmblase besitzen und sich in der Wassersäule nur durch ständiges Wedeln mit der Schwanzflosse fortbewegen können, was ihnen den Namen „Wippschwimmer“ eingebracht hat.

Bei den angetroffenen Grundeln handelt es sich um echte Grundeln (Gobiidae) bei denen die Bauchflossen zu einem saugnapfähnlichem Organ verwachsen sind. Dieses dient der Anheftung an festen Oberflächen. Sie haben einen recht bulligen Kopf und große, oben stehende Augen. Ihre Nahrung besteht aus Crustaceen, verschiedensten Würmern und anderen Invertebraten.

Diskussion:

Die Fisch-Artenliste des Tagesprotokolls (31 Arten) unterscheidet sich wesentlich von der parallel geführten Gesamtartenliste (66 Arten) aus den nachfolgenden Gründen:

Das Tagesprotokoll beinhaltet lediglich die Tiere, welche auf den insgesamt ca. 6 h dauernden Schnorchelexkursionen durch 3er Teams rund um die Station gesichtet wurden. Dabei hat sich keine Gruppe weiter als 200 Meter von der Station entfernt. Die Touren verliefen stets gegen Süden und Osten, nie gegen Norden. Nördlich wäre man auf grobes Blockfeldhabitat gestoßen. Außerhalb der geführten Schnorcheltouren wurden beim groben Blockfeld mehrfach der braune Drachenkopf (*Scorpaena porcus*) und der Schwarzschwanz-Lippfisch (*Symphodus melanocercus*) gesichtet.

Im beschnorchelten Habitat waren nur vereinzelt kleine Sandflächen anzutreffen (weniger als 10 Quadratmeter Fläche). Dies erklärt, wieso kein Plattfisch (Zwergbutt, *Phrymorhombus regius*) und keine Rochen (Marmorzitterrochen, *Torpedo marmorata*; gewöhnlicher Stachelrochen, *Dasyatis pastinaca*) gesichtet wurden. Diese Tiere wurden hingegen bei den Exkursionen zur Bucht von Revellata gesichtet.

Im Gegensatz zum Tagesprotokoll beinhaltet die Gesamtartenliste alle Arten, die während des zweiwöchigen Aufenthalts in Korsika gesichtet wurden. Eingeschlossen sind auch Fische, welche ausschließlich bei den verschiedenen Tauchgängen gesehen wurden. Getaucht wurde am "Pointe", dem Kap nördlich der STARESO Station, wie auch direkt vor der Station. Dabei wurden folgende Fische erkannt: der Festroben-Leierfisch, (*Callionymus pusillus*), der Hirsch-Schleimfisch (*Parablennius zvonimiri*) und der Spitzkopf-Schleimfisch (*Tripterygion tripteronotus*). Auch die Fische, welche wir während der Exkursion zum Fango gesehen haben, sind in der Gesamtartenliste enthalten. Dies waren der Stumpfschnäuzige Schildbauch (*Gouania wildenowi*) und der Flußschleimfisch (*Lipophrys fluviatilis*).

Das diesjährige Tagesprotokoll der Fisch-Artenliste (31 Arten) ist im Gegensatz zum Tagesprotokoll der Fischarten von der Exkursion 2008 (13 Arten) wesentlich länger.

Vor zwei Jahren beschränkte man sich darauf, nur Fische in die Liste aufzunehmen, welche auch gefangen wurden. Deshalb ist beispielsweise nur eine der zahlreich anwesenden Meerbrassen (die Gelbstrieme, *Boops boops*) im Protokoll enthalten. Im diesjährigen Protokoll sind alle Fische enthalten, welche während des Schnorchelns eindeutig von den Betreuern bestimmt werden konnten. Dadurch sind im Vergleich zum Protokoll aus dem Jahr 2008 folgende Fische neu aufgelistet:

Familie		Art	
lat.	dt.	lat.	dt.
Muraenidae	Muränen	<i>Muraena helena</i>	Mittelmeermuräne
Mugilidae	Meeräsche	<i>Oedalechilus labeo</i>	Kastenmaul-Meeräsche
		<i>Liza aurata</i>	Goldmeeräsche
Atherinidae	Ährenfische	<i>Atherina boyeri</i>	kleiner Ährenfisch
		<i>Atherina hepsetus</i>	Großer Ährenfisch
Scorpaenidae	Skorpionsfische	<i>Scorpaena porcus</i>	Brauner Drachenkopf
Serranidae	Zackenbarsche	<i>Serranus cabrilla</i>	Sägebarsch
		<i>Serranus scriba</i>	Schriftbarsch
Sparidae	Brassen	<i>Dentex dentex</i>	Zahnbrasse
		<i>Diplodus annularis</i>	Ringelbrasse
		<i>Diplodus puntazzo</i>	Spitzbrasse
		<i>Diplodus sargus sargus</i>	Geißbrasse
		<i>Diplodus vulgaris</i>	Zweibindenbrasse
		<i>Oblada melanura</i>	Brand- /Spiegelbrasse
		<i>Sarpa salpa</i>	Goldstrieme
		<i>Sparus aurata</i>	Goldbrasse
Labridae	Lippfische	<i>Labrus merula</i>	Amsellippfisch
		<i>Thalassoma pavo</i>	Meerpfau
Blenniidae	Schleimfische	<i>Parablennius sp.</i>	
		<i>Coryphoblennius galerita</i>	Montagus Schleimfisch
Gobiidae	Grundeln	<i>Gobius sp.</i>	

Quellen:

- Hofrichter R. (2002): Das Mittelmeer – Fauna, Flora, Ökologie, Teil 1: Allgemeiner Teil, Spektrum Akademischer Verlag Heidelberg, Berlin.
- Bergbauer, M. & B. Humberg (1999): Was lebt im Mittelmeer? Ein Bestimmungsbuch für Taucher und Schnorchler - Kosmos Verlag.
- Debelius, H. (1998): Fischführer Mittelmeer und Atlantik - Jahr Top Special Verlag.
- Riedl, R. (1983): Fauna und Flora des Mittelmeeres, Paul Parey Verlag, 3. Auflage.
- Patarnello T., Volckaert F., Castilho R.: Pillars of Hercules (2007): is the Atlantic–Mediterranean transition a phylogeographical break?, *Molecular Ecology* 16, S. 4426–4444.
- Bianchi C. N., Morri C. (2000): Marine Biodiversity of the Mediterranean Sea: Situation, problems and prospects for future research. *Marine Pollution Bulletin*, 40(5): S. 367-376.
- Domingues V. S. et al. (2008): Tropical fishes in a temperate sea: evolution of the wrasse *Thalassoma pavo* and the parrotfish *Sparisoma cretense* in the Mediterranean and the adjacent Macaronesian and Cape Verde Archipelagos, *Marine Biology* 154: S. 465–474.
- www.fishbase.org
- www.de.wikipedia.org

Bildquellen:

Boops boops Robert Patzner http://www.fishbase.org/images/species/Boboo_u2.jpg

Dentex dentex Robert Patzner http://fishbase.org/images/species/Deden_u6.jpg

Diplodus annularis Robert Patzner http://fishbase.org/images/species/Diann_u4.jpg

Diplodus puntazzo Robert Patzner http://www.fishbase.org/images/species/Dipun_u2.jpg

Diplodus sargus sargus Robert Patzner http://www.fishbase.org/images/species/Disar_u6.jpg

Diplodus vulgaris Heinz & Irene Schatz

Oblada melanura Robert Patzner http://www.fishbase.org/images/species/Obmel_u1.jpg

Sarpa salpa Robert Patzner http://www.fishbase.us/tools/uploadphoto/uploads/sar-sal_fm552.jpg

Sparus aurata Robert Pillon http://www.fishbase.us/tools/uploadphoto/uploads/sparus_aurata_sardegna09_5340.jpg

Plankton

Sabine Gufler, Peter Hechenberger, Maria Magdalena Dörler

Einleitung

Unter dem Sammelbegriff „Plankton“ (griechisch: Plankton = umherschweifendes) versteht man all jene im Pelagial lebenden Organismen und ihre Entwicklungsstadien, deren Eigenbewegungen unbedeutend im Vergleich zur Wasserbewegung sind, unabhängig von Taxonomie und phylogenetischer Zugehörigkeit. Sie werden durch die Strömung passiv verfrachtet (horizontal) und ihre Eigenbewegungen dienen lediglich zur Aufrechterhaltung ihres Schwebezustandes oder der Veränderung ihrer vertikalen Position innerhalb der Wassersäule. Zum Plankton zählen sowohl mikro- als auch makroskopische Lebensformen, die in allen Weltmeeren und Binnengewässern vorkommen und vor allem als Nahrungsquelle einen wichtigen Bestandteil der aquatischen Ökosysteme bilden.

Autotrophes Phytoplankton (Cyanobakterien und pflanzliche Protista) betreibt Photosynthese und stellt als Primärproduzent an der Basis des Nahrungsnetzes einen wichtigen Energielieferanten für heterotrophes Zooplankton dar. Dies bildet wiederum die Hauptnahrungsquelle für grössere Zooplankter und viele andere Meeresbewohner, unter anderem Schwämme, Fische oder Bartenwale, und wird mit speziellen Organen aus dem Wasser gefiltert. Zu den kleinsten planktonischen Organismen zählen Bakterien (Bakterioplankton), während zu den grössten Vertretern des Zooplankton die grossen Medusen der Scyphozoa (Cnidaria) gezählt werden. Ebenfalls zum heterotrophen Plankton gehören saprophytische und parasitisch lebende Pilze (Mykoplankton), letztere sind wirtsspezifisch, oft letal (Parasitoide) und können Algenpopulationen innerhalb kürzester Zeit dezimieren.

Je nach Grösse dieser heterogenen Gruppe von Organismen, welche sowohl in marinen (Haliplankton), als auch in limnischen (Limnoplankton) Gewässern zu finden sind, kann man zwischen Mega-, Makro-, Meso-, Mikro-, und Nano-, Pico-, Femtoplankton unterscheiden. (Tab.1)

Tab. 1 (Sommer, 2005 - Tab 6.1)

Bezeichnung	Größenbereich	Organismen
Femtoplankton	< 0,2 µm	Viren, Phagen
Picoplankton	0,2 – 2 µm	Bakterien, kleinste Phytoplankter
Nanoplankton	2 – 20 µm	Phytoplankter, Protozoen
Mikroplankton	20 – 200 µm	Phytoplankter, Protozoen
Mesoplankton	200 – 2000 µm	Größte Einzeller, koloniebildende Phytoplankter, Zooplankter (Copepoden)
Makroplankton	2 mm – 2 cm	Große Zooplankter
Megaplankton	> 2 cm	Größte Zooplankter (z.B. Quallen)

Innerhalb der Wassersäule gibt es eine vertikale Schichtung der verschiedenen trophischen Ebenen. So befinden sich die Organismen des Phytoplanktons als autotrophe Produzenten in den oberen lichtdurchlässigen (euphotischen) Wasserschichten, während die zooplanktischen Konsumenten die obere und mittlere Wassersäule bevölkern. In den tiefen aphotischen Zonen sorgen die Destruenten des Bakterioplanktons für Remineralisierung organischen Materials.

Während einige Organismen ihren gesamten Lebenszyklus passiv driftend im Wasser verbringen und zum Holoplankton gezählt werden, gibt es andere, deren Larvenstadien Teil des Planktons, die adulten Tiere dagegen bodenbewohnend (benthisch) oder aktiv schwimmend sind. Auch Eier und Larven von Fischen oder Cephalopoda werden oft passiv durch die Strömung transportiert und zum Plankton gezählt. Als erwachsene Tiere gehören sie zum "Nekton", der Gruppe der aktiv schwimmenden Organismen an, deren Schwimmrichtung nicht von der Wasserbewegung abhängig ist und auch gegen eine Strömung gerichtet sein kann. Diese benthischen und nektischen Lebensformen mit planktonischen Larvenstadien werden dem Meroplankton zugeordnet. Dazu zählen auch Larven von Seeigeln, Seesternen, Crustaceen und marinen Würmern.

Die Abundanz von Plankton ist grossen saisonalen Schwankungen unterworfen und abhängig sowohl von Lichteinfall (Jahreszeiten), Nährstoffangebot und Wasserzirkulationen, als auch von interspezifischer Konkurrenz. So findet man die grossen Fischbestände in trüben, planktonreichen (eutrophen), kalten Meeren, während die klaren, tropischen Gewässer nährstoffarm sind. Durch hohen Nährstoffeintrag können sogenannte „Algenblüten“ entstehen, was sich positiv auf die Vermehrung des Zooplankton auswirken kann,

während die abgestorbenen Organismen am Ende der Blüte als „mariner Schnee“ in tiefe Schichten der Wassersäule sinken und von Bakterien und Archea recycled werden.

Material und Methoden

Das Motorboot der marinbiologischen Station STARESO zog das Planktonnetz nahe der Wasseroberfläche bei einer langsamen Geschwindigkeit circa 10 Minuten lang hinterher. Das gesammelte Plankton wurde dann in eine Plastikflasche überführt. Im Labor der Station wurde das Material in Petrischalen pipettiert. Anschließend wurden die Proben unter dem Auflichtmikroskop untersucht und mit Hilfe von geeigneter Literatur bestimmt.

ARTENLISTE					
Stamm	Klasse	Ordnung	Familie	Art	Bemerkungen
Mollusca	Pteropoda (Flügelfüßer)/ Thecosomata		Cavoliniidae	<i>Creseis aciula</i>	
			Limacinidae	<i>Limacina inflata?</i>	
					Veliger- Larve
Cnidaria (Nesseltiere)	Hydrozoa	Siphonophore	Diphidae	<i>Muggiaea sp.</i>	
			Eirenidae	<i>Eirene sp.</i>	
Echinodermata					Echinopluteus, Ophiopluteus, Bipinnaria
Chordata					Tunicata
Vertebrata					Fischlarve
Chaetognata			Sagittidae (Pfeilwürmer)	<i>Sagitta sp.</i>	
Plathelminthes	Polycladida		Leptoplanidae	<i>Acotylea sp.</i>	
					Zoea-Larve
					Rotatoria
Nematoda (Fadenwürmer)	Nemertini (Schnurw.)	Hoplo = nemertini		<i>Drepanophorus spectabilis</i>	
				<i>Amphiphorus lactifloreus</i>	
Polychaeta (Vielporster)			Sabellidae (Federwürmer)	<i>Sabella pavonina</i>	
Arthropoda (Gliederfüßer)	Crustacea (Krebse)	Copepoda (Ruderfüßer)			
		Decapoda (Zehnfüßkr.)	Paguroidea	<i>Pagurus sp.</i>	
			Brachyura (Krabben)	<i>Careinus sp.</i>	
			Mysidacea (Schwebegarnelen)		
			Pandalidae (Tiefseegarnelen)	<i>Pandalus sp.</i>	
	Branchiopoda (Kiemenfüßer)	<i>O n y c h u r a</i> (Krallenschwänze)	Onychopoda	<i>Evadne sp.</i>	
Algae	Rhodophyta (Rotalgen)		Corallinacea	<i>Lithothamnium lenormandi</i>	
			Peyssonneliaceae	<i>Peyssonnelia squamaria</i>	
	Chlorophyta (Grünalgen)			<i>Halosphaera sp.</i>	
	Dinophyta – bzw. flagellata		Ceratiaceae	<i>Ceratium sp.</i>	
Rhizopoda (Wurzelfüßer)	Foraminifera				
Radiolaria (Strahlentiere)			Acantharea	<i>Acantharea sp.</i>	
Ciliata (Wimper tierchen)					

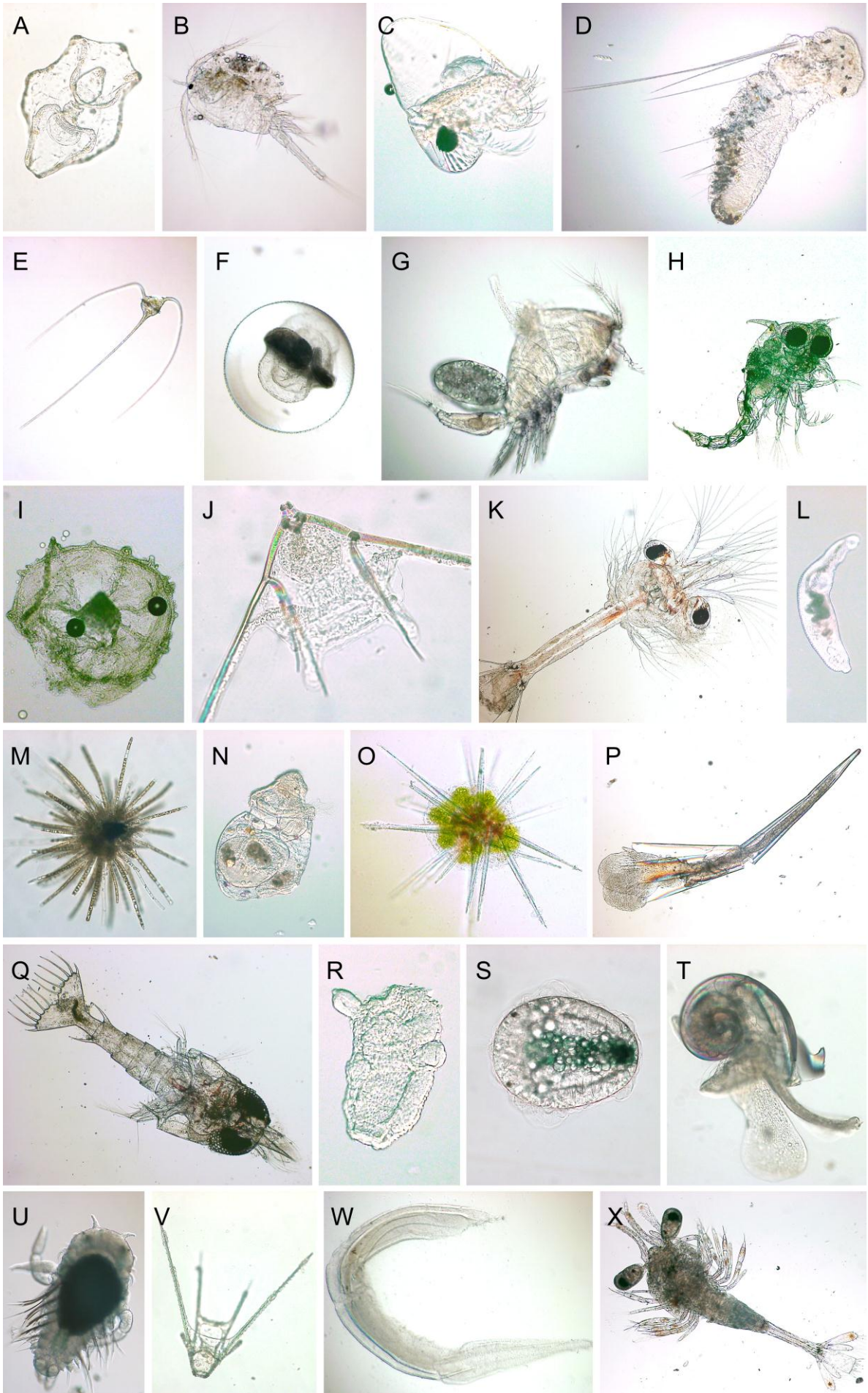


Abb.1

A	Bipinnaria	I	Hydromeduse	Q	Zoea
B	Copepoda	J	Ophiopluteus	R	Tunicata
C	Cladocera	K	Mysidacea	S	Trochophora-Larve
D	Annelida-Larve	L	Nermertina	T	Veliger-Larve
E	Ceratium	M	Echinoida	U	Polychaetenlarve
F	Fischlarve	N	Rotatoria	V	Echinopluteus
G	Copepoda	O	Radiolaria	W	Nermertoda
H	Crustacealarve	P	Pteropoda	X	Mysidace

Literaturverzeichnis

Robert Hofrichter

Das Mittelmeer – Fauna, Flora, Ökologie / I. Allgemeiner Teil

Spektrum Akademischer Verlag, 2001

Ulrich Sommer

Biologische Meereskunde, 2. Auflage

Springer-Verlag, 2005

Ronald Victor Tait

Meeresbiologie

Thieme Verlag Stuttgart, 1971

Otto Larink & Wilfried Westheide

Coastal Plankton - Photo Guide for European Seas

Dr. Friedrich Pfeil Verlag, München, 2006

www.meeresschule.at

www.wikipedia.org

Das Sandlückensystem (Mesopsammon)

Olivier Naegele - Christian Valorzi – Johannes Girstmair

1. Einleitung

Das Sandlückensystem, auch Mesopsammon (griech.: meso = Mitte, psammos = Sand) genannt, ist, gemessen an seinen rauen Umweltbedingungen, ein erstaunlich artenreicher Lebensraum. Vor allem marine Wirbellose bilden die interstitielle Fauna. Sie zeigen verblüffende Anpassungen an die extremen Bedingungen, wie etwa an räumliche Enge, Unbeständigkeit der oberflächlichen Schichtung, erhebliche mechanische Belastungen und relative Sauerstoffarmut bei gebremster Wasserzirkulation.

Unter diesen Bedingungen verwundert es nicht sonderlich, dass ein Evolutionsdruck besonders in Richtung einer Reduktion der Körpergröße besteht (Hofrichter, 2002), denn die Bewohner des Sandlückensystems müssen klein und dünn sein, um zwischen den Öffnungen der einzelnen Sandkörner hindurchgelangen zu können. Die meisten Tiere bewegen sich mit ihren Wimpernfortsätzen oder als sogenannte Stemmenschlängler fort. Weit verbreitet sind auch Klebdrüsen, die am Ende von Haftpapillen und Haftröhrchen oder auf Haftflächen münden. Ihr Sekret klebt blitzschnell auf der Oberfläche eines Sandkorns an. Ebenso schnell kann die Verbindung auch wieder gelöst werden.

2. Material und Methoden

Beim Sandstrand „Marabeach“, in der Nähe von Calvi, wurden aus verschiedenen Meerestiefen - 0 m, 0.5 m, 1 m, 1.5 m - Sandproben entnommen, um Unterschiede in der Artenzusammensetzung aufzuzeigen und um Rückschlüsse auf die morphologischen Anpassungen an die jeweiligen Bedingungen zu treffen.

Zur besseren Gewinnung und Relaxierung der Tiere wurden die Sandproben mit einem 1:1 Gemisch aus 7%igem $MgCl_2$ -Hexahydrat und Meereswasser (jeweils 200 ml) versetzt. Die zweiwertigen Mg^{2+} -Kationen inhibieren die Muskelkontraktion durch Verdrängung von Ca^{2+} -Kationen im Muskel. Dies hat zur Folge, dass nicht mehr genügend Ca^{2+} -Kationen an Troponin binden, um das Tropomyosin zu verlagern. Ohne diese Verlagerung kann die Bindungsstelle am Aktin nicht mehr frei werden und Myosin nicht mehr an Aktin binden. Somit können sich die Organismen nicht mehr frei bewegen und gezielt festhalten. Diese Suspension wurde anschließend durch ein feinmaschiges, angefeuchtetes Netz filtriert (15 bis 63 μm), wobei die Organismen im Netz hängeblieben und mit frischem Meerwasser in Petrischalen gespült wurden. Diese Schalen wurden auf Lebewesen untersucht und einzelne Individuen wurden daraufhin auf einem Objektträger pipettiert und mit

einem Deckglass bedeckt, welches zuvor mit kleinen „Wachs-Füßchen“ an den Ecken bestückt wurde. Durch derartige Quetsch-Präparate konnte unter einem Lichtmikroskop die Art bestimmt und fotografiert werden.



Abb. 1 Marabeach +42° 33' 41.03", +8° 43' 38.54"

3. Ergebnisse

Typische Vertreter des Sandlückensystems:

- Plathelminthes:

Symsagittifera corsicae gehört zu den Acoela und beherbergt photosynthetisch aktive Symbionten (Grünalgen), weshalb er sich ausschließlich in den sonnendurchfluteten, feinkörnigen Sandschichten des Mesospammons, gemeinsam mit Diatomeen und Dinoflagellaten aufhält (1 – 3 m Wassertiefe). In dieser euphotischen Zone bewegt sich dieser acoele Plattwurm multiciliär, d.h. dank seiner vielen Cilien, fort. Er besitzt keinerlei optische Sinnesorgane, dafür aber ein Schweresinnesorgan in Form einer Statocyste, welche mit Rezeptorcilien bestückt ist. Damit kann auch *Symsagittifera* den Weg zum Sonnenlicht finden (Westheide & Rieger, 2004).



Abb. 2 *Symsagittifera corsicae*

- Chaetognatha

Spadella sp. wühlt sich nahe der Wasserlinie (0, -1 m) durch grobkörnigen Sand. Auffallend ist der Schwanz, der etwa die Hälfte der Gesamtlänge einnimmt. *Spadella*-Arten übertragen ihre Spermienballen in einem Paarungsritual, bei dem zwei der Tiere zusammenkommen und sich in entgegengesetzter Richtung direkt aneinander legen. (Westheide & Rieger, 2004).



Abb. 3 Spadella sp.

- Nematoda:

Diese oft in großen Massen auftretenden Fadenwürmer lassen sich im unteren Bereich des Mesopsammon noch dort finden, wo die Lückenräume für die meisten Tiergruppen bereits zu eng geworden sind. Sie besitzen nur Längsmuskulatur, die sich allerdings ausgezeichnet zum Stemschlängeln eignet, indem Nematoden sie wechselseitig kontrahieren lassen und dabei ihre gegenüberliegenden Körperseiten gegen Sandkörner stemmen.



Abb. 4 Nematoda

- Copepoda:

Im Mesopsammon sind die kleinen Ruderfußkrebse überall zu finden. Durch die tieferen Zonen des Sandlückensystems bewegen sich die schlanken Copepoden, ganz ähnlich den Nematoden, als Stemm-schlängler fort.



Abb. 5 Copepode

- Ciliata:

Solche Ciliaten, zu deutsch Wimpertierchen, können im Sandlückensystem die Größe eines Plattwurms erreichen. Im Mikroskop kann man sie aber recht einfach unterscheiden, wenn man weiß, dass sich Wimpertierchen vorwärts und rückwärts fortbewegen können, hingegen ein echter Plathelminth keinen „Rückwertsgang“ besitzt und daher immer nur nach vorne strebt.

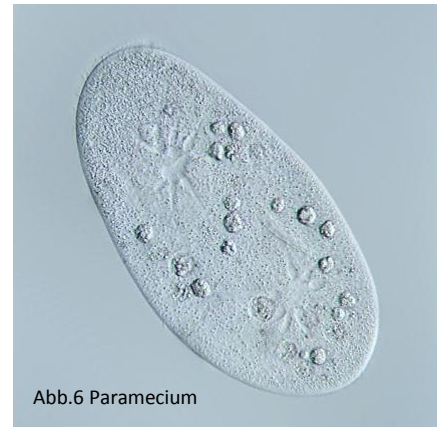


Abb.6 Paramecium

- Annelida:

In diesem Habitat sind Annelida hauptsächlich durch die Polychaeten vertreten. Besonders häufig findet man Archaeannelida – kleine Formen mit z.T. larvalen Charakter – und davon etliche *Protodrilus*-Arten. Diese Protodrillidae sind nur wenige mm lang und besitzen weder Parapodien noch Borsten (Westheide & Rieger, 2004).

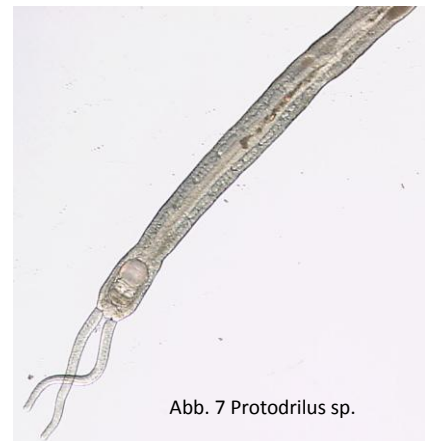


Abb. 7 Protodrilus sp.

4. Auswertung

Es wurden vorwiegend einzellige Eukaryota, Annelida, Plathelminthes und Crustacea gefunden. Größere Arten, wie Monocelis, Protodrilus und Polygordius wurden, den Erwartungen entsprechend, im seichten Wasser bei vorherrschendem grobkörnigem Sand gefunden.

- ARTENLISTE –

Phylum	Klasse	Art	Vorkommen (Tiefe im Sand)
Ciliophora	Ciliata		- 0,0 m; 0,5 m; 1,0 m; 1,5 m
Foraminifera			- 0,5 m und 1,0 m; 1,5 m
Plathelminthes	Aceolomorpha	- <i>Mecynostomidae</i> - <i>Isodiametridae</i> - <i>Symsagittifera corsicae</i>	- 1,0 m
	Rhabditophora		- 1,5 m
	- Macrostomorpha	- <i>Microstomum sp.</i> - <i>Macrostomum sp.</i>	
	- Polycladida	- <i>Prosthiosomum siphunculus</i>	

	- Proseriata - Rhabdoceola	- <i>Theama mediterranea</i> - <i>Proseriata sp. (2x)</i> - <i>Monocelis lineata</i> - <i>Rhabdoceola sp. (2x)</i> - <i>Gyratricinae sp.</i> - <i>Rhabdoceola sp.</i>	- 0,0 m - 0,0 m - 1,5 m
Annelida	Polychaeta	- <i>Protodrilus</i> - <i>Polygordius</i> - <i>Hesionida</i> - <i>Dorvilleidae</i> - weitere	- 0,0 m - 0,5 m - 1,0 m, 1,5 m
Nematoda			- 0,5 m; 1,0 m, 1,5 m
Nemertini		3 Vertreter	
Gastrotricha	Macrodasyda		
Gastropoda			- 1,0 m
Gnathostomulida		- <i>Austrognathia (sterreri?)</i>	
Cheathognatha	Sagittoidea	- <i>Spadella sp.</i>	- 0,0 m
Arthropoda	Copepoda Pantopoda		- 0,5 m; 1,0 m; 1,5 m
Mollusca	Bivalvia		- 1,0 m

6. Quellen:

Hofrichter, R.: Das Mittelmeer Fauna, Flora, Ökologie – Allgemeiner Teil. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, Berlin. 2002.

Gerlach, A.S.: Spezielle Ökologie – Marine Systeme, Springer Verlag, Berlin. 1994

Westheide, W. & Rieger, R.: Spezielle Zoologie – Teil 1: Einzeller und Wirbellose Tiere. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, Berlin. 2004.

Abb. 6 <http://www.pirx.com/droplet/gallery/paramecium/paramecium10.jpg>

Abb. 2-5 und Abb.7: Dr. Bernhard Egger

Tagesprotokoll: Seegraswiese – *Posidonia oceanica*

Bodenstein S., Sailer S., Vardeh D.

Einleitung

Taxonomisch ordnet man Seegras dem Stamm der Spermatophyta zu, es ist monocotyl und wird zu dem Unterstamm der Angiospermae (Potamogetonaceae) gezählt. Es gibt neun marine Gattungen weltweit, wobei im Mittelmeer vier Arten zu finden sind. *Posidonia oceanica* ist im Mittelmeer endemisch und auf Weich- und Sandböden in Tiefen von 0 bis 40 Metern zu finden. Der Bestand ist monotypisch, dies bedeutet, dass die Seegraswiesen im Mittelmeerraum hauptsächlich von einer Art gebildet werden. Die Ausbreitungsgrenzen werden an exponierten Standorten sowohl durch die Wasserbewegung als auch durch das Lichtangebot, bestimmt durch die Transparenz des Wassers, festgelegt. Die Pflanzen entspringen meist einer oder mehreren Rhizomschichten und wachsen als Büschel von der Basis.

Die Blätter werden 70-140cm lang bei einer Breite von 1cm, wodurch eine vergrößerte Oberfläche entsteht, die einen idealen Lebensraum für verschiedenste Tiergruppen darstellt. Die Artenvielfalt in diesem ökologisch wichtigen Bestandteil des Mittelmeeres ist immens.

Des Weiteren bietet die Seegraswiese eine „Kinderstube“ für Jungfische, die hier sowohl Schutz vor Prädatoren als auch ein reiches Nahrungsangebot vor allem in den Klassen Crustacea, Gastropoda und Polychaeta finden. Die Seegraswiesen sind ein Grund für die reiche Fischfauna des Mittelmeeres mit 570 Arten.

Unser Ziel war es, diese Vielfalt im Ansatz kennen zu lernen und die Organismen zu bestimmen.



Mikrohabitat und Lebensgemeinschaft

Wie alle Pflanzen der gemäßigten Zone unterliegt auch *P. oceanica* jahreszeitlichen Schwankungen und somit auch deren Besiedlungsdichte. Während im Frühjahr die Dichte an Aufwuchsorganismen recht gering ist und das äußere Erscheinungsbild einheitlich grün wirkt, findet sich gegen den Spätsommer hin ein Maximum an Epiphytenwachstum wodurch die Blätter dunkel-grün-bräunlich bis weiß erscheinen. Im Allgemeinen lassen sich 4 Zonen unterscheiden: 1) Blattschicht 2) Rhizomschicht 3) Wurzelhorizont und 4) Seegras-Blüte. An der Blattschicht lässt sich am deutlichsten die Veränderung des äußeren Erscheinungsbildes erkennen. Alte Blätter fallen im Oktober ab und neue, nicht bewachsene Blätter werden ab August nachgebildet. Die Rhizomschicht hingegen wird aus abgestorbenen, fadenartigen Blattresten gebildet, welche sich mit der Zeit nach oben hin ausbreiten und einen umfangreichen Lebensraum für schattenliebende Hartbodenbewohner bilden. Der Wurzelhorizont dient vor allem der Verankerung und Nährstoffaufnahme. Die Seegras-Blüte liegt zentral in den Blattbüschel und erscheint recht sporadisch.

Auf Grund der Organismengröße und des jeweiligen Mikrohabitats ist es oft schwer, eine genaue Zusammensetzung der Lebensgemeinschaft von Seegraswiesen zusammenzustellen, da vor allem Besiedler der Rhizomschicht auch mit etwaigen Absaugmethoden oft nicht erfasst werden können. Deshalb stellt die angeführte Artenliste auch nur einen kleinen Teil der äußerst variablen und ausgedehnten Faunenzusammensetzung dar.

Einige häufig vorkommende Arten im Aufwuchs, die auch das äußere Erscheinungsbild der Posidonia-Wiese mit der Zeit deutlich kennzeichnen, sind vor allem Vertreter der Bryozoa und Rhodophyta, aus denen hier zwei Arten näher vorgestellt werden:

***Electra* sp.** (Bryozoa): Durch ihre mikroskopische Größe sind vereinzelte Tiere nur schwer auszumachen, jedoch bilden sie ausgedehnte Kolonien, deren flächige Strukturen oft auch mit dem freien Auge zu erkennen sind. Die Einzeltiere (Zooiden) bestehen aus einem Weichkörper und einer sie umgebenden stützenden Schale. Oft kommt es zu Arbeitsteilungen innerhalb der Kolonien, wobei einige Individuen Stielglieder, Wurzelfäden, Ranken etc. bilden und andere zuständig für die Entwicklung von Geschlechtszellen sind. Wiederum andere sind für die Abwehr von Fremdorganismen bedeutsam.

Ab Ende August bis September haben diese Lebensgemeinschaften auf den *Posidonia*-Beständen oft ihr Wachstumsmaximum erreicht, wobei sie einen beachtlichen Teil der Blätter überzogen haben und diese dann oft weiß erscheinen.

Hydrolithon farinosum (= *Fosliella farinosa*, Rhodophyta): *Hydrolithon* stellt einen sehr weit verbreiteten Lebensformtyp dar und zählt zu den Erstbesiedlern nicht nur an *Posidonia*, sondern auch an Felsen oder anderen Algen.

Die Thalli bestehen aus einer dorsoventralen Kruste, die bis zu <200µm dick werden kann. Vegetative Bestandteile bestehen aus 2 Arten von Filamenten: die primären Filamente breiten sich horizontal auf dem Substrat aus, die sekundären Filamente wachsen im rechten Winkel zu den primären nach oben aus. Im Gegensatz zu den Bryozoa zeigen *Hydrolithon*-Arten eine sehr unregelmäßige Struktur und sind von diesen dadurch gut zu unterscheiden.

Ökologische Bedeutung

Wie alle Pflanzenbestände an Land bilden auch *Posidonia*-Wiesen ein ausgedehntes Wurzelgeflecht aus, welches nicht nur als Verankerung im lockeren Sediment dient, sondern dieses auch gleichzeitig stützt und festigt. Zudem bilden sie an geschützten Standorten große „Riffe“ aus, die durch ihre Oberfläche eine enorme Vergrößerung des Lebensraumes für Fische darstellen und eine gewaltige Siedlungsfläche für die Mikrofauna bereitstellen. Pro m² Sedimentboden können bis zu 1.000 *Posidonia*-Blätter mit einer Länge von 60 – 100 cm wachsen. Wenn man nun den Blattflächenindex (LAI = m² Blattfläche/ m² Bodengrund) ermittelt, kann dieser einen Wert von bis zu 20 erreichen! Einfach ausgedrückt: **„Auf einem Quadratmeter Grund können 20 Quadratmeter Siedlungsfläche für andere Organismen entstehen.“** (Hofrichter 2002).

Durch die gewaltige Raumstruktur und Oberfläche nehmen eine Vielzahl von Organismen diesen Lebensraum in Anspruch. Ein weiterer wichtiger Aspekt ist, dass Feinsedimente mit essentiellen Nährstoffen in diesem Netz eingefangen werden. Ohne *Posidonia*-Wiesen im Mittelmeer würden wahrscheinlich wichtige Nährstoffe durch die Strömungen weggetragen. Durch die Blattbestände hingegen werden die Wasserbewegungen gebremst, wodurch bodennahe Stillwasserbereiche entstehen können. Es kommt zu einer ökologischen Verknüpfung der einzelnen Teilbereiche (Abbildung 1).

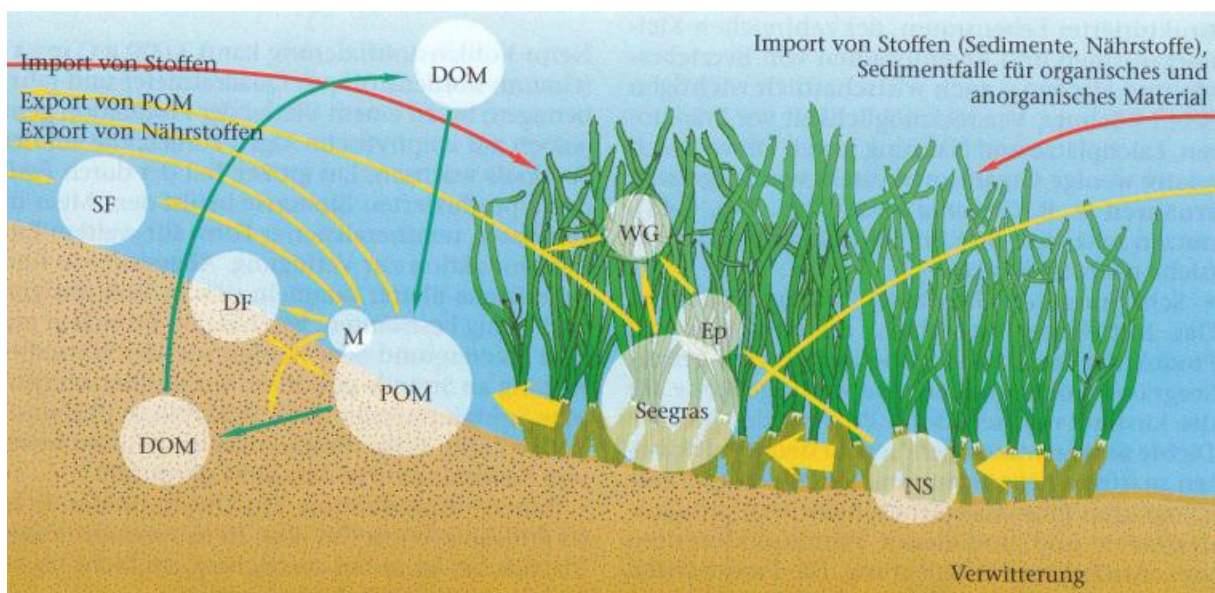


Abb. 1 ökologische Zusammenhänge (nach Hofrichter 2002) POM – partikuläres organisches Material; DOM – gelöstes organisches Material; SF – Suspensionsfresser; DF – Depositfresser; WG – Weidegänger; EP – Epiphyten; NS – Nährstoffe; M – Mikroorganismen

Es muss noch erwähnt werden, dass das Mittelmeer recht nährstoffarm ist und eine relativ geringe Produktion von Phytoplankton aufweist. Daher kommt der Primärproduktion und Biomasse von *Posidonia* eine große

Bedeutung zu. Wie schon zuvor erwähnt, können diese Pflanzen auf einem Quadratmeter einen gewaltigen Lebensraum schaffen und somit auch mehrere Kilogramm (TG) an Biomasse pro Quadratmeter produzieren. Da auch hier Netto-Kohlenstofffixierung und Wachstum jährlichen Schwankungen ausgesetzt sind, tragen die epiphytischen Algen einen Großteil zur Produktion bei. Ein Teil der *Posidonia*-Wiese wird daher dem Meer in zersetzter und remineralisierter Form wieder rückgeführt und steht somit für weitere Primärproduktion zur Verfügung.

Ein großes Problem im Mittelmeer stellt seit einigen Jahren die Einwanderung von Arten aus dem Roten Meer durch den Suez-Kanal dar. Sowohl Pflanzen- als auch Tierarten nutzen diesen Wasserweg, um sich im Mittelmeer anzusiedeln, während die Zahl der Einwanderer aus dem Mittelmeer ins Rote Meer wesentlich geringer ist (Williams 2007). Das hängt wahrscheinlich mit der Tatsache zusammen, dass auf Grund der Klimaerwärmung die Arten aus dem Roten Meer einen passenderen Lebensraum im Mittelmeer finden als das umgekehrt der Fall ist, außerdem besteht ein leichtes Gefälle im Suez-Kanal. Da Seegräser gegen Temperaturerhöhungen recht empfindlich sind, dürfte gerade die Einwanderung von widerstandsfähigeren Algenarten die letzten noch bestehenden *Posidonia*-Wiesen stark gefährden. Besonders eine Algenart, *Caulerpa racemosa*, hat sich auf diesem Wege im Mittelmeer schon invasiv ausgebreitet, ebenso *Caulerpa taxifolia*, die aus dem Aquarium in Monaco über das Abwasser in das Meer gelangte und bereits einen Großteil der heimischen Algen verdrängt hat. Wie oben beschrieben, stellen *Posidonia*-Wiesen einen einzigartigen Lebensraum starker Oberflächenvergrößerung, Nährstoffanreicherung und Kinderstube für viele Fische dar und die Artzusammensetzung hier ist völlig unterschiedlich von der in Algenmatten etc. Mit fortschreitender Ausbreitung resistenterer Algenarten wird dieser Lebensraum also in naher Zukunft weitestgehend verschwinden, schon 2007 waren *Caulerpa*-Arten an Korsikas Küsten zu verzeichnen. Obwohl es auch Anzeichen dafür gibt, dass diese neuen Algenarten eine reiche benthische Fauna begünstigen, ist es zweifelhaft, ob es dieselbe wie in Seegraswiesen sein wird und ein Verlust an Artenreichtum und Biosystemkomplexität wird unvermeidbar sein. Zudem kann eine massenhafte Biomasseproduktion und Absterben der invasiven Algen und Resuspension von gelockertem Sediment starke Auswirkungen auf den Nährstoffzyklus haben: Eutrophierung und damit einhergehende suboxische oder anoxische Verhältnisse können zur Bildung von Schwefelwasserstoff im Sediment führen und lebensfeindliche Bedingungen nach sich ziehen.

Diese Tatsachen zeigen, wie wichtig die Flora im Mittelmeer ist und wie die Wechselwirkungen zwischen den einzelnen Lebensräumen das ökologische Gleichgewicht beeinflussen.

Material & Methoden

Um die Lebensgemeinschaften und Artenvielfalt der Seegraswiese im Mittelmeer kennen zu lernen, wurden beim Schnorcheln per Hand Proben vor der marinbiologischen Station STARESO gesammelt. Es wurde darauf geachtet, das Seegras aus unterschiedlichen Tiefen zu entnehmen und unter Wasser in Beutel zu legen. Dabei war es wichtig, die gesamte Pflanze möglichst mit Wurzeln aus dem Boden zu ziehen, um ein möglichst breites Spektrum an Lebensformtypen zu gewinnen. Die Tiere auf und zwischen den Blättern und Rhizomen wurden im Labor unter dem Binokular bestimmt (Riedl 1983). Die Taxonomie wurde nach WoRMS (World Register of Marine Species) aktualisiert.

Ergebnisse

Stamm/Division	Klasse	Familie	Art	Wassertiefe (m)					
				3	4	5	6	9	10
Rhodophyta	Florideophyceae	Corallinaceae	<i>Hydrolithon farinosum</i>	*	*	*	*	*	
	Florideophyceae	Peyssonneliaceae	<i>Peyssonnelia squamaria</i>					*	*
Foraminifera	Polythalamea	Trochamminidae	<i>Trochamina inflata</i>	*				*	
	Polythalamea	Globigerinidae	<i>Globigerina</i> sp.				*	*	
Ciliophora	Spirotrichea	Rhabdonellidae	<i>Rhabdonella</i> sp.				*		
Cnidaria	Hydrozoa	Cladonematidae	<i>Cladonema radiatum</i>	*	*	*			
Mollusca	Gastropoda	Cerithiidae	<i>Bittium reticulatum</i>						*
	Gastropoda	Chromodorididae	<i>Hypselodoris villafranca</i>	*					
	Gastropoda	Fissurellidae	<i>Emarginula adriatica</i>						*
	Gastropoda	Fissurellidae	<i>Emarginula fissura/huzardii</i>						*
	Gastropoda	Haliotidae	<i>Haliotis tuberculata</i>						*
	Gastropoda	Pyramidellidae	<i>Turbonilla acutissima</i>						*
	Gastropoda	Potamididae	<i>Potamides conicus</i>	*	*	*			
	Gastropoda	Rissoidae	<i>Alvania cimex</i>	*	*	*			
	Gastropoda	Rissoidae	<i>Rissoa auriscalpium</i>	*	*	*			
	Gastropoda	Rissoidae	<i>Rissoa scurra</i>	*	*	*			
	Scaphopoda	Dentaliidae	<i>Antalis (Dentalium) vulgaris</i>						*
Annelida	Polychaeta	Maldanidae	<i>Euclymene</i> sp.						
	Polychaeta	Nereididae	<i>Nereis</i> sp.		*				
	Polychaeta	Nereididae	<i>Platynereis dumerili</i>	*		*			
	Polychaeta	Poecilochaetidae	<i>Poecilochaetus</i> sp.				*		
	Polychaeta	Polynoidae	<i>Lepidonotus clava</i>						
	Polychaeta	Sabellidae	<i>Fabricia sabella</i>	*					
	Polychaeta	Serpulidae	<i>Spirorbis</i> sp.	*		*			
	Polychaeta	Syllidae	Gen. sp.		*				
Arthropoda, Arachnida	Acari	Halacaridae	Gen. sp.				*		
	Acari	Pontarachnidae	<i>Pontarachna punctulum</i>	*	*	*			
Arthropoda, Pantopoda	Pycnogonida	Callipallenidae	<i>Callipallene emaciata</i>	*	*	*			
	Pycnogonida	Phoxichilidiidae	<i>Anoplodactylus</i> sp.			*			
Arthropoda, Crustacea	Ostracoda	Cypridinidae	<i>Cypridina mediterranea</i>		*				
	Maxillopoda	Porcellidiidae	<i>Porcellidium viride</i>			*			
	Malacostraca	Caprellidae	<i>Pseudoprotella phasma</i>			*			
	Malacostraca	Caprellidae	<i>Phtisica marina</i>			*			
	Malacostraca	Galatheidae	<i>Galathea intermedia</i>	*	*	*			
	Malacostraca	Idoteidae	<i>Idotea metallica</i>			*			
	Malacostraca	Paguridae	<i>Pagurus anachoretus</i>	*	*	*			
Bryozoa	Gymnolaemata	Aeteidae	<i>Aetea truncata</i>	*					
	Gymnolaemata	Electridae	<i>Electra</i> sp.	*				*	
	Gymnolaemata	Microporellidae	<i>Fenestulina malusii</i>	*					
	Gymnolaemata	Phidoloporidae	<i>Reteporella beaniana</i>					*	*
	Stenolaemata	Lichenoporidae	<i>Lichenopora radiata</i>	*					
Echinodermata	Asteroidea	Asterinidae	<i>Asterina pancerii</i>						*
	Ophiuroidea	Ophiuridae	Gen. sp.	*	*	*			
Craniota	Actinopterygii	Gobiesocidae	<i>Diplecogaster bimaculata</i>		*	*			

Literatur

Hofrichter R, 2002: *Das Mittelmeer – Fauna, Flora, Ökologie - I Allgemeiner Teil*. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, Berlin.

Piazzì L., Ceccherelli G. & Cinelli F., 2001: Threat to macroalgal diversity: effects of the introduced green alga *Caulerpa racemosa* in the Mediterranean. *Mar. Ecol. Progr. Ser.*, 210: 149-159.

Riedl R., 1983. *Fauna und Flora des Mittelmeeres*. Ein systematischer Meeresführer für Biologen und Naturfreunde. Verlag Paul Parey, Hamburg und Berlin.

Williams S.L. & Smith J.E., 2007: A global review of the distribution, taxonomy, and impacts of introduced seaweeds. *Annu. Rev. Ecol. Evol. Syst.*, 38: 327-359.

www.algaebase.org

www.marinespecies.org/index.php

Mollusken im Golf von Revellata, Korsika

Gregor Degasperi, Luisa Federwisch, Nadja Loferer, Daniela Milke,
Barbara Saltuari, Daniele Seppi

Einleitung

Die sehr variable Gruppe der Mollusca (lat. mollis = weich) kommt primär im Meer vor. Durch ihren Formenreichtum haben es die Weichtiere aber geschafft, beinahe alle Lebensräume zu erschließen. Die geschätzte Artenzahl der rezenten Mollusken liegt bei etwa 100.000 Arten. Fossilfunde aus dem Kambrium belegen, dass Mollusken bereits vor ca. 600 Millionen Jahren in zahlreichen Variationen vorkamen. Weichtiere stammen von einem wurmförmigen kleinen Tier ab, welches bereits dorsal eine schützende Episphäre mit Chitincuticula und eingelagerten Aragonitschuppen besaß und eine ventral bewimperte Gleitsohle zur Fortbewegung benutzte.

Obwohl die Mollusken morphologisch extrem vielfältig sind, gibt es grundlegende Gemeinsamkeiten. Der Körper der Mollusken ist im Allgemeinen in die zwei funktionellen Teile Cephalopodium (Kopffuß) und Visceropallium (Eingeweidesack und Mantel) gegliedert. Das Cephalopodium dient als Fortbewegungsorgan, außerdem befinden sich dort das Nervensystem, die Sinnesorgane und die Mundöffnung. Der Fuß ist von einem bewimperten und drüsenreichen Epithel umgeben, welches verschiedene Sekrete ausscheidet, die den Fuß gleitfähig machen. Das Visceropallium besteht aus den Eingeweiden und einem schützenden dorsalen Mantel. Über diesem befindet sich eine schützende Körperdecke aus chitinöser Cuticula mit mineralisierten Stacheln oder Schuppen, Schalenplatten oder Schalen. Eine weitere Gemeinsamkeit ist die primäre Bilateralsymmetrie, die nur bei den Gastropoda zum Teil aufgehoben ist (Westheide & Rieger, 2007).

Systematisch werden Mollusken in die zwei Unterstämme **Aculifera** (Stachelweichtiere) und **Conchifera** (Schalenweichtiere) unterteilt. Zu den Aculifera gehören die drei Klassen Solenogastres (Furchenfüßer), Caudofoveata (Schildfüßer) und Polyplacophora (Käferschnecken). Die Solenogastres sind wurmförmige Tiere, deren Mantel ganzflächig von Schuppen, Rinnen und Nadeln bedeckt ist. Der Körper der Caudofoveata ist ganzflächig von Schuppen umgeben. Die Polyplacophora haben einen abgeflachten Körperbau und einen Mantel, der mit acht Schuppenplatten bedeckt ist.

Zu den Conchifera gehören die vier Klassen Gastropoda (Schnecken), Scaphopoda (Kahnfüßer), Bivalvia (Muscheln) und Cephalopoda (Kopffüßer). Die Gastropoda bilden dabei die artenreichste Gruppe der Mollusken. Sie weisen eine durch Torsion entstandene asymmetrische Organisation im Visceropallium auf. Der Kopf ist häufig abgesetzt und die meisten Vertreter besitzen eine Radula (Raspelzunge). Die Schale variiert von spiralig bis napfförmig oder wurde z.T. auch zurückgebildet. Der Kriechfuß ist stark ausgeprägt. Die Scaphopoda weisen eine röhrenförmige Schale auf, die leicht gekrümmt ist und an beiden Enden jeweils eine

Öffnung hat. Sie besitzen einen Kopf, Fangfäden, einen Grabfuß und eine Radula. Die Bivalvia besitzen als typisches Merkmal eine dorsal zweigeteilte Schale mit Gelenk (Schloss). Der Weichkörper ist seitlich zusammengedrückt und der Fuß wird oft als Graborgan verwendet. Die Schlundregion mit Radula und Kiefer ist in dieser Gruppe zurückgebildet. Die Cephalopoda wiesen ursprünglich eine gekammerte Schale auf, die von einem Siphon durchzogen war. Die rezenten Vertreter besitzen hingegen meist eine innere oder zurückgebildete Schale. Am Kopf befinden sich acht oder zehn Fangarme, welche Saugnäpfe tragen. Die Kiemen sitzen in der Mantelhöhle. Sie besitzen eine Radula und einen kräftigen Kiefer (Riedl, 1983). Bei den meisten marinen Mollusken, außer bei den Cephalopoden, verläuft die Entwicklung über Spiralfurchung und die Ausbildung einer Trochophora- oder typischen Veligerlarve. Die Cephalopoden schlüpfen direkt aus einem dotterreichen Ei (Westheide & Rieger, 2007).

Die Schalen der Mollusken sind extrem formenreich, können reduziert oder ins Körperinnere verlagert werden. Das Muster auf der Schale entsteht durch einen Epithelstreifen am Mantelrand. Einheitlich gefärbte Linien und Bänder entstehen, wenn die Epithelzellen gleichmäßig arbeiten. Sekretieren diese Epithelzellen hingegen periodisch, entstehen radiale Punkte und unterbrochene Linien. Dadurch können auch Vertreter der gleichen Art eine unterschiedliche Musterung aufweisen (Westheide & Rieger, 2007).

Um die große Vielfalt der Mollusken erfassen zu können wurden verschiedene Habitate ausgewählt, die völlig unterschiedliche Anforderungen an ihre Bewohner stellen. Diese werden im Folgenden kurz vorgestellt. Das **Blockfeld** ist in erster Linie dadurch gekennzeichnet, dass Felsblöcke und Steine verschiedenster Größe an- und aufeinander positioniert sind. Dadurch entstehen Höhlen und Spalten, die verschiedensten Tierarten ihrer Größe entsprechend Zuflucht bieten. Die Wassersäule oberhalb des Blockfeldes ist lichtdurchflutet, zählt also zum Litoral, das dem lichtlosen Profundal gegenübergestellt wird. Es lässt sich auf Grund unterschiedlicher Lebensbedingungen weiter zergliedern, wobei die Verfügbarkeit von Wasser einen wichtigen Faktor darstellt. Zum einen gibt es das Eulitoral, das zwischen Normalhoch- und Normalniedrigwasser liegt, also regelmäßig überspült wird und dann wieder trocken fällt. Auf felsigem Untergrund kann es zur Bildung von Gezeitentümpeln kommen. Arten, die diesen Lebensraum bewohnen, müssen neben der steigenden Temperatur auch einen erhöhten Salzgehalt ertragen können, wenn sich das Meerwasser zurückzieht und die Verdunstung einsetzt. Desweiteren gibt es das Supralitoral, das den Bereich oberhalb des Normalhochwassers abdeckt. Dieser Bereich wird nur gelegentlich vom Meerwasser beeinflusst, beispielsweise bei Springtiden oder durch Spritzwasser. Hier leben vor allem Organismen, die gut mit Trockenheit umgehen können und sich an gelegentliche Überflutungen angepasst haben. Schließlich bleibt das Sublitoral zu erwähnen, das sich unterhalb des Normalniedrigwasserstandes befindet und ständig mit Wasser bedeckt ist. Dieser Bereich lässt sich aufgrund der Strömungsverhältnisse und der Felsgröße weiter unterteilen. Einerseits gibt es den wellenbewegten Teil des Sublitorals mit einer Wassersäule von bis zu 2 m. Neben vereinzelt großen Felsbrocken gibt es hier vor allem Steine mit einem maximalen Durchmesser von 20 cm. Die Steine werden regelmäßig gewendet, so dass es kaum zu Bewuchs durch Algen kommt und sie deutlich abgeflacht bzw.

abgerundet sind. Andererseits finden sich in größeren Tiefen mittelgroße Brocken mit einem Durchmesser zwischen 30 und 50 cm. Diese sind meist ineinander verkeilt und bilden dadurch ein relativ festes Gefüge. Die **Fingerbucht** ist dem Blockfeld morphologisch sehr ähnlich, insgesamt aber der Strömung etwas mehr ausgesetzt als das Blockfeld in der geschützten Bucht von STARESO, was sich in groberen Steinen an der Küstenlinie bemerkbar macht. Die Lebensbedingungen für die hier vorkommenden Organismen sind dementsprechend ähnlich den oben beschriebenen.

Beim **Sandstrand von Revellata** handelt es sich um ein Niedrigenergiesystem. Dies wird deutlich, wenn man die Korngrößen des Substrats betrachtet. Es sind hier vor allem Sandkörner mit einem Durchmesser von 1 bis 2 mm oder weniger zu finden, was ein Indiz für geringe Strömung ist, da dieser feine Sand bei hoher Strömung sofort wieder abtransportiert werden würde.

Die **Seegraswiese** stellt auf den ersten Blick ein sehr homogenes Habitat dar, weil die Pflanzen sich über eine weite Strecke ausbreiten und sich wogend mit der Strömung hin und her bewegen. Auf den zweiten Blick wird deutlich, dass diese submersen Samenpflanzen ein unglaublich vielschichtiges Geflecht bilden, das von Zwischenräumen durchzogen wird und so gerade Jungfischen Unterschlupf bietet. Die im Mittelmeer am weitesten verbreitete und dort endemische Art ist *Posidonia oceanica*. Sie bildet langlebige Blätter mit einer durchschnittlichen Länge von 65 cm, allerdings können sie fast einen Meter lang werden, wenn die Bedingungen es zulassen. Die Rhizome stabilisieren das Sediment und tragen so zum Küstenschutz bei. Eine erhöhte Verfügbarkeit von Nährstoffen innerhalb der Seegraswiesen sorgt für optimale Wachstumsbedingungen bei Seegras und Aufwuchsalgen (Gobert, 2002).

Das **Coralligène** ist ein biogenes Hartsubstrat, das von Kalkrotalgen auf eher feinem Sedimentboden in Tiefen ab 20 m gebildet wird und somit einen sekundären Hartboden darstellt. Natürlich ist auch das Tiefenwachstum coralliner Algen durch die maximale Eindringtiefe des Lichts ins Wasser begrenzt, welche im westlichen Mittelmeer bei ca. 65 m liegt (Laborel, 1987). Kalkrotalgen, vornehmlich aus der Gattung *Lithophyllum*, haben verschiedene Wuchsformen, die von flächigem bis zu dendroidem Wachstum reichen. Flächiges Wachstum ist vor allem auf Hartsubstraten zu beobachten. Sind diese überwuchert, ist weiteres Wachstum nur in die dritte Dimension möglich. So entstehen Lamellen oder Äste, die eine Erhöhung der Raumstruktur mit sich bringen. Es wird berichtet, dass coralline Algen die Algen mit der geringsten Wachstumsrate sind (Georgiadis et al., 2004; Sartoretto et al., 1996). Es handelt sich beim Coralligène also um ein sensibles Habitat, das so wenig wie

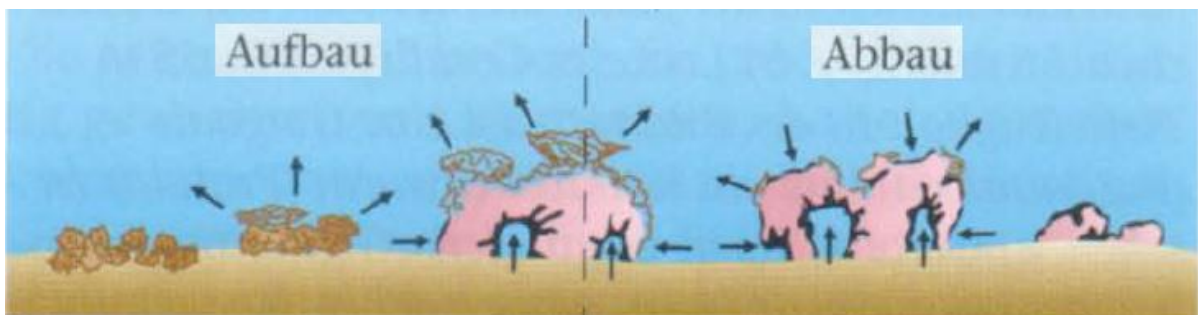


Abb.1: Auf- und Abbau coralliner Algen (aus Schärer, 2006).

möglich gestört werden sollte. Bei dem beprobten Plattformcoralligène bilden coralline Algen die Basis für eine sukzessive Besiedelung durch kalkige und unverkalkte Algen, die mit ihren Rhizoiden das Substrat weiter verfestigen. Durch zunehmenden Aufwuchs erhalten die weiter unten gelegenen Teile nicht mehr ausreichend Licht für die Photosynthese und sterben ab. Die Kalkskelette bleiben jedoch erhalten und bleichen mit der Zeit aus. Auch Tiere beginnen sich mit der komplexeren Raumstruktur vermehrt anzusiedeln. Einige von ihnen tragen Schalen, so dass nach ihrem Ableben dem Coralligène eine weitere kalkige Komponente hinzugefügt wird: der Schill. Schalen und Bruchstücke werden in den Zwischenräumen abgelagert oder von Kalkrotalgen umwachsen, was zur räumlichen Ausdehnung des Hartsubstratfundamentes beiträgt

Material und Methoden

Beprobung

An insgesamt fünf Tagen, vom 02. bis zum 06. September 2010, wurden Mollusken an folgenden Standorten der Halbinsel Revellata auf Korsika gesammelt (Abb. 2):

- Blockfeld um die Bucht von STARESO (1)
- Posidoniawiese in der Bucht von STARESO (1)
- Sand und Blockfeld der Fingerbucht (2)
- Sandstrand in der Bucht von Revellata (3)
- Coralligène (4)
- Stareso Cap (5)



Abb.2: Die Halbinsel Revellata bei Calvi, Korsika.

Zum Beprobieren der Habitate wurde vorrangig mit ABC-Ausrüstung geschnorchelt, zusätzlich kamen, je nach Anforderungen des Lebensraums, verschiedene Werkzeuge zum Einsatz. Gefundene Individuen wurden stets in Plastiksäcke mit Zip-Verschluss (Gefrierbeutel) oder Plastik-Schraubgefäße gegeben und später auf der Station in Wannen mit Meerwasser überführt.

Für das Sammeln im Blockfeld wurden Steine in verschiedenen Tiefen von der Spritzwasserzone bis in ca. 5 m Tiefe umgedreht. Festsitzende Tiere wie z.B. Napfschnecken (*Patella sp.*) wurden vorsichtig mit Messern vom Substrat gelöst.

In der Posidoniawiese erfolgte die Beprobung mit Hilfe von kleinen Keschern. Diese wurden von unten an die Seegrassbüschel gestoßen, woraufhin sich die Tiere vom Seegrass fallen ließen und mit den Keschern aufgefangen wurden.

Für den Sandgrund in der Bucht von Revellata wurden Siebe mit zwei verschiedenen Maschenweiten verwendet (Abb. 3, 4). Die maximal beprobte Tiefe lag hier bei etwa 5 m. In der Gezeitenzone des Sandstrandes wurden angespülte Gehäuse und Schalen toter Mollusken gesammelt.

Das Probenmaterial aus dem Coralligène (54 m Tiefe) wurde mittels einer Dredge heraufgeholt und per Hand durchsucht. Die gefundenen Mollusken bzw. deren Schalen wurden in mit Seewasser gefüllte Plastikwannen gegeben. Aufgrund von Überwachungen der Kalkrotalgen und altersbedingten Verwitterungserscheinungen waren zahlreiche Schalen nicht mehr identifizierbar und wurden aussortiert.

Am Stareso Cap wurden einige Mollusken bei einem Tauchgang beobachtet, fotografiert und identifiziert.



Abb.3: Sieb mit Maschenweite 1 mm, Ø 20 cm



Abb.4: Sieb mit Maschenweite 2mm, Ø 20 cm

Artbestimmung

Die Bestimmung der Arten erfolgte mittels freiem Auge, Lupen und Auflichtmikroskopen. Als Literatur wurden vorrangig *European Seashells Vol. 1* und *2* (Poppe & Goto, 1991 und 1993) sowie *Fauna und Flora des Mittelmeeres* (Riedl, 1983) verwendet. Ein zusätzlich hilfreiches Instrument waren die Fotos der bereits bestehenden Mollusken-Datenbank von früheren Calvi-Exkursionen.

Archivierung

Nachdem die gesammelten Individuen wenn möglich bis auf Artniveau bestimmt worden waren, wurden sie zusammen mit einem als Maßstab dienenden Lineal und den wichtigsten Daten fotografiert (Art- und Familienname, Erstbeschreiber, Fundort, Datum). Die Datensätze wurden zusammen mit den Fotos in eine mit Microsoft Access erstellte Datenbank übertragen.

Lebende Tiere, die sich bereits durch frühere Funde in der Datenbank befanden, wurden freigelassen; Neufunde und nicht bestimmbar Individuen wurden in 70 % Ethanol fixiert. Von den meisten Arten wurden ohnehin nur die Schalen gefunden. Diese wurden in verschließbare Plastikgefäße gegeben. Alle gesammelten

Mollusken bzw. Gehäuse wurden nach Innsbruck transportiert und befinden sich nun am Zoologischen Institut der Universität Innsbruck (Korrespondenz Dr. Robert Gschwentner).

Ergebnisse und Diskussion

Für das Mittelmeer sind 1376 Molluskenarten bekannt (Hofrichter, 2002). In den vier Exkursionen zwischen 2004 und 2010 wurden insgesamt 282 Arten im Golf von Revellata nachgewiesen. Das bedeutet, dass innerhalb der wenigen Wochen Sammelzeit immerhin 20,5 % des bekannten Artenspektrums des Mittelmeeres erfasst wurde. Bis jetzt sind in jedem Jahr mehr Arten nachgewiesen worden als in den Jahren zuvor. Ein Ende dieser Tendenz scheint noch immer nicht in Sicht und selbst wenn die Zahl der gefundenen Arten nicht oder nur geringfügig mehr wird, so sind auf jeden Fall noch zahlreiche Neufunde im Laufe der folgenden Exkursionen zu erwarten.

Insgesamt wurden in diesem Jahr 168 verschiedene Molluskenarten dokumentiert (Tab. 1). Das sind 14 Arten mehr als im Jahr 2008 (154 spp.) und wiederum mehr als die Jahre zuvor (Abb. 5). Das bedeutet einen weiteren Artenzuwachs von 9,7 % zum Jahr 2008, und sogar ein Plus von 64 % zum Jahr 2004 (103 spp.). Nur bei den Bivalvia und Cephalopoda konnten 2008 mehr Arten gefunden und bestimmt werden als im Jahr 2010.

Tab.1: Auflistung der gefundenen Arten mit Zuordnung der entsprechenden Fundorte. (B: Bucht von Stareso/Blockfeld; F: Fingerbucht; R: Bucht von Revellata/Sandstrand; P: Posidoniawiese/ Sand; C: Coralligène; SC: Stareso Cap; L: lebend, S: nur Schale, kA: keine Angabe)

Klasse & Familie	Art	Fundort					
		B	F	R	P	C	SC
Bivalvia		B	F	R	P	C	SC
Arcidae	<i>Arca noae</i> Linnaeus, 1758	S	S	S	S	L	
	<i>Barbatia barbata</i> (Linnaeus, 1758)		L	S	S	S	
Astartidae	<i>Astarte sulcata</i> (da Costa, 1778)					S	
Cardiidae	<i>Acanthocardia aculeata</i> (Linnaeus, 1758)					S	
	<i>Acanthocardia echinata</i> (Linnaeus, 1758)					S	
	<i>Laevicardium crassum</i> (Gmelin, 1791)					S	
	<i>Parvicardium exiguum</i> (Gmelin, 1791)					L	
	<i>Plagiocardium papillosum</i> (Poli, 1795)			S			
Carditidae	<i>Cardita calyculata</i> (Linnaeus, 1758)			S			
	<i>Cardites antiquata</i> (Linnaeus, 1758)			S			
	<i>Glans trapezia</i> (Linnaeus, 1767)			S			
Chamidae	<i>Chama gryphoides</i> Linnaeus, 1758			S			
	<i>Pseudochama gryphina</i> (Lamarck, 1819)			S			
Corbulidae	<i>Corbula gibba</i> (Olivi, 1792)					S	
Donacidae	<i>Donax trunculus</i> Linnaeus, 1758			S		S	
	<i>Donax vittatus</i> da Costa, 1778			S			
Glycymerididae	<i>Glycymeris sp.</i> da Costa, 1778					S	
Limidae	<i>Lima lima</i> (Linnaeus, 1758)	S		S		S	
	<i>Limaria inflata</i> Link, 1807				S		
	<i>Limatula gwyni</i> (Sykes, 1903)			S			

Lucinidae	<i>Ctena decussata</i> (O.G. Costa, 1829)	S		L			
	<i>Loripes lucinalis</i> (Lamarck, 1818)		S	S			
	<i>Myrtea spinifera</i> (Montagu, 1803)			S		S	
Mactridae	<i>Mactra stultorum</i> (Linnaeus, 1758)					L	
Mytilidae	<i>Modiolula phaseolina</i> (Philippi, 1844)			S			
	<i>Modiolus barbatus</i> (Linnaeus, 1758)		S	S		S	
	<i>Musculus costulatus</i> (Risso, 1826)					S	
	<i>Musculus discors</i> Linnaeus, 1767					L	
	<i>Mytilus edulis</i> Linnaeus, 1758	S					
Noetiidae	<i>Striarca lactea</i> (Linnaeus, 1758)		S	S	S	S	
Ostreidae	<i>Crassostrea gigas</i> (Thunberg, 1793)	S					
	<i>Ostrea edulis</i> Linnaeus, 1758	S		S			
Pectinidae	<i>Chlamys bruei</i> (Payraudeau, 1826)					S	
	<i>Chlamys flexuosa</i> (Poli, 1795)					L	
	<i>Chlamys hyalina</i> (Poli, 1795)					L	
	<i>Chlamys varia</i> (Linnaeus, 1758)	S	S			L	
	<i>Palliolum tigrinum</i> (O.F. Müller, 1776)	Ort unbekannt, nur Schale					
	<i>Pecten jacobaeus</i> (Linnaeus, 1758)	Ort unbekannt, nur Schale					
	<i>Pecten maximus</i> (Linnaeus, 1758)					L	
Pinnidae	<i>Pinna nobilis</i> Linnaeus, 1758	L					
	<i>Pinna pectinata</i> Linnaeus, 1767				L		
Psammobiidae	<i>Gari costulata</i> (Turton, 1822)					S	
	<i>Gari depressa</i> (Pennant, 1777)					S	
Semelidae	<i>Abra alba</i> (W. Wood, 1802)				S		
Spondylidae	<i>Spondylus gaederopus</i> Linnaeus, 1758		S				
Tellinidae	<i>Tellina planata</i> (Linnaeus, 1758)			S			
	<i>Tellina pulchella</i> Lamarck, 1818			S			
Veneridae	<i>Chamelea gallina</i> (Linnaeus, 1758)			S			
	<i>Clausinella brongiartii</i> (Payraudeau, 1826)					L	
	<i>Clausinella fasciata</i> (da Costa, 1778)					S	
	<i>Gouldia minima</i> (Montagu, 1803)			S			
	<i>Mercenaria mercenaria</i> (Linnaeus, 1758)					S	
	<i>Paphia aurea</i> (Gmelin, 1791)			L			
	<i>Venus casina</i> Linnaeus, 1758					S	
	<i>Venus verrucosa</i> Linnaeus, 1758		S	S		S	
Cephalopoda		B	F	R	P	C	SC
Myopsidae	<i>Loligo vulgaris</i> Lamarck, 1798	L					
Octopodidae	<i>Octopus macropus</i> Risso, 1826	L					
	<i>Octopus vulgaris</i> Lamarck, 1798	L					
Sepiidae	<i>Sepia officinalis</i> Linnaeus, 1758	L					
Gastropoda		B	F	R	P	C	SC
Aplysiidae	<i>Petalifera petalifera</i> Rang, 1828	L					
	<i>Phyllaplysia lafonti</i> (Fischer, 1870)			L			
Aporrhaidae	<i>Aporrhais pespelecani</i> (Linnaeus, 1758)					S	
Arminidae	<i>Armina maculata</i> Rafinesque, 1814					L	
Atyidae	<i>Haminoea hydatis</i> (Linnaeus, 1758)			S			

	<i>Haminoea orbignyana</i> (Férussac, 1822)					S	
Buccinidae	<i>Buccinum corneum</i> (Linnaeus, 1758)					S	
	<i>Cantharus dorbignyi</i> (Payraudeau, 1826)	S					
	<i>Cantharus scaber</i> Monterosato, 1875			S			
Bullidae	<i>Bulla striata</i> Bruguière, 1792					L	
Calyptraeidae	<i>Calyptraea chinensis</i> (Linnaeus, 1758)		S			L	
Capulidae	<i>Capulus ungaricus</i> (Linnaeus, 1758)					S	
Cerithiidae	<i>Bittium latreilli</i> (Payraudeau, 1826)				kA		
	<i>Bittium reticulatum</i> (da Costa, 1778)			S	L	S	
	<i>Bittium scabrum</i> (Olivi, 1792)			S	S		
	<i>Cerithium alucaster</i> (Brocchi, 1814)					S	
	<i>Cerithium rupestre</i> Risso, 1826		S	L			
	<i>Cerithium vulgatum</i> (Bruguière, 1792)	L	S	L	S	L	
	<i>Rhinoclavis kochi</i> (Philippi, 1848)				L		
Cerithiopsidae	<i>Cerithiopsis tubercularis</i> (Montagu, 1803)			S	S		
Chromodorididae	<i>Hypselodoris gracilis</i> (Rapp, 1827)	L					
Columbellidae	<i>Columbella rustica</i> (Linnaeus, 1758)	L	S	L			
	<i>Mitrella borderipi</i> (Sowerby, 1844)				L		
	<i>Mitrella minor</i> (Scacchi, 1836)	S					
Conidae	<i>Conus ventricosus</i> Gmelin, 1791		S	L			
Costellariidae	<i>Vexillum ebenus</i> (Lamarck, 1811)			S			
	<i>Vexillum littoralis</i> (Forbes, 1843)					L	
	<i>Vexillum savignyi</i> (Payraudeau, 1826)			S	S		
	<i>Vexillum tricolor</i> (Gmelin, 1790)	S		S	S		
Dendrodorididae	<i>Dendrodoris limbata</i> (Cuvier, 1804)		L				
Discodorididae	<i>Discodoris atromaculata</i> Bergh, 1880						L
Eratoidea	<i>Erato voluta</i> (Montagu, 1803)					S	
Fascioliariidae	<i>Fasciolaria lignaria</i> (Linnaeus, 1758)	L					
	<i>Fusinus labronicus</i> (Monterosato, 1884)					S	
	<i>Fusinus syracusanus</i> (Linnaeus, 1758)				S		
Fissurellidae	<i>Diodora gibberula</i> (Lamarck, 1822)			S		S	
	<i>Diodora italica</i> (Defrance, 1820)	L					
	<i>Diodora ruppelli</i> (Sowerby, 1834)	S					
	<i>Emarginula adriatica</i> O.G. Costa, 1829				S		
	<i>Emarginula huzardii</i> Payraudeau, 1826				S		
Flabellinidae	<i>Flabellina affinis</i> (Gmelin, 1791)						L
Haliotidae	<i>Haliotis tuberculata lamellosa</i> Lamarck, 1822	L		S			
Littorinidae	<i>Littorina neritoides</i> (Linnaeus, 1758)	L		S			
Marginellidae	<i>Gibberula oryza</i> (Lamarck, 1822)		S	S			
Muricidae	<i>Hexaplex trunculus</i> (Linnaeus, 1758)	L					
	<i>Muricopsis cristatus</i> (Brocchi, 1814)	S					
	<i>Ocinebrina aciculata</i> (Lamarck, 1822)	S					
Nassariidae	<i>Cyclope donovania</i> Risso, 1826			L			
	<i>Nassarius corniculus</i> (Olivi, 1792)		S				
	<i>Nassarius cuvieri</i> (Payraudeau, 1826)		L	S			
	<i>Nassarius incrassatus</i> (Ström, 1768)		L	S			
Naticidae	<i>Naticarius dillwyni</i> (Payraudeau, 1826)		S			S	
	<i>Neverita josephina</i> Risso, 1826			S			

	<i>Payraudeautia intricata</i> (Donovan, 1804)					S	
Neritidae	<i>Smaragdia viridis</i> (Linnaeus, 1758)			S			
Patellidae	<i>Patella candei</i> d'Orbigny, 1840	L		S			
	<i>Patella ferruginea</i> Gmelin, 1791	L		S			
	<i>Patella nigra</i> (da Costa, 1771)			S			
	<i>Patella rustica</i> Linnaeus, 1758	L					
	<i>Patella ulyssiponensis</i> Gmelin, 1791	L		S			
	<i>Patella ulyssiponensis aspera</i> Röding, 1798	L					
	<i>Patella vulgata</i> (Linnaeus, 1758)	L		S			
Phasianellidae	<i>Tricolia pullus</i> (Linnaeus, 1758)			S			
	<i>Tricolia speciosa</i> (von Mühlfeldt, 1824)	S		S			
	<i>Tricolia tenuis</i> (Michaud, 1828)			S			
Pleurobranchidae	<i>Berthella aurantiaca</i> (Risso, 1818)		L				
Pyramidellidae	<i>Turbonilla acutissima</i> Monterosato, 1884				S		
Rissoidae	<i>Alvania cancellata</i> (da Costa, 1778)			S			
	<i>Alvania cimex</i> (Linnaeus, 1758)	S		S	S		
	<i>Alvania lineata</i> Risso, 1826			S	L		
	<i>Alvania montagui</i> (Payraudeau, 1826)		S				
	<i>Rissoa auriscalpium</i> (Linnaeus, 1758)			S	kA		
	<i>Rissoa dolium</i> Nyst, 1845				L		
	<i>Rissoa splendida</i> Eichwald, 1830			S			
	<i>Rissoa variabilis</i> (von Mühlfeldt, 1824)			S	L		
	<i>Rissoa ventricosa</i> Desmarte, 1814				L		
	<i>Rissoa violacea</i> Desmarte, 1814			S	S		
Rissoinidae	<i>Rissoina bruguieri</i> (Payraudeau, 1826)				S		
Thaididae	<i>Thais haemastoma</i> (Linnaeus, 1767)	L					
Triviidae	<i>Trivia arctica</i> (Solander in Hymphrey, 1797)			S			
	<i>Trivia monacha</i> (da Costa, 1778)				L		
	<i>Trivia multilirata</i> (Sowerby, 1870)					S	
	<i>Trivia pulex</i> (Solander in Gray, 1827)			S			
Trochidae	<i>Calliostoma conulum</i> (Linnaeus, 1758)	S					
	<i>Calliostoma granulatum</i> (Born, 1778)					S	
	<i>Calliostoma zizyphinum</i> (Linnaeus, 1758)					S	
	<i>Gibbula ardens</i> (von Salis, 1793)			S	L		
	<i>Gibbula divaricata</i> (Linnaeus, 1767)	L		S			
	<i>Gibbula rarilineata</i> (Michaud, 1829)	S		L			
	<i>Gibbula richardi</i> (Payraudeau, 1826)	S					
	<i>Gibbula umbilicalis</i> (da Costa, 1778)	L					
	<i>Gibbula umbilicaris</i> (Linnaeus, 1767)			S			
	<i>Jujubinus exasperatus</i> (Pennant, 1777)			S	S	S	
	<i>Jujubinus exasperatus tricolor</i> (Risso, 1826)			S	L		
	<i>Jujubinus striatus</i> (Linnaeus, 1767)			S	L		
	<i>Monodonta turbinata</i> (Born, 1780)	L		L			
Turbinidae	<i>Astraea rugosa</i> (Linnaeus, 1767)					S	
Turridae	<i>Bela laevigata</i> (Philippi, 1836)			S			
Turritellidae	<i>Turritella monterosatoi</i> Kobelt, 1887					L	
	<i>Turritella turbona</i> Monterosato, 1877				S	L	
Vermetidae	<i>Vermetus sp.</i> Daudin, 1800		S	S			

Polyplacophora		B	F	R	P	C	SC
Acanthochitonidae	<i>Acanthochitona communis</i> (Risso, 1826)					L	
	<i>Acanthochitona fascicularis</i> (Linnaeus, 1767)					L	
Chitonidae	<i>Chiton corallinus</i> (Risso, 1826)					L	
	<i>Chiton olivaceus</i> (Spengler, 1797)	L					
Ischnochitonidae	<i>Callochiton laevis</i> (Montagu, 1803)	L					
	<i>Ischnochiton rissoi</i> (Payraudeau, 1826)			L			
Scaphopoda		B	F	R	P	C	SC
Dentaliidae	<i>Dentalium dentalis</i> Linnaeus, 1758			L			
	<i>Dentalium vulgare</i> (da Costa, 1778)	L					

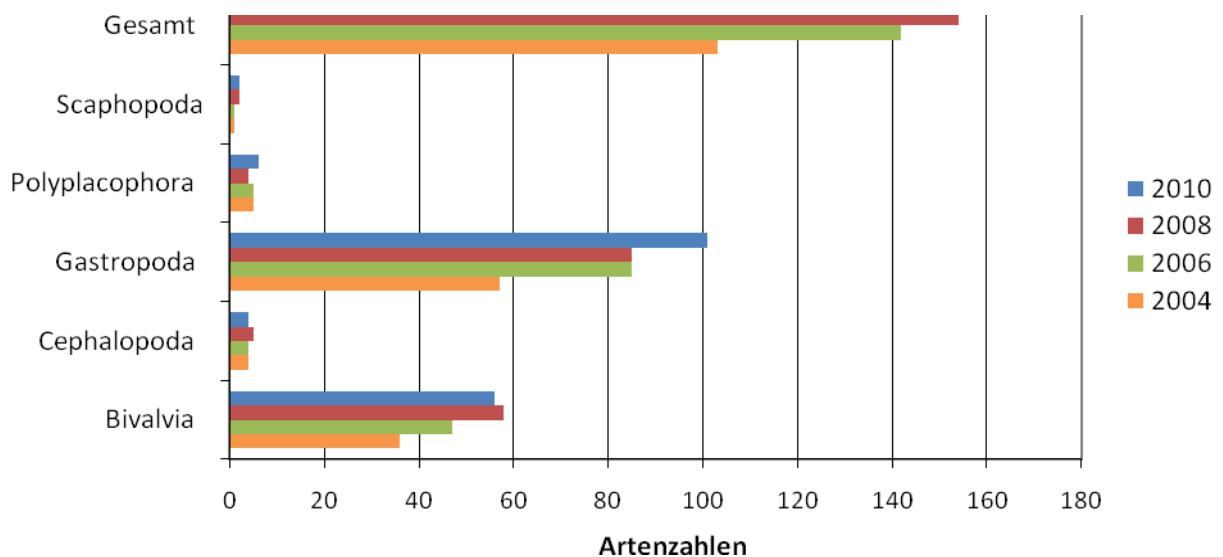


Abb. 5: Vergleich der gefundenen Artenzahlen der letzten vier Exkursionen.

Vergleich mit früheren Jahren

Natürlich werden nicht in jedem Jahr die gleichen Arten wiedergefunden. Die Abbildungen 6 bis 10 zeigen die Anzahlen an Arten, die jeweils nur in einem einzigen Jahr gefunden wurden (z.B. 16 Gastropoda-Arten nur in 2004; Abb. 6), sowie die Anzahl an Arten, die in mehreren Jahren wiedergefunden wurden (d.h. die Anzahl an Artenfunden, in denen die jeweiligen Jahre übereinstimmen, z.B. 32 Gastropoda-Arten, die in 2004 und 2006 gefunden wurden). In jedem Jahr treten in allen Gruppen etwa gleich viele Arten auf, die in keinem anderen Jahr gefunden worden sind.

Bei den **Gastropoda** sind nur 19 Arten in allen Jahren von 2004 bis 2010 dokumentiert (Abb. 6). Die größten Überschneidungen liefern mit 60 übereinstimmenden Arten die Jahre 2008 und 2010. 2004 und 2010 hingegen weisen im Vergleich dazu am wenigsten Übereinstimmung auf.

Die **Bivalvia** liefern ähnliche Ergebnisse wie die Gastropoda. Die größte Übereinstimmung findet sich zwischen 2008 und 2010 (Abb. 7). Ein Grund dafür ist sicher die höhere Artenanzahl, welche bisher bei jeder Exkursion merklich zugenommen hat. Dies zeigt sich sehr deutlich in den Vergleichen der jeweils aufeinander folgenden Jahre bei Schnecken und Muscheln: 2008 und 2006 haben mehr Übereinstimmung als 2006 und 2004, und am

meisten gleiche Arten wurden jeweils in den Jahren 2010 und 2008 gefunden. Bei den kleineren Gruppen (Polyplacophora, Cephalopoda, Scaphopoda) zeigen sich dementsprechend andere Verhältnisse, wohl auch weil die Artenzahlen in den unterschiedlichen Jahren immer etwa gleich geblieben sind.

Bei den neun bisher gefundenen **Polyplacophora**-Arten gibt es interessanterweise die größte Übereinstimmung zwischen den Jahren 2004 und 2010 (Abb. 8). Von den dort fünf übereinstimmenden Arten wurden zwei (*Callochiton laevis*, *Acanthochitona fascicularis*) auch nur in diesen Jahren gefunden. Dies könnte auf jahresbedingte Schwankungen in der Abundanz dieser Arten hinweisen. Dies bleibt jedoch Spekulation, da die Datensätze noch zu wenig umfangreich sind. *Ischnochiton rissoi*, *Acanthochitona communis* und *Chiton olivaceus* wurden in jedem Jahr gefunden; letztere ist bei weitem die häufigste Art.

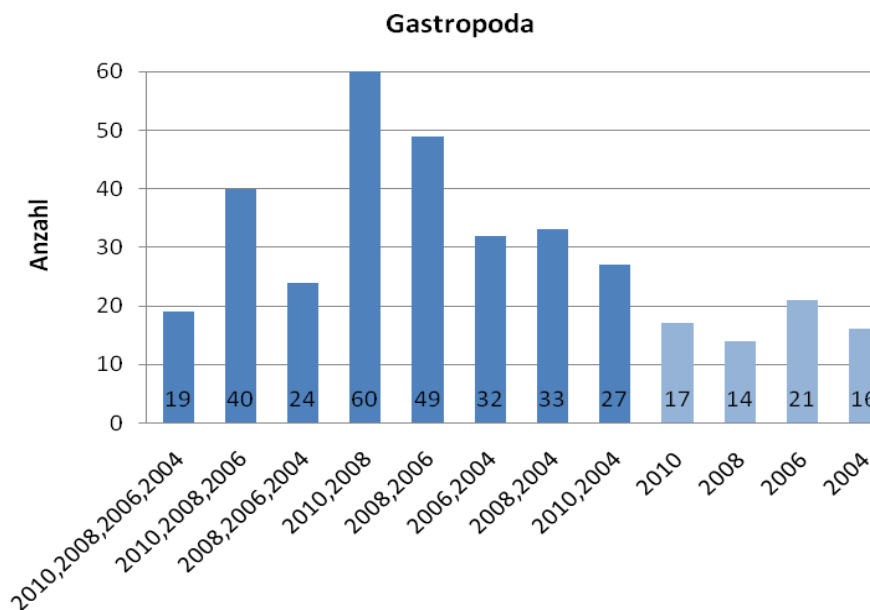


Abb.6: Artenzahlen der verschiedenen Jahre für Gastropoda.

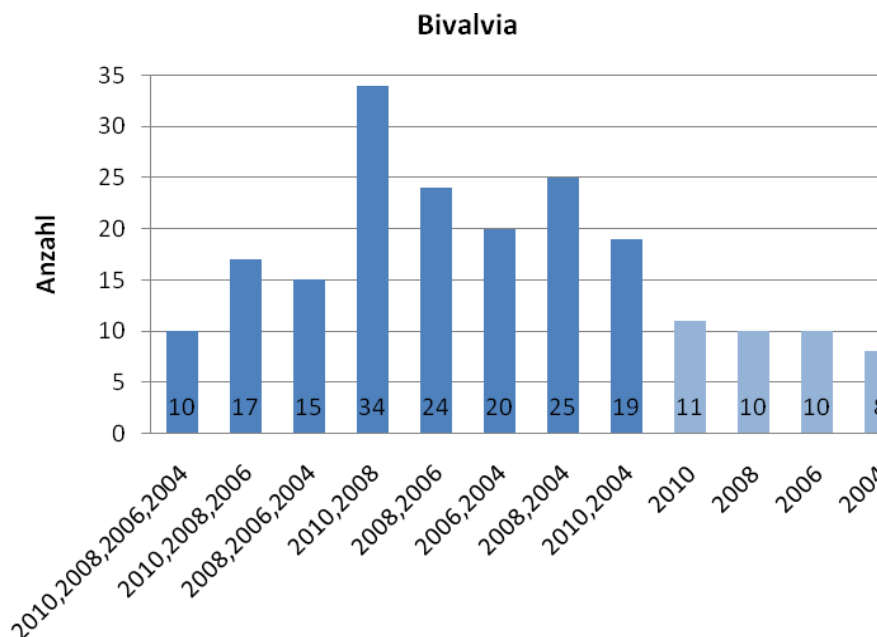


Abb.7: Artenzahlen der verschiedenen Jahre für Bivalvia.

Bei den **Cephalopoda** handelt es sich immer um die gleichen vier Arten, die jedoch nicht alljährlich gefunden wurden: *Octopus macropus*, *Octopus vulgaris*, *Sepia officinalis* und *Loligo vulgaris*. Die Übereinstimmungen sind daher im Vergleich der unterschiedlichen Exkursionsjahre in etwa gleich (Abb. 9). 2008 ist offensichtlich ein *Loligo sp.* in der Liste, der nicht zugeordnet werden konnte, der allerdings als eigene Art erscheint.

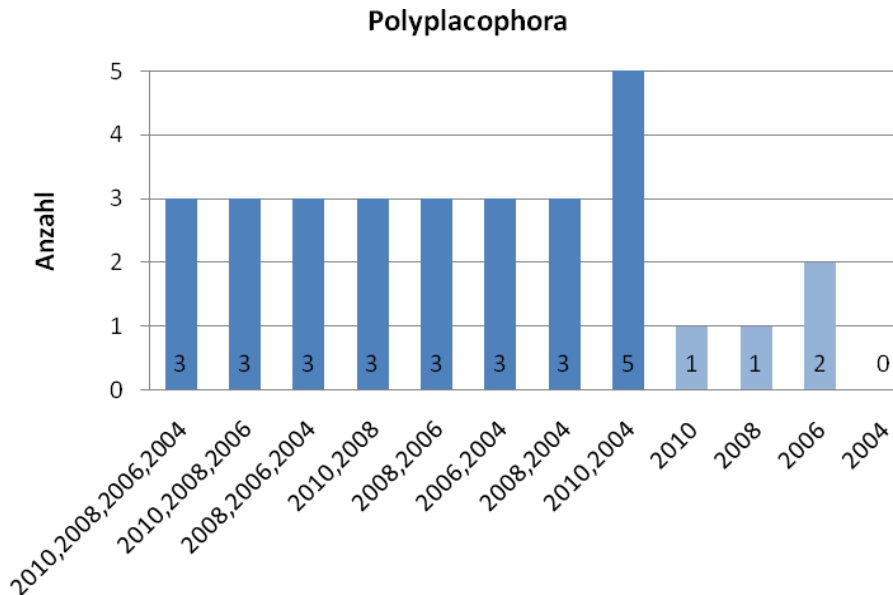


Abb.8: Artenzahlen der verschiedenen Jahre für Polyplacophora.

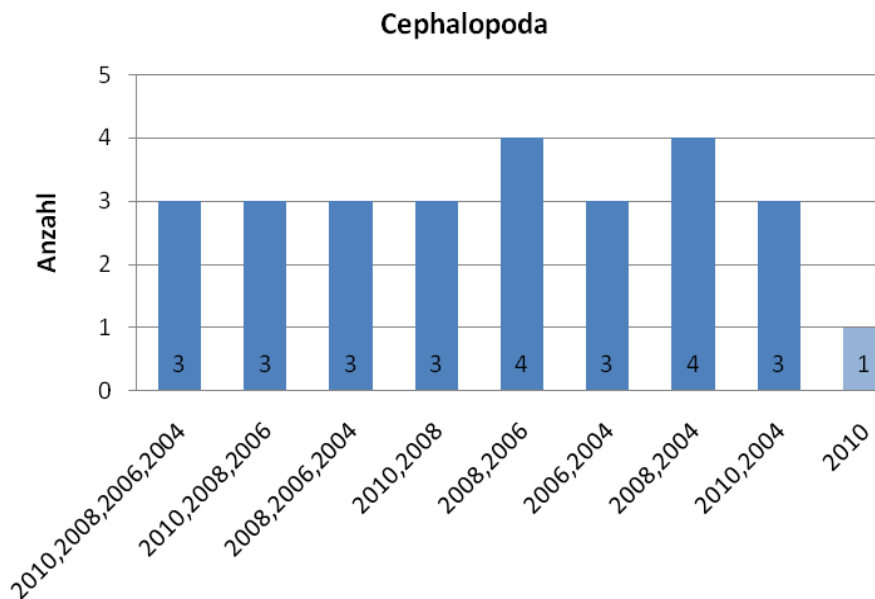


Abb.9: Artenzahlen der verschiedenen Jahre für Cephalopoda.

Die **Scaphopoda** sind etwas interessanter, da trotz der wenigen Funde von 1-2 Arten pro Exkursionsjahr kaum Überschneidungen auftreten (Abb. 10). Diese Tiere sind durch ihre kryptische Lebensweise im Sand schwer zu finden. Die geringen Übereinstimmungen zeigen, dass das Artenpotential sicher viel höher liegt als es hier den Anschein hat.

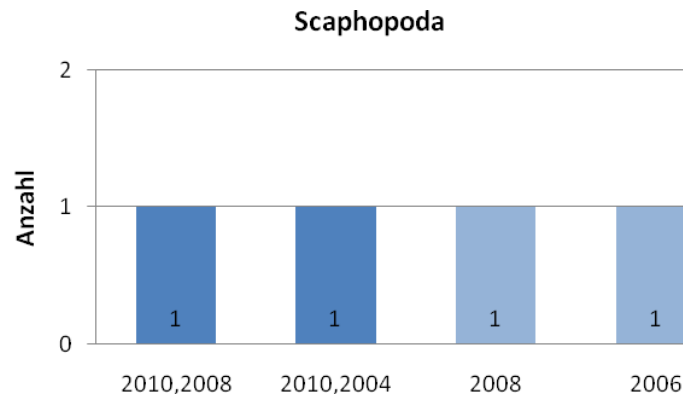


Abb.10: Artenzahlen der verschiedenen Jahre für Scaphopoda.

Standorte im Vergleich

Vergleicht man nun die Artenzahlen der unterschiedlichen Standorte, so zeigen sich doch signifikante Unterschiede. Der artenreichste Standort in 2010 war, wie auch in den letzten Jahren, die Bucht von Revellata, einer der eher selteneren Sandstrände im Untersuchungsgebiet. Die doch wesentlich höhere Artenzahl, die jene der nächstartenreichen Standorte Coralligène und Blockfeld deutlich übersteigt, ist vor allem auf die vielen angespülten Schalen, die auch von anderen Standorten stammen können, zurückzuführen, und nicht auf einen artenreicheren Lebensraum an sich. Das zweitartenreichste Habitat war das Coralligène, welches vielleicht auch durch abgesunkene und hinzugespülte leere Schalen einen insgesamt höheren Artenreichtum vortäuscht. Ein gegenteiliges Problem zeigt sich bei der Posidoniawiese, welche durch die reiche und dichte Struktur wesentlich schwerer zu beproben ist als die anderen Standorte. Die hier bestimmte Artenzahl unterschätzt also wahrscheinlich die tatsächliche Diversität dieses Habitats. Aus diesen Gründen kann anhand der von uns erhobenen Daten sicher nur mäßig auf die unterschiedliche Molluskendiversität der verschiedenen Lebensräume geschlossen werden.

Tab.2: Vergleich der Artenzahlen an den untersuchten Standorten.

	Bivalvia	Cephalopoda	Gastropoda	Polyplacophora	Scaphopoda	Gesamt
Bucht von Stareso	8	4	40	2	1	55
Bucht von Revellata	27		56	1	1	85
Coralligène	36		23	3		62
Stareso Cap			2			2
Posidonia (Sand)	7		31			38
Fingerbucht	8		15			23
Nicht zuordenbar	2					2

Zusammenfassung: typische Arten der einzelnen Habitate

Um zu klären, *wer* jetzt eigentlich *wo* lebt, werden die charakteristischen Mollusken der einzelnen Habitate abschließend kurz gegenübergestellt.

Im **Eulitoral des Blockfeldes** trafen wir vor allem verschiedene *Patella*-Arten sowie *Monodonta turbinata* an. Die Patellen überleben das Trockenfallen, indem sie ihre napfförmigen Gehäuse mit ihrem Saugfuss dicht an den Fels ziehen. Für gewöhnlich sitzen die Tiere immer am selben Fleck, so dass sich mit der Zeit der Rand ihrer Schale an die Morphologie des Felsens anpasst. Dadurch wird der Verlust des unter dem Napf eingeschlossenen Wassers reduziert und der Schutz gegen Feinde optimiert. Die entstandene „Wohnkuhle“ verlässt das Tier lediglich, wenn es zu seinen notwendigen Weidegängen aufbricht. Ist eine Kuhle gerade nicht besetzt, weil sich ihr Bewohner auf Nahrungssuche befindet oder verstorben ist, so ist diese deutlich von der restlichen Umgebung abgehoben, weil sie frei von Bewuchs ist und dadurch viel heller als das umliegende Gestein. Im **Supralitoral** waren einige der Gastropoden des Eulitorals, wie *Monodonta turbinata* oder verschiedene *Gibbula*-Arten zu finden, die scheinbar nichts dagegen hatten hin und wieder ein trockenes Plätzchen aufzusuchen und dort länger zu verweilen. Im **Sublitoral** sind Tiere, die sich fest ans Substrat heften oder gar sessil leben, wenn überhaupt nur auf den großen statischen Blöcken zu finden und nicht auf den zahlreichen kleinen abgeflachten Steinen, die häufig in Bewegung sind. Im Lückensystem der Steine bewegten sich vor allem kleine Gastropodenarten wie *Gibbula ardens* und *G. divaricata*, die sich, sobald sie eine Veränderung der Strömung, etwa durch Anheben eines Steines, wahrnahmen, mit einer erstaunlichen Schnelligkeit an geschütztere Stellen zurückzogen. Die großen, ein stabiles Gefüge bildenden Felsbrocken werden hingegen nur äußerst selten gewendet, was daran zu erkennen ist, dass die Unterseite der Steine völlig anders besiedelt ist als die Oberseite. Während oben verschiedenste Algenarten siedeln und Weidegänger wie *Haliotis tuberculata* Nahrung und Schutz finden, fassen auf der Unterseite gerne Polyplacophoren wie *Chiton olivaceus* Fuß. Hier ist der Aufwuchs deutlich vermindert, allenfalls finden sich flache, meist enkrustierende Algen, die mit weniger Licht auskommen und denen der auf ihnen lastende Druck nichts ausmacht. Auffällig ist, dass die Molluskenfauna des Litorals in erster Linie von Gastropoden bestimmt wurde, Bivalvia waren bis auf ein paar Schalen von *Arca noae* und *Barbartia barbata* kaum zu finden. Cephalopodenfreunde konnte hier außerdem einen *Octopus vulgaris* in seiner Felshöhle beobachten.

Entsprechend den ähnlichen Bedingungen in der **Fingerbucht** präsentierte sich hier auch die Fauna. Wir trafen viele „alte Bekannte“ vom Blockfeld, und konzentrierten das Sammeln daher auf Arten, die uns bisher verborgen geblieben waren. Wir fanden hier lebende Exemplare von *Conus mediterraneus* (= *C. ventricosus*), die zwar verschiedene Farben und Zeichnungen tragen und so zu einiger Verwirrung führen können, aber als einzige Art der Conidae im Mittelmeer vertreten sind (WoRMS). Aber auch Vertreter der Nabel- (Naticidae)

und Reusenschnecken (Nassariidae) konnten lebend gefangen werden. Insgesamt war die Fauna auch hier eher Gastropoden-dominiert.

Bei einer geringeren Korngröße sind die Zwischenräume natürlich auch wesentlich kleiner, was sich in der Größe der Bewohner des **Sandstrandes** niederschlägt: die angetroffenen Gastropodenarten waren deutlich kleiner als im Felslitoral. Hier fanden wir vor allem Rissoidae (*Alvania*- oder *Rissoa*-Arten), Costellariidae (*Vexillum*-Arten), Cerithiidae (*Bittium*- und *Cerithium*-Arten) und Trochidae, wie *Jujubinus exasperatus*. Allerdings ist zu beachten, dass es sich bei den Funden um leere Schalen handelte, die nicht zwangsläufig die Fauna des Sandstrandes widerspiegeln. Es ist gut möglich, dass sie aus den angrenzenden Habitaten (Seegraswiese, Felslitoral) gespült und dann an den Strand geschwemmt wurden. Weil der Sandstrand kaum Sichtschutz vor Feinden bietet, sind hier vor allem infaunale Bivalvia zu finden. Mit Abstand am häufigsten konnten Schalen von *Loripes lucinalis* aus der Familie der Lucinidae gefunden werden. Aber auch Chamidae (Hufmuscheln) und Carditidae (Trapezmuscheln) wurden gefunden.

Neben verschiedenen Rissoidae konnten vor allem *Bittium*- und *Cerithium*-Arten in der **Seegraswiese** lebend gesammelt und bestimmt werden. Zu erwähnen bleibt, dass die Bestimmung bei Individuen der Gattung *Bittium* sich als äußerst schwierig erwies, da sie sich enorm ähnlich waren und es sich bei *Bittium reticulatum* vermutlich um mehrere Arten handelt, deren Verwandtschaftsverhältnisse in der uns zur Verfügung stehenden Literatur nicht abschließend geklärt werden konnten. Trochidae waren mit Arten wie *Jujubinus exasperatus* vertreten. Als besonders farbenfrohe, weil seegrasgrüne Art ist *Smaragdia viridis* zu nennen. Bei den Bivalven haben vor allem die recht großen Exemplare von *Pinna pectinata* für Aufmerksamkeit gesorgt. *Arca noae* und *Barbatia barbata* waren in diesem Habitat ebenfalls anzutreffen. Außerdem konnte eine gut getarnte *Sepia officinalis* beobachtet werden.

In unseren Proben des **Coralligènes** fanden wir vor allem Pectinidae, wie *Chlamys varia* und Turritellidae, wie *Turritella communis*. Die Cardiidae waren ebenfalls zahlreich vertreten. Als kleinen Augenschmaus konnten wir mehrere Individuen von *Aporrhais pespelecani* sammeln, darunter ein Individuum mit orangefarbener Schale. Der Abbau des Coralligènes erfolgt über bohrende Organismen wie *Lithophaga lithophaga*, welche bei dieser Exkursion jedoch nicht gefunden wurde.

Referenzen

Georgiadis, M., Papatheodorou, G., Tzanatos, E., et. al. (2004) Coralligène formations in the eastern Mediterranean Sea: Morphology, distribution, mapping and relation to fisheries in the southern Aegean Sea (Greece) based on high-resolution acoustics. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 368(1): 44-58.

Gobert, S., Laumont, N., Bouquegneau, J.-M. (2002) *Posidonia oceanica* meadow: a low nutrient high chlorophyll (HNLC) system? *BioMedCentral Ecology* 2(9).

Hofrichter, R. (2002) *Das Mittelmeer – Fauna, Flora, Ökologie, Band I (Allgemeiner Teil)*. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg.

Laborel, J. (1987) Marine biogenic construction in the Mediterranean: A review. *Sci. Rep. Port-Cros natl. Park.* 13: 97–126.

Poppe, G.T. & Goto, Y. (1991) *European Seashells, Volume 1*. Verlag Christa Hemmen, Wiesbaden.

Poppe, G.T. & Goto, Y. (1993) *European Seashells, Volume 2*. Verlag Christa Hemmen, Wiesbaden.

Riedl, R. (1983) *Fauna und Flora des Mittelmeeres: Ein systematischer Meeresführer für Biologen und Naturfreunde*, 3. Auflage. Verlag Paul Parey, Hamburg und Berlin.

Sartoretto, S., Verlaque, M., Laborel, J. (1996) Age of settlement and accumulation rate of submarine “coralligene” (- 10 to - 60 m) of the northwestern Mediterranean Sea; relation to Holocene rise in sea level. *Mar. Geol.* 130(3): 317–331.

Schärer, L. (2006) „Zoologie mariner Organismen, Elba, Italien - Einführung“

http://www.evolution.unibas.ch/teaching/blockkurs_zoologie/elba/ElbaLebensraumFischerei.pdf

Westheide, W. & Rieger, R. (2007) *Spezielle Zoologie, Teil 1: Einzeller und wirbellose Tiere*, 2. Auflage. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, Seiten 305-313.

World Register of Marine Species (WoRMS). www.marinespecies.org

Regeneration

Karin Meyer, Magdalena Dörler, Lisa Brase

I Einleitung

Im Rahmen des zweiwöchigen marin- und entwicklungsbiologischen Praktikums auf Calvi, Korsika, wurde im Zeitraum von einer Woche die Regenerationsfähigkeit bei drei unterschiedlichen Wurmtaxa untersucht. Zum einen Süß- und Salzwasserformen der Plathelminthes (Plattwürmer), zum anderen verschiedenste marine Vertreter der Nemertini (Schnurwürmer) und der Annelida (Ringelwürmer). Während bei den Plathelminthes die hohe Bereitschaft zur Regeneration schon länger bekannt und untersucht ist, weiß man bei den anderen beiden Taxa noch verhältnismäßig weniger.

Generell versteht man unter dem Begriff „Regeneration“ in der Biologie die Fähigkeit eines Organismus, verloren gegangene Strukturen neu nachzubilden und zu ersetzen. Dies können einzelne Organabschnitte, ganze Organe oder gar ganze Körperteile sein. Nicht alle Tierarten verfügen über die Fähigkeit der Regeneration von ganzen Körperstrukturen. Bekannte Taxa mit Regenerationsfähigkeit sind neben den Plathelminthes noch einzelne Vertreter der Cnidaria, Ascidia, Lissamphibia und der Reptilien. Es hat sich gezeigt, dass Arten mit asexueller Fortpflanzung eher in der Lage sind, zu regenerieren, da sie bei jeder Zweiteilung stets die andere Körperhälfte nachbilden müssen. Bei höheren und sich sexuell vermehrenden Taxa ist die Fähigkeit aufgrund der Ineffizienz weitestgehend verloren gegangen. Die Nachbildung aller Körperteile, einschließlich des Kopfes, ist hier nicht mehr möglich. Ferner spielt der Körperbau eine Rolle bei der Neubildung von Körperstrukturen. Strukturen wie harte Panzer sind eher ungeeignet für Regenerationsprozesse. Der Bauplan von gut regenerierenden Organismen sollte also nicht über ein starres Exoskelett verfügen.

Der allgemeine Regenerationsvorgang bei den untersuchten Wurmtaxa läuft in verschiedenen Schritten ab. Wird einem Individuum mechanisch ein Körperteil abgetrennt bzw. ein Teil des Körpers gespalten, so kommt es bei dem jeweiligen Tier zunächst zu einer Reaktion, die dem Wundverschluss dient. Hierbei kontrahiert die Ringmuskulatur um die Wunde herum so stark, dass diese weitgehend verschlossen wird. Des Weiteren wird im Bereich der Schnittstelle vom Tier Schleim sezerniert um etwaigem Bakterienbefall vorzubeugen. Die im verletzten Bereich vorliegenden Epidermiszellen beginnen abzuflachen und schließen die Wunde somit provisorisch. Weitere Epidermiszellen differenzieren sich aus den vorhandenen Stammzellen und bilden die

Epidermisschicht nach. Nach einiger Zeit beginnt der Organismus mit der Blastembildung und dem Nachbau der verloren gegangenen Körperstruktur.

Neben dem Hauptaugenmerk auf die Regenerationsbereitschaft der gesammelten Tiere wurde eine Muskulaturfärbung mittels Phalloidin bei mehreren taxonomisch unterschiedlichen Individuen durchgeführt.

Als drittes Experiment wurden Individuen von *Notoplanus sp.* herangezogen, bei denen die Fütterung mittels Schnecken durchgeführt wurde, um die Füllung des blind auslaufenden Darms optisch beobachten zu können.

II Material und Methoden

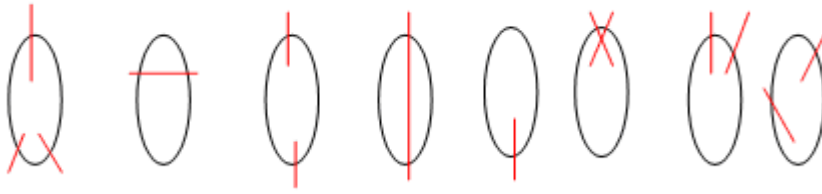
II.1 Herstellung von Individuen mit Doppelstrukturen



In der Arbeitsgruppe „Regeneration“ des Praktikums auf STARESO wurden insgesamt drei Wurmtaxa (Plathelminthes, Annelida, Nemertini) hinsichtlich ihrer Regenerationsfähigkeit untersucht. Die verschiedenen Arten wurden einesteils vor Ort, und andernteils in den umliegenden Buchten, sowie an einem Hochenergiestrand und dem Fangofluss eingesammelt. Zusätzlich wurden mehrere Sandproben (0-1m Tiefe) eines nahe gelegenen Strands ausgewaschen. Jeder Teilnehmer der Gruppe widmete

sich einem bestimmten Wurmtaxon, während alle mit den Süßwasserplathelminthen arbeiteten. Aufgrund der geringen Größe der meisten Individuen wurden die einzelnen Einschnitte unter einem Durchlichtmikroskop durchgeführt mittels einer handelsüblichen Rasierklinge. Bei den Plathelminthes wurden bei mehreren Tieren an verschiedenen Stellen Schnitte durchgeführt und in den folgenden Tagen die weitere Entwicklung beobachtet. Bei den Nemertini und Annelida wurden jeweils Kopf- und Schwanzregion entfernt. Hierzu wurden die Individuen auf Objektträger pipettiert, das Wasser weitestgehend entfernt, um einen geringen Bewegungsspielraum für ein kontrolliertes Schneiden zu gewährleisten, und anschließend der Schnitt durchgeführt. Bei den marinen Vertretern konnte zusätzlich Magnesiumchlorid als Relaxans verwendet werden, um das Amputieren zu erleichtern. Um die Dokumentation der Individuen über Tage hinweg besser bewerkstelligen zu können, wurden sie in beschrifteten Wellplates verwahrt und für die tägliche Überprüfung des Regenerationsfortschritts auf einen Objektträger pipettiert und unter dem Mikroskop ausgewertet. Die Dokumentation wurde größtenteils mit Privatkameras ausgeführt, bei sehr kleinen Organismen und den Muskelfärbungen wurde eine am Forschungsmikroskop montierte Kamera verwendet. Hierzu wurden die jeweiligen Tiere in Form eines Quetschpräparates für die Aufnahmen präpariert.

Beispiele für Einschnitte:



II.2 Phalloidinfärbung - Färbung der Muskulatur

Bei einem Versuch im Rahmen des Praktikums wurde die Muskulatur diverser Anneliden und Plathelminthen mittels Phalloidin gefärbt. Phalloidin ist ein Alkaloid und bindet spezifisch an F-Actinfilamente. Es gehört zu den Phallotoxinen und wurde aus dem Pilz *Amanita phalloides* isoliert. Phallotoxine zeigen kaum unspezifische Bindungen, sind sehr gut wasserlöslich und eignen sich daher nach Konjugation mit einem fluoreszierenden Farbstoff gut für Ein- und Mehrfachfärbungen. Während der Färbung wurden die Puffer PBS (phosphate buffer saline) und PBS-T (phosphate buffer saline mit 0,1% Triton) verwendet. Letzterer bewirkt mit dem Tensid Triton eine Durchlässigkeit der Zellmembran für den Farbstoff.

Für die Färbung der Muskeln wurde von jedem Praktikumsmitglied jeweils ein Individuum unter Durchführung der einzelnen Arbeitsschritte eingefärbt, wobei entweder roter oder grüner Farbstoff verwendet wurde. Zu den verwendeten Tieren zählten *Polygordius*, *Symsagittifera*, *Protodrillus* und *Monocelis* und ein Vertreter der Annelida.

II.3 Fütterungsexperimente

Bei diesem Versuch war das Ziel, bei dem blind auslaufenden Darm von *Notoplana sp.*, beobachten zu können, wie das aufgenommene Futter den Darm sichtbar auffüllt. *Prosthiostomum siphunculus* wurde ebenfalls mit in die Fütterung miteinbezogen.

Als Futter wurden Schnecken verwendet, die aus dem Blockfeld des Hafenbeckens von STARESO stammten. Die Zerkleinerung der Schnecken wurde bewerkstelligt, indem man sie in ein Tuch gab und mit einem kleinen Stein die Schale aufbrach. Das zerkleinerte Fleisch der Schnecke wurde anschließend nun in den Behälter der *Notoplana sp.* Tiere zugegeben.

III Durchführung und Ergebnisse

III.1 Regenerationsversuche

III.1.1 Plathelminthes

Dugesia benazzii

Plathelminthes

Rhabditophora

Tricladida / Planaria

Dugesiidae

Dugesia benazzii



Allgemeines:

D. benazzii stellte den einzigen Süßwasservertreter in der Reihe der Regenerationsexperimente dar. Als Fundort sind mehrere Stellen entlang des Fangflusses anzugeben. *D. benazzii* zählt zur Gruppe der Tricladida innerhalb der Plathelminthes und ist charakterisiert durch einen dreischenkligen Darmkanal, die Hauptstruktur, die für die Bezeichnung verantwortlich ist. Der Körperbau ist anders als bei vielen Plattwürmern fast drehrund, weil sie kein Problem mit passiver Sauerstoffdiffusion haben. Die Körperlänge beträgt bis zu 2,5 cm und der Kopf hat eine markante dreieckige Form. Die Stellung der Augen ist schräg zur Körperachse und das Gehirn ist im Kopfbereich paarig angelegt. Diese Art zeichnet sich durch eine negative Phototaxis aus und ist daher auch immer an der Unterseite von Steinen zu finden. Zudem können die chemosensorischen Aurikel wie Ohren bewegt werden. *D. benazzii* verfügt zudem über einen Pharynx und eine Mundöffnung in der Mitte des Körpers. Die Fortbewegung erfolgt kriechend im Wasser oder unter Laborbedingungen auf einem Wasserfilm mittels Cilienschlag der Epidermiszellen.

Die hohe Regenerationsfähigkeit bei Arten der "Planarien" ist bereits länger bekannt. Diese ist zurückzuführen auf eine hohe Anzahl von Neoblasten (= Stammzellen) im Tier. Diese können nach einer Amputation oder einem Einschnitt sofort nach dem Wundverschluss mit der Teilung und Differenzierung beginnen.

Ergebnisse:

Beispiel für eine Regeneration einer Zusatzstruktur:

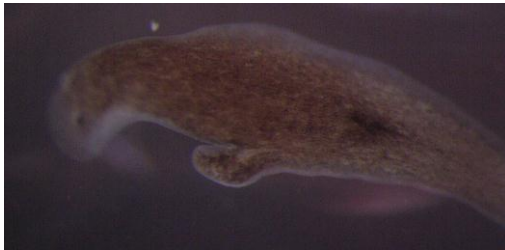
Bei dem hier sichtbaren Individuum wurde ein Schnitt in die Körperseite unternommen. In den darauf folgenden Tagen entwickelte sich eine Art Ausstülpung an der Seite des Tieres.



Tag 1



Tag 2



Tag 3



Tag 4

Beispiele für die Regeneration bei einer Zweiteilung von *D. benazzii*:

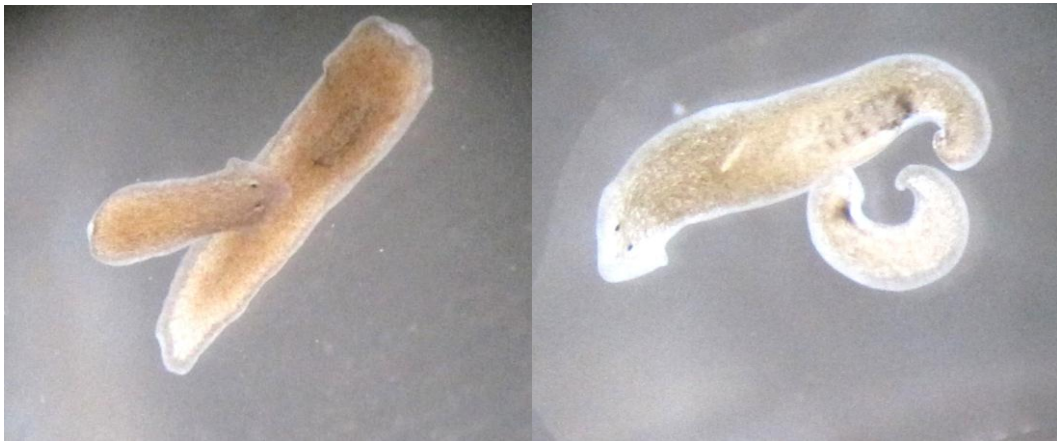
In den durchgeführten Amputationsversuchen wurden auch einige Individuen unterhalb des Kopfes in zwei Körperteile zerschnitten. In den folgenden Tagen konnten Vorgänge wie der Wundverschluss, eine Blastembildung und die vollständig pigmentierte Nachbildung von Körperabschnitten beobachtet werden.



A



B



C

D

A: deutlich sichtbare Bildung von hellem Blastem an der linken Körperseite nach Amputation eines Teils der linken Körperhälfte (2.Tag)

B: Kopfteil, nach Amputation des Rumpfes. Wundverschluss und Blastembildung erkennbar (2.Tag)

C: Kopf- und Rumpfabschnitt, Wundverschluss und Blastembildung erkennbar (3.Tag)

D: Beim Versuch, eine Doppelschwanzstruktur herzustellen wurde dem Tier ein Teil der Schwanzregion entfernt. Diese begann nach 2 Tagen mit der Neubildung von Gewebe. Der Gesamtkörper regenerierte den fehlenden Schwanzbereich nach.

Beispiele für die Entstehung von Doppelstrukturen:

Die Entstehung von Doppelstrukturen bei *D. benazzii* kann durch tiefe Einschnitte in der Mitte der Kopf- bzw. der Schwanzregion hervorgerufen werden. Durch die hohe Regenerationsbereitschaft dieser Art muss dies oft mehrmals durchgeführt werden, da sie in der Lage ist, die gespaltene Körperstruktur wieder zusammenwachsen zu lassen, so dass nur noch eine kleine Narbe am nächsten Tag sichtbar ist.



A

B

C

A,B: Ausbildung eines Doppelkopfes mit vollständiger Pigmentierung und Augenbildung (Aufnahme ca. 2 Wochen nach dem Schnitt)

C: Ausbildung von Doppelstrukturen sowohl im Kopf- als auch im Schwanzbereich (Aufnahme ca. 2 Wochen nach dem Schnitt)



D

E

F

D: tiefer Einschnitt in die Kopfregion deutlich sichtbar. Anfänge einer Doppelstrukturausbildung im Kopfbereich (3.Tag)

E,F: Individuum mit Doppelkopfstruktur. Der Schnitt erfolgte genau zwischen den paarigen Augen, weshalb jeder Einzelkopf über ein Auge verfügt (4.Tag)



G

H

I

G,H: Individuum mit Doppelstruktur im Schwanzbereich (3. Tag)

H: mit deutlicher Narbenbildung nach vorhergegangenen Amputationsversuchen (4.Tag)

I: Individuum mit Doppelkopfstruktur. Augenbildung bei beiden Einzelköpfen bereits abgeschlossen (Aufnahme ca. 2 Wochen nach dem Schnitt)

Diskussion:

Wie auf den unterschiedlichen Abbildungen deutlich sichtbar gelang es den Projektteilnehmern bei einigen Individuen Doppelstrukturen herzustellen. Diese entstanden teilweise erst nach mehrmaligem Einschneiden der Tiere, weil *D. benazzii* über ein derartig hohes Regenerationsvermögen verfügt, dass ein einfaches Zusammenwachsen von zertrennten Körperabschnitten möglich ist. Auch Amputationen in der Körpermitte verliefen erfolgreich, da sich aus beiden Teilen jeweils neue Organismen nachbilden konnten. Die Individuen mit zwei Köpfen bildeten meist einen zweiten kleineren Kopf aus, der von dem ursprünglich vorhandenen Kopf dominiert wurde. Dies war besonders bei der Fortbewegungsrichtung ersichtlich, da der größere Kopf bestimmend agierte. Oftmals entwickelt sich der Zweitkopf im Nachhinein wieder zurück, da er vom ursprünglichen Kopf inhibiert wird. Dieser Vorgang war jedoch innerhalb des Praktikums nicht beobachtet worden, sondern bezieht sich auf die Erfahrung durch vorhergegangene Experimente.

Während des Praktikums wurden von jedem Teilnehmer ca. 12 Individuen hinsichtlich ihrer Regenerationsfähigkeit untersucht. Alle Tiere überlebten sämtliche Amputationen was nochmals auf eine enorme Fähigkeit zur Selbstregenerierung hinweist.

Prosthlostomum siphunculus

Plathelminthes

“Turbellaria” / Rhabditophora

Polycladida

Cotylea

Prosthlostomum siphunculus

Allgemeines:

Prosthlostomum siphunculus gehört zu der Gruppe der Plathelminthen („Plattwürmer“).

Alle Plattwürmer zeichnen sich durch eine einschichtige, multiciliäre, drüsenreiche Epidermis aus. Des Weiteren weist ihr physiologischer Aufbau keine Atmungsorgane, Blutgefäße oder ein Coelom auf.

Prosthlostomum siphunculus verfügt in seinem Aufbau über Submarginalaugen, Hirnaugen und das darunterliegende Gehirn, Pharynx, Geschlechtsteile: männlich und weiblich, Saugnapf und ein stark verzweigtes Darmsystem im ganzen Körper, d.h. der Darm verläuft blind in sog. *Darmdivertikel*. Die Länge beträgt 1-2cm.

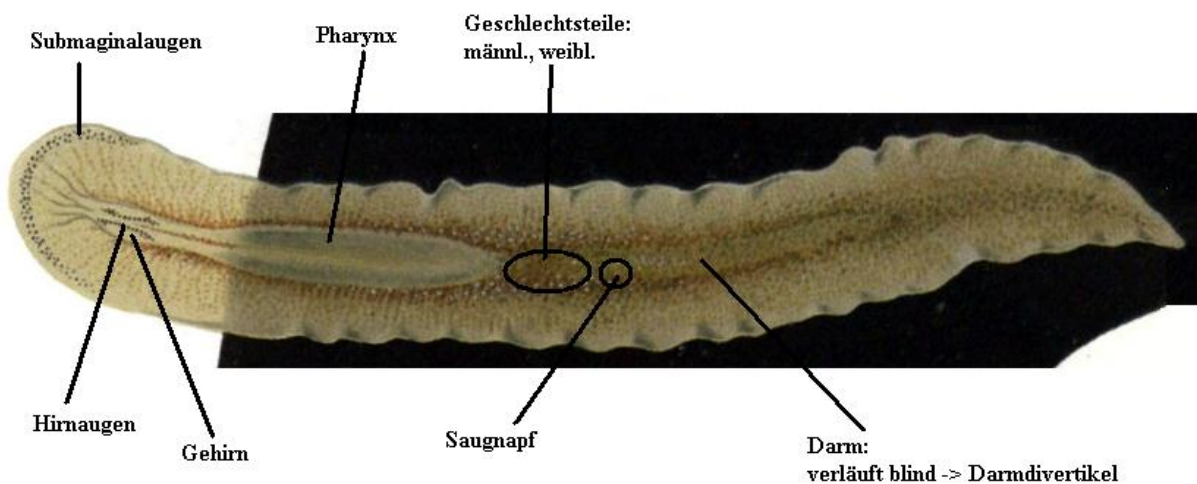


Abb.1 (Bild: <http://www.polyclads.net/lang.html>)



Abb.2: Junger *Prosthlostomum siphunculus*, dessen verzweigter Darm deutlich zu sehen ist.

Material und Methoden:

Prosthiostomum siphunculus wurde an einem Strand nahe der marinbiologischen Station STARESO gesammelt, da man den Plattwurm häufig an der Unterseite von Steinen in ruhigen Gewässern findet.

Mittels einer Rasierklinge wurden 12 Versuchstiere divers eingeschnitten (siehe: Graphik „Beispiele für Einschnitte“) und der Verlauf ihrer Regeneration dokumentiert.

Die Aufbewahrung erfolgte in einem 12-Well-Plate, ein Well pro Tier, bei 25,5°C. Täglich wurde zweimal das Wasser gewechselt.

Der Regenerationsversuch startete am 2.9.10, die bildliche Dokumentation am 3.9.10-6.9.10.

Ergebnisse:

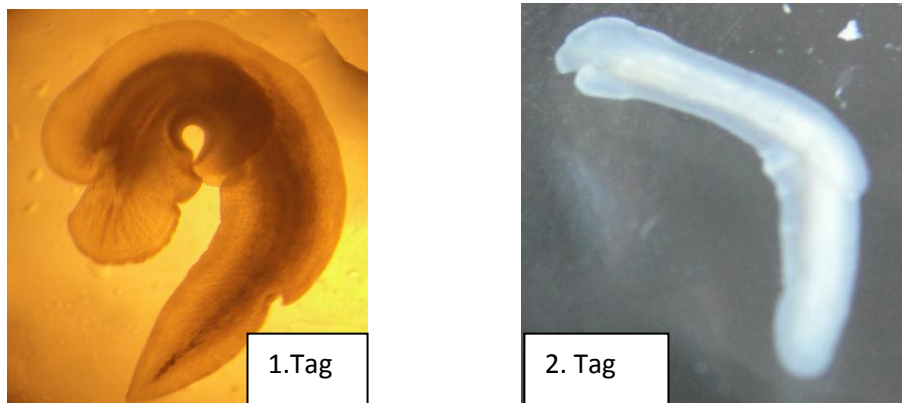
Die meisten Einschnitte der Versuchstiere sind innerhalb von zwei Tagen fast vollständig zusammengewachsen (Abb.3).

Der Wundverschluss erfolgt erst über eine Kontraktion der Muskulatur und führt nach der anschließenden Schleimbildung letztendlich zu einer Abflachung der Epidermiszellen, welche die Wunde bedecken. Anschließend beginnen die lokalen Stammzellen mit der Einwanderung und Proliferation – die Regeneration beginnt.

Dennoch gab es Einschnitte, die tief genug waren, um das Tier an einem Zusammenwachsen zu hindern. Stattdessen regenerierte es, je nach Lage des Schnittes einen zweiten Kopf oder Schwanz (Abb. 4).

Des Weiteren gab es ein Versuchstier, das eine Regeneration von zwei Pigmentflecken auf einem der beiden posterioren Enden zeigte (Abb. 5).

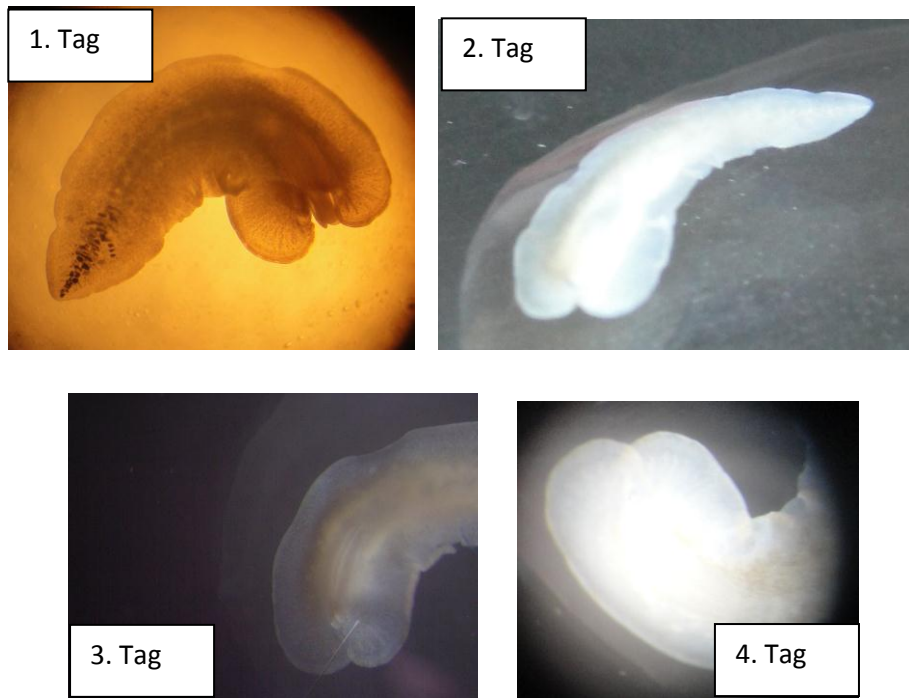
Abb.3



Links (1.Tag): *Prosthiostomum siphunculus* mit zwei seitlichen Einschnitten und einem anterior.

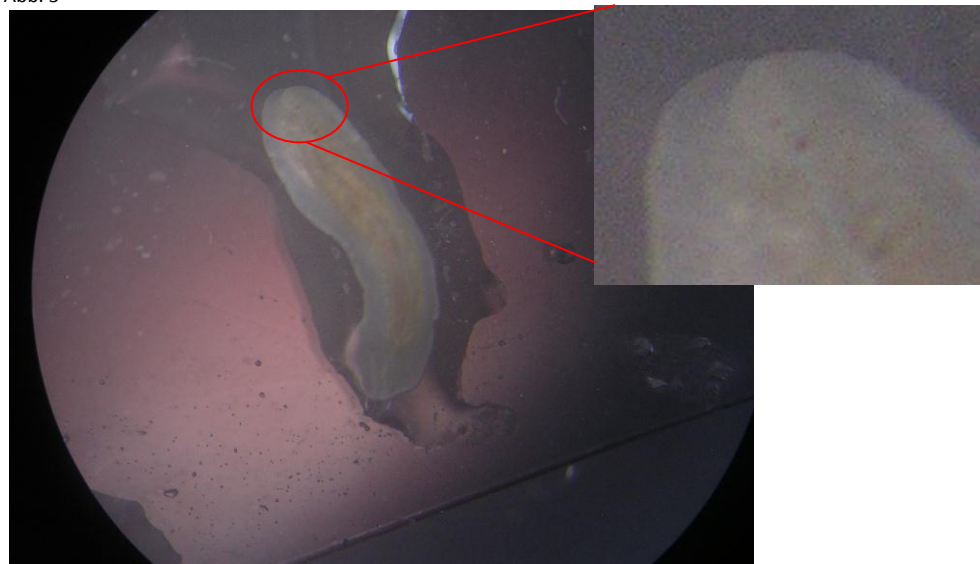
Rechts (2.Tag): die seitlichen Einschnitte sind fast vollständig zusammengewachsen und auch der Kopfschnitt ist bereits zur Hälfte wieder zusammen.

Abb. 4



Die Regeneration eines Doppelkopfes, wobei am 1. Tag noch deutlich der Pharynx in der Mitte des Einschnittes zu sehen ist, am 3. Tag jedoch die Wunde bereits vollständig geschlossen hat.

Abb. 5



Am 3.Tag sind bei diesem Versuchstier deutlich Pigmente am posterioren Ende zu erkennen.

III.1.2 Annelida

Allgemeines:

Annelida zählen zu den Taxa, die eine sehr weite Verbreitung in sämtlichen Lebensräumen aufweisen. Neben marinen und terrestrischen Vertretern besiedeln die Ringelwürmer auch alle limnischen Bereiche der Erde. Die Größe variiert von Art zu Art, kann von wenigen cm bis zu 3 Meter Länge reichen. Die im Praktikum verwendeten Individuen erreichten aber nur eine Länge von maximal 3 cm. Die Annelidengrundstruktur ist zurückzuführen auf eine teloblastische Bildung von ursprünglich gleichartigen Körperabschnitten, auch Segmente und Metamere genannt. Der Annelidenbauplan verfügt über eine klare Körpergliederung in Kopfregion (Prostomium und Peristomium), Rumpf mit den gleichmäßigen Segmenten und dem Hinterende (Pygidium). Anders als beispielsweise bei *D. benazzii* erfolgt das Wachstum bei Anneliden von hinten nach vorne ausgehend von der praeanalen Sprossungszone vor dem Pygidium. Jedes einzelne Segment verfügt primär über paarige, lateral angelegte, zweiteilige Parapodien. Am Prostomium befinden sich in der Regel Licht-, Mechano- und Chemorezeptoren und bewegliche Anhänge wie Palpen und Antennen. Das Pygidium ist mit Analcirren ausgestattet. Generell sind Anneliden weichhäutige Tiere und verfügen über eine drüsenreiche Epidermis sowie über eine elastische über der Epidermis liegende Cuticula. Charakteristische epidermale Borsten sind für Anneliden typische Strukturen, ebenso wie der starke Hautmuskelschlauch, der sich aus äußeren dünnen Ring- und inneren kräftigen Längsmuskeln zusammensetzt. Anneliden verfügen über ein typisches Strickleiternnervensystem und über ein Gehirn mit Lage im Prostomium.

Material und Methoden:

Den einzelnen Tieren wurde am ersten Tag des Praktikums mittels einer handelsüblichen Rasierklinge mit Hilfe von $MgCl_2$ als Relaxans und unter dem Durchlichtmikroskop jeweils Prostomium, Peristomium und Pygidium entfernt. Zur Aufbewahrung wurden sie, wie alle anderen Versuchstiere, in *Well-Plates* gelagert, bei denen zweimal täglich das Wasser ausgewechselt wurde.

Ergebnisse:

Individuum 1

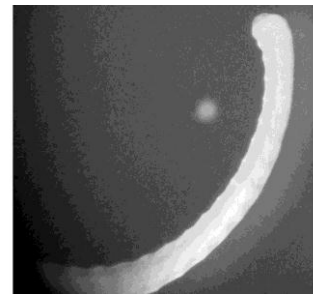
Es erfolgte keine taxonomische Zuordnung. Das Tier wies eine Körperlänge von ca. 1,5 cm auf, die Kopfregion war charakterisiert durch kurze Antennen. Das Pygidium trug zwei kurze Analcirren. Die Amputation des Kopf- und Schwanzbereichs erfolgte wie bei allen Versuchstieren am 1. Tag. In den folgenden 4 Praktikumstagen regenerierte sich der Rumpf posterior, anterior wurde aber kein Kopf nachgebildet, sondern lediglich die Wunde verschlossen. Das abgetrennte Pygidium und Prostomium waren bereits ab dem 2. Tag nicht mehr zu sehen, gingen also entweder beim Pipettieren verloren oder lösten sich auf.



A



B



C

A: Rumpf am 3. Tag; Regeneration posterior, Wundverschluss anterior

B: Rumpf am 3. Tag; Regeneration posterior

C: Rumpf am 3. Tag; Wundverschluss anterior

Polychaeta

Individuum 2

Bei diesem Tier erfolgte keine taxonomische Zuordnung. Die Körperlänge betrug ca. 2 cm und die Kopfregion zeichnete sich durch zwei lange Antennen aus. Am 1. Projekttag wurden jeweils Prostomium und Pygidium entfernt. Am 2. Tag war bei Prostomium und Rumpf ein Wundverschluss erkennbar und noch aktive Bewegung zu verzeichnen, das Pygidium hatte sich aufgelöst. Am 3. Tag fehlte das Prostomium durch Pipettierverlust, am Rumpf zeigte sich erste Regeneration des Pygidiums. Am 4. Tag der Versuchsreihe war sowohl anterior als auch posterior am Rumpf eine Regeneration zu beobachten.



A

B

C

A: Rumpf am 3. Tag; Wundverschluss und erste Regeneration posterior, noch keine Kopfbildung

B: Rumpf, posterior am 4. Tag; vollständige Regeneration des Pygidiums, wenn auch allgemein weniger Segmente

C: Rumpf, anterior am 4. Tag; Regenerationsansätze des Prostomiums mit Antennen

Pilargiidae

Von diesem Annelidentaxon wurden zwei Individuen hinsichtlich ihrer Fähigkeit zur Regeneration untersucht. Bei beiden Tieren verlief die Regeneration gleich. Nachdem am 1. Tag Kopf und Schwanz amputiert wurden, waren alle 3 Körperteile zu einem Wundverschluss in der Lage. Bis zum letzten Praktikumstag löste sich keines der Teile auf und alle wiesen bis zum Schluss eine aktive Bewegung auf. Nach 2 Tagen konnte eine erste Neubildung von Segmenten am Prostomium beobachtet werden. Dies war in den folgenden Tagen deutlich an der Verlängerung des Körperteils ersichtlich, da auch in diesem Fall der Schnitt nur knapp hinter dem Kopfbereich durchgeführt wurde. Beim Rumpf war am anterioren Ende ein Wundverschluss sichtbar und nach 3 Tagen am posterioren Ende das Pygidium mit den Analcirren wieder vollständig regeneriert. Das abgetrennte Pygidium war am Ende des Praktikums noch am Leben, zeigte aber keine Neubildung von Segmenten.



A

B

C

A: Individuum vor der Amputation

B: links: Prostomium mit erster Regeneration von Segmenten Richtung posterior; rechts: Rumpf mit vollständiger Regeneration posterior

C: abgetrenntes Pygidium am 4. Tag; keine Regeneration aber immer noch frei schwimmend und aktive Bewegung

Syllinae

Bei dem hier untersuchten Individuum hatten sich am 2. Tag das abgetrennte Prostomium und Pygidium bereits aufgelöst. Beide Strukturen konnten sich nicht regenerieren. Eine mögliche Erklärung wäre, dass die Bereiche zu knapp abgetrennt wurden, so dass nicht mehr genug Gewebe für eine Regeneration vorhanden war. Generell sollte man Kopf- und Schwanzregion mit ein paar zusätzlichen Segmenten abtrennen, um einen möglichst hohen Regenerationsfortschritt zu bewirken. Der Rumpfbereich war jedoch in der Lage bereits am 2. Tag den Kopf fast vollständig und den Schwanzbereich vollständig zu regenerieren. Am 3. Tag wurden nochmals Prostomium und Pygidium entfernt, diesmal mit mehreren Segmenten. Tags darauf zeigte sich am Rumpf wie bereits bei der ersten Amputation eine Regeneration teils anterior und vollständig posterior. Die abgetrennten Körperteile hatten sich aber wieder aufgelöst.



A

B

C

A: Individuum vor der Amputation

B: Nach Amputation des Prostomiums und Pygidiums

C: fast vollständige Regeneration des Kopfes und der Schwanzregion nach nur 1 Tag

Polynoidae

Lepidonotus clava

Diese Species verfügte als einzige über eine Art Panzer als Exoskelett. Bereits im Vorfeld konnte man davon ausgehen, dass sich in diesem Fall die Regeneration schwieriger bzw. langwieriger gestaltet. Am Tag nach der Amputation von Prostomium und Pygidium schienen noch alle 3 Körperteile intakt und lebendig (Bewegung der einzelnen Parapodien beobachtbar). Nach 3 Tagen waren keine Bewegung oder Anfänge einer Regeneration feststellbar. Am 4. Tag begannen sich die Körperteile aufzulösen. Das Regenerationsexperiment scheiterte hier, wobei zusätzliche Verletzungen beim Pipettieren aufgrund der Größe des Tieres nicht auszuschließen sind.



A

B

C

A: *L. clava* vor der Amputation

B: Rumpf nach der Amputation (2.Tag)

C: Prostomium (unten) und Pygidium (oben) nach der Amputation (2.Tag)

Phyllodocidae

Eulalia viridis

Ebenfalls wurden bei *E. viridis* am 1. Tag Kopf- und Schwanzbereich entfernt. Während sich nach einem Tag das Pygidium bereits aufgelöst hatte, waren Rumpf und Prostomium noch am Ende der Projektwoche am Leben und zeigten aktive Bewegung. Das Prostomium wurde ohne weitere Segmente vom Körper getrennt, daher war keine Regeneration zu erwarten wegen fehlendem Gewebe. Der Rumpf zeigte eine Wundverschlussreaktion sowohl anterior als auch posterior, wobei im Rahmen des Praktikums keine Regeneration feststellbar war.



A

B

C

A: *E. viridis* vor der Amputation

B: *E. viridis* nach Amputation von Prostomium (links) und Pygidium (links oberhalb des Rumpfes)

C: Kopfregion vor der Amputation

Diskussion:

Innerhalb des Projektes „Regeneration“ wurden hinsichtlich des Taxons der Annelida hauptsächlich Polychaeta auf ihr Regenerationsvermögen getestet. Im Allgemeinen kann die Aussage getroffen werden, dass diese Gruppe ein hohes Maß an Regenerationsfähigkeit besitzt, da abgesehen von einem Tier, alle die Amputationen überlebten und sogar einzelne Körperstrukturen regenerieren konnten. Besonders die Rumpfabschnitte waren in der Lage sowohl posterior als auch anterior die fehlenden Strukturen nachzubilden. Die Strukturen, die im Rahmen der 5 Tage nicht nachgebildet wurden, wären eventuell nach etwas mehr Zeit noch nachgewachsen. *L. clava* verfügte als einziger über einen harten Außenpanzer und konnte die abgetrennten Strukturen nicht neu nachbilden. Die Fähigkeit zur Regeneration scheint hier nicht mehr vorhanden zu sein.

III.1.3 Nemertini

Allgemeines:

Nemertini oder Schnurwürmer sind Protostomia und gehören zu den Lophotrochozoa. Zu finden sind diese einfachen und oft bunt gefärbten Meeresbewohner in flachem Gewässer, in Küstennähe, in der Bewuchszone oder als Endobenthos.

Material und Methoden:

In diesem Versuch wurde die Regenerationsfähigkeit von sechs Nemertini untersucht: ein *Notospermatus geniculatus*, vier Heteronemertini und ein *Drepanophorus grassus*. Mit Hilfe einer Rasierklinge wurden bei jedem Tier zwei Schnitte durchgeführt und auf diese Weise je das anteriore bzw. posteriore Ende abgetrennt, sodass wir von jedem Individuum drei Teile erhielten.

Die Schnitte wurden am 2.9.2010 durchgeführt und die Regenerationsauswertung wurde vom 3.9.-6.9.2010 mittels Fotodokumentation durchgeführt.

Aufbewahrt wurden die Tiere in einem 6-Well-Plate, je ein Individuum pro Well bei einer Temperatur von ca. 25,5 °C. Zweimal täglich wurde das Wasser der Wells mit frischem Meerwasser getauscht.



Abb.: *Notospermatus geniculatus*



Abb.: Heteronemertini

Ergebnisse:

Alle Teilstücke der sechs Nemertini zeigten nach einem Tag Wundverschluss. Sie bewegten sich wenig und besonders *Drepanophorus grassus* und *Notospermatus geniculatus* verhielten sich regungslos.

Durch das Pipettieren der Nemertini auf die Objektträger ist beim Mittelteil eines Tieres der Rüssel hervorgestülpt, was dessen Vitalität nur wenig beeinträchtigte.



Abb.: Ausgestülpter Rüssel eines Heteronemertini

Ab dem dritten Tag nach der Amputation bewegten sich die meisten Teile sehr viel. Bei *Notospermatus geniculatus* war die schwarze Epidermis bei allen Teilstücken schon fast zugewachsen.

Bis auf *Notospermatus geniculatus* zeigten die Tiere am dritten Tag bereits Blastembildung und bei den Mittelstücken war erstaunlicherweise auch eine anteriore bzw. posteriore Differenzierung erkennbar. Ein Ende der Mittelstücke war etwas flacher abgerundet als das andere Ende. Interessant war, dass sie sich auch nur mehr in Richtung des flacher abgerundeten Endes bewegten.



Abb.: Heteronemertini-Mittelstück mit unterschiedlich differenzierten Enden

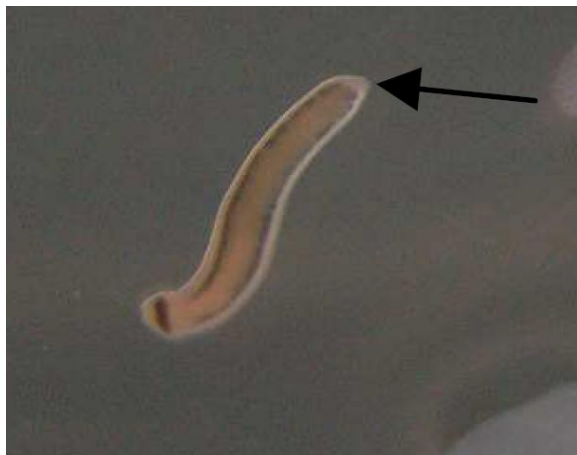


Abb. oben: Heteronemertini-Kopf mit Blastem (Pfeil)

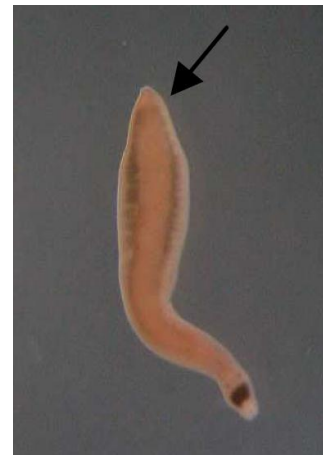


Abb.oben: Heteronemertini-Kopf mit zugespitztem Ende; ebenso Blastembildung

Bei *Drepanophorus grassus* ist zusätzlich beim neu gebildeten Schwanzteil eine Pigmentierung entstanden und die Grenze zwischen altem und neuem Gewebe war deutlich zu sehen.

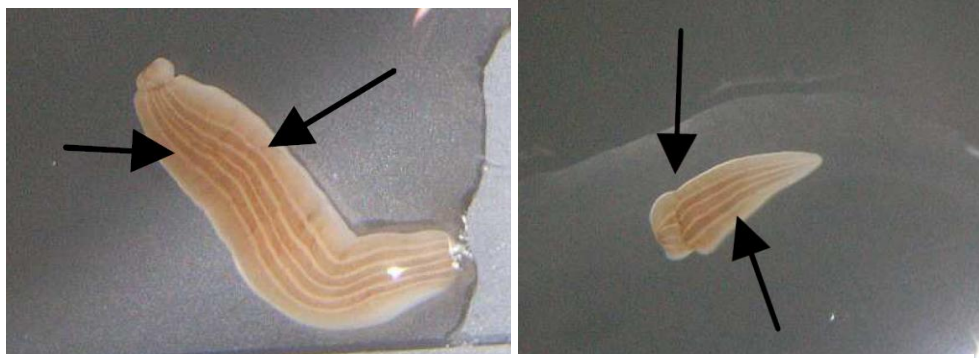


Abb.: *Drepanophorus grassus*- Mittelteil (linkes Bild) und Schwanzteil (rechtes Bild) mit neuer/nachgewachsener, pigmentierter Struktur

Auch am vierten Tag nach Versuchsstart zeigte das Schwanzteil von *Notospermatus geniculatus* keine Blastembildung. Bei Kopf- und Mittelteil konnte man allerdings ein kleines Blastem erkennen. Bei allen anderen Versuchstieren waren die Blasteme noch größer geworden. Ansonsten gab es keine weiteren Veränderungen der Tiere im Vergleich zu den Tagen davor.

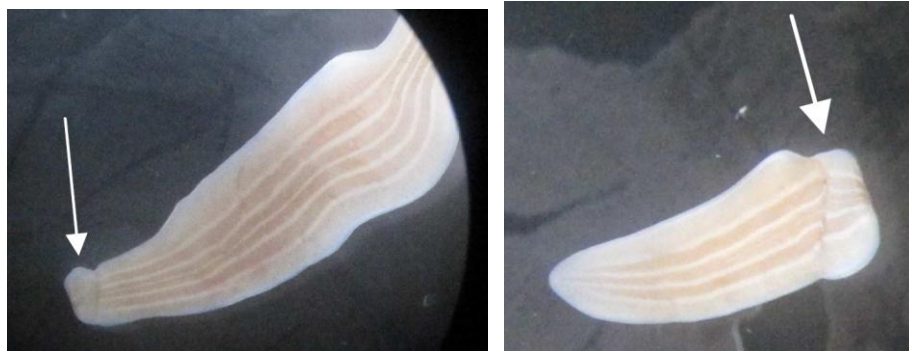


Abb.: *Drepanophorus grassus* mit neuer Struktur



Abb.: *Drepanophorus grassus* Mittelteil mit Blastem



Abb.: Heteronemertini Teilstück mit neuem Blastem

Diskussion:

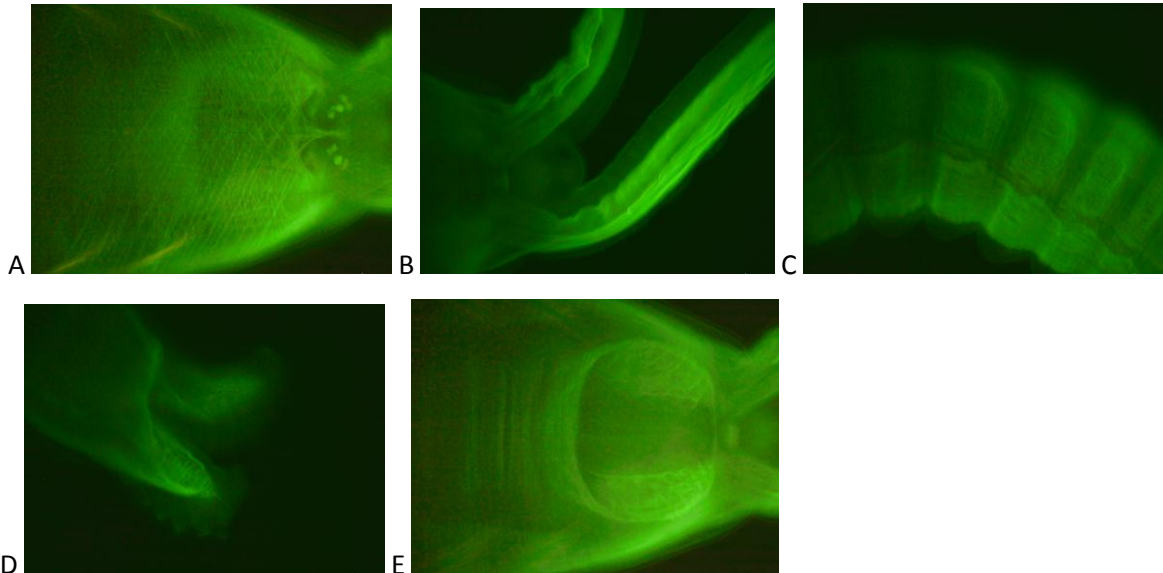
Die beste Regeneration der sechs Versuchstiere zeigte *Drepanophorus grassus*. Dieser regenerierte bei allen drei Teilen neues Gewebe, das auch eine Pigmentierung aufwies. Die Heteronemertini zeigten auch eine schnell beginnende Regeneration und bildeten meist schon am dritten Tag nach Versuchsstart neues Blastem. *Notospermatus geniculatus* zeigte bis zum vorletzten Versuchstag keine Blastembildung, sondern nur Wundverschluss.

III.2 Phalloidinfärbung

Die Färbung der Muskulatur erfolgte in folgenden Schritten:

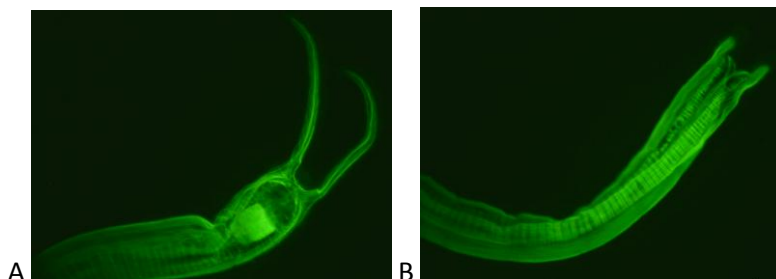
1. Relaxieren des zu färbenden Tieres: 10 min in Magnesiumchlorid-Hexahydrat (7%), anschließendes Absaugen der Flüssigkeit
2. Einlegen des Tieres 60 min in Formaldehyd (4%) in 0,1M PBS , anschließendes Absaugen der Flüssigkeit
3. mehrmaliges Auswaschen 60 min mit PBS-T
4. Zugabe der Phalloidin-Färbelösung (1:1000), Einwirkzeit über Nacht (Lagerung im Kühlschrank (4°C))
5. Absaugen des überschüssigen Phalloidins, Auswaschung 60 min mit PBS
6. Eindecken des Präparates mit Vectashield (stoppt Bleichen des Farbstoffes), Fixierung des Deckglases mit handelsüblichem farblosen Nagellack

Polygordius



A: Kopf mit Diagonalmuskulatur; B: Antennenmuskulatur; C: Transversalmuskulatur;
D: Schwanzmuskulatur; E: Pharynx

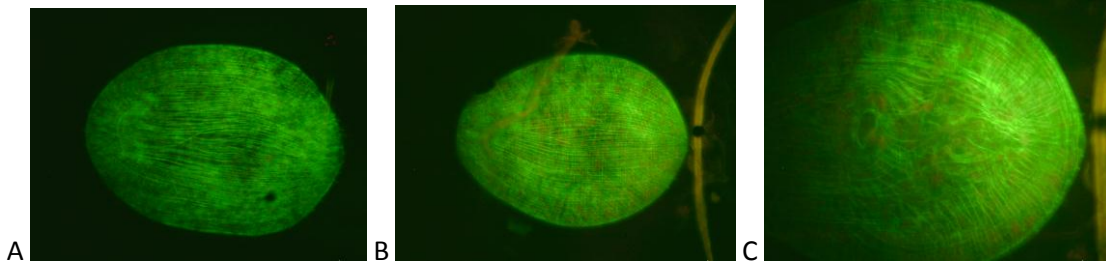
Protodrilus



A: Transversalmuskulatur (Kopf); B: Transversalmuskulatur (Rumpf/Schwanz)

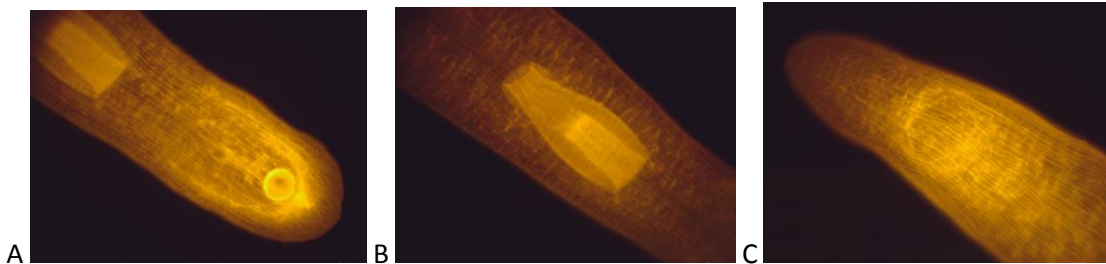
Symsagittifera

Wie bei allen Plathelminthes liegt der Hautmuskelschlauch unter der Epidermis. Dieser setzt sich aus unterschiedlichen Muskeltypen zusammen. Diese Muskulaturtypen verlaufen in drei Schichten im Körper, für gewöhnlich liegt die Ringmuskulatur außen, die Längsmuskulatur innen und dazwischen finden sich zwei Lagen sich kreuzender Diagonalmuskelfasern. Die Färbung erfolgte hier mit dem grünen Phalloidin.



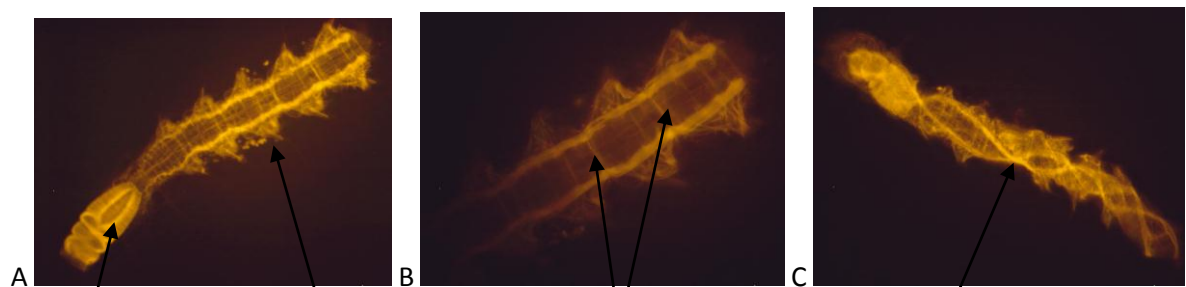
A: Längsmuskulatur B: Ringmuskulatur C: Diagonalmuskulatur

Monocelis



A: Pharynx mit Lumen, männliche und weibliche Geschlechtsöffnung
B: Pharynx mit Lumen
C: Längsmuskulatur

Annelida



A: Kopfmuskulatur, Beinmuskulatur; B: Transversalmuskulatur; C: Longitudinalmuskulatur
(verdrehtes Tier; eventuell aufgrund des Pipettierens)

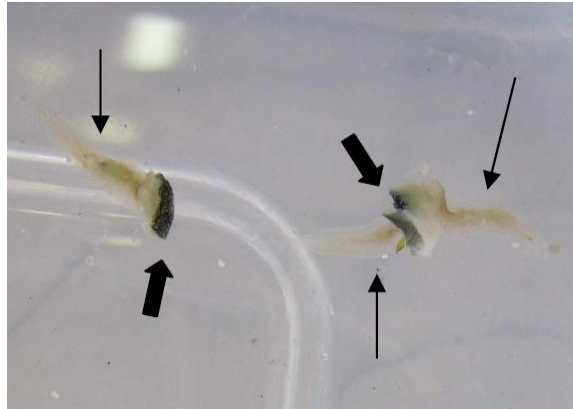
III.3 Fütterungsexperiment

Bei diesem Versuch wollten wir sehen, wie der blind auslaufende Darm bzw. die zahlreichen, verzweigten Darmäste von *Notoplana* sp., durch das aufgenommene Futter sichtbar angefüllt werden.

Abb.: *Notoplana* sp. vor der Fütterung



Abb.: Drei *Notoplanas* (dünne Pfeile) beim Fressen der Schnecken (dicke Pfeile)



Ergebnisse

Das zubereitete Fressen wurde von den Versuchstieren nicht angenommen, was eventuell daran lag, dass die Futtertiere drei Tage lang in einem kleinen Plastikbecher aufbewahrt wurden.

Die anschließend nochmals frisch gesammelten Schnecken wurden von den *Notoplana*- Individuen zuerst zögerlich, nach und nach aber gerne gefressen. Auch der aus der Stationsküche besorgte Scampi wurde von den Würmern als Futter akzeptiert und gefressen.



Abb.: *Prosthlostomum siphunculus* nach der Fütterung (erkennbar am röhrenförmigen anterioren Pharynx)
Von diesem Individuum wurden auch die etwas älteren Schnecken bereitwillig gefressen.

IV Quellenangabe

Spezielle Zoologie, Teil 1, Einzeller und Wirbellose Tiere; 2. Auflage; Westheide und Rieger; Spektrum-Verlag

Riedl, R. (1983): Fauna und Flora des Mittelmeeres. 3. Auflage. Parey Verlag, Hamburg.

Bildquelle Annelida: http://www.mun.ca/biology/scarr/142003_Annelida.jpg

Befruchtung und Entwicklungsbiologie von Seeigeln

Katrin Pliger, Sabrina Sailer, Viktoria Maria Haller, Sabine Gufler, Johannes Girstmair, Olivier Nägele - Bert Hobmayer

1. Einleitung

Der Seeigel ist ein klassischer Modellorganismus für die Entwicklungsbiologie. Er eignet sich gut für Befruchtungsexperimente, denn seine Eier sind (je nach Art mehr oder weniger) transparent, groß, und die Gameten sind leicht zu erhalten, denn er kommt sehr häufig an den Küsten vor.

Weltweit gibt es ungefähr 950 Seeigelarten, davon 27 im Mittelmeer.

Seeigel (Echinoidea) gehören zum Stamm der Echinodermata (Stachelhäuter). Sie besitzen ein kalkiges Exoskelett, bestehend aus zusammengesetzten Platten (Ambulacral- und Interambulacralplatten) die mit Stacheln und Pedicellarien überzogen sind. Auf den Ambulacralplatten befinden sich Poren für die Ambulacralfüßchen, mit den Füßchen bewegen sie sich fort oder saugen sich fest. Die drei von uns verwendeten Arten gehören weiters zur Unterteilung der „Regularia“ (im Gegensatz zu den „Irregularia“). Die Regularia leben auf Hartböden, Felsen oder Korallenriffen, wo sie als Weidegänger vor allem Algen, Schwämme, Hydrozoen oder Bryozoen fressen. Sie kommen von der Gezeitenzone bis in 1000 m Tiefe vor.

Wir beschäftigten uns mit den drei in der Bucht von Revellata vorkommenden Arten, nämlich *Arbacia lixula*, *Paracentrotus lividus* und *Sphaerechinus granularis*.

***Arbacia lixula* (Schwarzer Seeigel) (Abb.01a)**

Wie der Name schon verrät, ist die Färbung schwarz, auch die Stacheln sind schwarz, zudem sehr zahlreich und spitz. Größe: 8 cm im Durchmesser. Die aboralen Füßchen sind ohne Saugscheiben, können sich daher nicht tarnen wie andere Arten. *A. lixula* kommt ausschließlich auf felsigen Litoralböden von 0 – 50m Tiefe vor.

***Paracentrotus lividus* (Steinseeigel) (Abb.01b)**

Die Schalenfarbe ist dunkelviolett, die Stacheln können entweder violett, bräunlich oder grünlich sein. Die Stacheln sind nicht so zahlreich, er mißt 7 cm im Durchmesser und kommt typisch auf felsigen Küstenböden und auf Seegraswiesen vor. *P. lividus* bohrt im Gestein und erzeugt sich Wohnhöhlen. Er kann sich außerdem mit Hilfe der Ambulacralfüßchen mit z.B. Algenstückchen tarnen. Die Gonaden gelten als Delikatesse.

***Sphaerechinus granularis* (Dunkelvioletter Seeigel) (Abb.01c)**

ist mit 12 cm im Durchmesser der größte der drei Arten. Die Schale ist dunkel, purpurn, mit zahlreichen kurzen, stumpfen Stacheln. Diese sind meist violett mit weißen Spitzen, aber auch weiß, braun oder rötlich. *S.*

granularis kommt von 1 – 120 m Tiefe vorwiegend in Seegraswiesen und auf Hartböden vor. Die Gonaden gelten auch hier als Delikatesse.



Abb.01

- A A. lixula
- B P. lividus
- C S. granularis

Sehr große Unterschiede gab es in der Abundanz der drei Arten. Während *A. lixula* sehr häufig vorkam, war *P. lividus* schon seltener und am schwierigsten war *S. granularis* zu finden: beim Schnorcheln konnten wir zu Kursbeginn kein einziges Individuum entdecken, aber wir hatten Glück dass zwei (gegengeschlechtliche!) Exemplare von Tauchern gefunden wurden.

Während der Projektwoche beschäftigten wir uns mit verschiedenen Experimenten:

- Staging der Entwicklungsstadien von allen drei Arten
- Manipulation der Larvalentwicklung und Achsenbildung mit chemisch aktiven Substanzen
- Kreuzspeziesbefruchtungen

Vorbereitend zu den Experimenten wurden die Seeigel beim Schnorcheln oder Tauchen geholt. Da es nicht einfach war, die Seeigel vom Substrat zu lösen, wurden auch Messer benutzt. Die Seeigel transportierten wir mit Netzen zum Ufer, wo sie in Plastikwannen gegeben wurden.

Gewinnung der Gameten

KCl-Injektion:

Nachdem der Seeigel mit der aboralen Seite nach unten auf ein mit Meerwasser gefülltes Becherglas gesetzt wurde, injizierte man mit einer Spritze durch das weiche, orale Mundfeld etwa 4 bis 5 ml Kalium-Chlorid (0,5 M). (Abb.02a) Für den Seeigel bedeutet dies chemischen Stress, also laicht er ab.

Schleudern:

Der Seeigel wurde in mit der aboralen Seiten nach unten in die Mitte eines Handtuches gesetzt, die Längseiten wurden zur Mitte in geklappt, nun konnte man die beiden Enden des „Handtuchschlauches“ in einer Hand

halten und den Seeigel schleudern. (Abb.02b) Durch diesen (mechanischen) Stress kann man ihn zum ablaichen bewegen. Nach dem Schleudern muss man den Seeigel schnell auf ein Meerwasser gefülltes Becherglas setzen.

Präparation der Gonaden:

Mit einer Schere wurde die Schale vertikal durchgeschnitten und die Gonaden anschließend mit einer Pinzette herausgeholt. (Abb.02c)

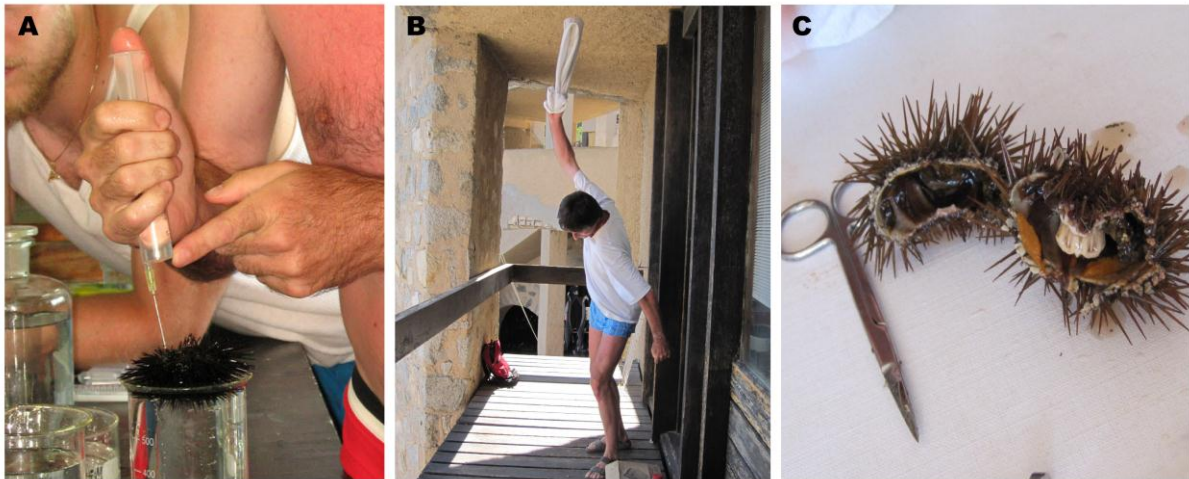


Abb.02

- A KCl-Injektion, um das Ablaichen einzuleiten
- B Schleudern
- C Aufgeschnittener Seeigel für Gonadenpräparation

Am häufigsten verwendeten wir die KCl-Injektion, diese Methode wurde als erstes angewandt und genügte bei *Arbacia lixula* um die Seeigel zum ablaichen zu bewegen. Bei *Paracentrotus l.* und *Sphaerechinus g.* wurden meistens die ersten beiden Methoden angewandt, und zwar injizierten wir zuerst etwas KCl, es folgte ein Schleuderdurchgang und oft noch eine zweite Injektion mit KCl.

Bei diesen zwei Methoden kommen die Gameten unmittelbar mit Meerwasser in Kontakt, welches die Eier oder Spermien durch den veränderten pH-Wert aktiviert. Aktivierte Gameten können nicht lange aufbewahrt werden, sie müssen rasch verwendet werden. Für die Verwendung über einen längeren Zeitraum (mehrere Tage) wurden die Gonaden „trocken“ präpariert und in einem verschließbaren Gefäß im Kühlschrank aufbewahrt.

Die aktivierten, ins Becherglas abgegebenen Gameten ließen wir etwas sedimentieren, bevor der Überstand abgeschüttet und mit einer Pipette die Gameten entnommen wurden. Sie wurden verdünnt und sofort für Befruchtungsexperimente verwendet.

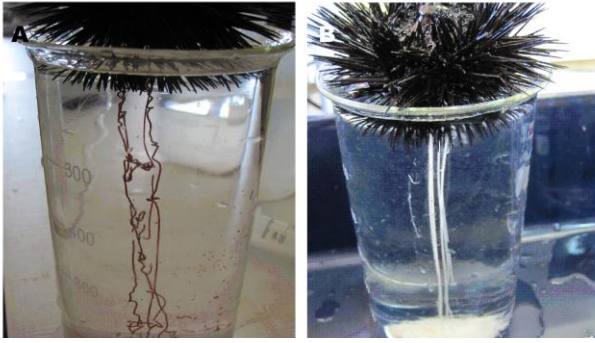


Abb.03

A weibliche Gameten
B männliche Gameten

Weibliche Gameten sind an der rötlich bis roten (je nach Art) Färbung erkennbar, die männlichen Spermien sind bei jeder Art weiss. (Abb.03a,b)

Nach der Prozedur des Abblanchens wurden die Seeigel wieder ins Meer entlassen.

2. Staging

Die Grundlage für das Entstehen mehrzelliger Lebewesen bilden die Keimzellen. Erst durch das Verschmelzen von Eizelle und Spermium kann neues Leben entstehen. Anders als bei niederen Organismen, die oft die Möglichkeit besitzen zwischen asexueller und sexueller Vermehrung zu wählen, müssen sich komplexe Organismen über den Weg der Befruchtung ihrer Keimzellen fortpflanzen. Grundlegende Schritte beim Verschmelzen von Gameten sind selten spezifisch und auch erste Schritte der Entwicklung der befruchteten Eizelle unterliegen allgemeinen Teilungsvorgängen.

Zunächst müssen reife Eizelle (Ovum) und Spermium (Spermatozoon) miteinander verschmelzen. Diesen Vorgang nennt man Befruchtung, wobei eine Zygote (befruchtete Eizelle) entsteht. Wie erfolgt dieses Ereignis? Über positive Chemotaxis werden die Spermien zur Eizelle geführt, hier wird nun das Spermium über Oberflächenrezeptoren an die Eizelle gebunden. Dadurch wird die Akrosomreaktion ausgelöst. Die Zellmembran des Spermiums verschmilzt mit der Membran des Akrosoms (Vesikel im Kopfbereich) wodurch hydrolytische Enzyme freigesetzt werden. Die Schutzhülle der Eizelle (*Zona pellucida*) wird in diesem Bereich aufgelöst, wodurch die Bindung der Keimzellen verstärkt wird. Um Polyspermie zu verhindern wird sofort die Eizellmembran depolarisiert und anschliessend eine Befruchtungsmembran ausgebildet. All diese Vorgänge ereignen sich in wenigen Sekunden. Im Abstand von einigen Minuten erfolgt die erste Furchungsteilung (cleavage). Durch mitotische Teilung entstehen hierbei aus der Zygote zwei identische Tochterzellen. Mit jedem Furchungsereignis wird die Anzahl der Blastomeren verdoppelt. Ab dem 128-Zell Stadium wird spricht man von einer Blastula, diese entwickelt sich nach mehreren Teilungen zur Gastrula. Beim Seeigel erfolgt die Entwicklung bis hin zum Adulttier zusätzlich über ein Larvenstadium (Pluteuslarve).

Ziel dieses Versuches war es, die Entwicklungsgeschwindigkeit anhand der 3 Seeigelarten – *Paracentrotus lividus*, *Arbacia lixula* und *Sphaerechinus granularis* – zu beobachten, zu dokumentieren und miteinander zu vergleichen. Für eine optimale Befruchtung der Eier jeder Art sollte die Konzentration an Eizellen im Vergleich

zu der Spermienkonzentration höher gewählt werden. Deshalb mussten die gewonnen männlichen Keimzellen verdünnt werden.

Nachdem die Keimzellen in der Petrischale zusammengeführt wurden, konnte man wenige Sekunden danach bei nahezu allen Eiern eine Befruchtungsmembran erkennen. Anschließend wurde die Entwicklung in einem gewissen Zeitabstand dokumentiert und fotografiert.

MATERIAL UND METHODEN

Für die Auswertung wurden die Eizellen auf einen Hohlschliffobjektträger pipettiert, mit einem Deckglas versehen und unter dem Mikroskop ausgezählt. Dabei wurden je 100 Eizellen pro Zeitwert dem jeweiligen Stadium zugeordnet und somit quantitativ ausgewertet.

Die Zuordnung zu den einzelnen Stadien erfolgte nach folgenden Definitionen:

1-Zellstadium	Eizelle mit Befruchtungsmembran
2-Zellstadium	2 Zellen
4-Zellstadium	4 Zellen
8- Zellstadium	8 Zellen
16- Zellstadium	≥16 Zellen, ohne erkennbares Blastocoel
Blastula	Blastocoel
Gastrula	Invagination
Prismen	Urmund, After, Darm und Skelettstacheln
Pluteuslarve	4 Skelettarme, charakteristische Morphologie

Um möglichst natürliche Bedingungen für die Seeigelentwicklung zu schaffen, wurde das Meerwasser zwei- bis dreimal täglich gewechselt.

Die Auswertung der einzelnen Daten und Zeitwerte erfolgte mittels STATAse. Hierbei wurde für die einzelnen Stadien ein Streudiagramm mit Anpassungslinie generiert. Anschließend wurden die 50%-Werte der Stadien herangezogen und ein Mittel der unterschiedlichen Auswertungen errechnet. Diese wurden grafisch als Übersicht zusammengefasst. Da immer 100 Zellen ausgezählt wurden, definierten wir den 50%-Wert als den Wert in dem sich 50 Zellen in dem jeweiligen Stadium befunden haben. Ab dem 16-Zell-Stadium war es anfangs schwierig die einzelnen Entwicklungsstufen zu erkennen. Deshalb kommen auch die teilweise extremen Streuungen zustande. Außerdem wurden die Proben aus verschiedenen Petrischalen entnommen um ein breites Spektrum des Entwicklungsprozesses zu erhalten. Durch mögliche Verunreinigung der Injektionsnadeln lässt sich ebenfalls die große Diskrepanz erklären. Befruchtungsereignisse können so schon vor der Zählung stattgefunden haben und stellen ein Indiz für beobachtete Shifts in den Entwicklungsstadien dar. Zudem wurden die Behältnisse nicht bei konstanten Umgebungsbedingungen aufbewahrt. Das heißt, dass

Schwankungen in der Raumtemperatur auch verantwortlich für die zum Teil sehr unterschiedlichen Zählwerte verantwortlich sein können.

Um ein Streudiagramm mit Anpassungslinie überhaupt erstellen zu können benötigt man mindestens 4 Messwerte. Da jedoch im Falle von *P. lividus* nur 2 Datensätze für das Prismen- und Pluteus-Stadium vorliegen war es nicht möglich die Entwicklung bildlich darzustellen.

Paracentrotus lividus

Prismenstadium		Pluteuslarve	
21:35	16	21:19	86
17:50	42	21:35	83

Nach Auswertung unserer Daten wurden die Ergebnisse von vorherigen Jahren (2006 und 2008) mit den unseren gesammelt zusammengetragen um für die einzelnen Stadien ein genaueres Streudiagramm mit Anpassungslinie zu erhalten.

Arbacia lixula

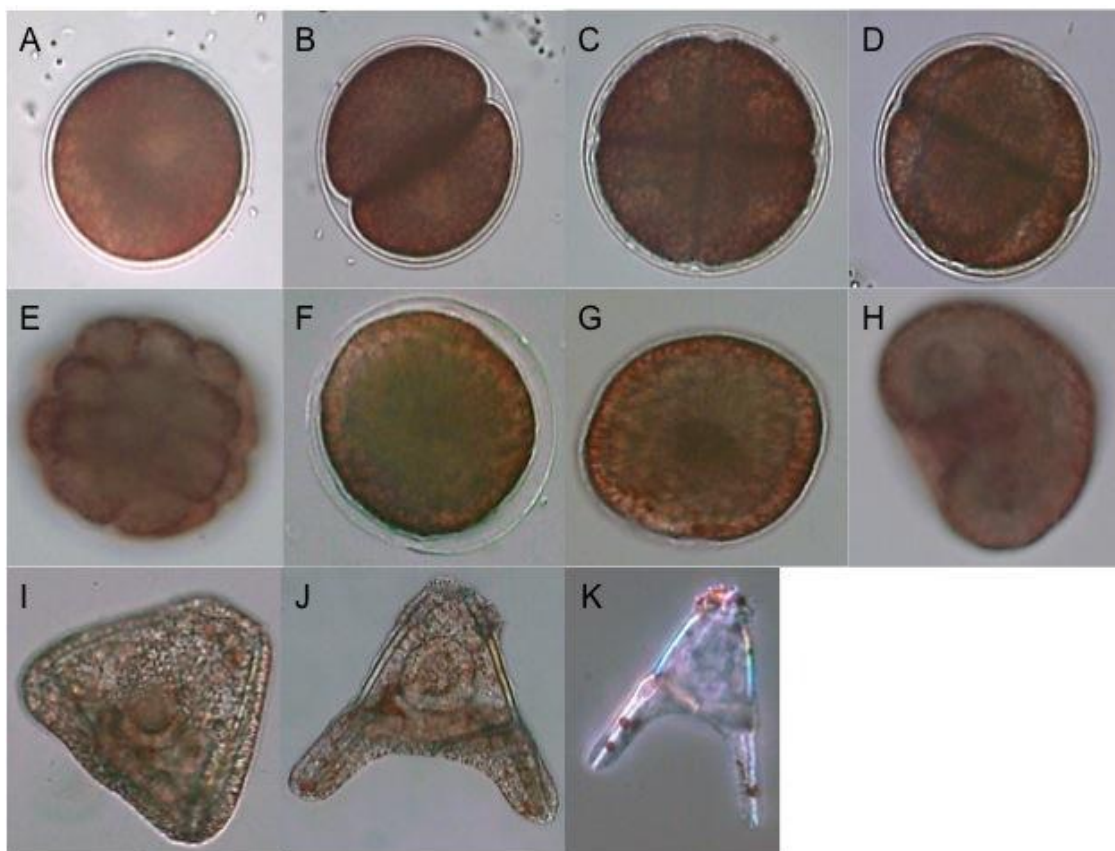


Abb.04: Entwicklungsstadien von *Arbacia lixula*:

(A) befruchtete Eizelle

(B) 2-Zellstadium

(C) 4-Zellstadium

(D) 8-Zellstadium

(E) >16-Zellstadium

(F) frühe Blastula

(G) späte Blastula

(H) Gastrula

(I) Prismenstadium

(J) Pluteuslarve

(K) späte Pluteuslarve

Paracentrotus lividus

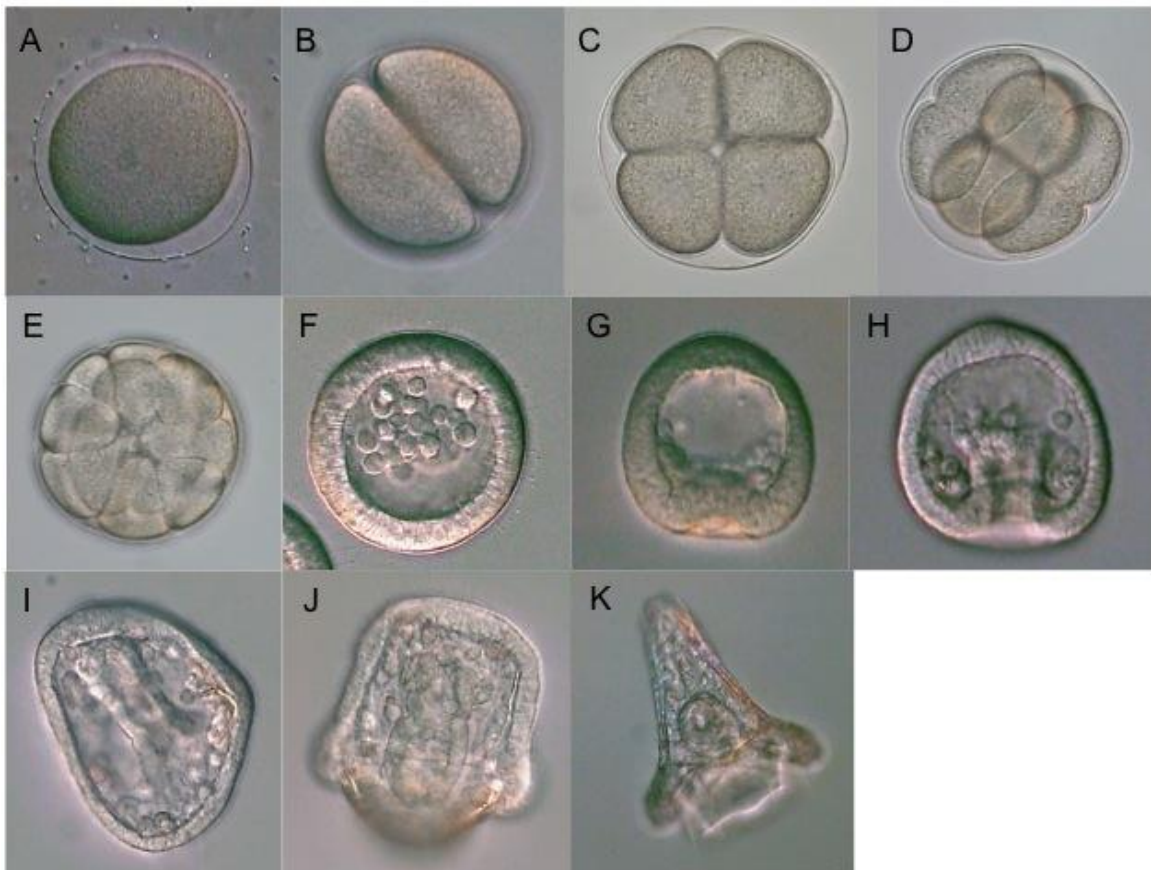


Abb.05: Entwicklungsstadien von *Paracentrotus lividus*:

(A) befruchtete Eizelle

(B) 2-Zellstadium

(C) 4-Zellstadium

(D) 8-Zellstadium

(E) >16-Zellstadium

(F) Blastula

(G) frühe Gastrula

(H) Gastrula

(I) Prismenstadium

(J) frühe Pluteuslarve (K) Pluteuslarve

Sphaerechinus granularis

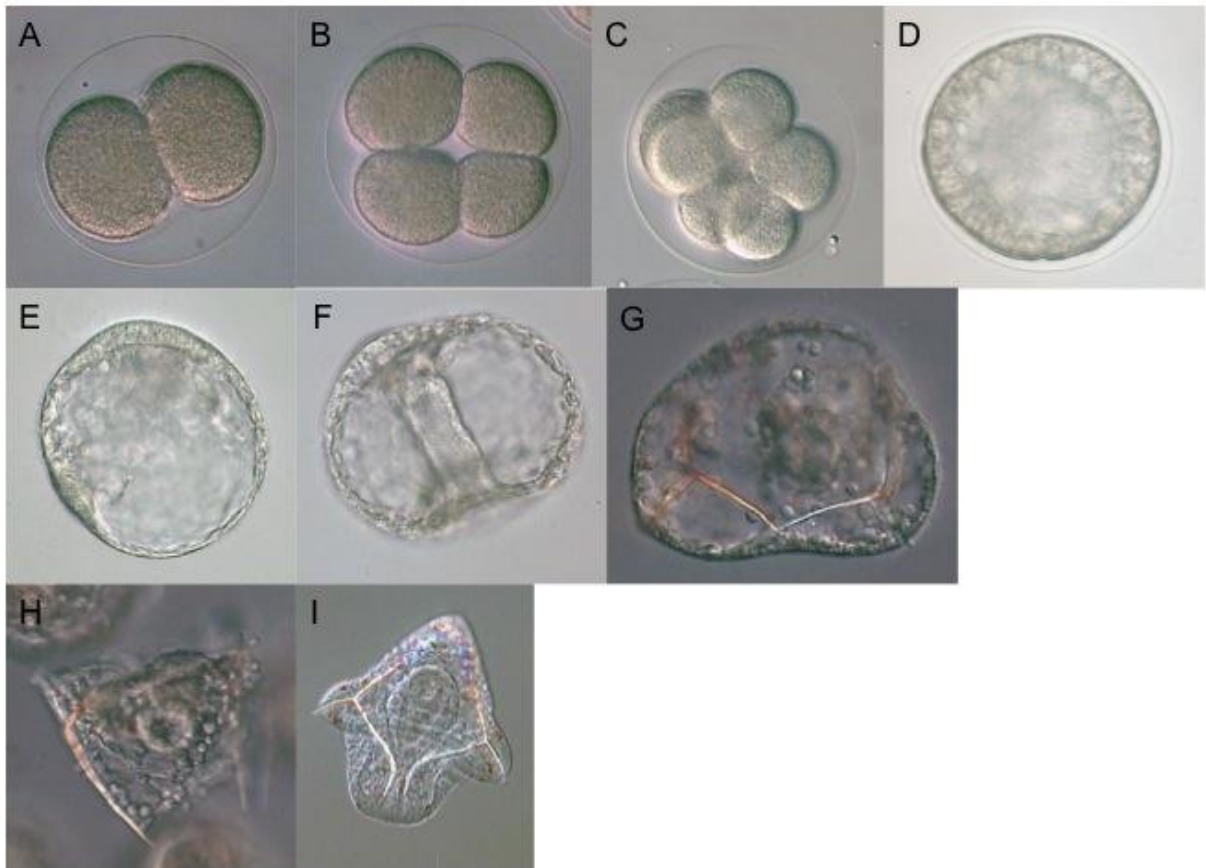


Abb.06: Entwicklungsstadien von *Sphaerechinus granularis*:

(A) 2-Zellstadium

(B) 4-Zellstadium

(C) 8-Zellstadium

(D) >16-Zellstadium

(E) Blastula

(G) frühe Gastrula

(H) Gastrula

(I) Prismenstadium

Arbacia lixula

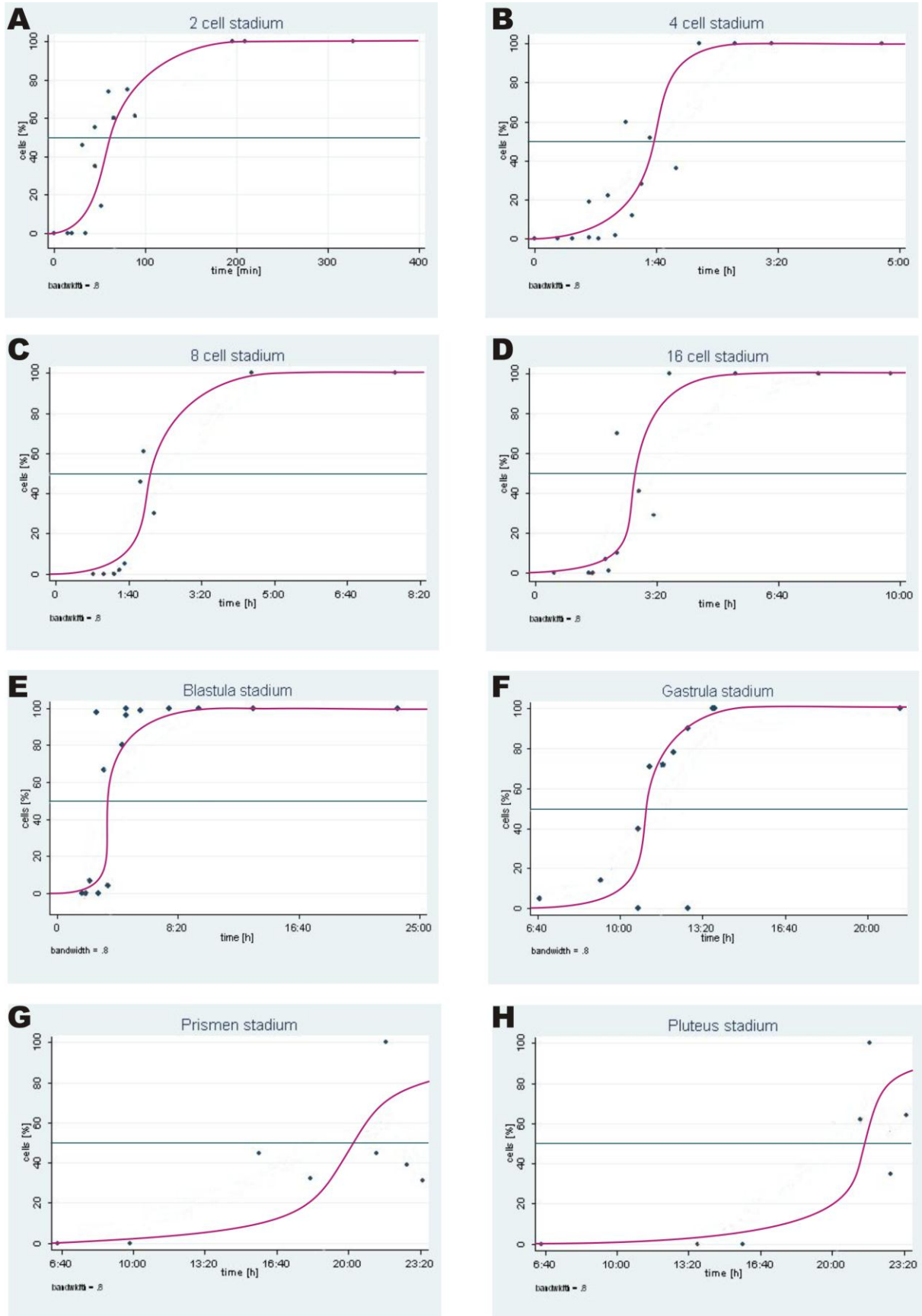


Abb.07

A - H Punktdiagramme der Entwicklungsstadien von *Arbacia lixula* mit Trendlinie und 50% Wert

Paracentrotus lividus

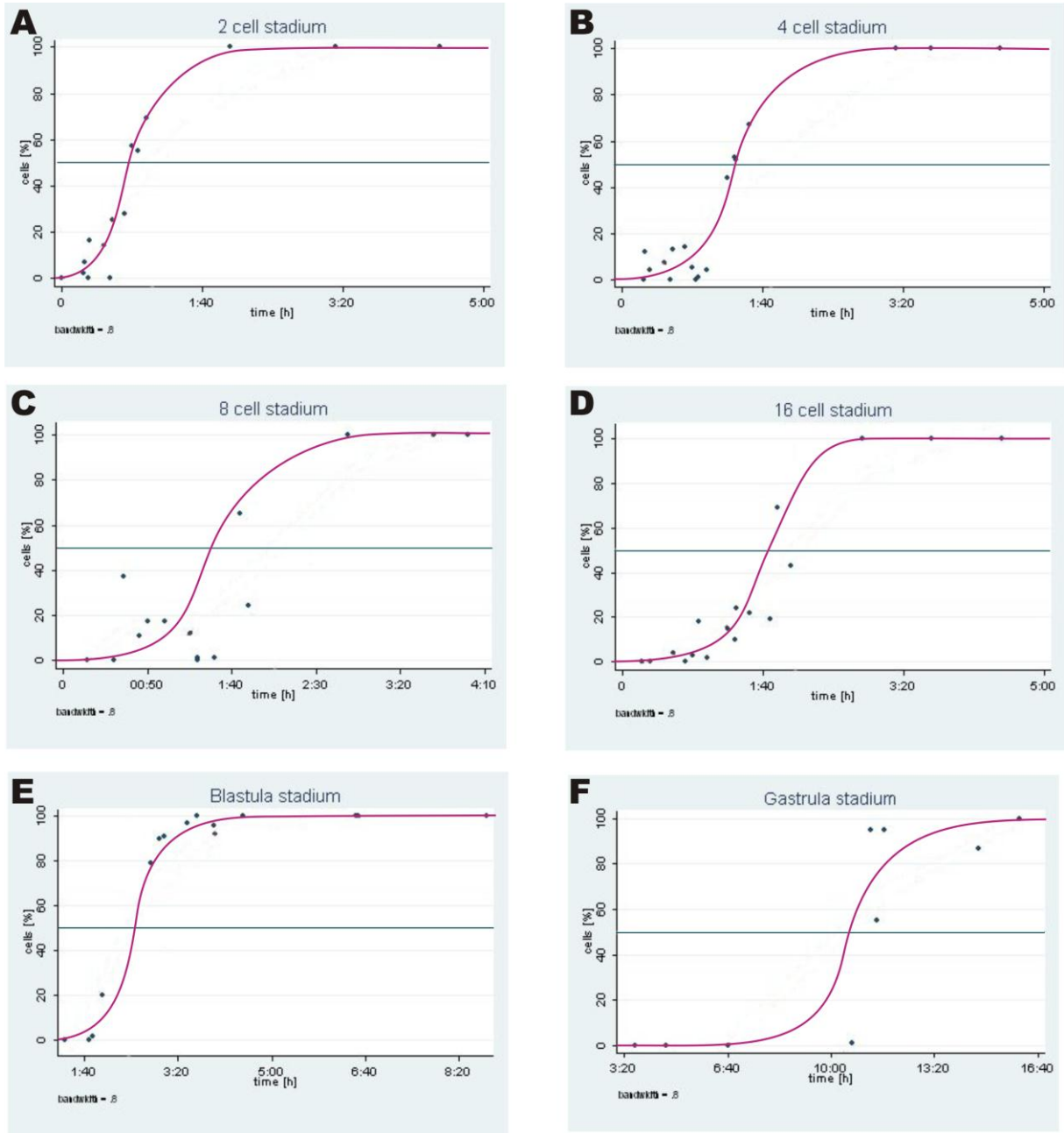


Abb.08

A - F Punktdiagramme der Entwicklungsstadien von *Paracentrotus lividus* mit Trendlinie und 50% Wert

Gesamtauswertung 2006, 2008 und 2010 von *Arbacia lixula*

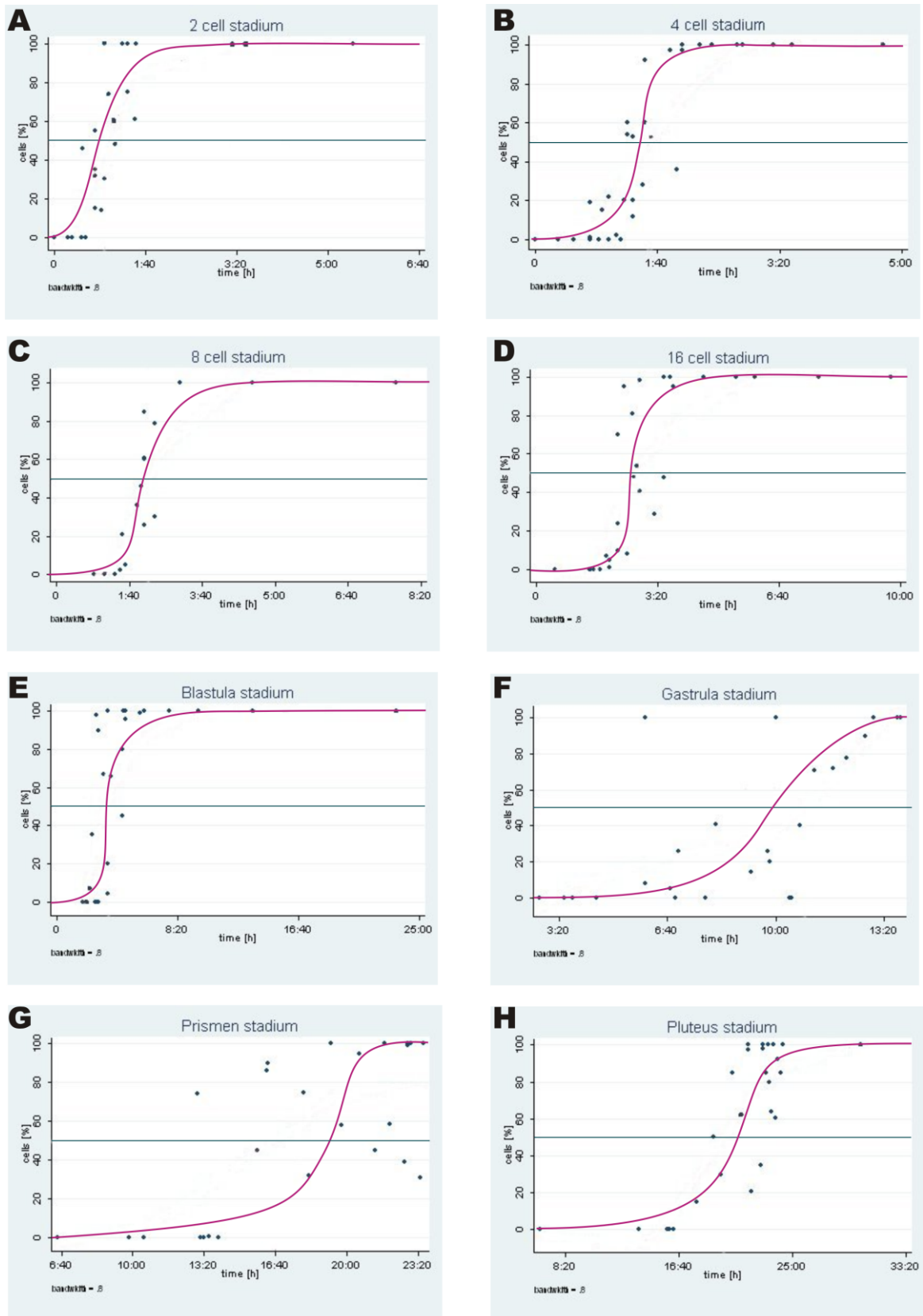
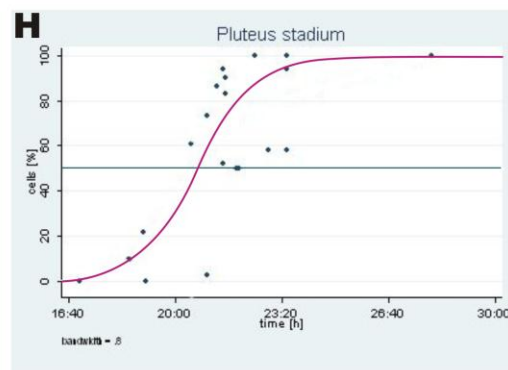
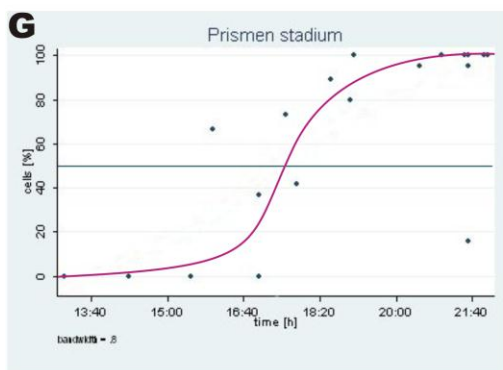
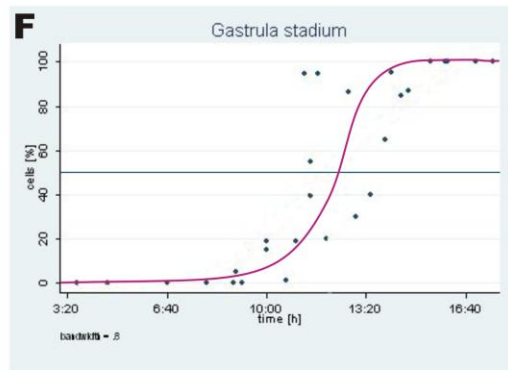
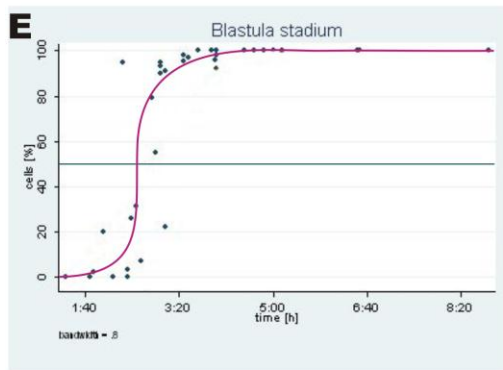
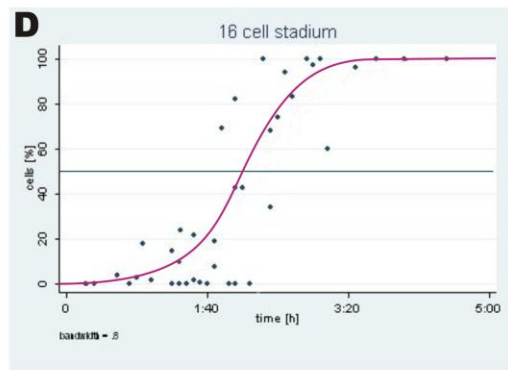
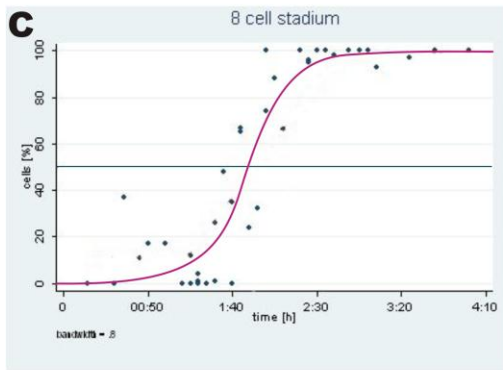
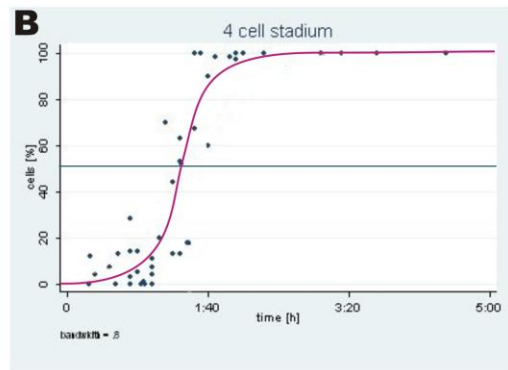
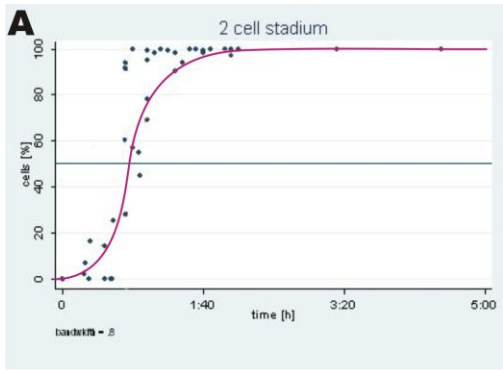


Abb.09

A - H Punktdiagramm aller Werte von 2006 - 2010 mit Trendlinie und 50% Wert

Gesamtauswertung 2006, 2008 und 2010 von *Paracentrotus lividus*

Abb.10
A - H Punktdiagramm aller Werte von 2006 - 2010 mit Trendlinie und 50% Wert



MITTLERE ENTWICKLUNGSDAUER DER 3 ARTEN IM VERGLEICH (2010):

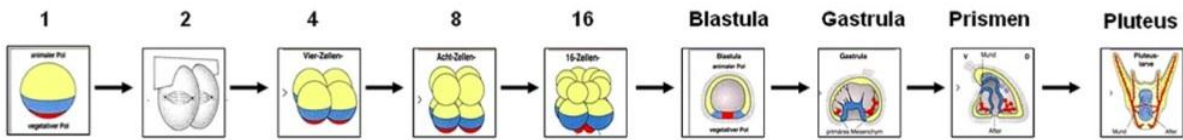
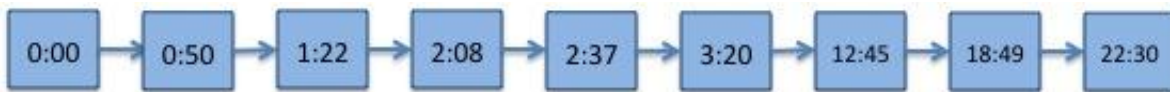


Abb.11
Entwicklungsstadien der Echinoidea (verändert nach Wolpert 2006)

Arbacia lixula

0:50 0:32 0:46 0:29 0:43 9:25 6:04 3:41



Paracentrotus lividus

0:55 0:28 1:23 0:34 0:55 7:35 6:00 5:30



Sphaerechinus granularis

1:13 0:22 0:55 1:00 0:30 15:45



DISKUSSION

Entwicklungszeiten der drei Arten im Vergleich:

Die ersten Stadien laufen bei allen drei Arten relativ synchron ab. Der erste größere Unterschied, zeigt sich beim Erreichen des 8-Zellstadiums zwischen *P. lividus* (nach 1:46) und *S. granularis* (2:30). Ab diesem Zeitpunkt hinkt *S. granularis* den anderen beiden Arten hinterher. Die deutlichste Verzögerung wurde beim Eintritt ins Gastrulastadium dokumentiert. Während *Arbacia lixula* nach 12:45 und *Paracentrotus lividus* nach 10:50 dieses erreichen, ist bei *S. granularis* die Invagination erst 19:45 nach der Befruchtung erkennbar.

Leider gibt es keine vollständige Dokumentation des Prismenstadiums und der Pluteuslarve von *S. granularis*. *Paracentrotus* erreicht das Prismenstadium allerdings mit zwei Stunden Vorsprung (nach 16:50), *Arbacia* hingegen erst nach 18:45. Bei der Entwicklung der Pluteuslarven liegen sie jedoch wieder nah beieinander, mindestens 50% liegen hier nach 22:20 bzw. 22:30 vor.

Beim beurteilen der Zeitwerte sollte jedoch einige Punkte beachtet werden, welche die Ergebnisse beeinflussen:

- Fehlinterpretation der Entwicklungsstadien: die Übergänge zwischen den Stadien sind oftmals recht schwer zu erkennen, insbesondere die Unterscheidung von spätem Blastula bzw. frühem Gastrulastadium.

Gameten: die Eier und Spermien sollten am besten sofort nach dem Ablaichen zur Befruchtung verwendet werden. Da sich die Gewinnung dieser jedoch oftmals als sehr schwierig erwies, kam es oft zu Verzögerungen. Dies war insbesondere *Paracentrotus lividus* der Fall.

3. Kreuzspeziesbefruchtung

Während des Befruchtungsvorganges existieren Mechanismen, die eine Befruchtung mit mehreren Spermien (Polyspermie) oder artfremden Spermien verhindern bzw erschweren sollen. Die Eizelle ist mit einem Jelly layer und einer Vitellinhülle umgeben (Abb.11), durch die sich die Spermien mithilfe hydrolytischer Enzyme "durarbeiten" müssen, um mit der Plasmamembran in Kontakt zu treten. Dringt ein Spermium in die Eizelle ein (Abb.12), wird durch die Acrosomenreaktion des Spermiums der schnelle Block gegen Polyspermie ausgelöst: die Plasmamembran der Oozyte depolarisiert und verhindert so das Eindringen eines weiteren Spermiums. Da dieser erste Block nur 30 – 60 Sekunden anhält, wird ein zweiter, langsamer Block gegen Polyspermie ausgelöst, bei dem die Eizelle Corticalgranula exocytiert. Dadurch wird die Struktur der Vitellinschicht so verändert, dass ein Andocken bzw Durchdringen für weitere Spermien unmöglich gemacht wird. Es bildet sich die sogenannte "Befruchtungsmembran".

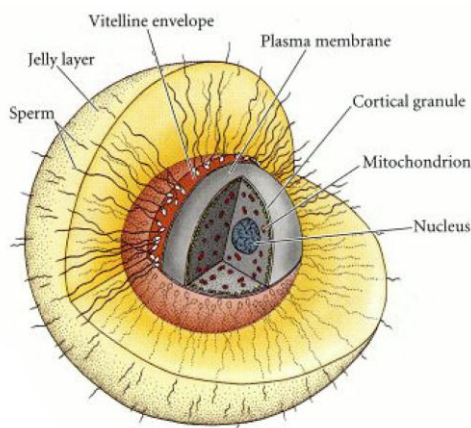


Abb.12
Oocyte mit Vitellinschicht und Jelly layer
(Fig. 7-4, Gilbert, 2006)

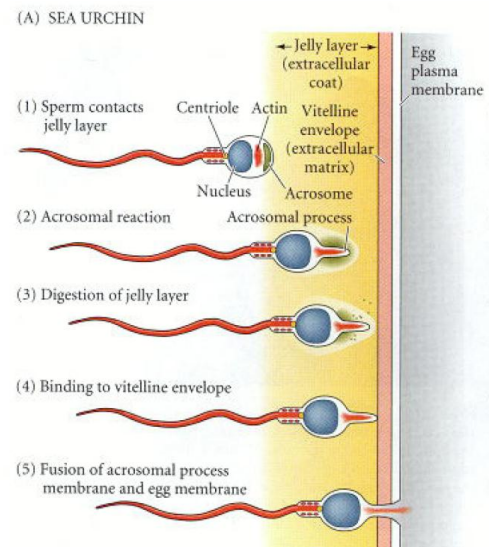


Abb.13
Interaktion des Spermiums mit der Eihülle
(Fig. 7-8, Gilbert, 2006)

Material & Methoden

Ziel dieses Experiments war es, die drei auf Korsika vorkommenden Seeigelarten miteinander zu kreuzen, indem embryonale Blockaden ausgeschaltet werden, die unter natürlichen Bedingungen eine Befruchtung mit Fremdspermien verhindern sollen. Die Eier wurden mit dem Enzym Trypsin behandelt, um den umgebenden Jelly layer und die Vitellinmembran aufzulösen und eine Befruchtung mit artfremden Spermien zu gewährleisten.

Um die richtige Trypsinkonzentration zu ermitteln, bei der eine hohe Befruchtungsrates erzielt wird, aber gleichzeitig wenige Eier zerstört werden und die Gefahr von Mehrfachbefruchtungen gering gehalten wird, wurden Trypsin-Konzentrationsreihen durchgeführt. Nach einer erfolgreichen Befruchtung mit hoher Spermiedichte dürfte sich keine Befruchtungsmembran bilden und die Eizelle sollte regulär in die Furchungsstadien eintreten.

Befruchtung

Wie schon zuvor beschrieben, wurden die Seeigel mit KCl bzw der Schleudermethode zum Ablachen gebracht.

Trypsin-Konzentrationsreihen

Es wurden vier verschiedene Konzentrationen der Trypsinlösung hergestellt, indem ein Stock von 2 l mit einer Konzentration von 100 mg/250 ml hergestellt und anschliessend mit Seewasser verdünnt wurde, um auf die niedrigen Konzentrationen zu kommen.

5 mg/250 ml Seewasser

20 mg/250 ml Seewasser

40 mg/250 ml Seewasser

100 mg/250 ml Seewasser

Die Eier von *Arbatia lixula* wurden für 15 min in einer Petrischale mit Trypsinlösung inkubiert, während sie durch Schwenken ständig durchmischt wurden. Anschliessend wurden sie drei Mal mit Seewasser gewaschen, um eine zu lange Trypsineinwirkung und damit die Schädigung der Zellmembran zu verhindern. Dazu wurden die in der Petrischale abgesetzten Eier in die Mitte geschwenkt, mit einer Plastikpipette in eine frische Petrischale mit Seewasser überführt (insgesamt 3 mal) und anschliessend mit *Arbacia* Spermien befruchtet.

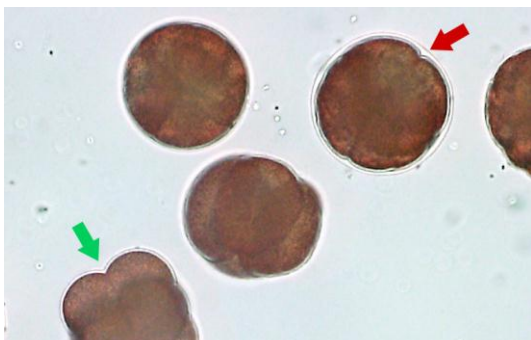


Abb.14
Befruchtungsmembran (roter Pfeil)
keine Befruchtungsmembran (grüner Pfeil)

Im Mikroskop wurde der Erfolg der Befruchtung kontrolliert, allerdings zeigten ca. 70 % der Eier eine Befruchtungsmembran, was aufgrund der Trypsinbehandlung nicht passieren sollte. (Abb.14)

Daher stellten wir weitere Trypsinkonzentrationsreihen mit höheren Konzentrationen her (40 mg/250 ml Seewasser, 100 mg/250 ml Seewasser, 250 mg/250 ml Seewasser, 500 mg/250 ml Seewasser, 1000 mg/250 ml Seewasser).

Diesmal wählten wir eine deutlich höhere Dichte an Eiern, welche wieder in den verschiedenen Trypsinkonzentrationen inkubiert wurden, diesmal sowohl für 15 min als auch für 30 min, bevor sie wie zuvor 3x in Seewasser gewaschen wurden. Auch die Spermiedichte wurde erhöht, die Spermien nach ca 15 min wieder weggeschwemmt, um Mehrfachbefruchtungen zu verhindern.

Eine Auszählung der 1000 mg/250 ml nach 45 min und der 500 mg/250 ml nach zwei Stunden zeigte völlig irreguläre Stadien, die Eier wurden sehr wahrscheinlich durch die hohe Trypsinkonzentration geschädigt. (Abb.15)

Erst die Auswertung der Schale mit der 250 mg/250 ml Seewasser Konzentration nach 2,5 Stunden zeigte ein gutes Ergebnis. Es wurden 57% regulär entwickelte lebende Embryos ohne Befruchtungsmembran, 17% irregulär wachsende Embryos, 30% Embryos mit Befruchtungsmembran und 17% zerstörte bzw unbefruchtete Eizellen gezählt, deshalb wurde diese Konzentration für die Kreuzspeziesbefruchtung ausgewählt.

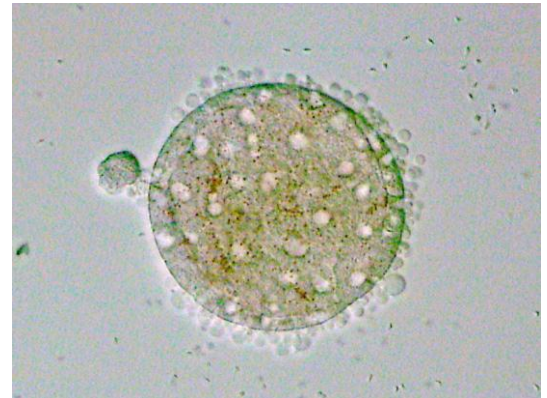


Abb.15
Zelltod durch zu hohe
Trypsinkonzentration

Ergebnisse

Mit der vorher getesteten Trypsinkonzentration von

250

mg/250 ml Seewasser führten wir 4 Befruchtungsreihen mit frisch gewonnenen *Arbacia lixula* und *Sphaerechinus granularis* Eiern durch. Dazu benutzten wir frische *Arbacia lixula* und *Sphaerechinus granularis* Spermien. Leider gelang es uns nicht, *Paracentrotus lividus* zum Ablachen zu bringen, deshalb standen uns keine Eier zur Verfügung. *Paracentrotus lividus* Spermien entnahmen wir den im Kühlschrank gelagerten Gonaden.

Sphaerechinus granularis (♀) x *Arbacia lixula* (♂)

Sphaerechinus granularis (♀) x *Paracentrotus lividus* (♂)

Arbacia lixula (♀) x *Sphaerechinus granularis* (♂)

Arbacia lixula (♀) x *Paracentrotus lividus* (♂)

Nach 2 Stunden und 13 – 17 Stunden nach der Befruchtung führten wir eine Auswertung durch:

***Sphaerechinus granularis* (♀) x *Arbacia lixula* (♂)**

Unbefruchtet: 90%

Befruchtet: 10% (Blastula-Stadium) (Abb.16)



Abb.16

- A Überblick: *Sphaerechinus granularis* (♀) x *Arbacia lixula* (♂), 2 Stunden nach der Befruchtung; viele Eier sind unbefruchtet, die Blastomeren der befruchteten oft anormal angeordnet
- B irreguläre Anordnung der Blastomeren im 4-Zell Stadium (2 hpf)
- C 17 Stunden nach der Befruchtung gelangten einige der Eier ins Blastula Stadium

***Sphaerechinus granularis* (♀) x *Paracentrotus lividus* (♂)**

Unbefruchtet: 8%

Befruchtet: 92% (Blastula Stadium)

-> ca. 50% der Embryos zerstört (Abb.17)



Abb.17

- A Überblick: *Sphaerechinus granularis* (♀) x *Paracentrotus lividus* (♂), 2 Stunden nach der Befruchtung; die meisten Eier wurden befruchtet, die Blastomeren weisen eine irreguläre Anordnung auf
- B irreguläre Anordnung der Blastomeren im 4-Zell Stadium (2 hpf)
- C 17 Stunden nach der Befruchtung erreichten die Eier das Blastula Stadium

***Arbacia lixula* (♀) x *Sphaerechinus granularis* (♂)**

Unbefruchtet: 88%

Befruchtet: 12%

-> 100% der Embryos zerstört (Abb.18)

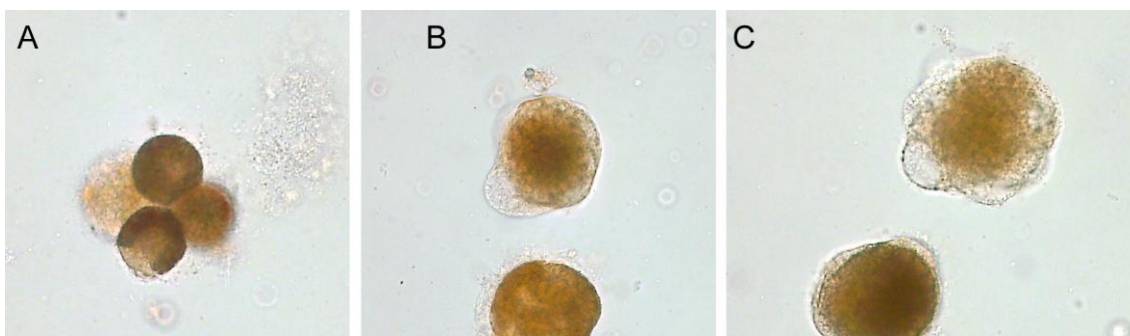


Abb.18

- A - C *Arbacia lixula* (♀) x *Sphaerechinus granularis* (♂), 14 Stunden nach der Befruchtung; wenige Eier wurden befruchtet, die Blastomeren weisen eine irreguläre Anordnung auf; manche Embryos kamen bis ins Morula Stadium, nach 14 Stunden waren allerdings alle zerstört.

***Arbacia lixula* (♀) x *Paracentrotus lividus* (♂)**

Unbefruchtet: 98%

Befruchtet: 2%

-> 100% der Embryos zerstört (Abb.19)

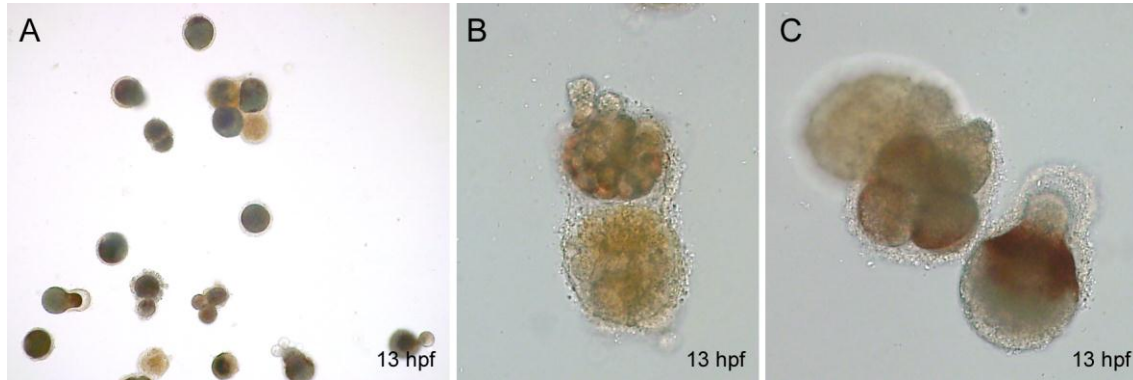
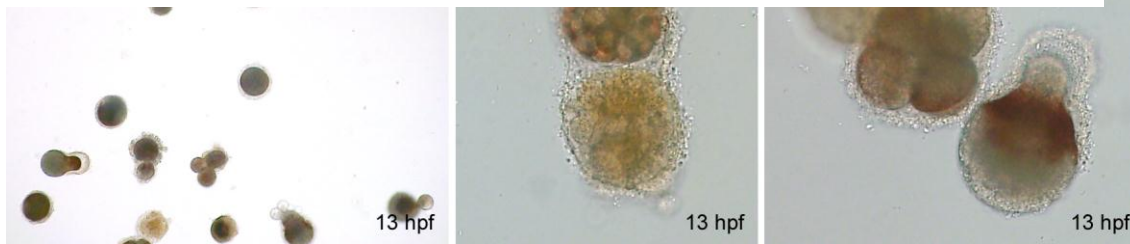


Abb.19

- A Übersicht: *Arbacia lixula* (♀) x *Paracentrotus lividus* (♂), 13 Stunden nach der Befruchtung waren alle Embryos tot
- B die Embryos entwickelten sich nicht über das Morula Stadium hinaus
- C sehr wenige Eier wurden befruchtet, die Blastomeren teilten sich völlig irregulär



den Spermien der beiden anderen Arten.

Weiters konnten wir während der Embryonalentwicklung ziemlich irregulär wachsende Embryonen beobachten, in denen sich die Blastomeren in einer Reihe anordneten oder einige Blastomeren sich nicht mehr teilten, während die anderen mit der Teilung fortfuhren. Während der Beobachtungszeit erreichten die überlebenden Embryos das Blastula Stadium, die meisten Embryos starben aber früher.

ies, je nachdem
nien befruchten
rbacia lixula mit

Diskussion

1. Die Zählung der trypsinbehandelten Embryos gestaltete sich anfangs etwas schwierig, da in zu späten Stadien ausgezählt wurde, in denen Embryonen mit und ohne Befruchtungsmembran nicht mehr gut zu unterscheiden waren. Ausserdem waren viele Blastulae schon sehr beweglich und entzogen sich dadurch der Zählung.
2. Auch die Auszählung zu kleiner Stichproben pro Gruppe hat vermutlich zu grösseren Abweichungen geführt.
3. Die vom Protokoll 2006 stark abweichende Trypsinkonzentration, die für die erfolgreiche Befruchtung der Seeigeleier mit Fremdspermien notwendig war, könnte eventuell mit der Qualität oder dem Hersteller des Trypsin zu tun haben (konnte nicht ermittelt werden).
4. Leider konnten wir für die Kreuzspeziesbefruchtung keine *Paracentrotus* Eier mehr gewinnen, da nach einem Sturm wahrscheinlich viele Seeigel bereits abgelaicht hatten. Die Tests mit den Trypsinkonzentrationen waren ausserdem ziemlich zeitaufwendig, eine weitere Beobachtung der noch lebenden Embryos war deshalb nicht mehr möglich.
5. Der unterschiedliche Befruchtungserfolg zwischen den Spezies könnte darauf hindeuten, dass 2 der Arten phylogenetisch näher verwandt sind und sich die 3. Art schon zu weit von ihnen entfernt hat, allerdings fehlen uns für eine solche Beurteilung die Werte der Befruchtung mit *Paracentrotus* Eiern. So scheint es hier, als wären *Sphaerechinus granularis* und *Paracentrotus lividus* näher verwandt als *Arbacia lixula* mit den beiden, allerdings ist es anscheinend so, dass *Paracentrotus lividus* die weiter entfernte Art ist.
6. Der frühe Tod des Grossteils der Embryos könnte einerseits durch mangelnde Wartung verursacht worden sein, das Seewasser wurde nur einmal am Abend gewechselt, andererseits könnte die hohe Spermienkonzentration auch zu Mehrfachbefruchtungen und damit zu Missbildungen der Embryos im frühen Stadium geführt haben.

4. Pharmakologische Manipulation der Animal-Vegetal Körperachse in der frühen Embryonalentwicklung der Echinodermata

Einleitung

Die ersten drei Zellteilungen der Zygote liefern morphologisch keine unterscheidbaren Blastomeren. Erst die vierten und fünften Teilungen, die inäqual ablaufen, führen zu einem asymmetrischen Embryo. Nach dem Übergang ins 64-Zell-Stadium und der Bildung eines Blastocoels ist morphologisch kaum mehr eine Seite des Embryos von den anderen zu unterscheiden. Dennoch könnte unter Verwendung entsprechender Marker die Seite mit den Mikromeren, die sich im 16-Zell-Stadium noch deutlich von den darüber liegenden Makromeren in der Grösse unterscheiden, identifiziert werden. Die voll ausgereifte Blastula bildet einen praktisch einschichtigen Zellmantel, der das Blastocoel umschliesst. Mit beginnender Gastrulation beginnt eine Embryoseite zu invaginieren. Dadurch wird eine klare, visuell erkennbare Körperachse definiert. Die Invagination spielt sich am Vegetalen Pol des Embryos ab, dort wo im 16-Zell-Stadium die Mikromeren vorhanden waren. Die der Invaginationssseite gegenüber liegende Region wird als Animaler Pol bezeichnet. Die Achse, die durch diese beiden Pole geht, ist die erste Körperachse im sich entwickelnden Embryo.

Maternale Determinanten sind Moleküle (z.B. mRNA), die in der Eizelle fertig synthetisiert vorliegen. In der Zygote sind diese dann ungleichmässig verteilt, oder werden durch bestimmte Prozesse im Plasma umgelagert. Bei den darauf folgenden Zellteilungen erhalten die Blastomeren auf diese Weise einen unterschiedlichen Satz an Signalmolekülen (Maternale Determinanten als Aktivatoren oder Inhibitoren). Diese stimulieren in der frühen Embryonalentwicklung gezielt intrazelluläre Signalwege, wodurch das Schicksal der betreffenden Zellen ab einer bestimmten Anzahl an Zellteilungen (irreversibel) determiniert wird.

Es gibt eine Vielzahl von pharmakologischen Substanzen, die in der Lage sind, direkt in solche Signalwege einzugreifen, oder deren Regulation zu beeinflussen. Als Folge ist die Embryonalentwicklung gestört und es zeigen sich abnorme Phänotypen. Ist der Zusammenhang zwischen einem Signalweg und einem bestimmten Entwicklungsprozess bekannt, so kann eine Veränderung dieses Prozesses nach Behandlung mit einer vorliegenden Substanz gewisse Rückschlüsse über deren Wirkung auf den Signalweg erlauben. Ebenso kann bei bekannter Wirkung einer Substanz auf einen bestimmten Signalweg auf dessen Bedeutung innerhalb eines Entwicklungsprozesses geschlossen werden, wenn nach Behandlung ein entsprechend veränderter Phänotyp vorliegt.

Embryonen von *Arbacia lixula* wurden mit drei Substanzen behandelt. Es handelte sich dabei um Lithiumchlorid (LiCl), Alsterpaullone (Alp) und Valproinsäure (VPA). Mit LiCl wurde bereits in den Exkursionen der Jahre 2006 und 2008 (an *Arbacia lixula* und *Paracentrotus lividus*) experimentiert. Mit Alp auch im Jahr 2008. Neu wurde

2010 mit VPA gearbeitet. Zusätzlich zu Applikationen mit nur einer Substanz wurden auch Kombinationen zwischen LiCl-VPA und Alp-VPA untersucht.

LiCl: Entsprechend den Angaben aus den Exkursionsberichten von 2006 und 2008 inhibieren Li-Ionen GSK3 β (Glykogen-Synthase-Kinase 3 β). Diese Kinase spielt im etablierten Model des „Canonischen“ Wnt Signalwegs eine entscheidende Rolle. Im „off-state“ des Signalwegs phosphoryliert GSK3 β den Transkriptionsfaktor β -Catenin, worauf dieser abgebaut wird. Es kommt nicht zur Expression von Zielgenen. Im „on-state“ wird GSK3 β inaktiviert, β -Catenin stabilisiert und entsprechende Zielgene werden exprimiert. Wird ein Embryo also mit LiCl behandelt, so erfolgt eine ektopische Expression von Wnt-abhängigen Genen. Der Wnt-Signalweg wird mit Vorgängen am vegetalen Pol in Verbindung gebracht. Entsprechend haben die Untersuchungen der Jahre 2006 und 2008 eine vegetalisierende Wirkung von LiCl bestätigt. Unter „Vegetalisierung“ versteht man eine Ausweitung vegetaler Strukturen oder eine Reduktion animaler Strukturen.

Alp: Im Bericht 2008 wird Alp ebenfalls ein vegetalisierender Effekt zugeschrieben. In der Pharmazie ist Alp als Inhibitor von Cyclin abhängigen Kinasen (CDKs) und von GSK3 β bekannt [1,2]. Dabei wirkt das Molekül als kompetitiver ATP-Inhibitor. Es belegt die ATP-Bindetasche am GSK3 β und verhindert so, dass das Enzym ein Phospat vom ATP auf Aminosäurereste (Serin, Threonin) des Zielproteins, in diesem Fall β -Catenin, übertragen kann. Der Effekt von Alp auf den Wnt-Signalweg ist deshalb vom Grundprinzip her ähnlich jenem von LiCl.

VPA: Diese Substanz wird in der Medizin mit einer Vielzahl von Signalwegen in Verbindung gebracht und ist deshalb Kandidat für ein grosses Anwendungsfeld [4]. Etabliert ist die Wirkung als Aktivator von GABA (γ -Aminobuttersäure), einem hemmenden Neurotransmitter, weshalb VPA als Antiepileptikum und gegen Migräne verwendet wird. Daneben wird auch eine Funktion als Inhibitor von GSK3 β im Zusammenhang mit Alzheimer diskutiert. Im hier vorliegenden Zusammenhang würde dies für eine vegetalisierende Wirkung sprechen, was nicht der Fall ist, soviel sei vorweggenommen. Der vielleicht für die Seeigelembryonalentwicklung wichtigste Effekt von VPA richtet sich gegen Histon-Deacetylasen (HDAC). In der Humanmedizin ist eine klare Verbindung zur Teratogenität (Störung der Embryonalentwicklung) der Substanz beschrieben. Sind HDACs gehemmt, so wird durch epigenetische Einflüsse das Expressionsmuster von Genen verändert. Es ist sehr wohl denkbar (allerdings nicht belegt), dass solche Phänomene auch bei der Seeigelenentwicklung nach Behandlung mit VPA zu veränderten Phänotypen führen. [3,4]

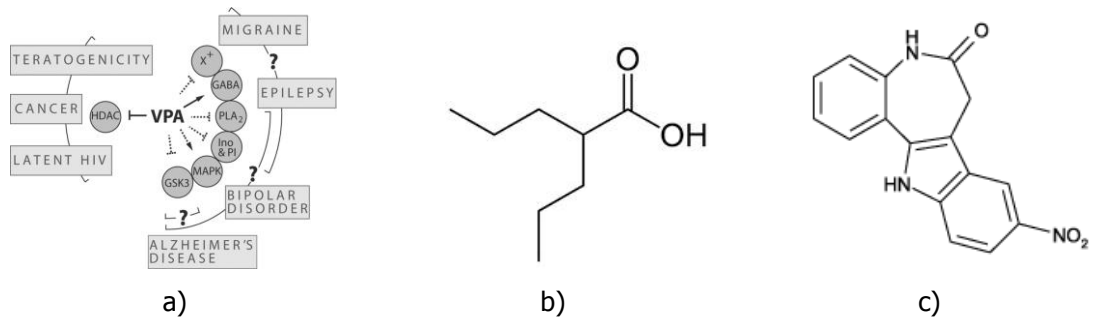


Abb 20

a) Wirkungsfeld von VPA (aus Zitat 4),

b) Strukturformel VPA (<http://de.academic.ru/pictures/dewiki/86/Valproic-acid-2D-skeletal.png>)

c) Strukturformel Alp (<http://www.enzolifesciences.com/fileadmin/files/formula/ALX-270-275.gif>)

Material und Methoden

Eier wurden gemäss vorangegangener Experimente befruchtet. Bis zu einem Zeitpunkt zwischen dem 8-Zell und dem 16-Zellstadium erfolgte die Entwicklung der Embryonen unter normalen Laborbedingungen in unbehandeltem Seewasser. Dann wurden sie für 6 Stunden in Seewasser gegeben, das Konzentrationen der betreffenden Substanzen aufwies, wie es auf Tabelle 1 ersichtlich ist. Nach Ablauf der Applikationszeit wurden die Embryonen mehrmals in frisches Seewasser überführt und somit gewaschen. Die Gastrula-, Prismen- und Pluteusstadien wurden beobachtet und dokumentiert.

Tab 1

Substanz(en)	LiCl	Alp	VPA	VPA-LiCl		VPA-Alp	
				VPA	LiCl	VPA	Alp
	50mM	5µM	5mM	5mM	50mM	5mM	0.5µM
		1µM	25mM	25mM	50mM	25mM	0.5µM
		0.5µM	50mM	50mM	50mM	50mM	0.5µM
		0.05µM					

Resultate

LiCl vegetalisiert, Bildung von Exogastrulae

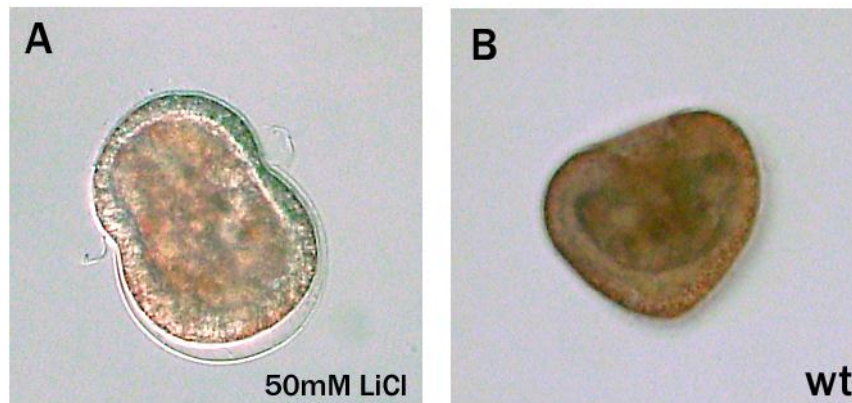


Abb. 21

In Abb. 21B ist ein Gastrulastadium nach 10-12 hpf (hours post fertilization) eines unbehandelten Embryos zu sehen. Abb. 21A zeigt eine Exogastrula nach 23 hpf eines Embryos, der mit 50mM LiCl behandelt wurde. Die Beobachtungen der Jahre 2006 und 2008 konnten bestätigt werden. Einige wenige der behandelten Embryonen wiesen schon früh starke Deformationen auf und kamen nicht über das Morulastadium hinaus. Übrige LiCl behandelte Arbacia Embryonen zeigten bis zur Blastula eine relativ unauffällige Entwicklung. Bei vielen von ihnen war die Gastulation gestört und sie bildeten zeitlich stark verzögert nach etwa 20-24 Stunden die charakteristische Exogastrula.

Alp vegetalisiert, Reduktion animaler Strukturen

22E zeigt ein Prismastadium eines unbehandelten Embryos nach ca. 16 hpf. 22A-D zeigen Embryonen nach Ablauf einer ähnlichen Entwicklungszeit. Eine Behandlung mit 5 μ M und 1 μ M Alp scheint die Entwicklungsgeschwindigkeit zu bremsen. Eine mögliche Erklärung hierfür könnte im Einfluss von Alp auf CDKs (siehe Einleitung) zu finden sein, wodurch die Zellzyklen verändert werden könnten. Die Embryonen kommen in 14-18 Stunden nicht über ein Blastulastadium hinaus. Eine Konzentration von 0.05 μ M hat keinen sichtbaren Einfluss auf die Entwicklung (22D). Der in 22D abgebildete Embryo scheint in der Entwicklung schon weiter zu sein als der unbehandelte in 22E, was darauf zurück zu führen sein dürfte, dass die Entwicklungszeiten bis zur Dokumentation nicht exakt gleich waren. Eine Vegetalisierung ist in 22C zu beobachten. Diese äußert sich durch die Reduktion animaler Strukturen – die in 22E ausgeprägtere „Spitze“ ist in 22C deutlich abgeflacht. Eine Konzentration von 0.5 μ M Alp lieferte somit die im Bezug auf Vegetalisierung auffälligsten Phänotypen.

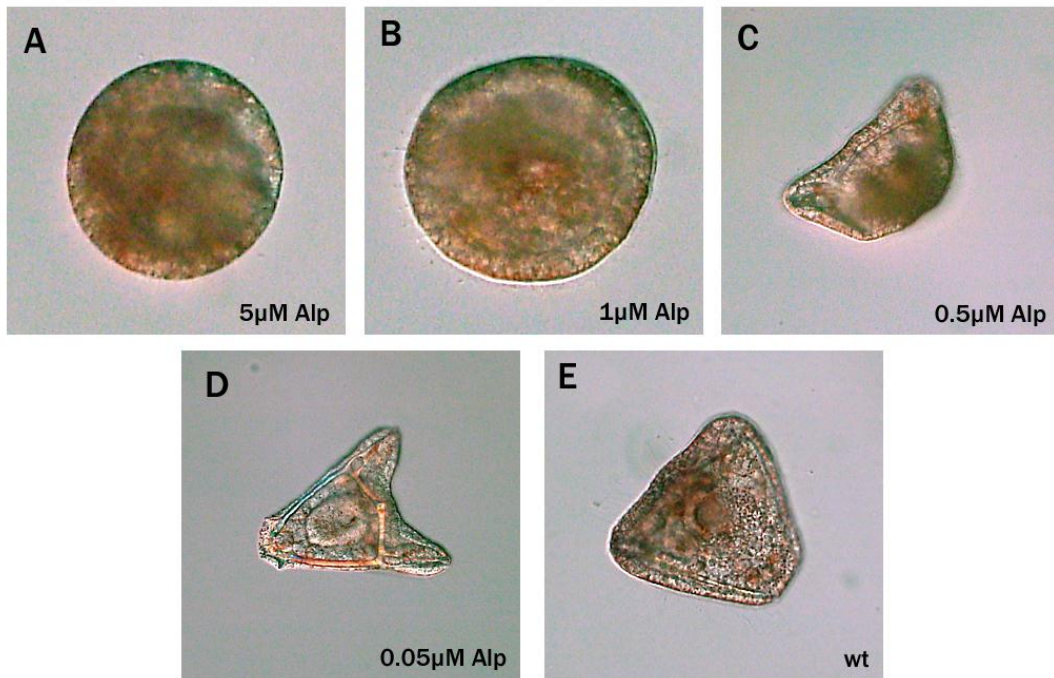


Abb.22

VPA animalisiert, Reduktion vegetaler Strukturen

23D zeigt den gleichen Embryo wie 22E. 23A-C sind Embryonen, die mit den betreffenden Konzentrationen von VPA behandelt wurden. Eine Konzentration von 50mM führte praktisch bei allen Embryonen zu Zellausstülpungen und Zerfall der Zellordnung bei „Vogastrulastadien“ (meist 32 Zellstadium). 5mM VPA hatte keine deutliche Änderung des Phänotyps zur Folge (23C). Die Unterschiede zum Wildtyp (23D) dürften hier ebenfalls mit der nicht völlig identischen Entwicklungszeit bis zur Dokumentation erklärbar sein. Den auffälligsten Phänotyp brachte die Behandlung mit 25mM VPA. Die deutlich überwiegende Anzahl dieser Embryonen zeigte eine verlangsamte Entwicklung, eine erheblich verminderte Invaginationstätigkeit und eine abgeflacht erscheinende frühe Gastrula (23B). Diese Abflachung könnte eine direkte Folge der fehlenden Invagination sein. Die Zellbereiche, die anstatt zu sich einzustülpen an der Oberfläche bleiben, verformen den Embryo in die Breiten. Animalisierung äußert sich hier also vor allem durch die Reduktion vegetaler Strukturen.

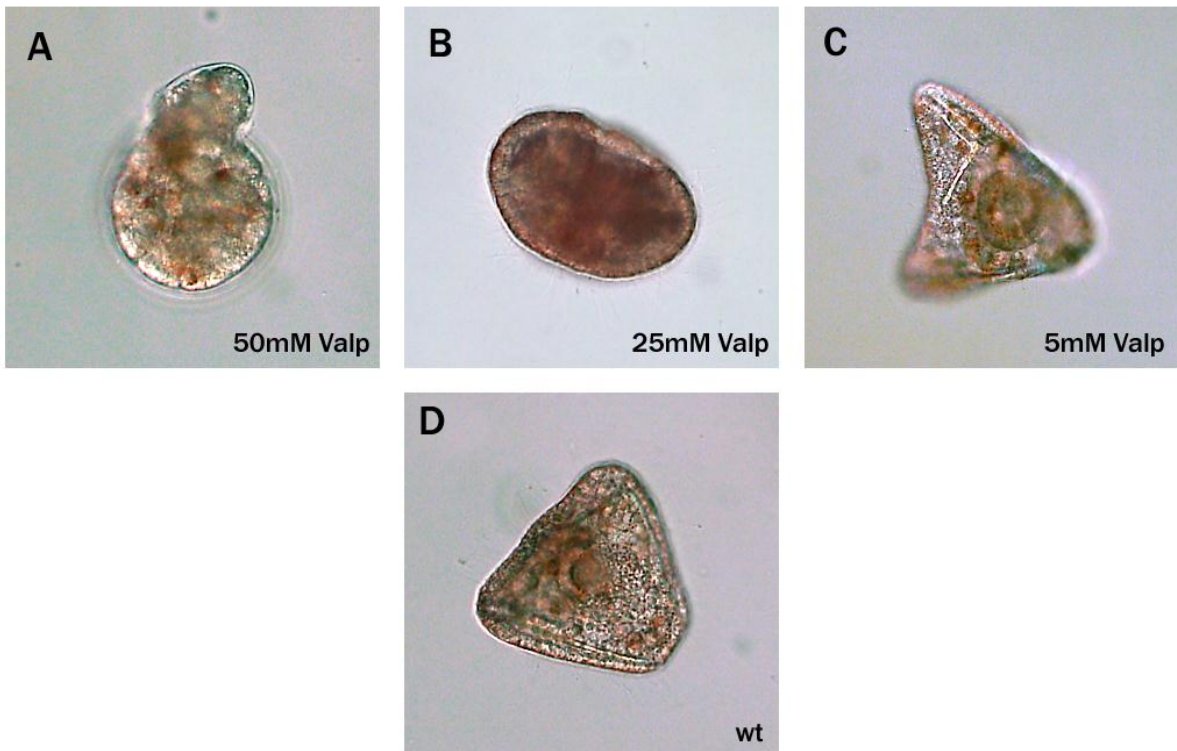


Abb.23

LiCl-VPA Doppelbehandlung: entgegengesetzte Effekte heben sich teilweise auf

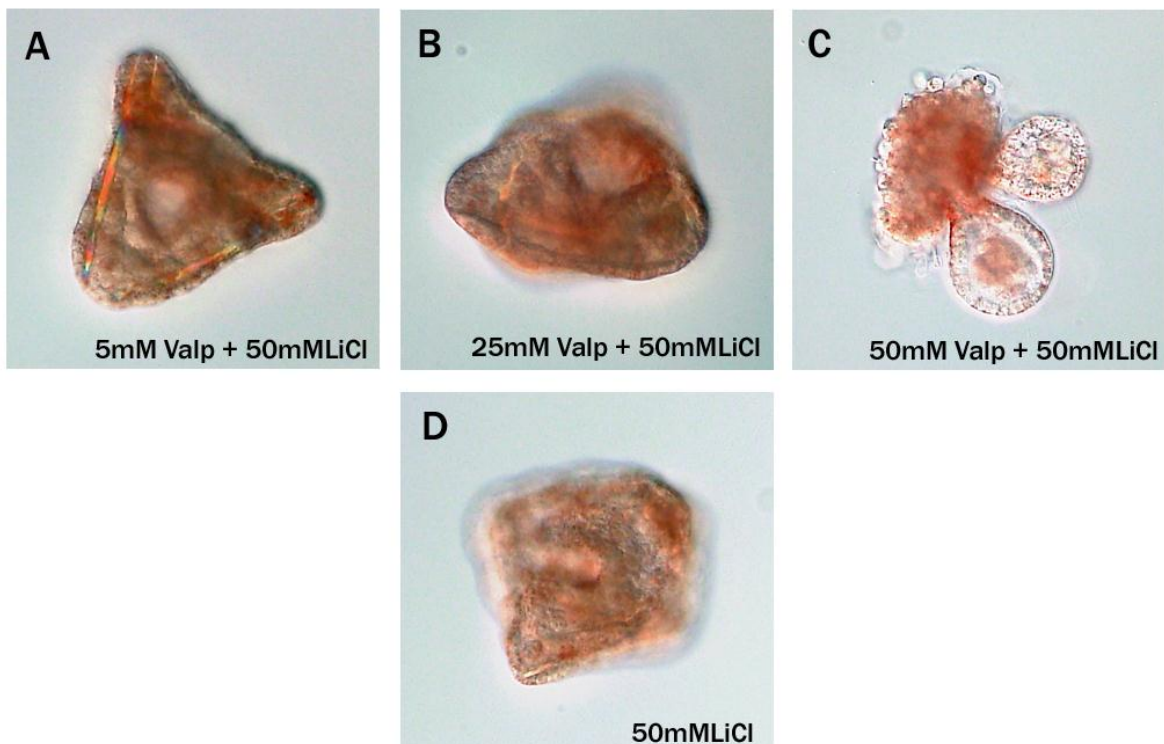


Abb.24

24D zeigt eine etwas formunschöne Exogastrula. Die Embryonen in 24A-C wurden ebenfalls wie 24D mit 50mM LiCl behandelt. Dennoch ist bei keinem dieser Embryonen eine Exogastrula aufgetreten.

Bei der 50mM LiCl-50mM VPA Doppelbehandlung scheinen die Effekte von VPA deutlich zu überwiegen. Die Zellausstülpungen bei den „Vorgastulastadien“, wie sie ebenfalls in 22A zu sehen sind, führen dazu, dass die Embryonen nicht bis zum Gastrulastadium voran kommen. Die Bildung von Exogastrulae ist somit unterbunden. 50mM LiCl-5mM VPA (24A) und 50mM LiCl-25mM VPA (24B) Doppelbehandlungen scheinen weder eine Exogastrula noch eine Verhinderung der Invagination während der Gastrula zu zeigen. Es werden in beiden Fällen Prismenstadien erreicht. Die Effekte von LiCl bzw. Alp scheinen sich zum Teil aufzuheben.

Alp-VPA Doppelbehandlung: entgegengesetzte Effekte heben sich nicht auf

25D zeigt den charakteristischen Phänotyp eines mit 0.5µM Alp behandelten Embryos. 0.5µM Alp-5mM VPA Doppelbehandlung bringt einen sehr ähnlichen Phänotypen hervor (25A). Wie in 22C hat auch hier eine Konzentration von 5mM VPA keinen entscheidenden Einfluss auf die Entwicklung und der Effekt von Alp scheint dominant zu sein. Die 0.5µM Alp-25mM VPA Doppelbehandlung (25B) zeigt einen Phänotypen, der jenem der 50mM VPA Einzelbehandlung (23A) ähnelt. Es scheint, als ob die Kombination mit 0.5µM Alp die „Sensitivität“ für VPA erhöhen würde, da nun bereits 25mM VPA zu einem ähnlichen Ergebnis führt. Für eine solche Erhöhung des Effekt, der durch VPA hervorgerufen wird, spricht auch der Phänotyp der 0.5µM Alp-50mM VPA Doppelbehandlung. Die Entwicklung bleibt in einem „Vorgastrulastadium“ stecken. Ob eine VPA Einzelbehandlung mit einer Konzentration deutlich über 50mM einen ähnlichen Phänotypen zur Folge hätte, wäre in diesem Zusammenhang von großem Interesse. Ebenfalls denkbar ist, dass in dieser Kombination (25C) der Effekt von Alp durch VPA erhöht wird. 0.5µM Alp zeigt in der Doppelbehandlung mit 50mM VPA einen ähnlichen Effekt wie bei einer Konzentration von 5µM bzw. 1µM Alp Einzelbehandlung (22A,22B).

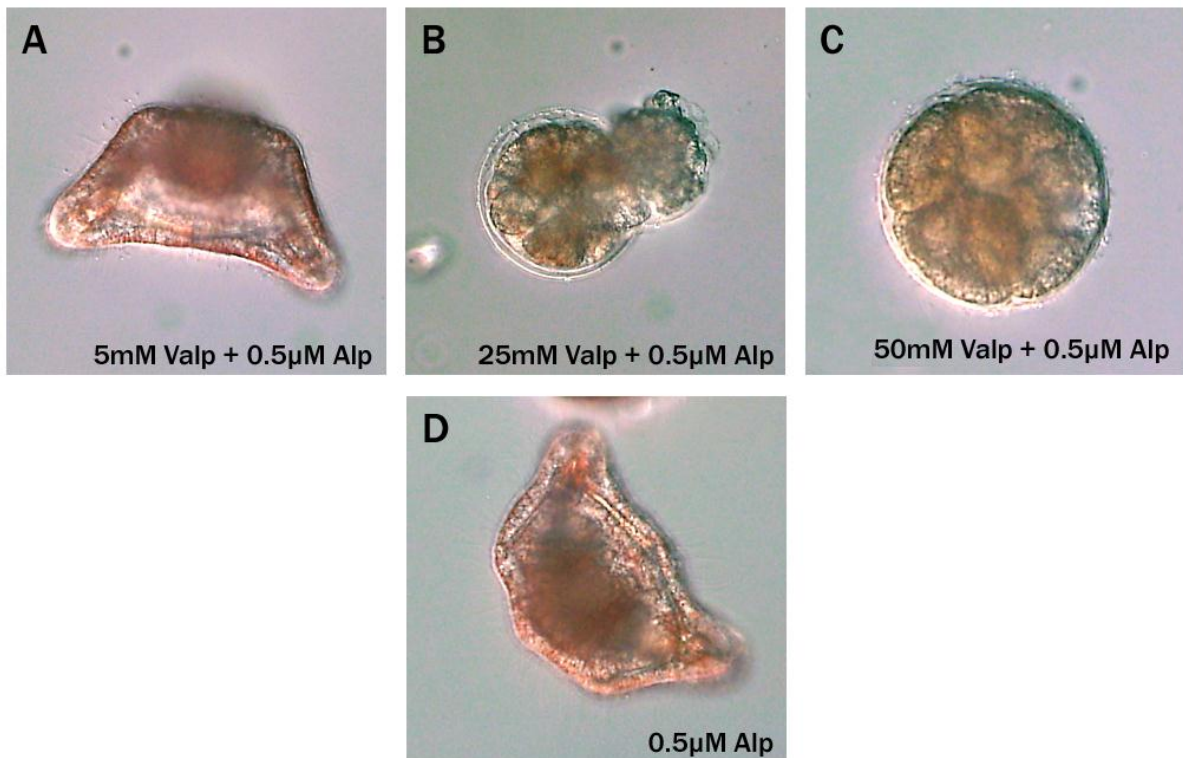


Abb.25

Diskussion:

LiCl und Alp Einzelbehandlungen

LiCl und Alp hemmen die Aktivität von GSK3 β und haben damit eine Stabilisierung/Anreicherung von β -Catenin zur Folge. Letzteres ist Bestandteil von Transkriptionsfaktorkomplexen, die für die Expression von Zielgenen mitverantwortlich sind. Im Wildtyp-Embryo führt die Expression solcher Zielgene zur Initiation von vegetalen Strukturen (z.B. Invaginationsbewegungen). In vegetalen Bereichen des Embryos wird β -Catenin stabilisiert, wohingegen es in animalen Bereichen von GSK3 β phosphoryliert und für den proteolytischen Abbau markiert wird (siehe Abb. 26, Übersicht Wnt-Pathway – „On-state“). Nach einer Behandlung mit den Inhibitoren (LiCl und Alp) weiten sich die Bereiche, in denen es zur Stabilisierung von β -Catenin kommt in Richtung des animalen Pols aus, der Embryo wird vegetalisiert. Morphologisch sehr eindrücklich zeigt sich dieser Zusammenhang an der Bildung von Exogastrulae (21A, 24D). Bedeutend schwieriger ist der Versuch einer Erklärung für die abgeflachten Prismenstadien nach 0.5 μ M Alp Behandlung. Die Reduktion animaler Strukturen könnte aber auch einfach durch die Ausdehnung vegetaler Strukturen zu lasten animaler Anteile einhergehen. Solche Annahmen sind rein hypothetisch, könnten aber durch erstellen von Fate-maps mit entsprechenden Markern überprüft werden.

VPA wirkt in einer Konzentration von 25mM deutlich animalisierend. Die Invagination während der Gastrulation ist stark bis total unterdrückt. Weil die Bereiche, die eigentlich invaginieren sollten, an der Embryooberfläche verharren, erscheinen die Embryonen flacher und breiter. Wie in der Einleitung angedeutet könnte ein inhibitierender Effekt von VPA auf HADCs für veränderte Expressionsmuster verantwortlich sein. Diese abgewandelten Muster könnten der Ausbildung vegetaler Strukturen entgegenwirken. Natürlich sind auch völlig andere Mechanismen denkbar.

Wnt signaling: simplified two-state model

Roel Nusse
Jan 2006

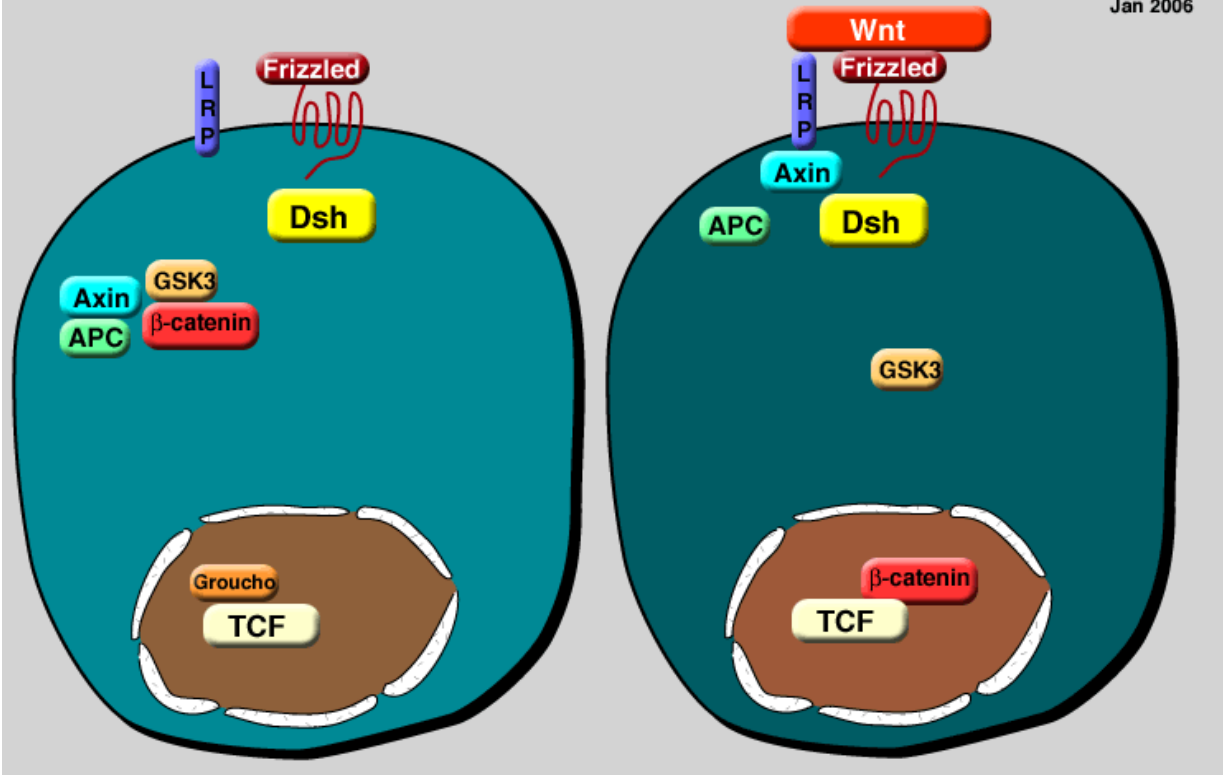


Abb.26: <http://www.stanford.edu/group/nusselab/cgi-bin/wnt/twostate>

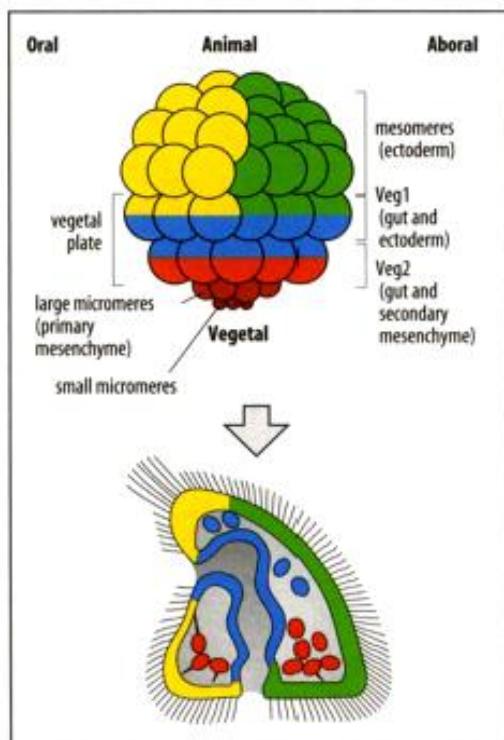
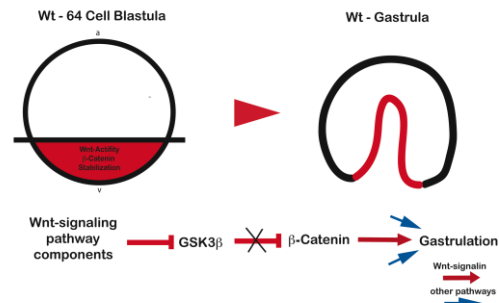


Fig. 5.22 | Wolpert, 2006

Abb. 27

Wt situation



LiCl or AIPa treatment

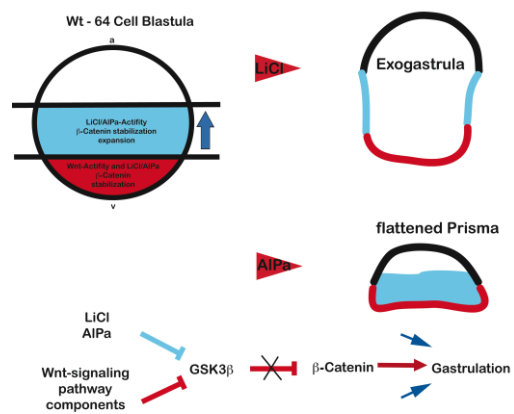


Abb.28

Abbildung 28 ist ein stark vereinfachtes Modellschema der oben beschriebenen Vorgänge.

LiCl-VPA und Alp-VPA Doppelbehandlungen

Die 50mM LiCl-5mM VPA (24A) und 50mM LiCl-25mM VPA (24B) Doppelbehandlungen zeigen keine Phänotypen, wie sie bei den jeweiligen Einzelbehandlungen festzustellen sind. Die doppelbehandelten Embryonen können als wildtyp-ähnlich betrachtet werden. Es liegen also in einem etwas weit gefassten Sinn des Begriffs „Rescue-Ereignisse“ vor. Die Alp-VPA Doppelbehandlungen hingegen zeigen bei keiner Konzentration eine gegenseitige Aufhebung der Einzelwirkungen. Das könnte darauf hinweisen, dass Alp bzw. VPA Einfluss auf völlig unabhängige Signaling-Netzwerke nehmen. Die Ausprägung der Phänotypen richtet sich nach der konzentrationsabhängigen Dominanz des Inhibitors. $0.5 \mu\text{M Alp} > 5\text{mM VPA}$ (A>B, bedeutet: A dominiert B), weshalb der Phänotyp jenem der $0.5 \mu\text{M Alp}$ Einzelbehandlung gleicht. $0.5 \mu\text{M Alp} < 25\text{mM VPA}$, weshalb der Phänotyp jenem der 50mM VPA Einzelbehandlung gleicht. $0.5 \mu\text{M Alp} < 50\text{mM VPA}$, weshalb der Phänotyp, möglicherweise durch die Inhibition von HADCs, völlig in „Vorgastrulastadien“ gehalten wird. Ähnliches kann auch über die 50mM LiCl-50mM VPA Doppelbehandlung gesagt werden. $50\text{mM VPA} > 50\text{mM LiCl}$, weshalb der Phänotyp jenem der 50mM VPA Einzelbehandlung gleicht.

Ob es sich bei den 50mM LiCl-5mM VPA und 50mM LiCl-25mM VPA Doppelbehandlungen um „Rescue-Ereignisse“ im engeren Sinn handelt, dürfte strittig bleiben. Bei einem solchen Ereignis greifen die sich entgegengesetzten Mechanismen relativ direkt in das selbe Signaling-Netzwerk ein. Da die genaue Funktion von VPA in diesem Zusammenhang nicht bekannt ist, wird diese Frage letztlich offen bleiben. Man könnte aber aus den Resultaten doch ableiten, dass der Effekt von VPA (konzentrationsabhängig) „epistatisch“ gegenüber jenem der GSK3 β -Inhibitoren ist. Gegebenenfalls VPA-bedingte Effekte würden hier auf epigenetischen Mechanismen durch die Hemmung von HADCs beruhen, so wäre es durchaus denkbar, dass dadurch auch Wnt-signaling-abhängige Expressionsmuster beeinträchtigt sein könnten. Damit würde sich der Kreis gewisser Massen schliessen und mit den entsprechenden Konzentrationen (50mM LiCl-5mM VPA bzw. 50mM LiCl-25mM VPA) könnte doch von echten „Rescue-Ereignissen“ in einem etwas engeren Sinn ausgegangen werden. Bei den bisher hier angestellten Betrachtungen wurde wahrscheinlich von einem zu statischen Grundmodell ausgegangen. Eher den tatsächlichen Gegebenheiten entspricht ein Modell mit einer höchst dynamischen Interaktionskinetik und der damit verbundenen Schwellenwertproblematik. Mit einem solchen Grundmodell lassen sich auch wiederkehrende Phänotypen zwischen den Doppel- und Einzelbehandlungen erklären (22C = 25A, 23A = 24C = 25B). Eine weitere wichtige Beobachtung dabei liegt im Phänomen, dass die $0.5\mu\text{M Alp}$ Kobehandlung den Schwellenwert für die Ausprägung typischer VPA-Phänotypen um den Konzentrationsfaktor 2-5 heruntersetzt ($0.5\mu\text{M Alp} - 25\text{mM VPA} = 50\text{mM VPA}$). Ein hypothetisches Erklärungsmodell hierzu könnte sein, dass $0.5\mu\text{M Alp}$ zu einer erhöhten β -Catenin Stabilisierung führt, dann aber ein bereits in geringerem Masse durch VPA (25mM statt 50mM) verändertes Genexpressionsmuster ähnliche Effekte hervorruft wie bei 50mM VPA Einzelbehandlung. Schliesslich könnte es auch sein, dass sämtliche genannten Beziehungen zwischen VPA und den GSK3 β -Inhibitoren gerade umgekehrt vorliegen. Die Effekte der Inhibitoren sind gegenüber jenen von VPA „epistatisch“.

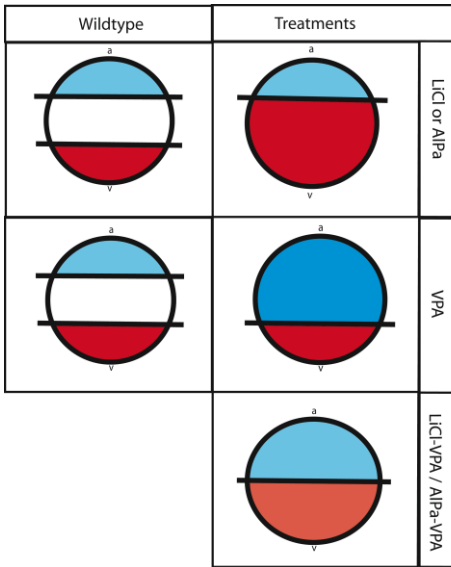


Abb.28
Grafische Übersicht Behandlungen und Verschiebungen der Expressionsmuster

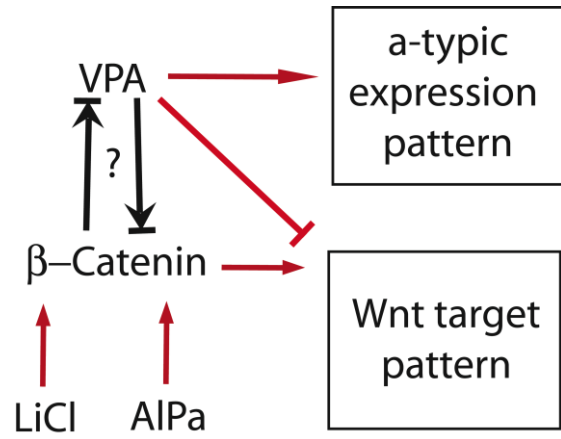


Abb 29
Hypothetisches Modell der Effekte

5. Literatur

Kapitel 1

Rupert Riedl

Fauna und Flora des Mittelmeeres (S 594 - 601)

Verlag Paul Parey Hamburg und Berlin, 1983

Kapitel 3

Bruce Alberts, Alexander Johnson, Julian Lewis, Martin Raff, Keith Roberts, Peter Walter

Molecular Biology of the Cell

Garland Science, 5th edition, 2008

Scott F. Gilbert

Developmental Biology

Sinauer Associates Inc., 8th edition, 2006
Lewis Wolpert, Thomas Jessell, Peter Lawrence, Elliot Meyerowitz, Elisabeth Robertson, Jim Smith

Principles of Development

Third Edition, Oxford University Press, 2007

Kapitel 4

[1] Leost M, Schultz C, Link A, Wu YZ, Biernat J, Mandelkow EM, Bibb JA, Snyder GL, Greengard P, Zaharevitz DW, Gussio R, Senderowicz AM, Sausville EA, Kunick C, Meijer L.,

Paullones are potent inhibitors of glycogen synthase kinase-3 β and cyclin-dependent kinase 5/p25

Eur J Biochem. 2000 Oct;267(19):5983-94.

[2] Bertrand JA, Thieffine S, Vulpetti A, Cristiani C, Valsasina B, Knapp S, Kalisz HM, Flocco M., **Structural characterization of the GSK-3 β active site using selective and non-selective ATP-mimetic inhibitors**

Mol Biol. 2003 Oct 17;333(2):393-407

[3] Santini V, Gozzini A, Ferrari G

Histone deacetylase inhibitors: molecular and biological activity as a premise to clinical application

Curr Drug Metab. 2007 May;8(4):383-93.

[4] Terbach N, Williams RS

Structure-function studies for the panacea, valproic acid

Biochem Soc Trans. 2009 Oct;37(Pt 5):1126-32.

[5] Wolpert L

Principles of Development 3rd. Edition.

Oxford University Press. 2006.

[6] Alberts, B, Dennis Bray, Julian Lewis, Martin Raff, Keith Roberts, and James D. Watson. **Molecular Biology of the Cell. 4th ed.**

WILEY-VCH Verlag GmbH & Co. KGaA, Weinheim. 2002.

Transekt

Bodenstein S., Valorzi C., Wittwer C.

Einleitung

Das Aktivitätsmuster von Fischen orientiert sich zumeist an den Lichtverhältnissen. So sind am Tage einige Fischarten zu sehen, die man in der Nacht nicht sichten kann und umgekehrt. Dieses Verhalten sollte auf Korsika in der Bucht von Calvi vor der marin biologischen Station STARESO erforscht werden. Hierzu können unterschiedliche Techniken herangezogen werden, die sich in ihrer Qualität, ihrem Aufwand und ihren Kosten unterscheiden. Die simpelste Methode ist, die Fische in einem abgesteckten Abschnitt in einer bestimmten Zeit schnorchelnd zu zählen, wobei die Zeit eine untergeordnete Rolle spielte, da die Abundanzen der gesichteten Arten von der Zeit unabhängig ist (M. De Girolamo et al., 2000). Diese Methode ist bei felsigen Untergründen und im flachen Sublitoral am besten geeignet. Im Gegensatz zu anderen Techniken mit denen die Abundanz und Artzusammensetzung bestimmt werden kann, z. B. durch das Schleppnetz, ist die Linientransektmethode eine ressourcen- und umweltschonende und wird besonders in marinen Schutzzonen oder wie bei dieser Untersuchung in von Schnorchlern und Tauchern stark frequentierten Gebieten angewandt.

Diese ist jedoch selektiv, da das Verhalten, die Größe und die Abundanz der Fische die Zählung beeinflussen können. Dabei wird die Häufigkeit der Arten durch die visuelle Zählung unterbewertet (G.J. Edgar et al., 2004). Ziel war es, in einem mittelmeertypischen Blocksteinhabitat artspezifische Aktivitätsmuster aufzudecken und einzuteilen.

Die Erfassung der Daten wurde schnorchelnd vorgenommen. Die Vorteile gegenüber dem Tauchen bestehen in der einfacheren Ausübung, da keinerlei Kenntnisse im Scuba-Diving nötig sind, sowie in der günstigeren und handlicheren Ausrüstung. Die erhobenen Daten können des Weiteren genutzt werden, um eine Abschätzung der Biomasse an Fischen um die Küsten Korsikas zu tätigen, indem man die Fläche des Transekts mit dem mittleren Gewicht der gesichteten Fischarten kombiniert.

Material und Methoden

Der erste Schritt zur Beobachtung der Anwesenheit und Gewohnheiten der Fische in der Bucht vor der Station de Recherches sous Marines et Océanographiques (STARESO) war eine bestimmte Fläche bzw. Strecke zu markieren – einen sogenannten Transekt. Um diesen Unterwasser-Transekt auch bei Nacht noch ausreichend gut sichtbar zu machen, wurde besonders viel Aufmerksamkeit auf eine entsprechende Markierung gelegt. Dafür wurden weiße Milchflaschen aus Plastik als Bojen verwendet, die den Verlauf der Strecke unter der Wasseroberfläche hervorheben sollten (Abb. 1). Diese wurden über ein Seil an ein Taucherblei am Boden befestigt. Dazu wurde am Grund entlang des Transekts ein weiteres oranges Seil gespannt, das an besonders unregelmäßigen Stellen half, nicht von der Strecke abzukommen. 3 m links und 3 m rechts von diesem Seil wurden in einem vom Beobachter sichtbaren Abstand flache Steine mit einem roten Kreuz gekennzeichnet auf dem Grund ausgelegt.



Abb.1 Boje aus Milchflasche

Der gesamte Transekt maß eine Gesamtstrecke von 146 m, die entsprechend dem Substrattyp in 4 Abschnitte unterschiedlicher Länge unterteilt wurde: Der erste Abschnitt war der kürzeste und mit durchschnittlich 1,8 m Wassertiefe flachste Abschnitt des Transekts. Er begann direkt in der Bucht nördlich des Hafens und führte über feines Blockfeld als Substrat (1). Direkt daran anschließend folgte der längste Abschnitt des Transekts entlang der aus groben Blocksteinen und Betontetraedern geformten Hafenmauer (2). Der dritte Abschnitt querte die Hafeneinfahrt und führte ausschließlich über eine Seegraswiese (3) aus Neptungras (*Posidonia oceanica*) sowie den mit 7,6 m tiefsten Punkt des Transekts. Im Hafenbecken angelangt erreichte man den vierten und letzten Abschnitt, dessen Untergrund wiederum aus feinem Blockfeld (4) bestand. Dabei ist zu berücksichtigen, dass die vier verschiedenen Habitat-Typen nicht abrupt, sondern fließend ineinander übergingen. Das Ende jeder Abschnitte wurde mit Doppelbojen bzw. mit zwei Milchflaschen markiert.

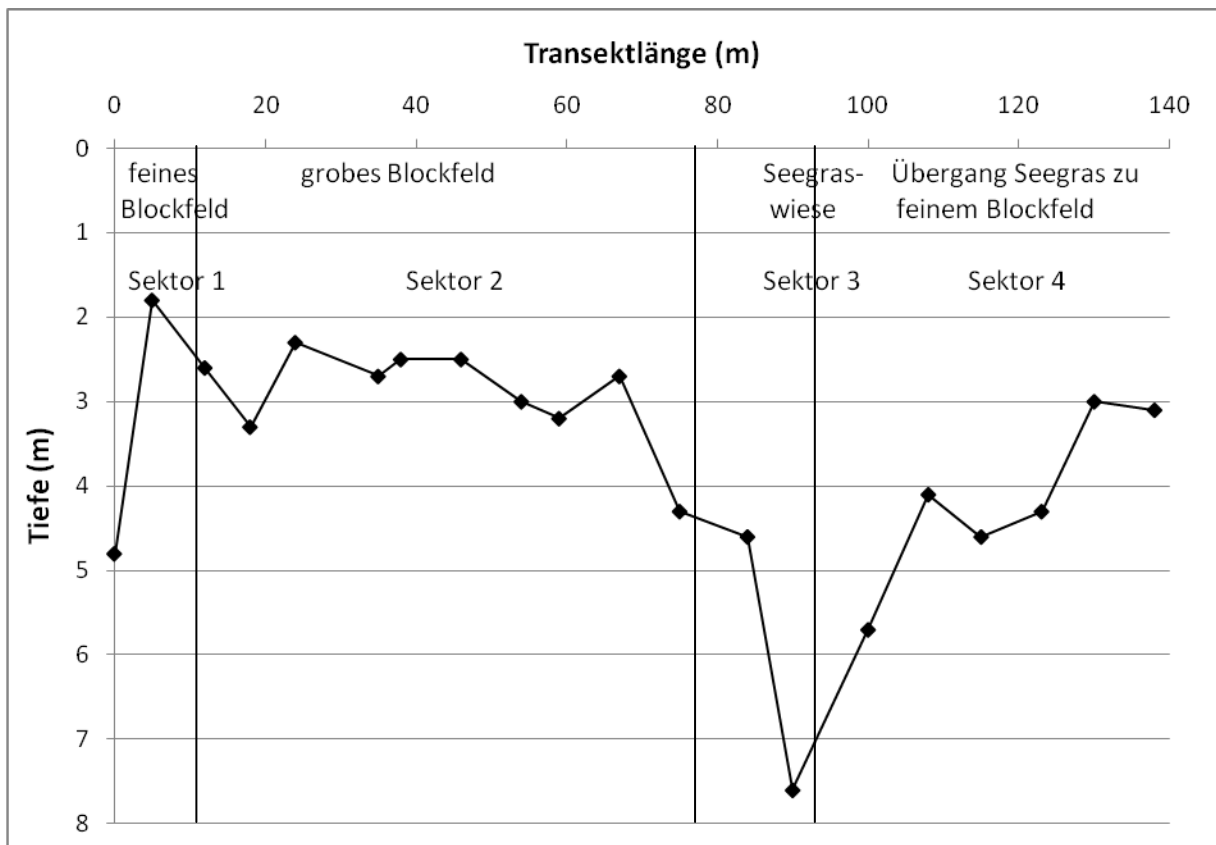


Fig. 1: Tiefenprofil des Transekts

Der zweite und auch wichtigste Schritt war das Aneignen der entsprechenden Artenkenntnis, um die verschiedenen Fischarten auch unter Wasser sicher erkennen zu können. Dazu wurden in mehreren Schnorchel-Gängen Fische im Wasser beobachtet und anschließend anhand geeigneter Literatur wie *Bergbauer & Humberg, 2009* und *Riedl, 1983* an Land bestimmt. Sobald die ausreichenden Fachkenntnisse erreicht waren, konnte die über 24 Stunden verlaufende Fischbeobachtung beginnen.

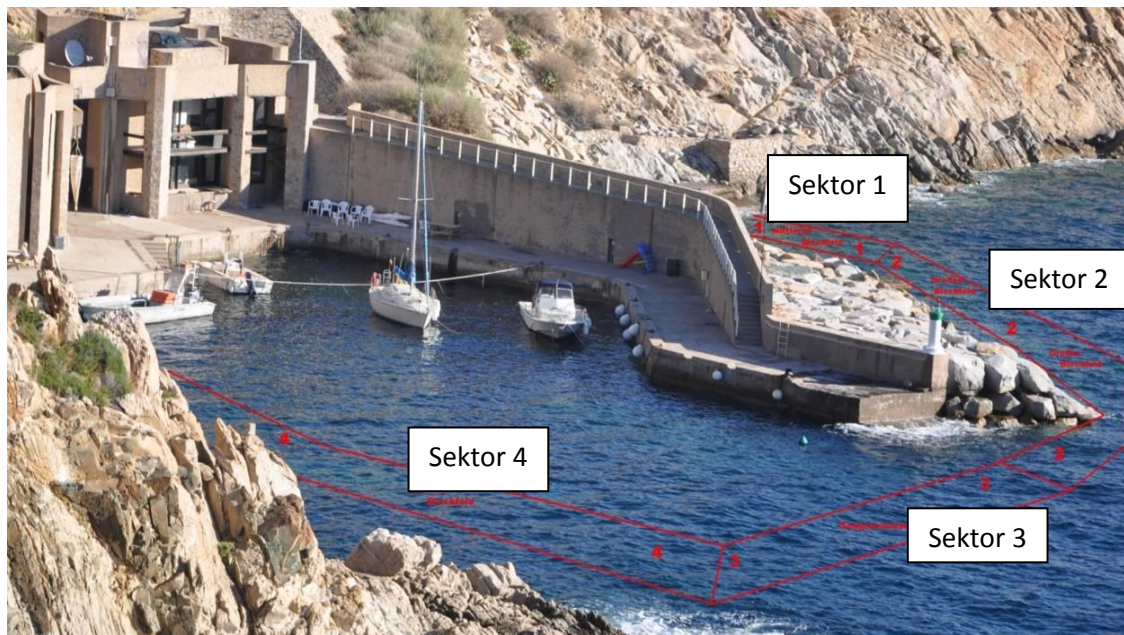


Abb2: Verlauf des Transekts mit den vier Sektoren

Am 4. September 2010 um 14:00 Uhr wurde mit dem Abschwimmen des Transekts begonnen. Dabei gingen jeweils zwei Schnorchler gemeinsam ins Wasser. Diese waren mit Schnorchel, Tauchermaske, Flossen, sowie mit einer Schreiftafel aus Plexiglas und einem Bleistift ausgestattet. Auf dieser Schreiftafel waren alle Fischarten, die in der Bucht der Station de Recherches sous Marines et Océanographiques (STARESO) häufig vorkommen, aufgelistet. Das Schnorchler-Paar musste gemeinsam die vier Abschnitte an der Wasseroberfläche abschwimmen. Dabei sollte man möglichst wenig Lärm machen und nicht abtauchen, um das Verhalten der Fische nicht zu beeinflussen. An den mit Doppelbojen markierten Enden jeder Abschnitte wurde aufgetaucht und gemeinsam besprochen, welche Fischarten wie häufig gesehen wurden. Auf der Tafel wurde für 1 Individuum der gesichteten Art ein „A“, für 2 bis 5 Individuen ein „B“, für 6 bis 30 ein „C“ und für über 30 Individuen ein „D“ eingetragen. Die Beobachtungen wurden alle zwei Stunden über einen Gesamtzeitraum von 24 Stunden wiederholt. In der Nacht wurden Tauchlampen und Taucheranzüge aus Neopren verwendet, da Quallen der Art *Pelagia noctiluca* angeströmt wurden.



Abb.2: zwei Schnorchler, die sich am Ende eines Transekts über die Sichtungen beraten

Die Abundanzen wurden während des Schnorchelns in Bereiche von A bis D eingeteilt, sodass bei der Auswertung der Daten der Mittelwert der Sichtungen genommen wurde, um einen Datenpunkt zu bekommen. Die Balken stellen dabei die mögliche Fischabundanz dar, wobei die untere Grenze die Summe der Minimalwerte und die obere die Summe der Maximalwerte darstellt. Die Unabhängige ist die Tageszeit oder die Sektoren, wobei die Abhängige die Sichtungen wiedergibt.

Ergebnisse

24h-Transekt

Von den 7 beobachteten Lippfischarten wurden alle ausschließlich tagsüber gesichtet, nachts wurden keine beobachtet (Abb. 4). Erste Aktivitäten der Lippfische zeigten sich um 8 Uhr und die letzten um 18 Uhr. Die meisten Individuen wurden zwischen 10 und 16 Uhr gezählt, der Pfauenlippfisch (*Symphodus tinca*) gegen 16 Uhr bis zu 90mal ebenso wie der Meerjunker (*Coris julis*), der um 10, 12 und 16 Uhr auch bis zu 90mal gezählt wurde. Neben dem Fünfflecklippfisch (*Symphodus roisalli*) waren diese beiden Arten die am häufigsten vorkommenden Lippfischarten in unserem 24-Transekt. Vereinzelt konnten aber auch um 18 Uhr bis zu 5 Schnauzenlippfische (*Symphodus rostratus*) und um 8 Uhr bis zu 5 Amsellippfische (*Labrus merula*) beobachtet werden.

Meerbrassen wurden vor allem tagsüber beobachtet, zwar wurden sie auch nachts gesichtet, jedoch ausschließlich inaktiv in der Wassersäule oder am Grund (Abb. 5). Die Spitzkopfbrasse (*Diplodus puntazzo*) kam ausschließlich tagsüber vor. Andere Brassen wiederum konnten ebenso nachts, wenn auch in geringerer Zahl beobachtet werden. Die Geissbrasse (*Diplodus sargus sargus*) wurde um 16 Uhr bis zu 40mal beobachtet, nachts aber nur vereinzelt mit bis zu 5 Individuen, die Ringelbrasse (*Diplodus annularis*) wurde um 16 Uhr bis zu 65mal gesehen und gegen 0 Uhr 30mal. Einzelne Brassen wurden aber auch genauso oder sogar häufiger nachts beobachtet. Die Goldstriemenbrasse (*Sarpa salpa*) wurde um 20 und um 0 Uhr bis zu 60mal gesichtet, gegen 10 und um 12 Uhr wurden dagegen bis zu 66 Individuen gezählt. Die Spiegelbrasse (*Oblada melanura*) wurde nachts um 0 Uhr 96mal gesichtet und um 2 Uhr 65mal, tagsüber, gegen 14 Uhr, dann nur noch bis 77mal.

Echte Nachtaktivität wurde bei Fischarten, wie den Drachenköpfe (*Scorpaena notata*) und (*Scorpaena porcus*) und der Meerbarbenkönig (*Apogon imberbis*) (Abb. 6) beobachtet.

Nennenswert sind auch die Ährenfische (*Atherina boyeri*), die zwar rund um die Uhr in hoher Anzahl zu sehen sind, nachts aber ihr Schwarmverhalten aufgeben und regelmäßig verteilt ruhend im freien Wasser anzutreffen sind. Auch der Schriftbarsch (*Serranus scriba*) wurde zu jeder Tages- und Nachtzeit gezählt (Abb. 7). Weitere tagaktive Fische sind die Mönchfische (*Chromis chromis*), die zwischen 6 und 20 Uhr beobachtet wurden und die Meeräschen (*Mugilidae sp.*), die nur zwischen 10 und 18 Uhr zu sehen waren (Abb. 7).

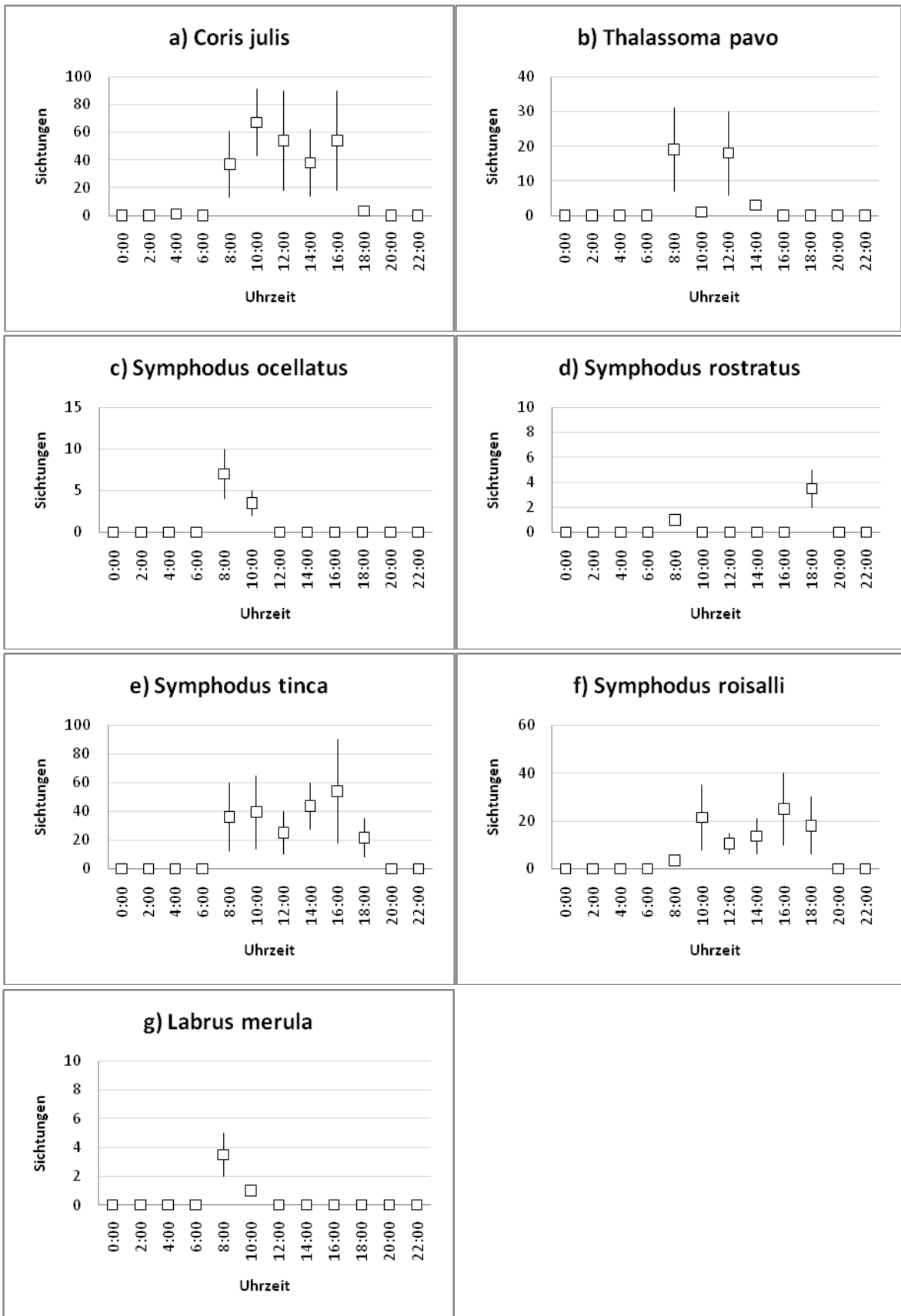


Abb. 4: Aktivitätsmuster der Lippfische

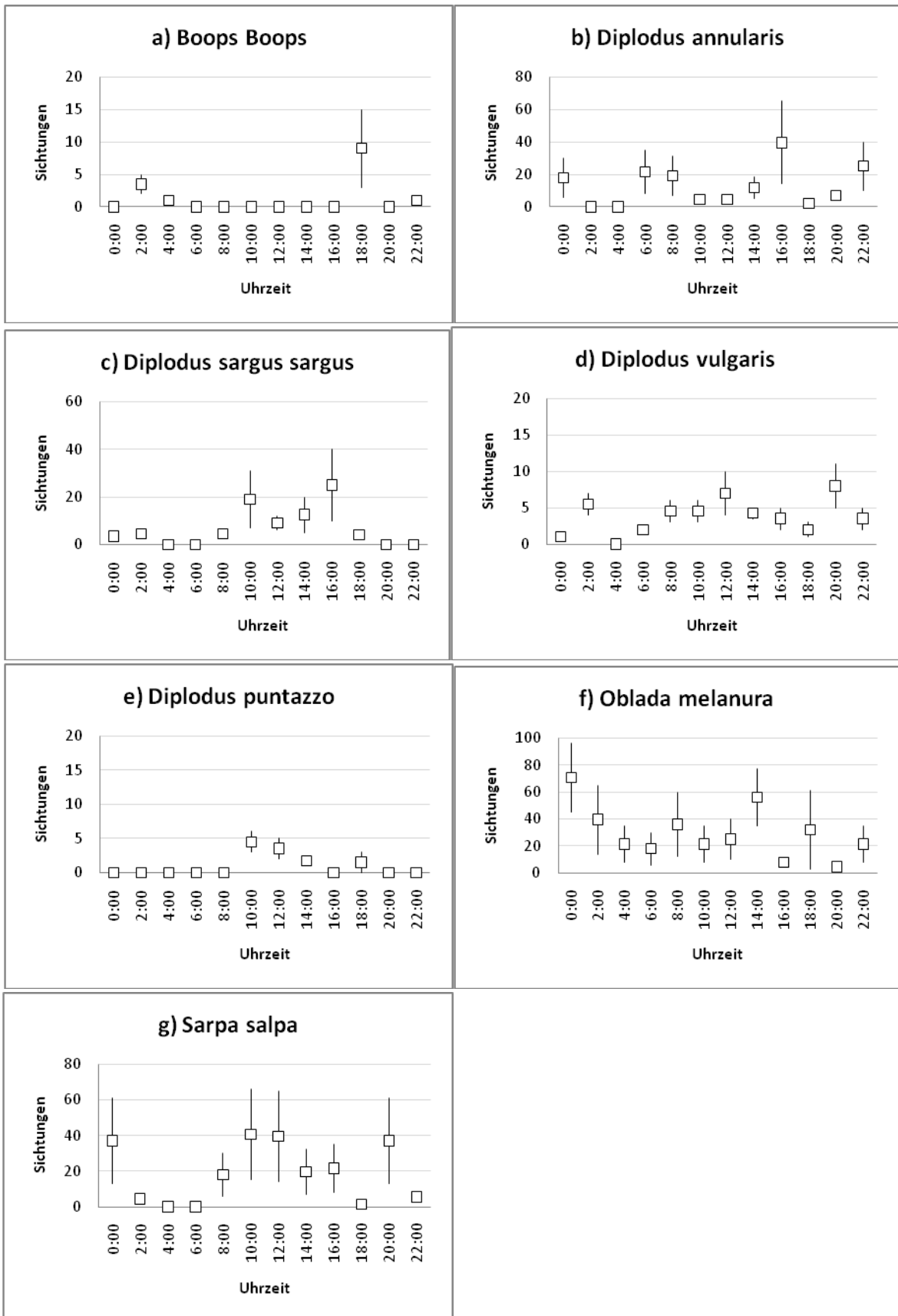


Abb. 5: Aktivitätsmuster der Brassen

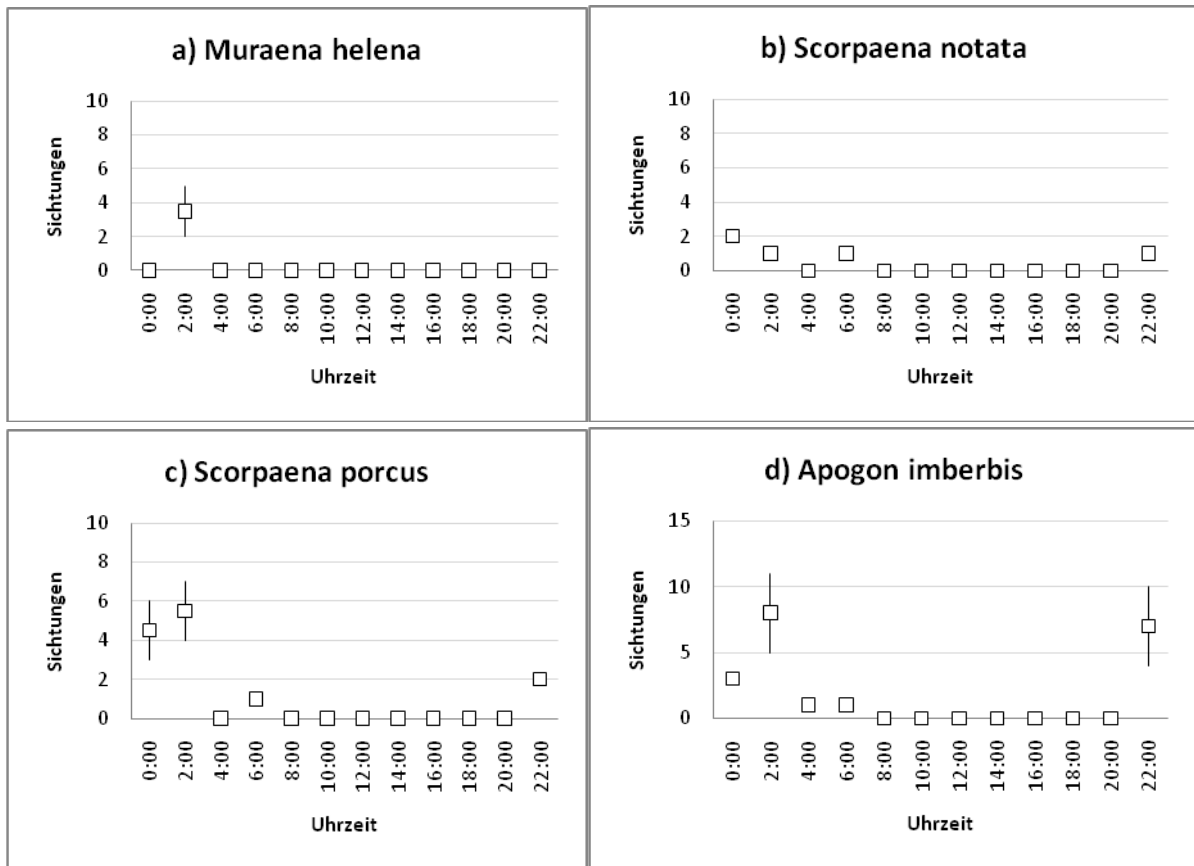


Abb. 6: Aktivitätsmuster ausschließlich nachtaktiver Arten: *Muraena helena* (Mittelmeermuräne), *Scorpaena notata* (Roter Drachenkopf), *Scorpaena porcus* (Brauner Drachenkopf), *Apogon imberbis* (Meerbarbenkönig)

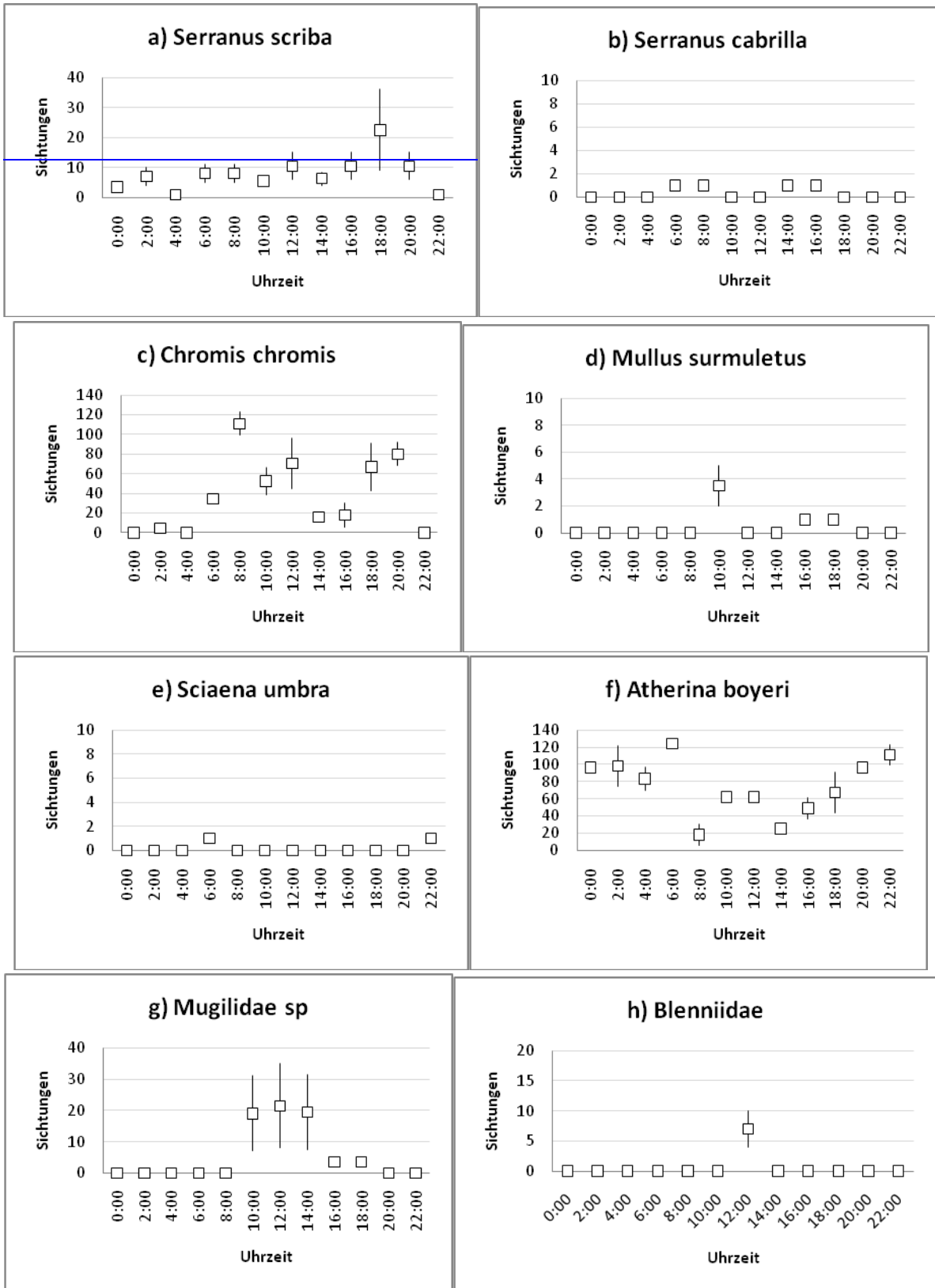


Abb. 7: Aktivitätsmuster von Schriftbarsch (*Serranus scriba*), Sägebarsch (*Serranus cabrilla*), Mönchsfisch (*Chromis chromis*), Streifenbarbe (*Mullus surmuletus*), Meerrabe (*Sciaena umbra*), Ährenfisch (*Atherina boyeri*), Meeräschen (*Mugilidae*), Schleimfische (*Blenniidae*)

Sektoren

Auch wenn sich die Lippfische in ihrem Aktivitätsmuster ähneln, so unterscheiden sie sich doch in ihrer Substratpräferenz (Abb.8). Der Meerpfau (*Thalassoma pavo*) wurde fast ausschließlich in Sektor 1 gesichtet. Den Meerjunker (*Coris julis*), den Fünfflecklippfisch (*Symphodus roisalli*) und den Amsellippfisch (*Labrus merula*) trafen wir am häufigsten in Sektor 2 an, wobei der Meerjunker nur eine geringe Präferenz zum Sektor 2 zeigte und auch häufig in Sektor 1 und 4 beobachtet wurde. Auch beim Pfauenlippfisch (*Symphodus tinca*) und dem Augenflecklippfisch (*Symphodus ocellatus*) ist kein großer Unterschied zwischen den Sektoren 1,2 und 4 zu erkennen. Der Schnauzenlippfisch (*Symphodus rostratus*) zeigte als einziger von den Lippfischen eine Präferenz zum Sektor 4. Was alle Lippfische aber gemein haben, ist, dass sie gar nicht oder nur vereinzelt im Sektor 3 anzutreffen waren.

Ähnlich unterschiedlich sieht es bei den Meerbrassen aus. Alle wurden in jedem Sektor gesichtet, man kann aber eine Präferenz zu den Sektoren 2 und 4 erkennen (Abb. 9). Die Gelbstriemenbrasse (*Boops Boops*), Zweibindenbrasse (*Diplodus vulgaris*) und Spitzkopfbrasse (*Diplodus puntazzo*) wurden am häufigsten im Sektor 2 beobachtet. Dagegen zeigten die Ringelbrasse (*Diplodus annularis*), Geißbrasse (*Diplodus sargus sargus*), Spiegelbrasse (*Oblada melanura*) und die Goldstriemenbrasse (*Sarpa salpa*) eine Präferenz zum vierten Sektor. Auch bei den Meerbrassen waren im Sektor 3 am wenigsten Individuen zu beobachten.

Die Drachenköpfe *Scorpaena notata* und *Scorpaena porcus* und die Muräne *Muraena helena* wurden zwar nur in geringer Zahl, aber vorwiegend im Sektor 2 gesehen. Der Meerbarbenkönig (*Apogon imberbis*) dagegen war in diesem Sektor und Sektor 4 genauso häufig zu sehen (Abb. 10).

Der Mönchfisch (*Chromis chromis*) kam mit ca. 200 Individuen zwar am häufigsten im Sektor 2 vor, doch war er auch in Sektor 1 und 4 mit 100 und sogar im Sektor 3 mit 60 Individuen anzutreffen (Abb.11). Ähnlich war es beim Ährenfisch (*Atherina boyeri*), der vorwiegend im Sektor 2 und 4, mit ca. 300 beobachteten Fischen, vorkam. Dennoch waren auch sie mit einer hohen Anzahl von 200 im Sektor 1 und 100 in Sektor 3 vorzufinden (Abb. 11)

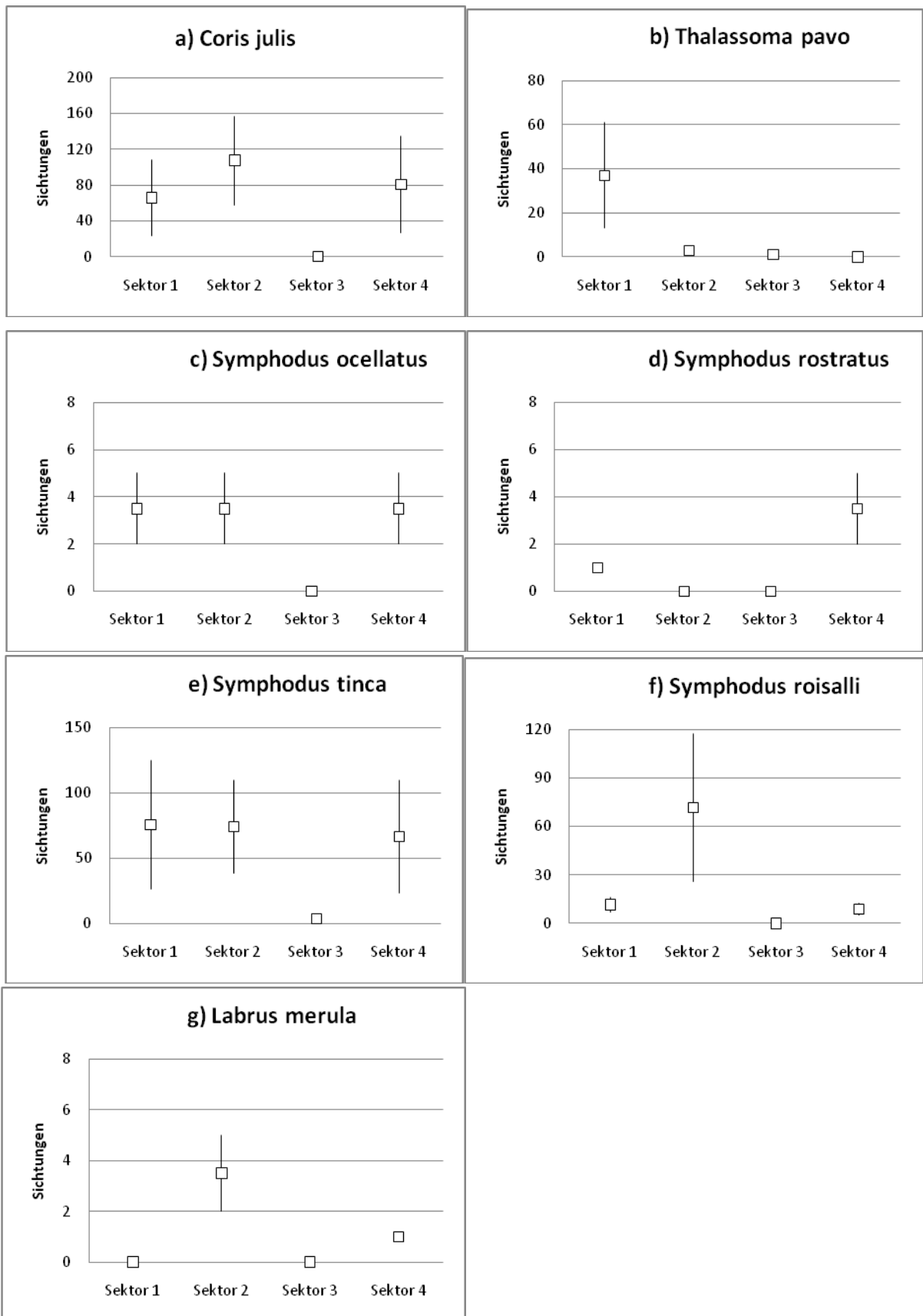


Abb. 8: Substratpräferenz der Lippfische

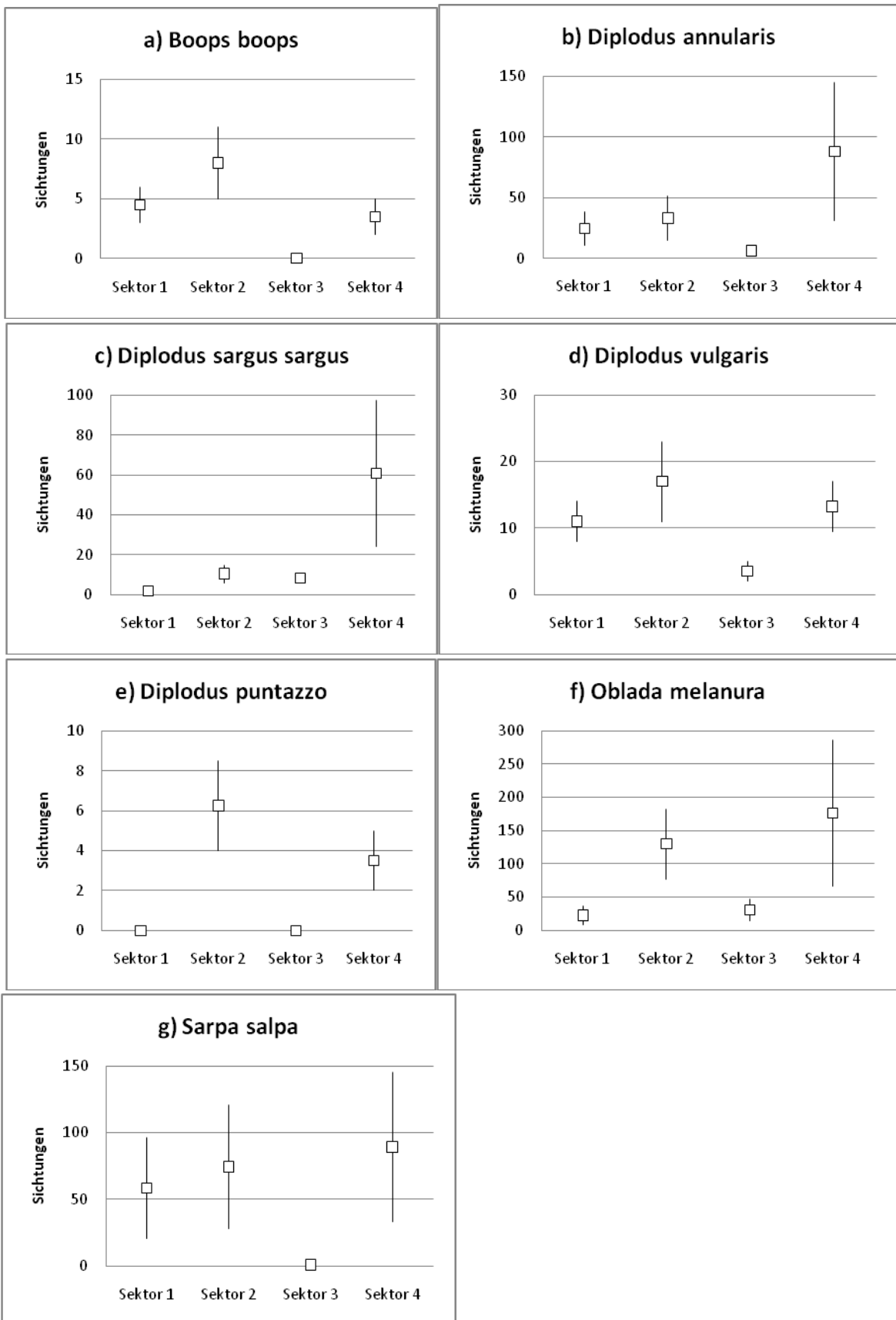


Abb. 9: Substratpräferenz der Brassen

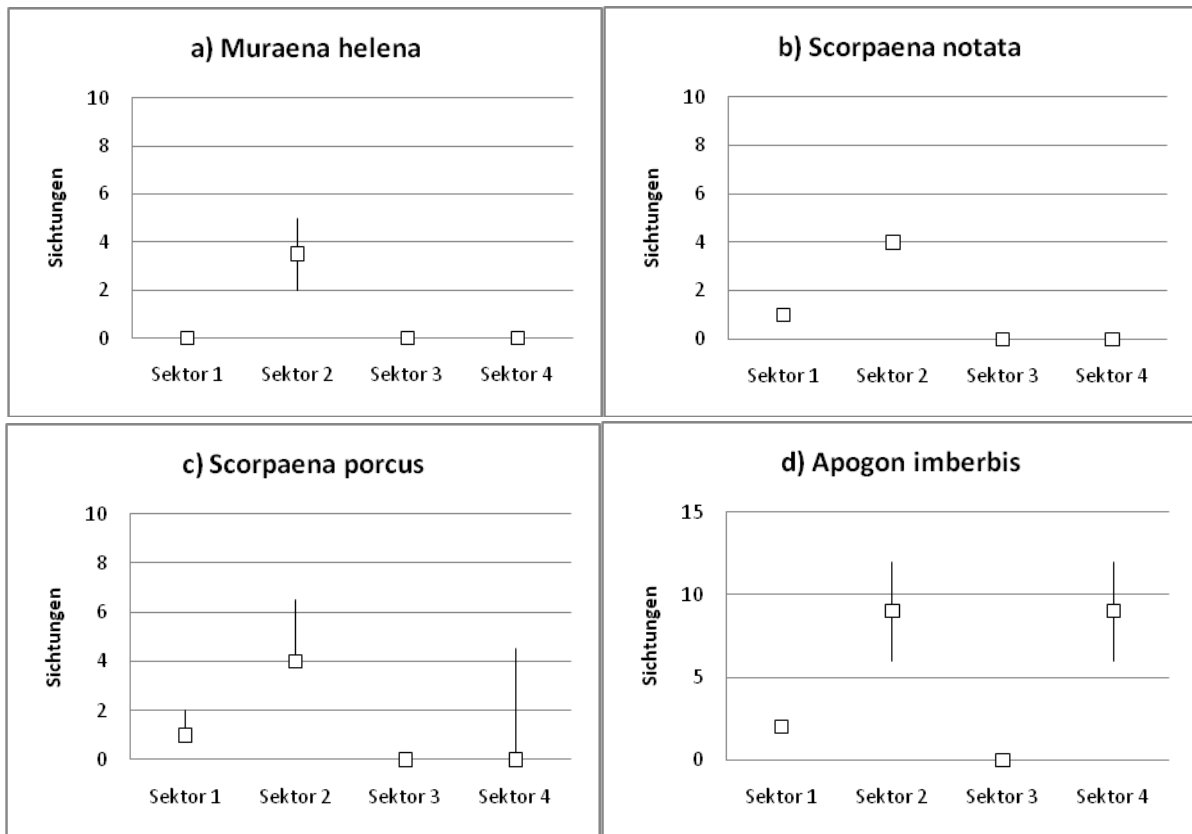


Abb. 10: Substratpräferenz ausschließlich nachtaktiver Arten: *Muraena helena* (Mittelmeermuräne), *Scorpaena notata* (Roter Drachenkopf), *Scorpaena porcus* (Brauner Drachenkopf), *Apogon imberbis* (Meerbarbenkönig)

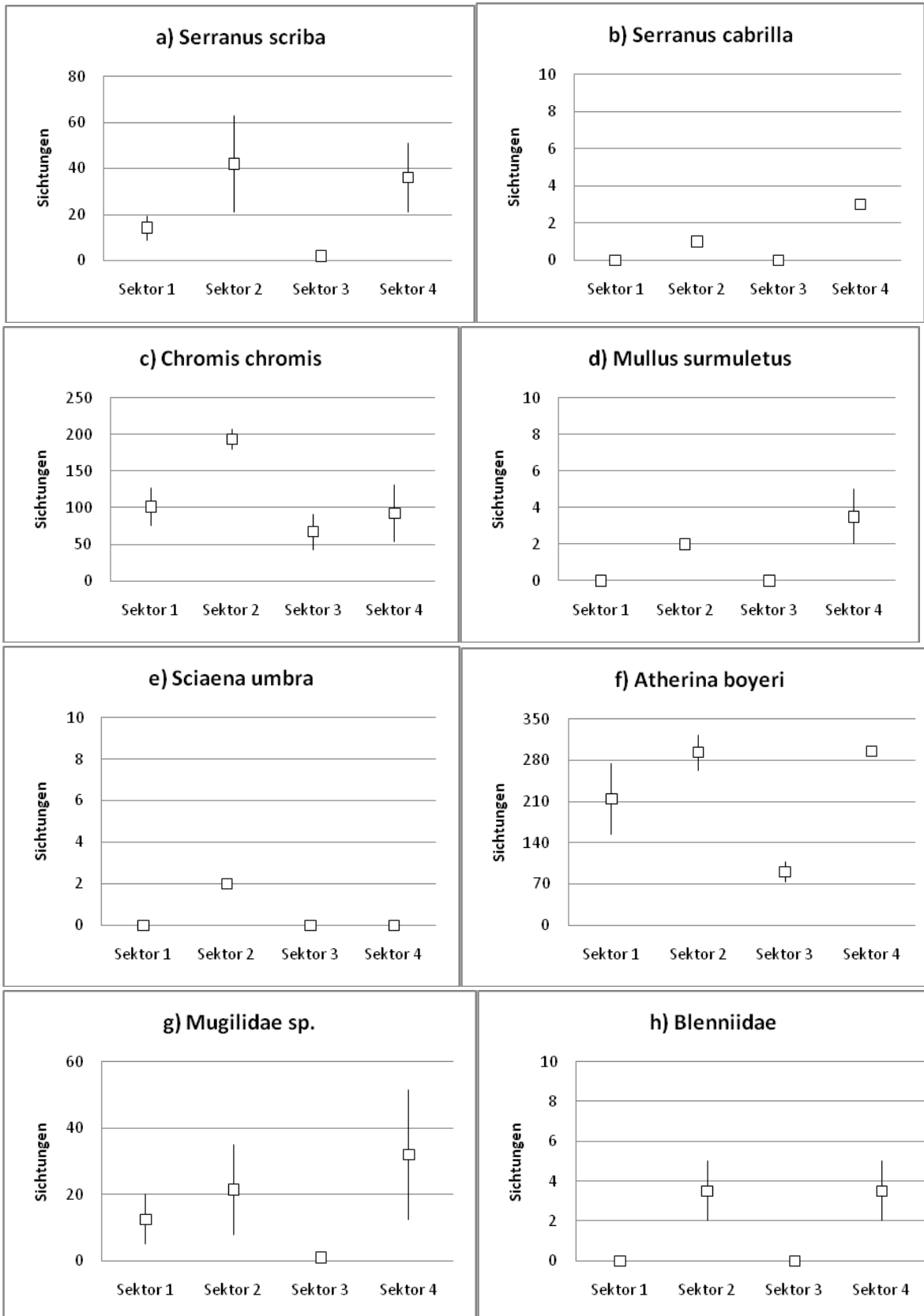


Abb. 11: Substratpräferenz von Schriftbarsch (*Serranus scriba*), Sägebarsch (*Serranus cabrilla*), Mönchsfisch (*Chromis chromis*), Streifenbarbe (*Mullus surmuletus*), Meerrabe (*Sciaena umbra*), Ährenfisch (*Atherina boyeri*), Meeräschen (*Mugilidae*), Schleimfischen (*Blenniidae*)

Diskussion

Von den 66 Arten, die in diesem Jahr im Bereich der Station gesichtet wurden, konnten 27 während des 24h-Transektes entdeckt und analysiert werden. Das Aktivitätsmuster zwischen den Familien unterscheidet sich stark, dagegen ist in der Wahl des Substrats keine klare Präferenz unter den Familien erkennbar.

Besonders die Familie der Labridae zeigt ein striktes Verhalten bezüglich des diurnalen Wechsels, so sind Lippfische generell nur am Tage zu sehen und nie nachts, was einerseits auf den Nahrungserwerb zurückzuführen ist, zu welchem sie Licht benötigen, um Algen mit den benötigten Futterorganismen zu finden, und andererseits auf das Verstecken vor nachtaktiven Räubern (Abb. 4). Ähnlich verhalten sich die Mugilidae, welche sich vorwiegend von Aufwuchsalgen ernähren, die sie vom Fels raspeln, vom Film an der Wasseroberfläche oder im Sediment gründeln (Riedl 1983), wozu wiederum Licht notwendig ist.

Andere Arten dagegen waren nur nachts zu sehen, hier sind vor allem nachtaktive Arten wie der Rote und Braune Drachenkopf *Scorpaena notata* und *Scorpaena porcus*, die Muräne (*Muraena helena*) und der Meerbarbenkönig (*Apogon imberbis*) zu nennen. Sie sind ausschließlich Räuber und daher in der Nacht auf Beutesuche (Abb. 6), wobei sie sich am Tage in Höhlen und Spalten verstecken (Riedl 1983).

Auffällig ist der Ährenfisch (*Atherina boyeri*), welcher zu allen Tageszeiten gesichtet werden konnte. Während Ährenfische tagsüber in dichten Schwärmen auftreten, geben sie nachts ihr Schwarmverhalten auf und ruhen in der freien Wassersäule. Bei den Sparidae handelt es sich um eine Familie, welche sowohl tags als auch nachts gesichtet wurde, jedoch im Dunkeln in geringeren Abundanzen, dabei wurden sie immer vor dem Pier gesichtet.

Im Allgemeinen ist zur Substratspezifität zu sagen, dass die Diversität im Blockfeld deutlich größer war als im Seegras, zumindest was größere, sichtbare Arten betrifft. Nur wenige Arten wurden überhaupt im Seegras gesehen, was auch damit zusammenhängt, dass aufgrund der relativ großen Tiefe dieses Transektabschnitts eine Schnorchelbeobachtung noch zusätzlich erschwert wurde.

Bei der Wahl des Habitats ähneln sich die Lippfische alle mehr oder minder, jedoch ist klar festzustellen, dass sie das Blockfeld eindeutig bevorzugen. Sie wurden in der Seegraswiese nur einmal gesichtet, was lediglich auf ein darüber hinweg schwimmen schließen lässt, um vielleicht von dem einen felsigen Gebiet in das nächste zu gelangen.

Die Brassens bevorzugen ebenfalls zum größten Teil das Blockfeld, wobei die Sektoren 2 und 4 bevorzugt wurden, da dieser kurz vor der Kaimauer liegt, ist davon auszugehen, dass die Fische hier durch Essensreste angelockt werden.

Die vier nachtaktiven Arten der Rote und Braune Drachenkopf *Scorpaena notata* und *Scorpaena porcus*, die Muräne (*Muraena helena*) und der Meerbarbenkönig (*Apogon imberbis*) zeigen eine starke Präferenz zum groben und feinen Blockfeld und wurden nie im Seegras gesichtet, was ihrem arttypischen Verhalten, sich in Spalten und zwischen Steinen aufzuhalten, entspricht (Abb. 10).

Quellen

Bergbauer, M. & Humberg, B.: Was lebt im Mittelmeer? – Ein Bestimmungsbuch für Taucher und Schnorchler. Franckh-Kosmos Verlags-GmbH & Co. KG, Stuttgart, 2009.

Riedl, R.: Fauna und Flora des Mittelmeeres – Ein systematischer Meeresführer für Biologen und Naturfreunde. Verlag Paul Parey, Hamburg und Berlin, 1983.

De Girolamo, M., Mazzoldi, C., The application of visual census on Mediterranean rocky habitats, 2000, Marine Environmental Research 51 (2001) 1±16

Edgar, G.J., Barrett, N.S., Morton, A.J, Biases associated with the use of underwater visual census techniques to quantify the density and size-structure of fish populations, 2004 Journal of Experimental Marine Biology and Ecology 308 (2004) 269– 290

Untersuchung der Nahrungsspezifität ausgewählter mediterraner Lippfisch-Arten

A. Dürr, D. Vardeh, B. Weigel, S. Winkler

Einleitung

Obwohl das Mittelmeer mit einer Fläche von 2,51 Mio. km² weniger als ein Prozent des Weltmeeres einnimmt, ist es von enormer ökologischer, politischer sowie wirtschaftlicher Bedeutung. Es bildet ein einzigartiges Ökosystem und es ist Lebensraum zahlreicher Organismen, die alle über direkte oder indirekte Fraßbeziehungen in Verbindung stehen (Hofrichter 2002). Um die Funktionszusammenhänge innerhalb dieses Ökosystems zu verstehen, sind daher genaue Kenntnisse der Struktur mariner Nahrungsnetze von Nöten. Diese sind jedoch komplex und nur schwer zu erfassen (Harrod & Lampert 2006). Um dennoch die Stoff- und Energieflüsse zwischen den verschiedenen trophischen Ebenen quantifizieren zu können, müssen Ingestion, Produktion, Respiration, Freisetzung toter organischer Substanz sowie die Nahrungszusammensetzung verschiedener mariner Organismen untersucht werden (Gaedke 1995). Letzteres erfolgt v.a. mittels so genannter Mageninhaltsanalysen, welche nicht nur Rückschlüsse über das Nahrungs- bzw. Beutespektrum und den Tagesbedarf, sondern auch über Räuber-Beute-Beziehungen, Fresszeiten und damit Tagesrhythmen zulassen (Ohozumi 2002 und Hyslop 1980). Anhand der totalen Menge des aufgenommenen Materials kann weiterhin auf das Nahrungsangebot, vorherrschende Nahrungskonkurrenzen sowie auf abiotische Faktoren der besetzten Nische geschlossen werden (Berg 1979). Sogar saisonale Veränderungen in der Nahrungszusammensetzung werden aufgedeckt. Mageninhaltsanalysen liefern somit nicht nur eine Reflexion des Fressverhaltens und der Lebensweise der untersuchten Fischarten, sondern ermöglichen auch die Einordnung der Spezies in die vorhandenen trophischen Ebenen und damit in das Gesamtgefüge des Ökosystems (Hartleb & Moring 1995). Auch die Universitäten Kiel und Innsbruck haben sich im Rahmen der marinbiologischen Exkursion auf Korsika dieser fischökologischen Methode bedient, um die Nahrungsspezifität mediterraner Lippfisch-Arten zu untersuchen.

Die Familie der Lippfische (Labridae) stellt mit weltweit 82 Gattungen und 580 verschiedenen Arten die drittgrößte Familie mariner Fische dar (Hanel 2002). Ihre Verteilung verläuft graduell, mit Hauptverbreitung im tropischen Indopazifik und abnehmender Artenzahl und Abundanz in Richtung der gemäßigten Breiten. Das Mittelmeer bildet jedoch mit etwa 20 Vertretern der Unterfamilie Labrinae und drei Vertretern der Unterfamilie Corinae eine Ausnahme in diesem Gradienten (Kobl Müller 2003). Die dort vorherrschenden Lippfischarten bevorzugen litorale Habitate wie Korallenriffe, algenbewachsene Felsböden, Sand oder Seegraswiesen und

weisen einen starken Sexualdimorphismus bezüglich der Körperfärbung auf (Westneat & Alfaro 2005). Die für diese Fischfamilie charakteristischen Geschlechtsumwandlungen vom Weibchen zum Männchen gehen daher stets mit einem auffälligen Farbwechsel einher (Göthel 1992). Alle mediterranen Lippfischarten sind tagaktiv und ziehen sich nachts in Felshöhlen und Seegrasswiesen zurück oder graben sich ein (Russell 1971 und Parenti & Randall 2000). Ihre Ernährungsweise scheint noch nicht eindeutig geklärt und wird in der Literatur unterschiedliche diskutiert. Laut Quignard & Pras (1986) sind mediterrane Lippfische auf Evertibraten, insbesondere auf Mollusken, Crustaceen sowie Stachelhäuter spezialisiert. Kabasakal (2001) der in den Mägen von vier untersuchten Lippfischen (*Thalassoma pavo*, *Coris julis*, *Symphodus ocellatus*, *Symphodus roissali*) neben Crustaceen und Gastropoden auch beträchtliche Mengen an Algenfragmenten gefunden hat, verwies dagegen v.a. auf die Bedeutung der pflanzlichen Nahrung und beschrieb die Labrinae-Arten *Symphodus roissali* (Fünffleck-Lippfisch) und *Symphodus ocellatus* (Augenfleck-Lippfisch) als omnivor mit Neigung zur Herbivorie. Die beiden Corinae-Arten *Coris julis* (Meerjunker) und *Thalassoma pavo* (Meerpfau) stuft er jedoch aufgrund von im Magen befindlicher, hochbeweglicher Beute, als carnivor mit Tendenz zur Omnivorie ein. Koblmüller et. al. (2003) hingegen kritisierten diese Einteilung, da sie den Algenanteil als eine Konsequenz des Fraßverhaltens bzw. des Beutespektrums deuteten und charakterisierte die untersuchten Lippfische (*Labrus merula*, *Coris julis*, *Symphodus tinca*, *Symphodus roissali*) als carnivor ohne jegliche Tendenz zur Omnivorie.

Ziel der von uns durchgeführten Untersuchung war es, diese kontroversen Literaturangaben zu überprüfen und artspezifische Unterschiede im Nahrungsspektrum korsischer Lippfische aufzudecken, um so einen Einblick in die Nischenseparation innerhalb des Untersuchungsgebietes zu bekommen. Dazu wurden die Mageninhalte von allen elf um die marinbiologische Station STARESO lebenden Lippfischarten analysiert und ausgewertet.

Material und Methoden

An den Tagen vom 2.9.2010 bis 6.9.2010 wurden insgesamt 111 Lippfische der Spezies *Symphodus tinca*, *Symphodus mediterraneus*, *Symphodus roissali*, *Symphodus rostratus*, *Symphodus ocellatus*, *Symphodus cinereus*, *Symphodus melanocercus*, *Coris julis*, *Labrus merula*, *Thalassoma pavo* und *Labrus viridis* gefangen. Dies geschah schnorchelnd jeweils zwischen 9.00 und 19.00 Uhr. Die Tiere wurden entweder direkt mit Handnetzen gefangen oder in ein zuvor ausgelegtes Stellnetz getrieben und dann mittels Handnetz eingesammelt. Dadurch entstand kein ungewollter Beifang. Alle Fische wurden im Blockfeldhabitat oder in den Beständen des Seegrases *Posidonia oceanica* in Umgebung der „Station de Recherches Sous-Marine et Océanographique“ (STARESO) bei Calvi (Korsika) gefangen und stammen aus Tiefen bis zu 6 Metern. Die gefangenen Fische wurden in einer Schale mit wenig Wasser eingefroren um den Verdauungsprozess zu stoppen und um sie schonend zu töten. Zur Untersuchung wurden die Tiere in einem Wasserbad bei Zimmertemperatur aufgetaut. Gemessen wurde die Totallänge (TL; vom Kopf- bis zum Schwanzflossenende), Standardlänge (SL; vom Kopf bis zum Beginn der Schwanzflosse), das Nassgewicht des Fisches sowie das

Nassgewicht des Darminhalts. Letzteres geschah durch Herauspräparieren des Darminhaltes. Der Darminhalt wurde anschließend unter einem Binokular analysiert und das Volumen der einzelnen Nahrungskategorien geschätzt. Der Darminhalt wurde in folgende Nahrungskategorien eingeteilt: Crustaceen, Algen, Mollusken, Polychaeten, Foraminiferen, Fischreste und Rest. In die Kategorie Rest wurde alles eingestuft, was aufgrund der fortgeschrittenen Verdauung nicht mehr zu erkennen war. Der "Importance Index" einer jeden Nahrungskategorie wurde errechnet nach der Methode von Lima-Junior (2000). Diese Methode kombiniert die gravimetrischen und volumetrischen Daten mit der Vorkommenshäufigkeit. Die Punkte, die einem Magen für sein Gewicht zugeteilt wurden, sind nach dem Anteil des Volumens (auf 5% gerundet) jeder Nahrungskategorie verteilt worden. Dadurch wurden den einzelnen Nahrungskategorien auch kleinere Punktepakete, also unter 0.5 Punkte zugeteilt, was eine geringe Abweichung zu der von Lima-Junior & Goitein (2001) vorgeschlagenen Mindestgröße von 0.5 Punkten darstellt.

Ergebnisse

Die Auswertung der Mageninhaltsanalyse zeigte insgesamt ein breites Nahrungsspektrum der 11 untersuchten Lippfischarten. Dabei fiel allerdings auf, dass Crustaceen für alle Arten, bezogen auf den „Importance Index“, die wichtigste Nahrungskomponente darstellte. Darunter fielen hauptsächlich Gammeriden, Copepoden, Einsiedlerkrebse und andere kleine Krabben. Die höchste Crustaceen-Präferenz war beim Schnauzenlippfisch (*S. rostratus*) (Abb.16) zu beobachten. Neben einem, im Vergleich zu den anderen Arten, nennenswerten Anteil an Fischresten bildeten Krebstiere bei dieser Art die einzige Nahrungskomponente.

Zweitwichtigster Nahrungsbestandteil waren Mollusken wobei es sich meistens um Gastropoden und Bivalvia handelte. Jedoch befanden sich räuberspezifisch wie z.B. bei *C. julis* auch viele Polyplacophoren darunter. Pflanzliche Nahrungsreste waren nur bei wenigen Arten zu finden und, wenn überhaupt, von meist geringerer Bedeutung, wie bei *S. roissali*, *S. mediterraneus* und *S. cinereus* (Abb. 8, 12, 13,).

Von den drei Arten, *S. roissali*, *S. ocellatus* und *C. julis* wurde ein Vergleich zwischen dem Wandel der jeweiligen Wichtigkeit der Nahrungskomponente in kleineren und größeren Individuen angefertigt (Abb.1-6).

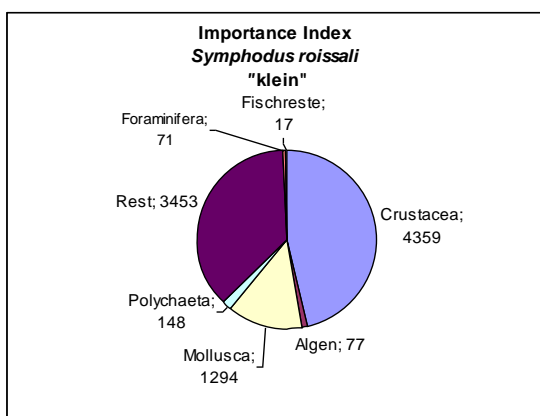


Abb.1: Importance Index *S. roissali*
SL: 4,7cm- 6,8cm

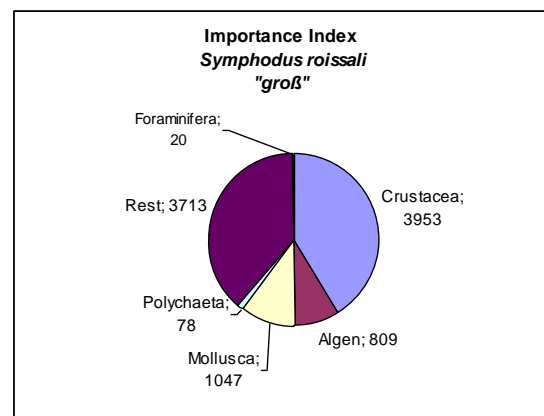


Abb.2: Importance Index *S. roissali*
SL: 7,2cm- 8,7cm

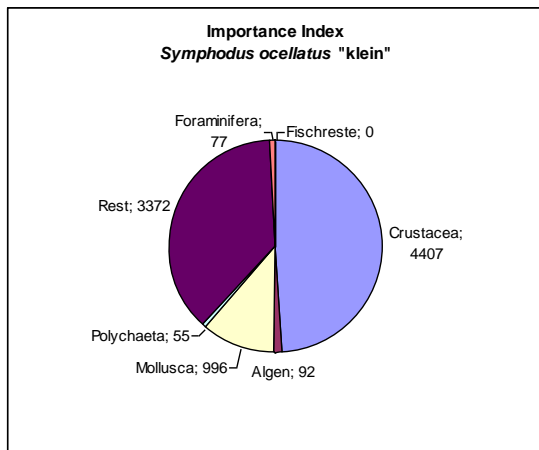


Abb.3: Importance Index *S. ocellatus*
SL: 2,6cm- 5,9cm

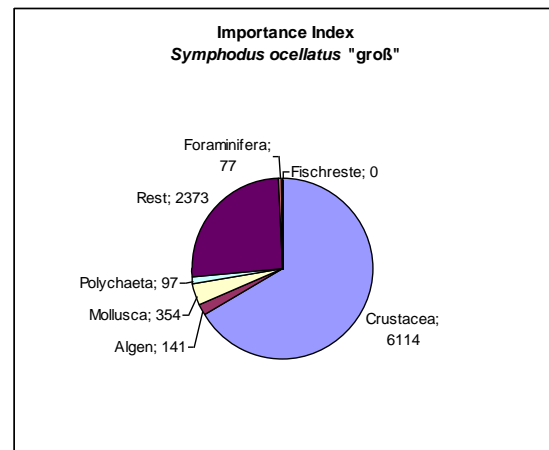


Abb.4: Importance Index *S. ocellatus*
SL: 6cm- 7,5cm

So zeigte sich beispielsweise ein geringerer Importance Index von Crustacean bei kleineren Exemplaren von *S. ocellatus* als bei größeren. Im Gegensatz dazu verringerte sich der Importance Index bei größeren Exemplaren von *C. julis* bezogen auf Crustacean um ca. 30% gegenüber den kleineren Exemplaren.

Die Aufschlüsselung des Importance Index auf die Nahrung aller untersuchten Arten befindet sich im Anhang (Abb.:8-16). Aufgrund der geringen Anzahl an untersuchten Individuen von nur drei bei *S. melanocercus* und zwei bei *Labrus viridis* wurden keine graphischen Darstellungen angefertigt, da diese ein sehr unrepräsentatives Bild vermitteln würden. Deren Daten sind aber im Anhang zu finden.

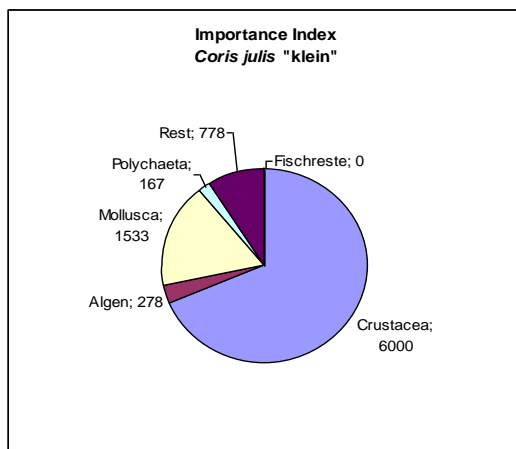


Abb.5: Importance Index *C. julis*
SL: 6cm- 8,1cm

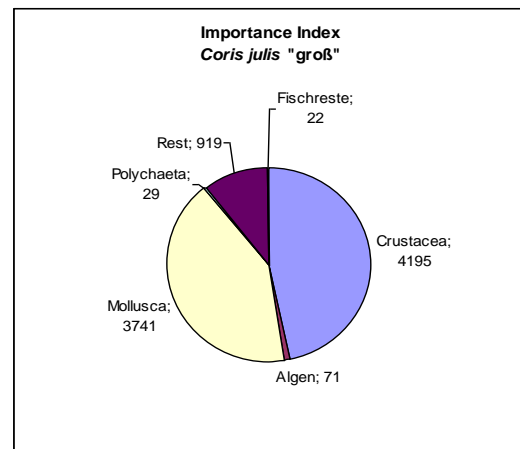
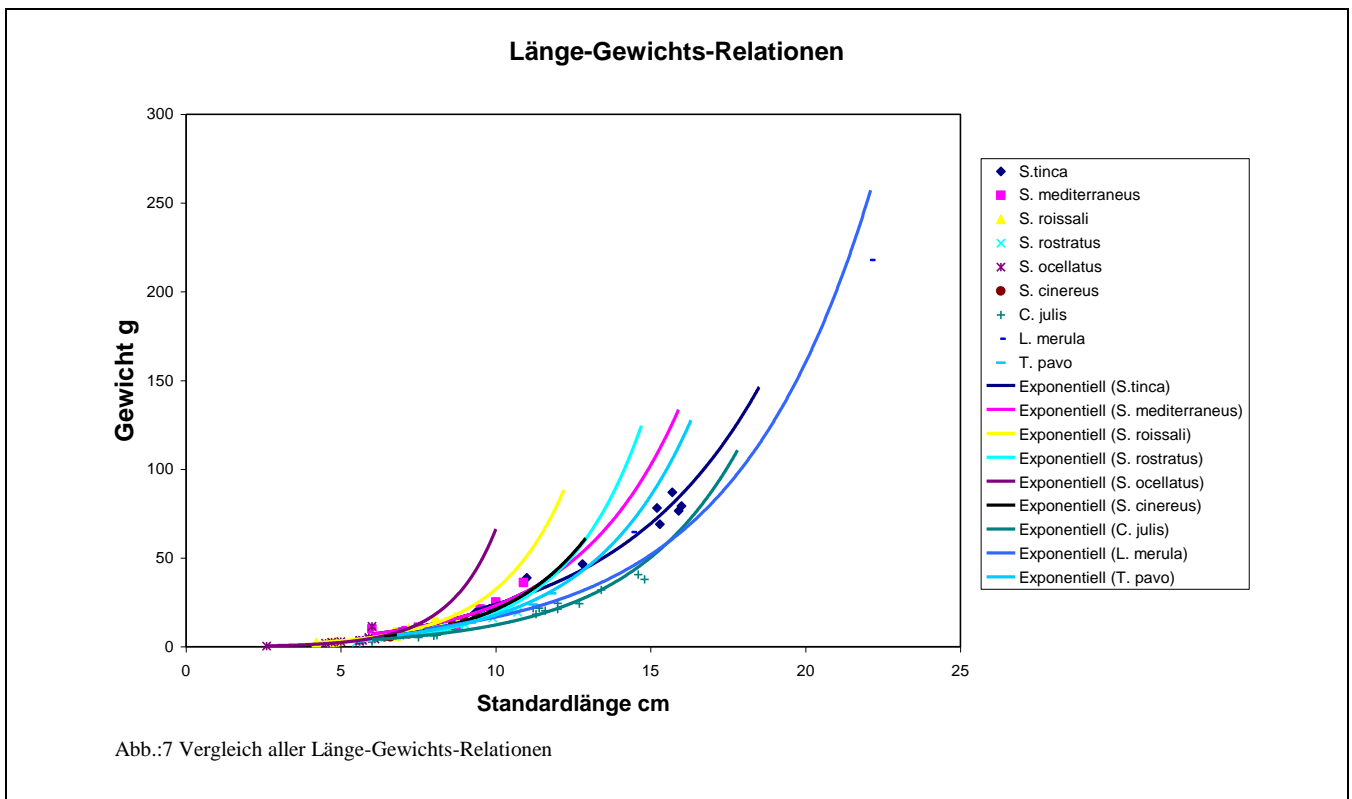


Abb.6: Importance Index *C. julis*
SL: 11,2cm- 14,6cm

Ein auffallend großer Anteil an Rest-Material, gerade bei *S. tinca*, konnte wegen zum Teil sehr weit fortgeschrittener Verdauung nicht eindeutig einer taxonomischen Gruppe zugeordnet werden. Aufgrund der Struktur konnte allerdings davon ausgegangen werden, dass es zum allergrößten Teil tierischen Ursprungs war. Die Längen-Gewichts-Relationen wurden mit der Standardlänge bestimmt und spiegeln die erwartete exponentielle Zunahme des Gewichts im Bezug auf die Körperlänge wider. Im Vergleich dazu wurde ebenfalls die Beziehung zwischen der Masse des Mageninhalts und der Gesamtmasse des Lippfisches graphisch dargestellt. Die dazugehörigen Graphen befinden sich im Anhang (Abb.:17-34)

Aus dem Vergleich der Länge-Gewichts-Relationen (Abb.7) konnte man die geringsten relativen Gewichtszunahmen, in Abhängigkeit von den Körperlängen, *L. merula* und *C. julis* zuschreiben, wohingegen *S. ocellatus* die schnellste relative Gewichtszunahme erfuhr.



Diskussion

Die Längen-Gewichtsbeziehungen aller Arten werden wie erwartet am besten durch eine exponentielle Funktion beschrieben (Abb.7). Auf Grund der geringen Probenmenge pro Art sind Interpretationen von interspezifischen Unterschieden nicht empfehlenswert. Die Tatsache, dass *C. julis* mit seiner sehr schlanken Körperform und wenig ausgebildeten dorsalen Wölbung einen nur langsam ansteigenden Trend zeigt, kann aber ein Hinweis dafür sein, dass von den Arten repräsentative und normal ernährte Individuen gefangen wurden.

Die Relation von Gesamtgewicht und Masse des Darminhalts wird am besten durch eine lineare Gleichung beschrieben (s. Anhang). Die Verteilung ist hier jedoch sehr unterschiedlich, da bei den Individuen einiger Arten viele Mägen fast oder ganz leer waren (z.B. Abb. 26 und 30), wohingegen andere Massen gleichmäßiger verteilt waren (z.B. Abb. 24 und 32). Ein Zusammenhang mit einer bestimmten Art kann daraus nicht abgeleitet werden; andere Faktoren wie genauer Aufenthaltsort, Reifestadium oder Festhalten der Fangzeit hätten Aufschluss über eventuelle zeitlich oder räumlich abhängige Ernährungsgewohnheiten geben können. Dank der verwendeten Methode von Lima-Junior (2000) lässt sich dieses Problem aber gewichten.

Die Analyse der Mageninhalte ergab ein ähnliches Bild wie in vorhergehenden Jahren um STARESO. Die Hauptnahrungsquelle sind Crustaceen, gefolgt von Mollusken und Polychaeten. Der pflanzliche Anteil der Nahrung ist sehr gering; gerade bei *C. julis* besteht außerdem die Gefahr, dass Aufwuchsalgen von gefressenen Einsiedler-Schalen eine falsche Abschätzung verursachen. Allgemein kann der von Kabasakal (2001) vorgeschlagenen Einteilung von *C. julis* und *T. pavo* als omnivore Arten prinzipiell zwar zugestimmt werden, entgegen der Aussage des Authors weisen aber *S. roissali* und *S. ocellatus* keine Tendenz zur Herbivorie auf, sondern – wie alle übrigen untersuchten Arten auch – sind höchstens omnivor, wenn nicht gar rein carnivor. Der Autor selbst räumt ein, dass im Magen befindliche Pflanzenteile auch zufällig im Zuge des Nahrungserwerbs aufgenommen werden können, und unsere Daten weisen auf Grund der gerinen Pflanzenmengen ebenfalls darauf hin. Eine große Überlappung des Nahrungsspektrums wurde auch in anderen Studien gezeigt, für *C. julis* und *S. cinereus* (de Pirro et al., 1999) und mehrere andere Arten, denen omnivore Ernährungsweise ebenso abgesprochen wird (Kobl Müller et al., 2003).

Stergiou und Karpouzi (2003) weisen in einem umfassenden Reviewpaper den Labridae eine trophische Ebene von circa 3,5 zu, was mit Carnivorie gut vereinbar ist, da eine signifikante pflanzliche Komponente im Nahrungsspektrum einen geringeren Wert ergeben würde.

Die Unterteilung in kleine und größere Individuen einer Art zeigt zumindest bei *S. ocellatus* und *C. julis* einen eindeutigen Anstieg von Crustaceen in der Nahrung. Dies könnte damit zusammenhängen, dass größere Tiere eher in der Lage sind, harte Schalen zu knacken und damit größere Krebse zu erbeuten, während sich kleine Tiere auf kleinere Crustaceen wie Copepoden beschränken müssen. Ob dieser Unterschied bei einer so geringen Probenmenge aber Gewicht hat, ist fraglich.

Zusammenfassend kann man also sagen, dass die Lippfische um STARESO größtenteils dasselbe Nahrungsspektrum besitzen. Da nur Labridae untersucht wurden, kann über andere Nischen keine Aussage gemacht werden, aber unsere Daten weisen darauf hin, dass zwischen den untersuchten Arten starke Konkurrenz um Nahrung herrschen könnte. Auf Grund des sehr diversen Habitats, in dem die Fische gefangen wurden, ist es auch möglich, dass einige sich z.B. auf das Blockfeld spezialisieren, während andere in den *Posidonia*-Wiesen jagen gehen.

Da weder die gravi- noch und volumetrische Analysemethode alleine ein komplettes Bild der Wichtigkeit einer Nahrungskategorie ergibt (Hyslop 1980), ging man nach der Methode von Lima-Junior (2000) vor, welche die gravimetrischen und volumetrischen Daten mit der Vorkommenshäufigkeit vereint. Dies verhindert eventuelle Verzerrungen des Resultats, welche normalerweise auftreten, falls nur eine Analysemethode verwendet wird (Lima-Junior & Goitein 2001). Volle Mägen werden gegenüber fast leeren Mägen mehr gewichtet. Dadurch fallen schwer verdauliche Inhalte in einem fast leeren Magen nicht so stark ins Gewicht.

Quellen

- Berg J. (1979): Discussion of methods of investigating the food of fishes, with reference to a preliminary study of the prey of *Gobiusculus flavescens* (Gobiidae), Marine Biology, Vol. 50, No. 3
- Calvi Exkursionsberichte der Jahre 2008, 2006 und 2004
- De Pirro M., Marchetti G.M., Chelazzi G. (1999): Foraging interactions among three benthic fish in a *Posidonia oceanica* reef lagoon along the Tyrrhenian Coast. Journal of Fish Biology, 54, pp.1300-1309
- Gaedke U. (1995): A comparison of whole community and ecosystem approaches to study the structure, function, and regulation of pelagic food webs, Journal Plankton Res. 17, S. 1273-1305
- Göthel H. (1992): Farbatlas Mittelmeerfauna – Niedere Tiere und Fische, Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart, S. 264
- Hanel R., Westneat M., Sturmbauer C. (2002): Phylogenetic Relationships, Evolution of Broodcare Behavior, and Geographic Speciation in the Wrasse Tribe Labrini, Journal of Molecular Evolution 55, S. 776-789
- Harrod C., Lampert W. (2006): Stabile Isotope: neue Möglichkeiten der Analyse von Nahrungsnetzen, Tätigkeitsbericht Abteilung Ökophysiologie, Max-Planck-Institut für Limnologie, Plön
- Hartleb F., Moring J. R. (1995): An improved gastric lavage device for removing stomach contents from live fish, Fisheries Research 24, S. 261- 265
- Hofrichter R. (2002): Das Mittelmeer – Fauna, Flora, Ökologie, Band 1. Allgemeiner Teil, Spektrum Akademische Verlag, Heidelberg, S. 27
- Hyslop E. J. (1980): Stomach contents analysis-a review of methods and their application, Journal Fish Biology 17, S. 411-429
- Kabasakal H. (2001): Description of the feeding morphology and the food habits of four sympatric labrids (Perciformes, Labridae) from south-eastern Aegean Sea, Turkey, Netherlands Journal of Zoology 51, S.439-455
- Koblmüller et. al. (2003): Vergleichende Betrachtung von Ernährungsmorphologie und Nahrungsspezifität ausgewählter mediterraner Lippfisch-Arten (Perciformes, Labridae), Ber. nat.-med. Verein Innsbruck, Band 90, S. 219- 230
- Lima-Junior S. E. & Goitein R. (2001) A new method for the analysis of fish stomach contents. Acta Scientiarum v. 23, n. 2, p. 421-424
- Lima-Junior S. E. (2000) Dieta e condição de *Pimelodus maculatus* (Osteichthyes, Pimelodidae) nos rios Piracicaba e Mogi-Guaçu, SP. Dissertação (Mestrado) - Instituto de Biociências, Universidade Estadual Paulista, Rio Claro
- Ohozumi Hiroshi (2002): Process and techniques of stomach content analysis for fine scale dietary study of toothed whales, Journal Aquabiology, Vol. 24, Nr. 2, S.161-165
- Parenti P., Randall J.(2000): An annotated checklist of the species of the labroid fish families Labridae and Scaridae, Ichthyol Bull (JLB Smith Inst) 8, S.1-97
- Quignard J., Pras A. (1986): Labridae, Fishes of North-Eastern Atlantic and the Mediterranean, Unesco, Paris, S. 919-942
- Russell B. C. (1988): Revision of the labrid fish genus *Pseudolabrus* and allied genera, Records of the Australian Museum, Supplement 9, S. 1- 72
- Stergiou K.I., Karpouzi V.S. (2002): Feeding habits and trophic levels of Mediterranean fish. Reviews in Fish Biology and Fisheries, 11, pp.217-254
- Westneat M., Alfaro M. E. (2005): Phylogenetic relationships and evolutionary history of the reef fish family Labridae, Molecular Phylogenetics and Evolution 36, S. 370-390

Anhang

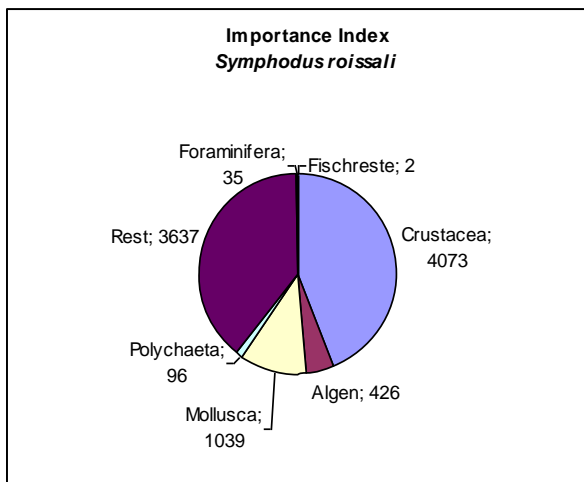


Abb.8: Importance Index of 14 *S. roissali* specimen

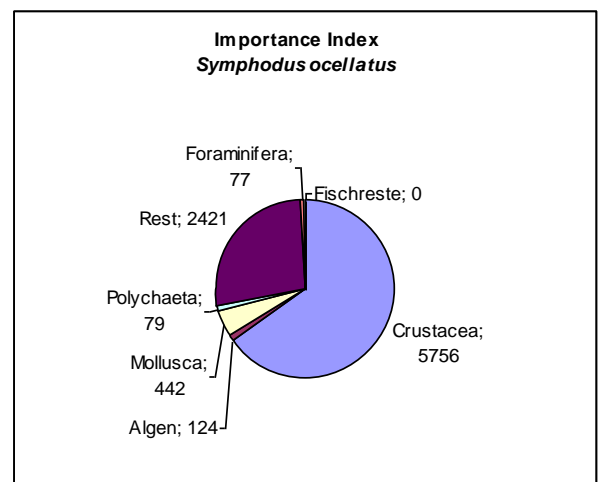


Abb.9: Importance Index of 16 *S. ocellatus* specimen

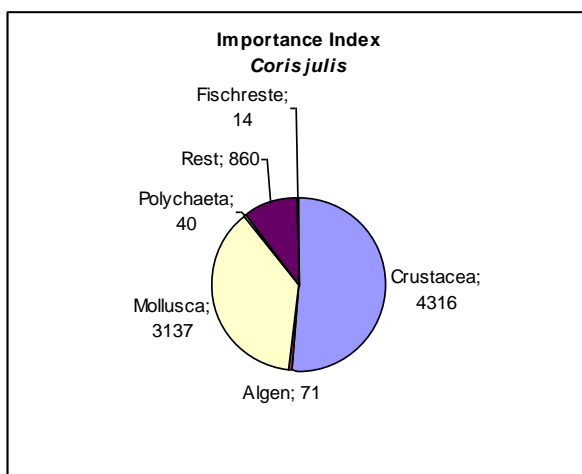


Abb.10: Importance Index of 15 *C. julis* specimen

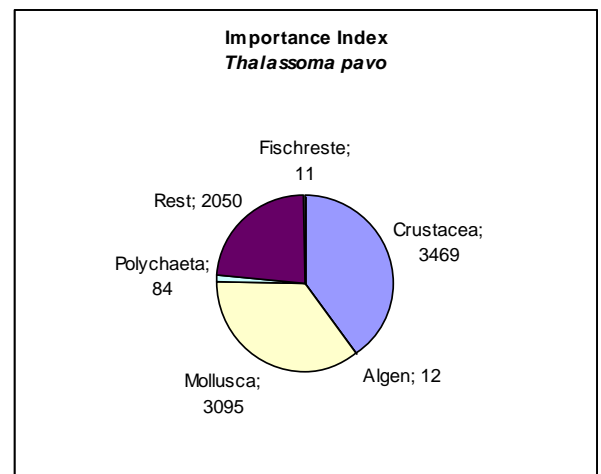


Abb.11: Importance Index of 11 *T. pavo* specimen

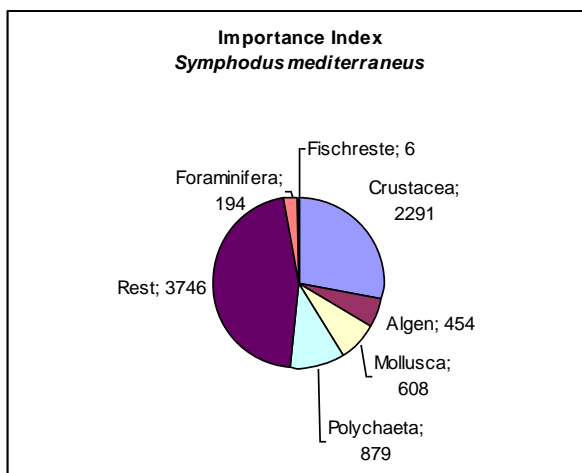


Abb.12: Importance Index of 8 *S. mediterraneus* specimen

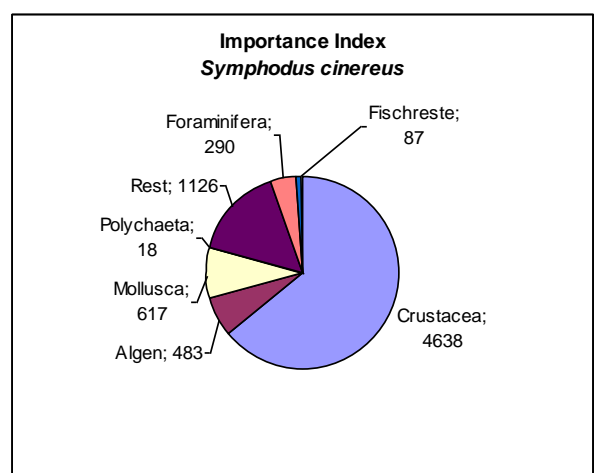


Abb.13: Importance Index of 11 *S. cinereus* specimen

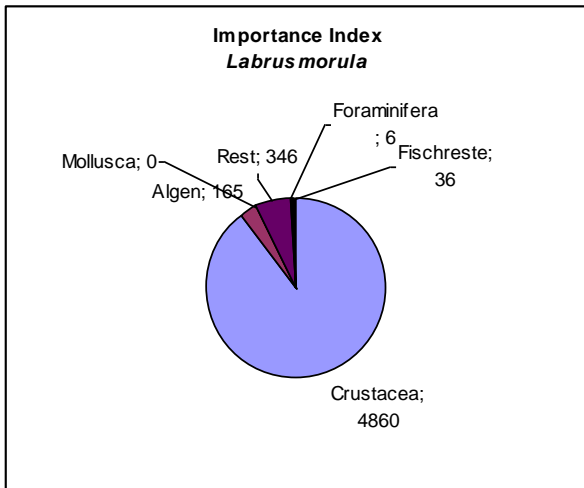


Abb.14: Importance Index of 6 *L. morula* specimen

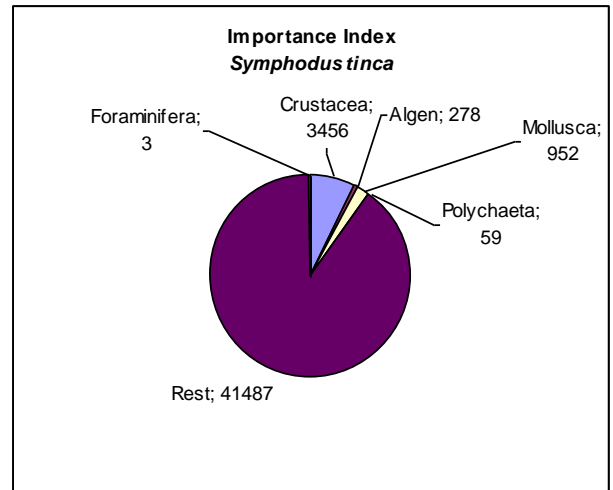


Abb.15: Importance Index of 10 *S. tinca* specimen

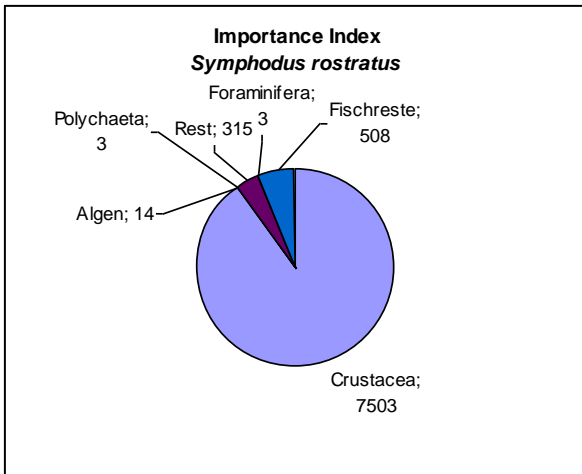


Abb.16: Importance Index of 13 *S. rostratus* specimen

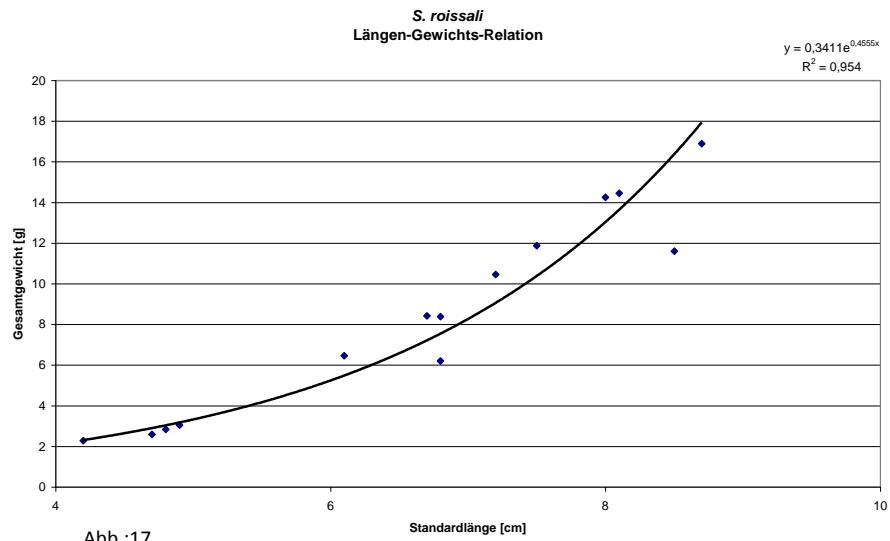


Abb.:17

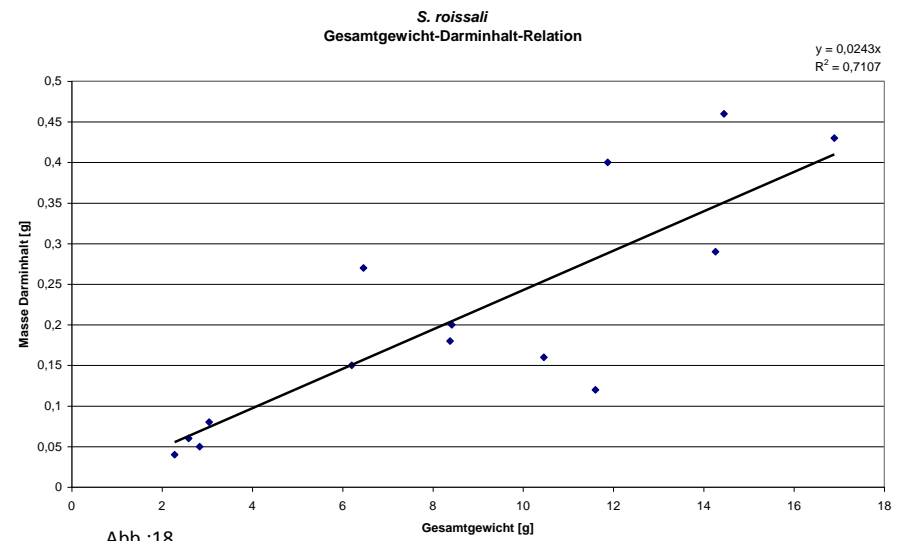


Abb.:18

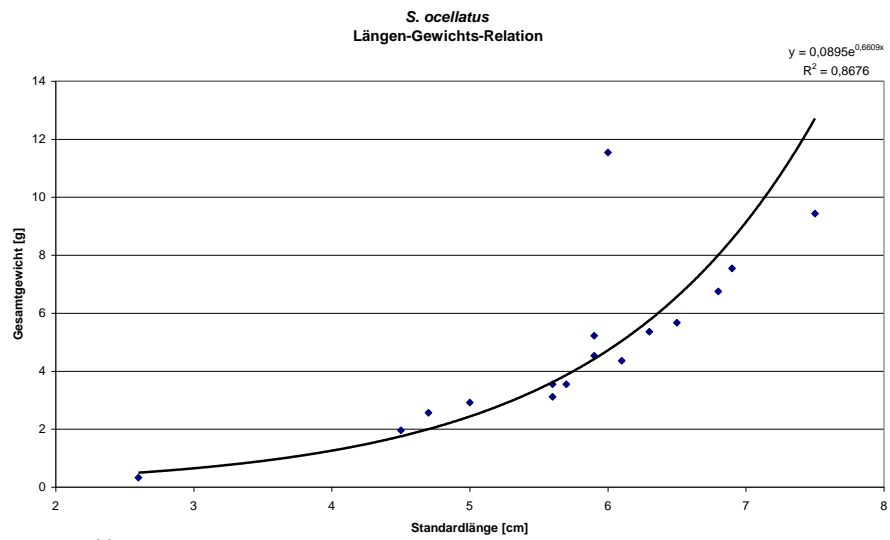


Abb.:19

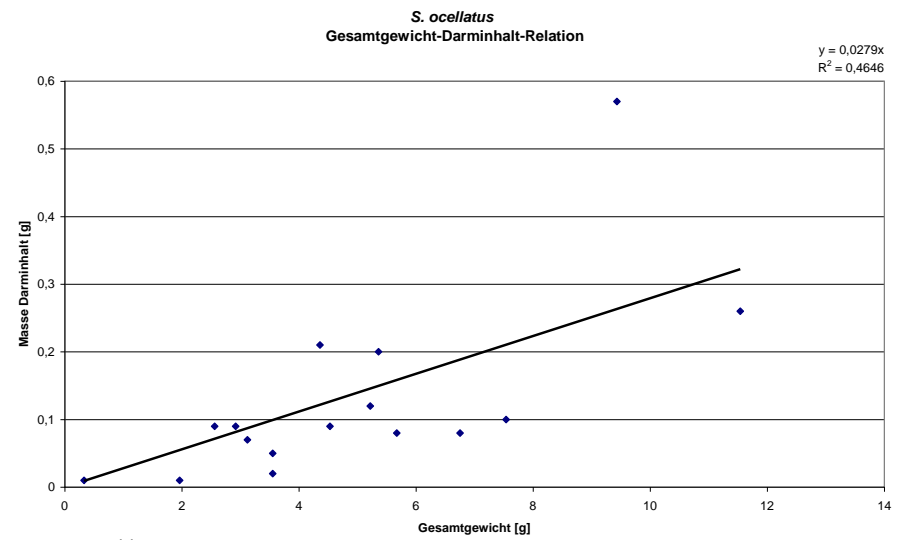


Abb.:20

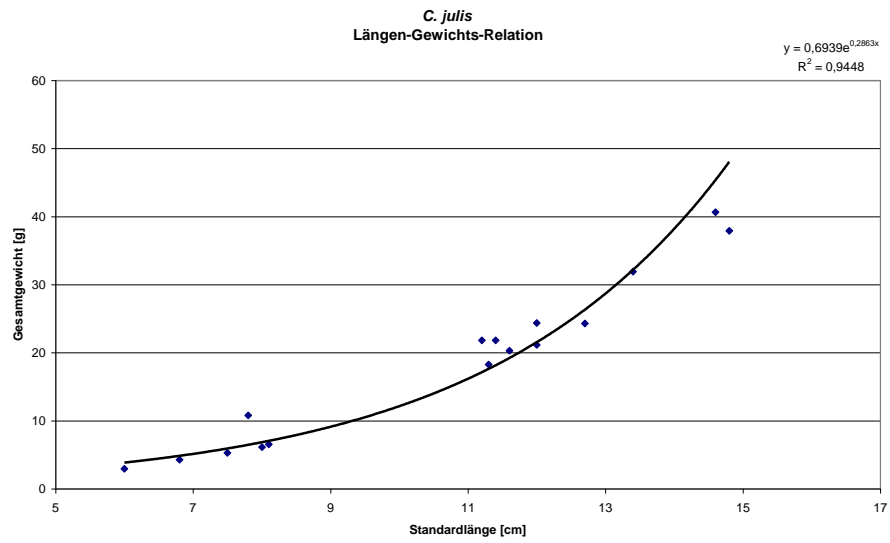


Abb.:21

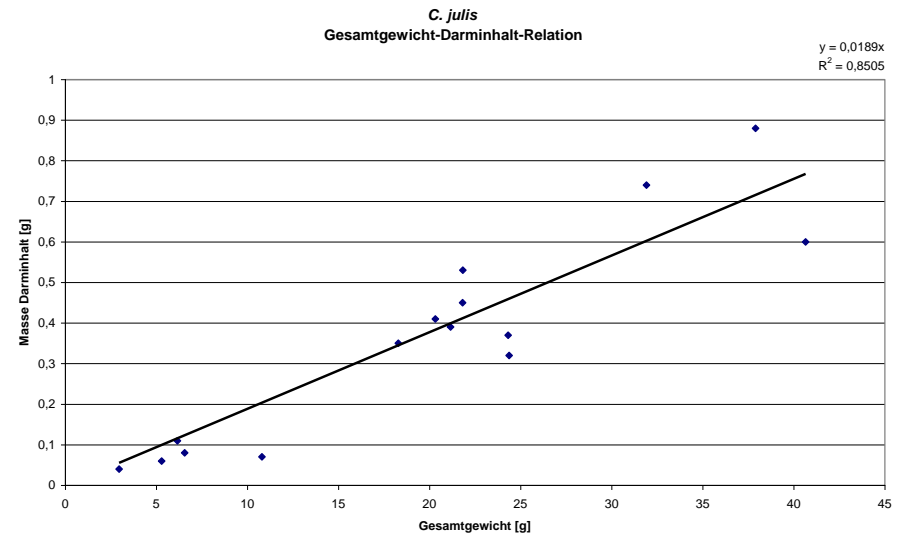


Abb.:22

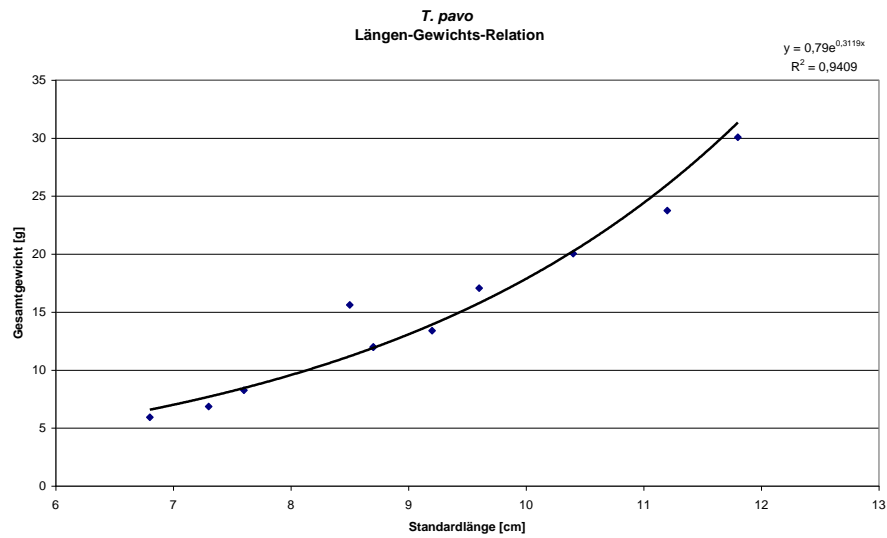


Abb.:23

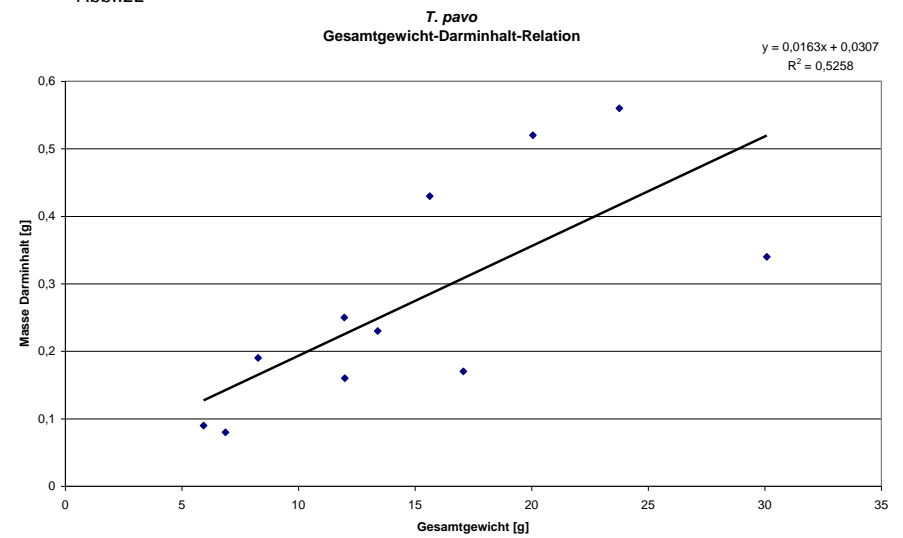


Abb.:24

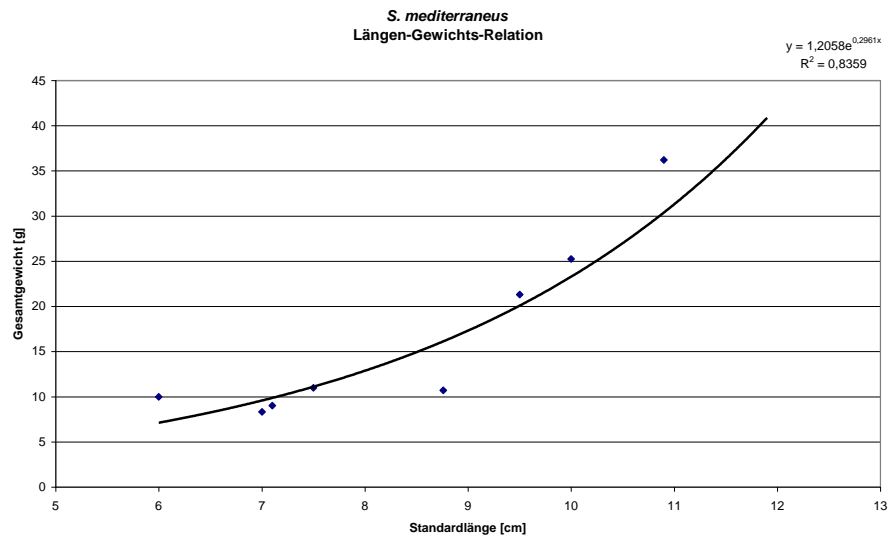


Abb.:25

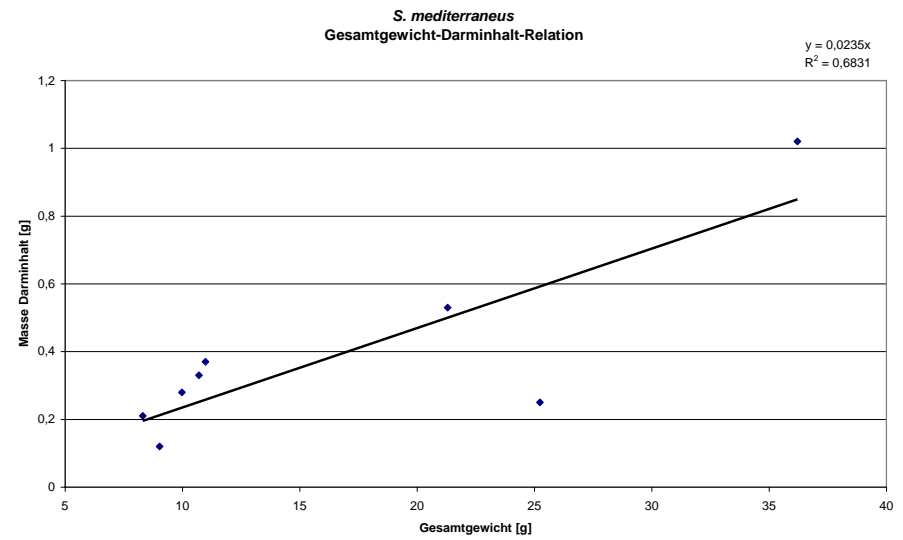


Abb.:26

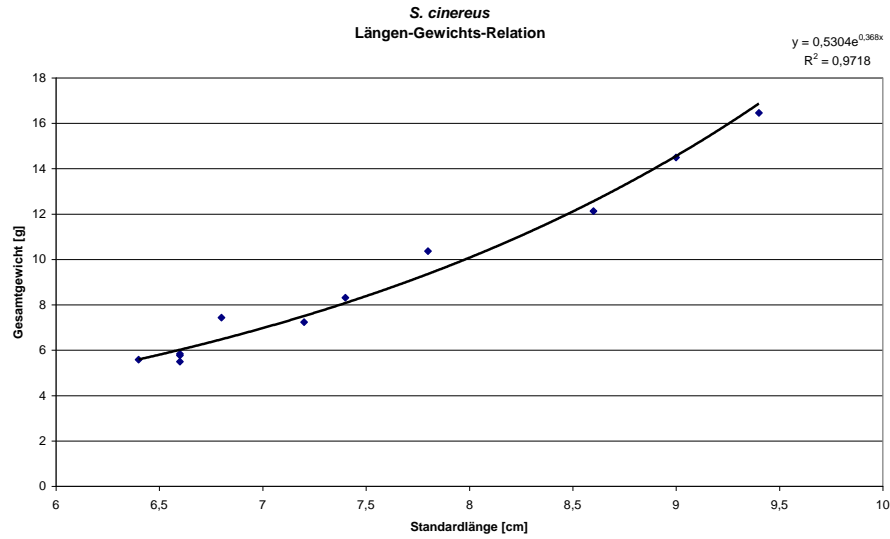


Abb.:27

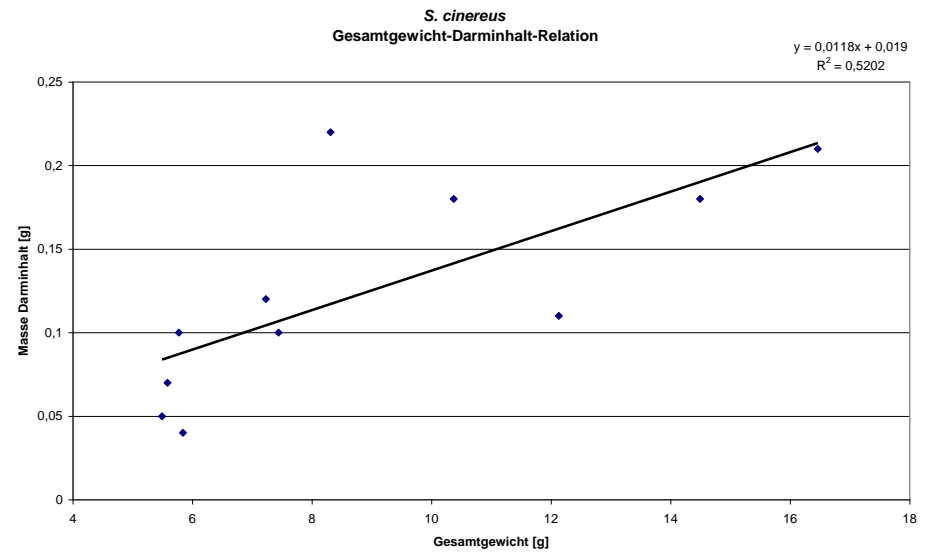


Abb.:28

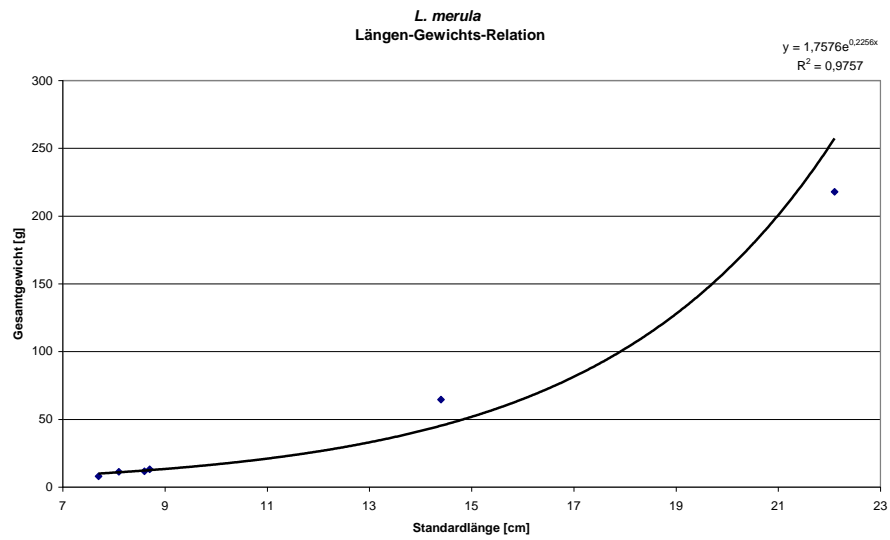


Abb.:29

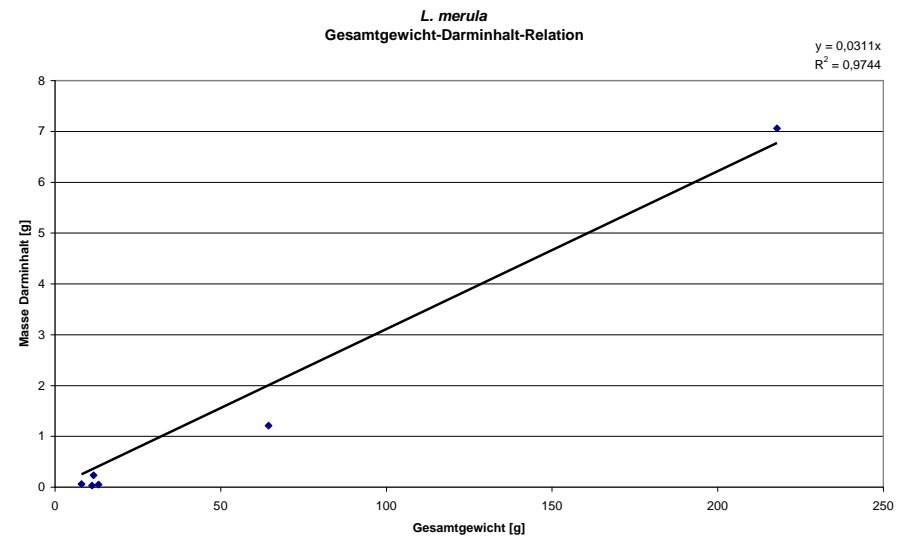


Abb.:30

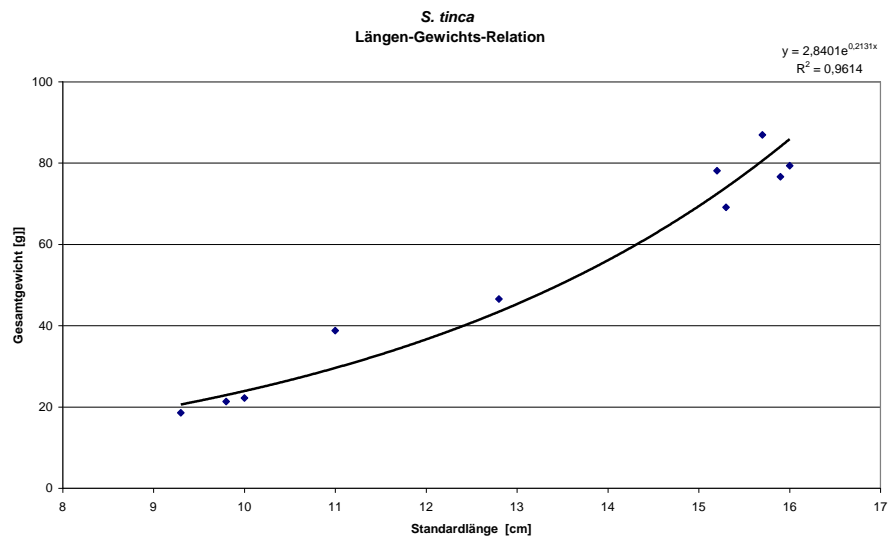


Abb.:31

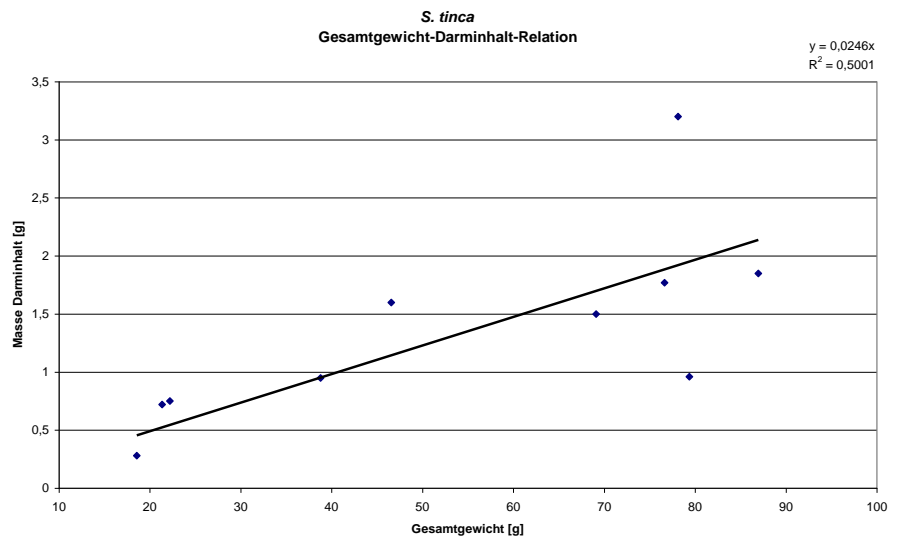


Abb.:32

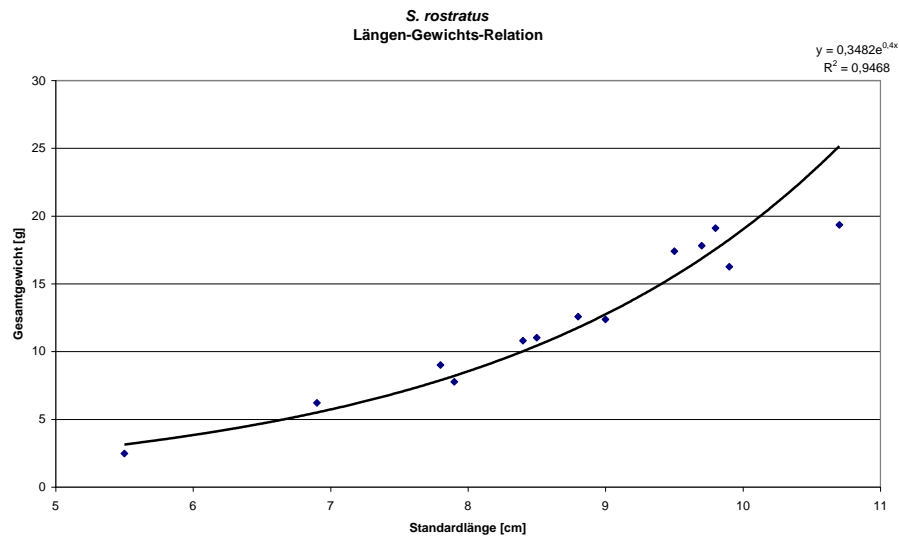


Abb.:33

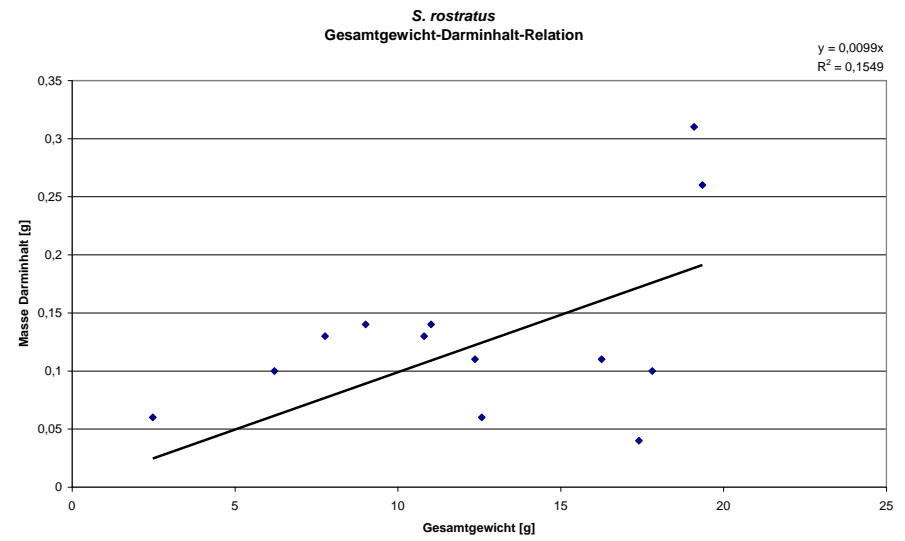


Abb.:34

Aufgenommene Daten der untersuchten Lippfische:
 Nahrungskomponenten wurden in Prozent angegeben

<i>Symphodus roissali</i>	Individuum	TL (cm)	SL (cm)	Masse Total (g)	Masse Magen (g)	Crustacea	Algen	Mollusca	Polychaeta	Rest	Foraminifera	Fischreste
Fünfflecklippfisch	1	10,3	8,7	16,89	0,43	25	15	5	0	55	0	0
	2	9,6	8,1	14,45	0,46	60	0	20	0	20	0	0
	3	8,1	6,8	8,38	0,18	50	10	5		35	0	0
	4	8,6	7,5	11,87	0,4	50	5	10	10	25	0	0
	5	9,4	8	14,26	0,29	10	20	10		60	0	0
	6	8	6,7	8,42	0,2	60	10	5	0	25	0	0
	7	9	8,5	11,6	0,12	20	20	5		50	5	0
	8	7,9	6,8	6,2	0,15	35	0	10	5	45	5	0
	9	8,5	7,2	10,46	0,16	50	5	10	10	20	5	0
	10	5,7	4,9	3,04	0,08	80		5	5	10	0	0
	11	5,6	4,7	2,59	0,06	50	5	5	0	40	0	0
	12	5,7	4,8	2,83	0,05	60	0	5	5	10	0	20
	13	5,2	4,2	2,28	0,04	50	0	20	20	10	0	0
	14	7,4	6,1	6,46	0,27	20	0	25	0	50	5	0

Tab.:1

<i>Symphodus ocellatus</i>	Individuum	TL (cm)	SL (cm)	Masse Total (g)	Masse Magen (g)	Crustacea	Algen	Mollusca	Polychaeta	Rest	Foraminifera	Fischreste
Augenflecklippfisch	1	7	5,9	5,22	0,12	20	0	0	20	55	5	0
	2	5,7	4,7	2,56	0,09	30	0	25	5	40	0	0
	3	9,4	7,5	9,43	0,57	85	5	0	0	10	0	0
	4	6,7	5,7	3,55	0,02	50	5	5	0	20	20	0
	5	3,1	2,6	0,33	0,01	50	0	5	0	15	30	0
	6	7,3	6,3	5,36	0,2	40	0	10	5	45	0	0
	7	7,7	6,5	5,67	0,08	30	0	20	0	45	5	0
	8	7,1	6,1	4,36	0,21	40	30	5	0	15	10	0
	9	7,4	6	11,54	0,26	70	0	5	0	25	0	0
	10	5,5	4,5	1,96	0,01	75	5	5	5	10	0	0
	11	6	5	2,92	0,09	50	5	20	5	20	0	0
	12	7,9	6,8	6,75	0,08	40	0	15	10	30	5	0
	13	6,8	5,9	4,53	0,09	60	5	0	0	35	0	0
	14	6,6	5,6	3,12	0,07	30	0	30	0	40	0	0
	15	8,2	6,9	7,54	0,1	80	0	5	0	15	0	0
	16	6,7	5,6	3,55	0,05	40	0	10	0	50	0	0

Tab.:2

<i>Coris julis</i>	Individuum	TL (cm)	SL (cm)	Masse Total (g)	Masse Magen (g)	Crustacea	Algen	Mollusca	Polychaeta	Rest	Foraminifera	Fischreste
Meerjunker	1	15	13,4	31,91	0,74	30	0	25	20	10	0	15
	2	13,1	11,4	21,83	0,53	30	10	35	0	25	0	0
	3	12,8	11,3	18,28	0,35	60	0	20	0	20	0	0
	4	9,3	8,1	6,55	0,08	30	0	65	5	0	0	0
	5	14,2	12,7	24,32	0,37	80	0	10	0	10	0	0
	6	6,9	6	2,95	0,04	80	0	10	0	10	0	0
	7	9,2	8	6,15	0,11	60	20	0	10	10	0	0
	8	16,4	14,6	40,64	0,6	50	0	20	0	30	0	0
	9	16,3	14,8	37,9	0,88	60	5	35	0	0	0	0
	10	13,4	12	21,16	0,39	10	0	70	0	15	0	0
	11	9,1	7,8	10,79	0,07	70	0	10	0	20	0	0
	12	8,7	7,5	5,29	0,06	75	5	10	0	10	0	0
	13	12,8	11,2	21,82	0,45	5	5	70	0	20	0	0
	14	13,5	12	24,37	0,32	80	0	20	0	0	0	0
	15	12,9	11,6	20,31	0,41	20	0	80	0	0	0	0

Tab.:3

<i>Thalassoma pavo</i>	Individuum	TL (cm)	SL (cm)	Masse Total (g)	Masse Magen (g)	Crustacea	Algen	Mollusca	Polychaeta	Rest	Foraminifera	Fischreste
Meerpfau	1	11,9	10,4	20,05	0,52	50	0	30	0	20	0	0
	2	10,2	8,7	11,99	0,16	50	0	50	0	0	0	0
	3	13,2	11,2	23,76	0,56	5	0	70	5	20	0	0
	4	10,3	8,7	11,97	0,25	60	0	10	0	30	0	0
	5	8,7	7,6	8,27	0,19	40	0	30	10	20	0	0
	6	7,9	6,8	5,93	0,09	40	0	0	0	20	0	40
	7	10	8,5	15,63	0,43	60	0	25	0	15	0	0
	8	8,5	7,3	6,87	0,08	60	0	30	0	10	0	0
	9	10,7	9,2	13,4	0,23	30	5	20	20	25	0	0
	10	13,7	11,8	30,09	0,34	10	0	50	0	40	0	0
	11	11,5	9,6	17,07	0,17	5	5	50	0	40	0	0

Tab.:4

<i>Symphodus mediterraneus</i>	Individuum	TL (cm)	SL (cm)	Masse Total (g)	Masse Magen (g)	Crustacea	Algen	Mollusca	Polychaeta	Rest	Foraminifera	Fischreste
Mittelmeerlippfisch	1	9	7,5	10,98	0,37	10	40	0	0	50	0	0
	2	11,9	10	25,24	0,25	20	10	0	20	50	0	0
	3	8,3	7	8,31	0,21	5	5	0	35	50	5	0
	4	9,1	8,76	10,71	0,33	5	30	10	0	45	10	0
	5	12,8	10,9	36,21	1,02	40	0	25	25	10	0	0
	6	7,2	6	9,98	0,28	50	0	30	0	15	0	5
	7	11,1	9,5	21,3	0,53	5	0	0	10	75	10	0
	8	8,5	7,1	9,03	0,12	20	0	5	5	50	20	0

Tab.:5

<i>Symphodus cinereus</i>	Individuum	TL (cm)	SL (cm)	Masse Total (g)	Masse Magen (g)	Crustacea	Algen	Mollusca	Polychaeta	Rest	Foraminifera	Fischreste
Grauer Lippfisch	1	8,1	6,8	7,44	0,1	40	0	0	0	50	10	0
	2	10,7	8,6	12,13	0,11	40	35	0	25	0	0	0
	3	7,7	6,6	5,77	0,1	75	0	15	0	5	5	0
	4	9	7,8	10,37	0,18	40	0	50	0	10	0	0
	5	8,3	7,2	7,23	0,12	25	0	15	0	10	50	0
	6	7,6	6,6	5,84	0,04	20	10	20	0	30	20	0
	7	7,5	6,4	5,58	0,07	40	20	10	0	30	0	0
	8	10,9	9,4	16,46	0,21	70	30	0	0	0	0	0
	9	8,3	7,4	8,31	0,22	30	0	0	0	10	0	60
	10	10,4	9	14,49	0,18	50	15	10	0	25	0	0
	11	7,6	6,6	5,49	0,05	80	0	0	0	10	10	0

Tab.:6

<i>Labrus merula</i>	Individuum	TL (cm)	SL (cm)	Masse Total (g)	Masse Magen (g)	Crustacea	Algen	Mollusca	Polychaeta	Rest	Foraminifera	Fischreste
Amsellippfisch	1	16,6	14,4	64,47	1,21	90	0	0	0	0	0	10
	2	10	8,7	13,2	0,05	30	0	0	0	0	0	70
	3	9,5	8,1	11,22	0,03	0	0	0	0	0	0	0
	4	9,8	8,6	11,66	0,23	90	0	0	0	10	0	0
	5	24,6	22,1	217,91	7,06	80	10	0	0	10	0	0
	6	9,5	7,7	8,02	0,06	25	10	0	0	25	40	0

Tab.:7

<i>Symphodus tinca</i>	Individuum	TL (cm)	SL (cm)	Masse Total (g)	Masse Magen (g)	Crustacea	Algen	Mollusca	Polychaeta	Rest	Foraminifera	Fischreste
Pfauenlippfisch	1	18,8	15,9	76,63	1,77	15	10	15	0	60	0	0
	2	11,7	9,8	21,33	0,72	25	10	5	0	60	0	0
	3	17,6	15,3	69,09	1,5	70	0	5	15	10	0	0
	4	18,2	15,7	86,96	1,85	30	15	10	0	45	0	0
	5	17,8	15,2	78,11	3,2	25	0	0	5	70	0	0
	6	11,9	10	22,19	0,75	50	5	30	0	10	5	0
	7	18,6	16	79,35	0,96	40	0	25	0	35	0	0
	8	12,5	11	38,78	0,95	40	20	5	0	25	0	0
	9	10,9	9,3	18,54	0,28	80	0	15	5	0	0	0
	10	15	12,8	46,55	1,6	30	0	20	0	50	0	0

Tab.:8

<i>Symphodus rostratus</i>	Individuum	TL (cm)	SL (cm)	Masse Total (g)	Masse Magen (g)	Crustacea	Algen	Mollusca	Polychaeta	Rest	Foraminifera	Fischreste
Schnauzenlippfisch	1	8	6,9	6,21	0,1	60	0	0	0	0	0	40
	2	11	9,5	17,4	0,04	10	10	0	0	80	0	0
	3	11,2	9,7	17,81	0,1	90	0	0	0	10	0	0
	4	9,7	8,4	10,81	0,13	85	0	0	5	10	0	0
	5	11,2	9,8	19,1	0,31	50	0	0	0	0	0	50
	6	12,4	10,7	19,35	0,26	100	0	0	0	0	0	0
	7	10,2	9	12,37	0,11	100	0	0	0	0	0	0
	8	10,2	8,8	12,58	0,06	30	0	0	0	0	0	70
	9	9	7,9	7,77	0,13	85	0	0	0	15	0	0
	10	9,9	8,5	11,02	0,14	100	0	0	0	0	0	0
	11	6,2	5,5	2,48	0,06	40	0	0	0	50	10	0
	12	11	9,9	16,26	0,11	80	10	0	0	10	0	0
	13	8,9	7,8	9,01	0,14	70	0	0	0	0	0	30

Tab.:9

<i>Symphodus melanocercus</i>	Individuum	TL (cm)	SL (cm)	Masse Total (g)	Masse Magen (g)	Crustacea	Algen	Mollusca	Polychaeta	Rest	Foraminifera	Fischreste
Schwarzschwanzlippfisch	1	9	7,8	8,09	0,06	50	0	0	0	0	0	50
	2	7,9	6,6	6,4	0,09	10	0	0	0	80	0	10
	3	8,7	7,4	7,6	0,03	30	15	0	20	15	0	20

Tab.:10

<i>Labrus viridis</i>	Individuum	TL (cm)	SL (cm)	Masse Total (g)	Masse Magen (g)	Crustacea	Algen	Mollusca	Polychaeta	Rest	Foraminifera	Fischreste
Grüner Lippfisch	1	7,4	6,4	5,06	0,03	100	0	0	0	0	0	0
	2	7,6	6,5	9,88	0,12	100	0	0	0	0	0	0

Tab.:11

Gesamtartenliste Fische 2010

Einleitung

Das Mittelmeer ist durch die Straße von Gibraltar mit dem Atlantischen Ozean, durch die Dardanellen, das Marmarameer und den Bosphorus mit dem Schwarzen Meer und durch den Suezkanal mit dem Roten Meer verbunden. Dadurch können subtropische und tropische Arten zuwandern und neue ökologische Nischen besetzen. Daher kommt es zu einer natürlichen Schwankung der Biodiversität.

Derzeit sind 714 Fischarten für das Mittelmeer bekannt. Für Frankreich sind 537 marine Fischarten bekannt, allerdings sind da auch die atlantischen Arten mit gelistet.

Im Zeitraum vom 25. August bis zum 8. September wurde im Rahmen der marinbiologischen Exkursion der Universitäten Innsbruck und Kiel die Fischbiodiversität rund um die meeresbiologische Station STARESO erforscht.

Durch abwechslungsreiche Böden, wie zum Beispiel, Seegraswiese, Sandboden, gröberes und feineres Blockfeld kann eine Vielzahl an Fischarten gesehen werden.

Die Gesamtartenliste der Fische gibt es schon seit 1996 und wird alle zwei Jahre mit den vergangenen Exkursionen verglichen. Bei jeder Exkursion kommen neu gesichtete Arten hinzu.

Material und Methoden

Während der zweiwöchigen Exkursion wurden alle Fischarten, die hauptsächlich beim Schnorcheln aber auch bei Tauchgängen rund um die STARESO gesichtet wurden, protokolliert. Fische, die sich durch Beobachtung nicht eindeutig einer Art zuordnen ließen, wurden mit Handnetzen gefangen und mit Hilfe von geeigneter Literatur bestimmt (siehe Literaturverzeichnis). Die Untersuchungen beschränkten sich hierbei auf eine Tiefe bis maximal 20 m.

Ergebnisse

Seit Beginn der Erfassung aller Fischarten im Umkreis der meeresbiologische Station im Jahr 1996 wurden innerhalb von 8 Exkursionen insgesamt 100 verschiedene Arten gesichtet. Allein 2010 kam man auf 66 verschiedenen Spezies, worunter 9 Neusichtungen verzeichnet wurden.

So konnte man auf Sandboden in einer benachbarten Bucht in ca. 2 m den Zitterrochen *Torpedo marmorata* finden (Abb.1). In der Familie der Gobiesocidae (Schildbäuche) wurden gleich drei neue Arten aufgenommen:

zum einen *Lepadogaster lepadogaster*, im Blockfeld direkt vor der Station in 0,5-1 m Tiefe, zum anderen *Diplecogaster bimaculata*, in einer *Posidonia* Seegraswiese in 3-4 m und schließlich *Gouania wildenowi*, der in ca. 0,5 m Tiefe im Brackwasser der Fangomündung gefunden werden konnte. Weitere neu gesichtete Arten waren *Dactylopterus volitans* aus der Familie der Dactylopteridae (Flughähne), gefunden auf Sandboden in 3 m Tiefe, sowie *Synodus saurus* aus der Familie der Synodontidae (Eidechsenfische). Zusätzlich sichtete man *Spicara smaris*, einen Vertreter der Familie der Centranchidae (Laxierfische) und eine Seezungenart, die allerdings nicht eindeutig bestimmt werden konnte und so nur als *Solea sp.* aufgeführt wurde. Als letzten Neufund konnte man *Pomadasys incisus* verzeichnen (Abb.2), ein Vertreter der Familie Haemulidae (Grunzer). Gefangen wurde er in ca. 2 m Tiefe direkt im Hafen vor der Station.

Gut ein Drittel der in den letzten 14 Jahren aufgeführten Arten konnte 2010 nicht gesehen werden. Die Gesamtartenliste der Jahre 1996, 1998, 2000, 2002, 2004, 2006, 2008 und 2010 ist im Anhang zu finden (Tab.1). Alle gesichteten Arten wurden mit einem Kreuz in der jeweiligen Jahresspalte gekennzeichnet.



Abb. 1: *Torpedo marmorata*



Abb.:2: *Pomadasys incisus*

Diskussion

Den wohl ungewöhnlichsten Fund der Exkursion stellte *Pomadasys incisus* dar. Hauptsächlich ist er im Küstengebiet des Ostatlantiks, von der Straße von Gibraltar bis Angola sowie an den dazwischen liegenden Inseln wie den Kanaren oder Kapverden zu finden. (Froese und Pauly 2010) Zwar gibt es schon länger Berichte über sein Vorkommen im südlichen und östlichen Mittelmeer (Quignard und Tomasini 2000), allerdings erst eine offizielle Sichtung aus Frankreich (Hureau 1991). Normalerweise ist der Bastard-Grunzer, wie er auf Deutsch genannt wird, ein Schwarmfisch (aquaristik-datenbank.de) und so wurde das Erscheinen eines einzelnen Individuums eher als eine Art Verirren gedeutet. Zu beobachten bleibt allerdings seine zukünftige Verbreitung um zu sehen ob unser Fund eher als Ausnahme oder als neuer Trend zu interpretieren ist.

Im Vergleich zu den Vorjahreslisten fällt auf, dass es immer mehr Arten zu geben scheint, die man häufig, also in mindestens 6 von 8 Exkursionen sah. Unter den konstanten Sichtungen sind hauptsächlich die Vertreter der zwei Familien Sparidae und Labridae. Allerdings wurden fast 60% der 2010 nicht gesehenen Arten auch 2008 nicht gesehen. So sind z.B. pelagische Jäger wie die Große Bernsteinmakrele und der Mittelmeerstöcker eher

zufällige Sichtungen beim Schnorcheln. Auch den in diesem Jahr aufgenommenen Wolfsbarsch hatte man eher dem Zufall zu verdanken, da sich ein verletztes, schwaches Individuum in die Bucht vor der STARESO rettete. Andererseits hat die Fluktuation der zu verzeichneten Arten auch viel mit dem jeweiligen Fokus der Arbeit zu tun, so könnte man beispielsweise Petermännchen öfters sehen, wenn man sich ausgiebiger mit deren Tarnung im Sandboden beschäftigen würde.

Literatur

Aquaristik-Datenbank.de (10/2010)

Bergbauer, M., Humberg, B. ,1999. Kosmosnaturführer: Was lebt im Mittelmeer. Ein Bestimmungsbuch für Taucher und Schnorchler. Kosmosverlag Stuttgart

Calvi Exkursionsbericht 2008

Froese, R. and D. Pauly. Editors. 2010. FishBase. World Wide Web electronic publication. www.fishbase.org, version (09/2010).

Hureau, J.-C. 1991 La base de données GICIM: Gestion informatisée des collections ichthyologiques du Muséum. p. 225-227. In Atlas Préliminaire des Poissons d'Eau Douce de France. Conseil Supérieur de la Pêche, Ministère de l'Environnement, CEMAGREF et Muséum national d'Histoire naturelle, Paris.

Quignard, J.-P. and J.A. Tomasini 2000 Mediterranean fish biodiversity. *Biol. Mar. Mediterr.* 7(3):1-66.

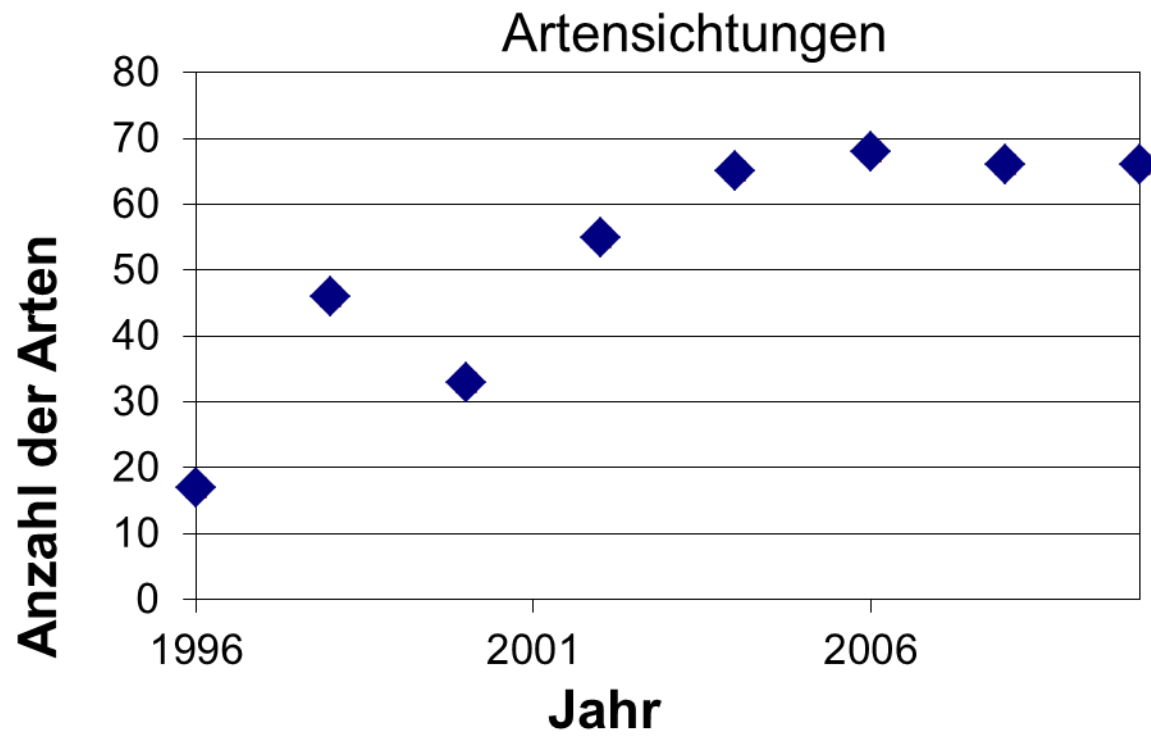
Riedl, R., 1983. Fauna und Flora des Mittelmeeres. Ein systematischer Meeresführer für Biologen und Naturfreunde. Paul Parey Verlag Hamburg und Berlin.

Gesamtartenliste Fische (1996, 1998, 2000, 2002, 2004, 2006, 2008 und 2010)

Familie		Art		1996	1998	2000	2002	2004	2006	2008	2010
lat.	dt.	lat.	dt.								
Torpedinidae	Zitterrochen	<i>Torpedo marmorata</i>	Marmorzitterrochen								x
Dasyatidae	Stachelrochen	<i>Dasyatis pastinaca</i>	gewöhnlicher Stachelrochen					x	x	x	x
		<i>Dasyatis violacea</i>	pelagischer Stechrochen						x		
Myliobatidae	Adlerrochen	<i>Myliobatis aquila</i>	Adlerrochen				x	x	x		
Congeridae	Meeraale, Conger	<i>Conger conger</i>	Meeraal		x	x		x		x	
Anguillidae	Aale	<i>Anguilla anguilla</i>	Aal		x	x		x	x		
Murenidae	Muränen	<i>Mureana helena</i>	Mittelmeermuräne		x	x	x	x	x	x	x
Engraulidae	Sardellen	<i>Engraulis encrasicolus</i>	Sardelle						x		
Synodontidae	Eidechsenfische	<i>Synodus saurus</i>	Grüner Eidechsenfisch								x
Gadidae	Dorsche	<i>Phycis phycis</i>	Gabeldorsch				x		x		
Mugilidae	Meeräsche	<i>Mugil cephalus</i>	Kurzkopf-Meeräsche					x	x		
		<i>Oedalechilus labeo</i>	Kastenmaul-Meeräsche				x	x	x	x	x
		<i>Liza aurata</i>	Goldmeeräsche		x	x	x	x	x	x	x
Atherinidae	Ährenfische	<i>Atherina boyeri</i>	kleiner Ährenfisch		x	x	x	x	x	x	x
		<i>Atherina hepsetus</i>	Großer Ährenfisch			x		x	x	x	x
Belonidae	Hornhechte	<i>Belone belone</i>	Europäischer Hornhecht				x		x	x	x
Syngnathidae	Seenadeln	<i>Hippocampus guttulatus</i>	Seepferdchen		x						
		<i>Syngnathus typhle</i>	Grasnadel								
Scorpaenidae	Skorpionsfische	<i>Scorpaena porcus</i>	Brauner Drachenkopf			x	x	x	x	x	x
		<i>Scorpaena notata</i>	Roter Drachenkopf		x	x	x	x	x	x	x
		<i>Scorpaena scrofa</i>	Großer Drachenkopf		x		x		x	x	x
Triglidae	Knurrhähne	<i>Celidonichthys sp.</i>	Knurrhahn					x			
Dactylopteridae	Flughäne	<i>Dactylopterus volitans</i>	Flughahn								x
Serranidae	Zackenbarsche	<i>Epinephelus marginatus</i>	Brauner Zackenbarsch		x	x	x	x	x	x	x
		<i>Serranus cabrilla</i>	Sägebarsch		x	x	x	x	x	x	x
		<i>Serranus scriba</i>	Schriftbarsch		x	x	x	x	x	x	x
		<i>Anthias anthias</i>	Roter Fahnenbarsch				x				
Dicentrarchidae	Worlfsbarsche	<i>Dicentrarchus labrax</i>	Wolfsbarsch					x			x
Apogonidae	Kardinalbarsche	<i>Apogon imerbis</i>	Meerbarbenkönig		x	x	x	x	x	x	x

Carangidae	Stachelmakrelen	<i>Seriola carpenteri</i>	Mittelmeer-Bernsteinmakrele							x	x	x
		<i>Seriola dumerili</i>	Grüne / Große Bernsteinmakrele						x	x		
		<i>Trachinotus ovatus</i>	Ostatlantische Gabelmakrele							x		
		<i>Trachurus mediterraneus</i>	Mittelmeerstöcker						x			
Centracanthidae	Pikarellen	<i>Spicara maena</i>	Gefleckte Pikarelle			x	x			x	x	
		<i>Spicara smaris</i>										x
Sparidae	Brassen	<i>Boops boops</i>	Gelbstrieme					x	x	x	x	x
		<i>Dentex dentex</i>	Zahnbrasse		x			x	x	x	x	x
		<i>Diplodus annularis</i>	Ringelbrasse	x	x	x	x	x	x	x	x	x
		<i>Diplodus puntazzo</i>	Spitzbrasse	x	x	x	x	x	x	x	x	x
		<i>Diplodus sargus sargus</i>	Geißbrasse	x	x	x	x	x	x	x	x	x
		<i>Diplodus vulgaris</i>	Zweibindenbrasse	x	x	x	x	x	x	x	x	x
		<i>Oblada melanura</i>	Brand- /Spiegelbrasse	x	x	x	x	x	x	x	x	x
		<i>Sarpa salpa</i>	Goldstrieme	x	x	x	x	x	x	x	x	x
		<i>Sparus aurata</i>	Goldbrasse	x	x	x	x	x	x	x	x	x
		<i>Lithognathus mormyrus</i>	Marmorbrasse		x			x	x	x	x	x
		<i>Pagellus acarne</i>	Achselfleckbrasse					x	x		x	
		<i>Pagellus erythrinus</i>	Kleine Rotbrasse		x			x			x	
		<i>Pagrus pagrus</i>	Sackbrasse					x				
		<i>Spondyliosoma cantharus</i>	Streifenbrasse	x		x	x	x	x	x	x	x
Haemulidea	Grunzer	<i>Pomadasys incisus</i>	Bastard Grunzer									x
Sciaenidae	Umberfische	<i>Sciaena umbra</i>	Meerrabe					x	x	x		x
Mullidae	Meerbarben	<i>Mullus barbatus</i>	Rote Meerbarbe						x	x		
		<i>Mullus surmeletus</i>	Streifenbarbe		x	x	x	x	x	x	x	x
Pomacentridae	Riffbarsche	<i>Chromis chromis</i>	Mönchsfisch		x	x	x	x	x	x	x	x
Labridae	Lippfische	<i>Coris julis</i>	Meerjunker	x	x	x	x	x	x	x	x	x
		<i>Labrus viridis</i>	Grüner Lippfisch	x	x			x	x	x	x	x
		<i>Labrus merula</i>	Amsellippfisch	x	x	x	x	x	x	x	x	x
		<i>Symphodus cinereus</i>	Grauer Lippfisch	x	x			x	x	x	x	x
		<i>Symphodus mediterraneus</i>	Mittelmeer-Lippfisch			x	x	x	x	x	x	x
		<i>Symphodus melanocercus</i>	Schwarzschwanz-Lippfisch	x	x	x	x	x	x	x	x	x
		<i>Symphodus ocellatus</i>	Augenlippfisch	x	x	x	x	x	x	x	x	x
		<i>Symphodus roissali</i>	Fünffleckiger Lippfisch	x	x	x	x	x	x	x	x	x
		<i>Symphodus rostratus</i>	Schnauzenlippfisch	x	x	x	x	x	x	x	x	x
		<i>Symphodus tinca</i>	Pfauen-Lippfisch	x	x	x	x	x	x	x	x	x
		<i>Symphodus doderleini</i>	Doderleins Lippfisch						x			
		<i>Thalassoma pavo</i>	Meerpfau		x	x	x	x	x	x	x	x

Trachinidae	Petermännchen	<i>Trachinus draco</i>	Gewöhnliches Petermännchen	x						x	x
		<i>Trachinus araneus</i>	Spinnenqueise					x			
Uranoscopidae	Himmelsgucker	<i>Uranoscopus scaber</i>	Himmelsgucker	x						x	
Tripterygiidae	Dreiflosser	<i>Tripterygion tripteronotus</i>	Spitzkopf-Schleimfisch	x	x	x		x		x	x
Blenniidae	Schleimfische	<i>Parablennius gattorugine</i>	Gestreifter Schleimfisch	x	x	x		x		x	x
		<i>Parablennius sanguinolentus</i>	Blutstriemen-Schleimfisch	x	x	x		x		x	x
		<i>Parablennius rouxi</i>	Langstriemen-Schleimfisch		x	x		x		x	x
		<i>Parablennius zvonimiri</i>	Hirsch-Schleimfisch		x	x		x		x	x
		<i>Parablennius pilicornis</i>	Variabler Schleimfisch							x	x
		<i>Salaria pavo</i>	Pfauenschleimfisch		x	x		x			
		<i>Lipophrys nigriceps</i>	Schwarzkopfschleimfisch					x	x	x	x
		<i>Lipophrys trigloides</i>	Grauer Schleimfisch					x	x		
		<i>Lipophrys fluviatilis</i>	Flußschleimfisch					x	x	x	x
		<i>Coryphoblennius galerita</i>	Montagus Schleimfisch							x	x
		<i>Adiablennius sphyinx</i>	Sphinx-Schleimfisch		x		x		x	x	x
Clinidae		<i>Clinitrachus argentatus</i>	Silbriger Schleimfisch					x			
Gobiidae	Grundeln	<i>Gobius bucchichi</i>	Anemonengrundel		x		x	x	x		
		<i>Gobius cobitis</i>	Riesengrundel				x	x	x	x	
		<i>Gobius paganellus</i>	Felsengrundel						x		
		<i>Gobius geniporus</i>	Schlankgrundel					x			
		<i>Pomatoschistus minutus</i>	Sandgrundel							x	x
Gobiesocidae	Schildfische	<i>Lepadogaster candollei</i>	Rotproßansauger/Rotfleck-Schildfisch		x		x	x	x	x	
		<i>Lepadogaster lepadogaster</i>	Strand-Schildbauch								x
		<i>Diplecogaster bimaculata</i>	ZweifleckSchildbauch								x
		<i>Gouania wildenowi</i>	Stumpfschnäuzige Schildbauch								x
		<i>Opeatogenys gracilis</i>	Seegras- Schildbauch					x	x		
Callionymidae	Leierfische	<i>Callionymus pusillus</i>	Festroben-Leierfisch							x	x
Sphyraenidae	Barrakudas	<i>Sphyraena viridensis</i>	Mittelmeer-Barrakuda					x	x	x	x
Bothidae	Butte	<i>Bothus podas</i>	Breitaugenbutt							x	x
		<i>Phrymorhombus regius</i>	Zwergbutt				x	x		x	x
		<i>Arnoglossus kessleri</i>			x						
Soleidae	Seezungen	<i>Solea lascaris</i>	Warzen-Seezunge							x	x
		<i>Solea sp.</i>									x
Balistidae	Drückerfische	<i>Balistes carolinensis</i>	Mittelmeer-Drückerfisch		x					x	



Die Ballade von der wundersamen Exkursion nach Calvi 2010

gemalt und in Worte gesetzt von Irene & Heinz

Wir fuhr'n nach Revellata
im letzten Abendlicht,
die Straße voller Löcher,
doch wir verzagten nicht,
zur Exkursion in Calvi,
seit langem unser Ziel,
per Mountain Bike und Flugzeug,
sogar vom fernen Kiel.



Die Essensglocke läutet,
erlesen das Soufflé
aus Tintenfisch und Muscheln
~ für Veggies ein Purée.

So lebten wir zwei Wochen
und fuhr'n auf's Meer hinaus,
bei Sonne, Wind und Quallen,
die machten uns nix aus.

Am Sandstrand war "wet landing",
es hieß: "nur bis zum Knie",
doch viele gingen unter,
und wurden nass – und wie!

Im Seegras und auf Algen,
da krabbelt allerhand,
Garnelen, Polychaeten
und Plattwürmer im Sand.



Die Fische in Transekten,
die wurden registriert,
im Labor ihre Mägen
genau analysiert.

Es sind fast 100 Arten,
die man von hier schon kennt,
es fehlt nur noch der Zacki,
der in der Höhle pennt.

Und erst die Turbellarien,
die schnitten wir entzwei,
es wuchsen schon nach Stunden
die platten Köpfe neu.



Die Nudibranchier fressen
die Hydrozoen klein
und lagern deren Cniden
in die Cerata ein.

Bei den Molluskenschalen,
da kommen wir in Fahrt
und finden alle Namen
bis zu der kleinsten Art.

Die Sepia sitzt im Seegrass,
der Scaphopod' im Sand,
der Octopus, der Schlingel
tentakelt über's Land.



Beim Schnorcheln und beim Schwimmen
man auf Medusen schaut,
ansonsten tätowieren
sie Dir die nackte Haut.



Sylvain rief "en bataille!",
der alte Legionär,
trotz aufgewühlter Wellen,
versanken wir im Meer.

wir blitzten Nudibranchier,
Gorgonien weiß und rot,
nur bei Muränen hieß es:
"Fotografierverbot!"

Der Seeigel *Sphaerechinus*,
der macht sich heuer rar,
dabei wär'n seine Eier
schön durchsichtig und klar.

Die Seeigel die laichen
mit Kaliumchlorid,
und bald darauf die Larven
man auf dem Bildschirm sieht.

Im Labor tönt es Blá ~ Blá,
von Stadien ohne Zahl,
und die notiert Johannes
genau einhundertmal.



Sie gingen gerne shoppen,
weit bis zum Super-U,
die Nächte waren heftig,
sie tranken einfach z'vüü!



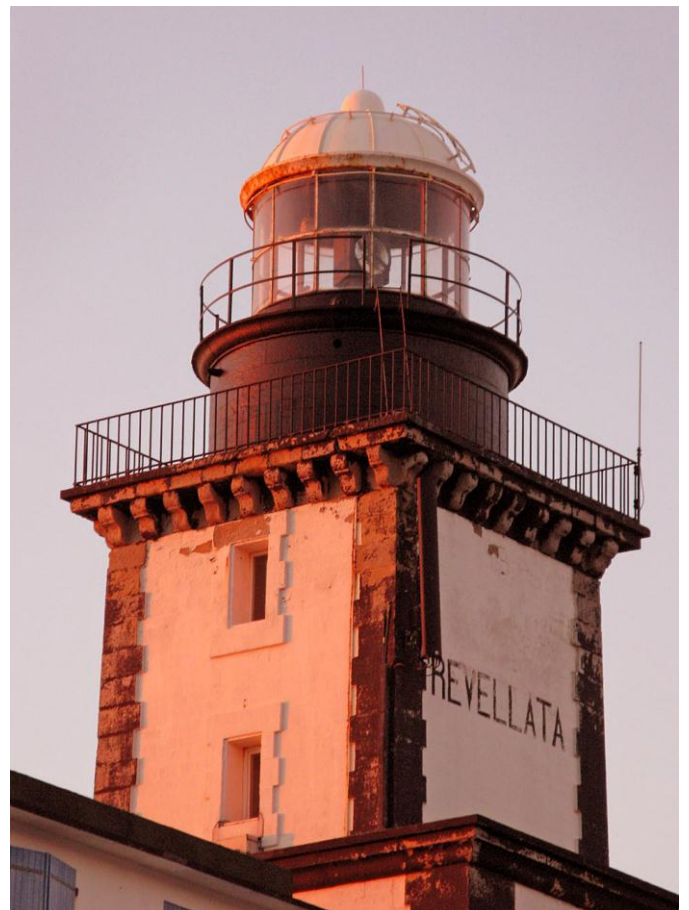
Johannes und die Babsi,
die feierten bis vier,
man fand dann ihre Leichen
dahingestreckt am Pier.

Und erst die flotte Karin,
die schlief in Gregor's Bett,
dafür der arme Gregor,
der nächtigt auf 'nem Brett.

Wir träumen noch vom Leuchtturm
und seinem Doppel-Licht,
das alle 10 Sekunden
hell durch die Macchie sticht.

Trotz aufgeschürfter Wadl'n
und Seeigel im Bein,
trotz Wespenstich und Quallen
es war trotz allem fein!

Bei allen unser'n Freunden
bedanken wir uns sehr,
das Resumé der Reise:
wir wollen wieder her!



nach Revellata!



Kugelalge (*Codium bursa*, Codiaceae)



Rotalge (*Peysonnelia squamaria*, Squamariaceae)



Kalk-Rotalge (*Pseudolithophyllum expansum*, Corallinaceae)



Trichteralge (*Padina pavonica*, Dictyotaceae)



Seegras (*Posidonia oceanica*, Potamogetonaceae)



Seegras (*Posidonia oceanica*, Potamogetonaceae)



Krustenschwamm (*Spirastrella cunctatrix*, Spirastrellidae)



Schwamm (*Phorbas tenacior*, Anchinoidae)



Schwamm (*Hemimycale columella*, Myxillidae)



Feigenschwamm (*Petrosia ficiformis*, Petrosiidae)



Lederschwamm (*Ircinia* sp., Irciniidae)



Lederschwamm (*Ircinia foetida*, Irciniidae)



Hydrozoa (*Aglaophenia* sp., Plumulariidae)



Leuchtqualle (*Pelagia noctiluca*, Semaestomae)



Pterdeaktinie (*Actinia equina*, Actiniidae)



Felsengoldrose (*Cribinopsis crassa*, Actiniidae)



Anemone (*Aiptasia mutabillis*, Aiptasiidae)



Anemone (*Cereus pedunculatus*, Sagartiidae)



Wachsrose (*Anemonia sulcata*, Actiniidae)



Krustenanemone (*Parazoanthus axinellae*, Zoantharia)



Steinkoralle (*Cladocora cespitosa*, Faviidae)



Steinkoralle (*Balanophyllia europaea*, Dendrophyllidae)



Gorgonie (*Eunicella cavolinii*, Plexauridae)



Igelwurm (*Bonellia viridis*, Echiurida)



Kahnfüßer (*Antalis vulgaris*, Scaphopoda)



Steckmuschel (*Pinna nobilis*, Pinnidae)



Steckmuschel (*Pinna pectinata*, Pinnidae)



Wurmschnecke (*Serpularbia arenaria*, Vermetidae)



Nacktschnecke (*Flabellina affinis*, Nudibranchia)



Nacktschnecke (*Discodoris atromaculata*, Nudibranchia)



Tintenschnecke (*Sepia officinalis*, Sepiidae)



Borstenwurm (*Eupolymnia nebulosa*, Terebellidae)



Kalkröhrenwürmer (*Protula* sp., *Serpula vermicularis*, Serpulidae)



Kalkröhrenwurm (*Protula* sp., Serpulidae)



Kalkröhrenwurm (*Protula* sp., Serpulidae)



Röhrenwurm (*Sabella spallanzanii*, Sabellidae)



Wachsrose (*Anemonia sulcata*, Actiniidae)
Schwebgarnelen (*Leptomysis* sp., Mysidae)



Einsiedler (*Pagurus anachoretus*, Paguridae)



Einsiedler (*Dardanus calidus*, Diogenidae) & *Calliactis parasitica*



Seespinne (*Maia crispata*, Maiidae)



Fischassel (Cymothoidae, Isopoda)



Asselspinne (*Callipallene ernaciata*, Pantopoda)



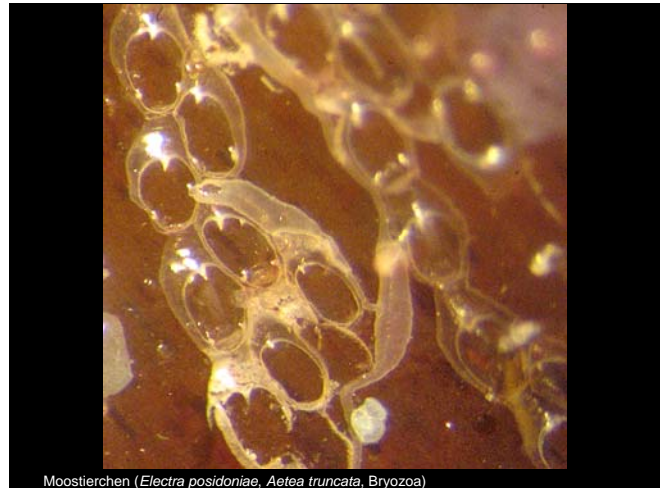
Neptunsschleier (*Reteporella cf. beaniana*, Bryozoa) Calvi, Corse



Trugkoralle (*Myriapora truncata*, Bryozoa)



Pentapora cf. fascialis (Bryozoa), *Eunicella cavolinii* (Plexauridae)



Moostierchen (*Electra posidoniae*, *Aetea truncata*, Bryozoa)



Seeigel (*Arbacia lixula*, Arbaciidae)



Seeigel (*Sphaerechinus granularis*, Toxopneustidae)



Seestern (*Echinaster sepositus*, Echinasteridae)



Seestern (*Asterina pancerii*, Asterinidae) auf *Posidonia*



Seestern (*Asterina pancerii*, Asterinidae)



Seegurke (*Holothuria tubulosa*, Holothuroida)

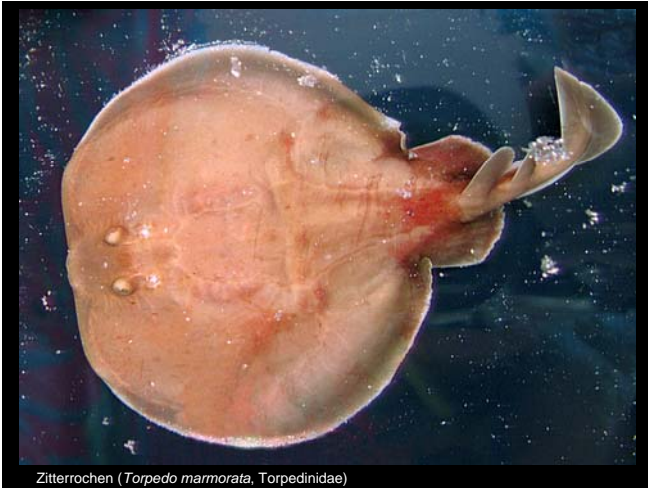


Seescheide (*Halocynthia papillosa*, Ascidiidae)



Fluss-Schleirnfisch (*Salaria fluviatilis*, Blenniidae)

Fango



Zitterrochen (*Torpedo marmorata*, Torpedinidae)



Muräne (*Muraena helena*, Muraenidae)



Muräne (*Muraena helena*, Muraenidae)



Drachenkopf (*Scorpaena scrofa*, Scorpaenidae)



Drachenkopf (*Scorpaena porcus*, Scorpaenidae)



Drachenkopf (*Scorpaena notata*, Scorpaenidae)



Zackenbarsch (*Epinephelus marginatus*, Serranidae)



Schriftbarsch (*Serranus scriba*, Serranidae)



Kardinal (*Apogon imberbis*, Apogonidae)



Zweibindenbrasse (*Diplodus vulgaris*, Sparidae)



Zweibindenbrasse (*Diplodus vulgaris*, Sparidae)



Geißbrasse (*Diplodus sargus*, Sparidae)



Brassen (*Diplodus puntazzo*, *D. sargus*, Sparidae)



Brasse (*Spondyliosoma cantharus*, Sparidae)



Goldstriemen (*Sarpa salpa*, Sparidae)



Meerbarbe (*Mullus surmuletus*, Mullidae)



Meerrabe (*Sciaena umbra*, Sciaenidae)



Meeräsche (*Liza* sp., Mugilidae)



Meeräschen (*Mugilidae*)



Barracudas (*Sphyaena viridensis*, Sphyaenidae)



Riffbarsche (*Chromis chromis*, Pomacentridae)



Riffbarsch (*Chromis chromis*, Pomacentridae)



Meerfau (*Thalassoma pavo*, Labridae)



Meerjunker (*Coris julis*, ♂, Labridae)



Mittelmeer-Lippfisch (*Symphodus mediterraneus*, Labridae)



Pflauen-Lippfisch (*Symphodus tinca*, Labridae)



Schleimfisch (*Parablennius zvonimiri*, Blenniidae)



Spitzkopf-Schleimfisch (*Tripterygion melanurus*, Tripterygiidae)



Leierfische (*Callionymus pusillus*, Callionymidae)



Grundel (*Gobius* sp., Gobiidae)