



Richtlinie zur Probenahme und Probenbearbeitung

Blasentang (*Fucus vesiculosus*) -Entwurf-

Markus Quack, Tina Bartel-Steinbach, Roland Klein, Martin Paulus,
Kathrin Tarricone, Diana Teubner, Gerhard Wagner

Universität Trier, FB VI – Biogeographie
Wissenschaftspark Trier-Petrisberg, D-54286 Trier



Inhaltsverzeichnis

1	Umweltprobenbank des Bundes	2
2	Zielsetzung dieser Richtlinie	2
3	Funktion der Probenart	2
4	Zielkompartimente	2
5	Festlegungen für die Probenahme	3
5.1	Artbestimmung	3
5.2	Auswahl und Abgrenzung der Probenahmefflächen	3
5.3	Auswahl der Individuen und Stichprobengröße	4
5.4	Probenahmezeitraum und -häufigkeit	4
5.5	Gebietsbezogener Probenahmeplan	4
6	Durchführung der Probenahme	4
6.1	Erforderliche Ausrüstung und Reinigungsvorschriften.....	4
6.2	Probenahmetechnik	5
7	Biometrische Probencharakterisierung	5
8	Literatur	6

Anhang: Checkliste zur Vorbereitung und Durchführung der Probenahme
Probendatenblätter

Verfahrensrichtlinien für Probenahme, Transport, Lagerung und chemische
Charakterisierung von Umwelt- und Humanproben

Stand: November 2010, V 2.0.1

1 Umweltprobenbank des Bundes

Die Umweltprobenbank des Bundes (UPB) ist ein Instrument der Umweltbeobachtung des Bundesministeriums für Umwelt, Naturschutz und Reaktorsicherheit (BMU) unter fachlicher und administrativer Koordinierung des Umweltbundesamtes (UBA). Die UPB sammelt ökologisch repräsentative Umweltproben sowie Humanproben, lagert sie ein und untersucht sie auf umweltrelevante Stoffe (BMU 2008).

Die Langzeitlagerung erfolgt unter Bedingungen, die eine Zustandsveränderung oder einen Verlust chemischer Eigenschaften über einen Zeitraum von mehreren Jahrzehnten weitestgehend ausschließen. Damit stellt das Archiv Proben für die retrospektive Untersuchung solcher Stoffe bereit, deren Gefährdungspotential für die Umwelt oder die menschliche Gesundheit heute noch nicht bekannt ist.

Umfassende Informationen zur UPB sind unter www.umweltprobenbank.de verfügbar.

2 Zielsetzung dieser Richtlinie

Die Probenahme ist der erste und wichtigste Schritt zur Sicherung der Proben- und Datenqualität. Sie erfolgt nach fachlich begründeten und standardisierten Methoden, um Kontaminationen zu minimieren und den Verlust von chemischen Informationen zu vermeiden.

Der besonders hohe Anspruch an Qualitätssicherung ergibt sich aus der außergewöhnlichen Bedeutung der Proben als Archivmaterial. Repräsentativität und Reproduzierbarkeit der Proben sind Voraussetzung für die Vergleichbarkeit der Untersuchungsergebnisse in Zeit und Raum.

Die vorliegende Richtlinie stellt die Fortschreibung der Fassung von BACKHAUS & SCHLADOT (1993) dar. Ausgenommen hiervon sind die Ausführungen in Kapitel 5.4, die im Wesentlichen unverändert übernommen wurden.

Der Transport und die weiterführende Probenbearbeitung, die Lagerung sowie die chemische Charakterisierung hat nach den gültigen Richtlinien der UPB zu erfolgen.

3 Funktion der Probenart

Der Blasentang (*Fucus vesiculosus*) gehört zu den sessilen marinen Organismen, die für bestimmte Stoffe eine hohe Akkumulationsrate aus dem umgebenden Wasser aufweisen (PHILLIPS 1977). Die Aufnahme verschiedener Stoffe ist offensichtlich physiologisch nicht regulierbar, weswegen der Blasentang als sehr guter Indikator für den bioverfügbaren Anteil der Konzentration im umgebenden Wasser dient. Die meisten Ionen, die an Blasentang gebunden werden, scheinen dies über Ionenaustausch an den Zellwänden zu realisieren (FORSBERG 1987, AMER 1998). Stoffe, die einmal an die Oberfläche gebunden sind, werden aktiv oder passiv durch die Zellmembran in die Zellflüssigkeit transportiert. Die Stoffgehalte in Blasentang sind primär von der Konzentration im Umgebungswasser abhängig, können aber durch das Alter der Algen, durch die Temperatur und Salinität des Umgebungswassers, durch die Ausprägung des Mikrohabitates und die Jahreszeit modifiziert werden (STEINHAGEN-SCHNEIDER 1981, KANE 1991, STRUCK et al. 1997, O'LEARY & BREEN 1998).

Der Blasentang gehört zu den benthischen, makrophytischen Algen, die in den Tidebereichen der gemäßigten Zone der Nordhemisphäre vorkommen (LÜNING 1985). Aufgrund ihrer bekannten Akkumulationseigenschaften, ihrer weiten Verbreitung und ihrer hohen Biomasse werden makrophytische Algen schon seit langer Zeit als Monitoringorganismus in marinen Ökosystemen eingesetzt (SÖDERLUND et al. 1988, AMER 1997). Der Blasentang wurde in die UPB als Vertreter der trophischen Stufe der Primärproduzenten in das Set der marinen Probenarten aufgenommen.

4 Zielkompartimente

Als Zielkompartiment dient der gesamte Thallus ohne Haftfuß (Abb. 1). Der kalkhaltige Haftfuß ist aufgrund seiner lokal stark unterschiedlichen Ausbildung und chemischen Zusammensetzung bei vergleichsweise hohem Eigengewicht aus der Probe auszuschließen.

5 Festlegungen für die Probenahme

5.1 Artbestimmung

Wichtigstes Merkmal von *Fucus vesiculosus* sind Luftblasen, die paarig angeordnet im Thallussum und einzeln in den Gabelungen stehen. Die Länge des dichotom verzweigten Thallus bleibt meist unter 1 m, die Breite der blattähnlichen Kompartimente (Phylloide) unter 3 cm. *Fucus vesiculosus* ist getrenntgeschlechtlich; reife Oogonien und Antheridien treten periodisch in Intervallen von etwa 14 Tagen auf. Geschlechtsreife Pflanzen sind hauptsächlich von September bis Mai vorhanden und an den verdickten Phylloidenden (Rezeptakel) erkennbar.

Blasentang wächst im Wasser bis zu Tiefen, in denen die Lichtintensität keine Photosynthese mehr zulässt. Er ist dort normalerweise durch einen Haftfuß eng mit dem festen Untergrund verbunden (Abb. 1).

In Abhängigkeit von den Lebensraumbedingungen können allerdings auch Formen auftreten, bei denen die genannten typischen Merkmale nicht vorhanden sind; so beispielsweise in den Wattenmeerbereichen von Sylt, wo *Fucus vesiculosus* auf Bänken von *Mytilus edulis* wächst und i.d.R. keine Luftblasen und keinen Haftfuß besitzt. Hier erfolgt die Verankerung durch die Byssus-Fäden der Miesmuscheln (NIENBURG 1925, 1927, 1930).

Die exakte Artansprache ist aufgrund der morphologische Plastizität innerhalb der Gattung *Fucus* ggf. problematisch: Die häufig als "klassisch" beschriebenen Merkmale der europäischen *Fucus*-Arten (z.B. gesägter Rand bei *F. serratus*, Drehwuchs bei *F. spiralis*) sind lokal unterschiedlich stark ausgeprägt (JORDAN & VADAS 1972, RUSSELL 1987, BÄCK 1993, ANDERSSON & SCOTT 1998, SCOTT et al. 2001). Zudem sind Hybridisierungen innerhalb der Gruppe keine Seltenheit (SCOTT & HARDY 1994, COYER et al. 2002, 2007, WALLACE et al. 2004).

Eine Verwechslung mit verwandten Arten kann im Bereich der deutschen Bucht allerdings nahezu ausgeschlossen werden. *Fucus vesiculosus* ist hier mit Abstand die individuenstärkste Art. *Fucus serratus* ist aufgrund seiner Siedlung in tieferen

Bereichen in der vergleichsweise flachen deutschen Bucht äußerst lückig verbreitet. Auch *Fucus spiralis* und *Fucus evanescens* treten an den deutschen Küsten nur lokal auf (LÜNING 1985, SCHUELLER & PETERS 1994).

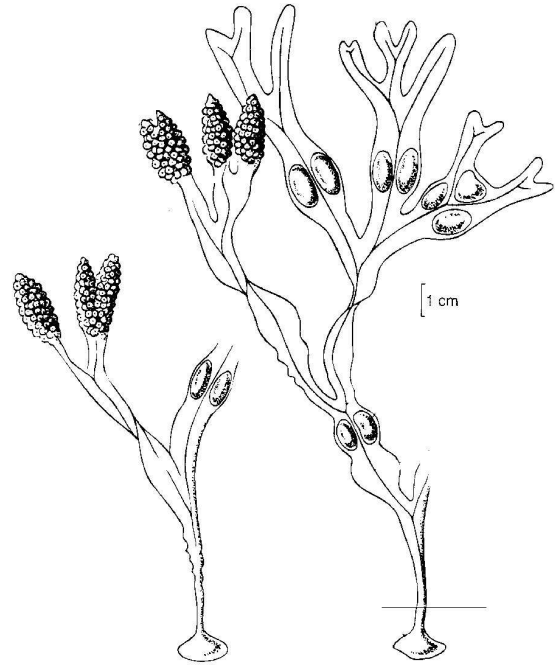


Abb. 1: Schematische Darstellung von *Fucus vesiculosus* (die Linie kennzeichnet die Stelle, an welcher der Thallus bei der Probenahme vom Haftfuß getrennt wird).

5.2 Auswahl und Abgrenzung der Probenahmeflächen

Die Auswahl der Probenahmeflächen ergibt sich im Wesentlichen durch das Vorkommen und die Erreichbarkeit ausreichend großer *Fucus vesiculosus*-Bestände entlang der Küstenlinie. Da die Probenahmeflächen repräsentativ sein müssen, ist die unmittelbare Nähe zu lokalen Emittenten zu meiden. Der Abstand vom nächstgelegenen Emittenten ist für jede Probenahmefläche separat zu ermitteln und im gebietsbezogenen Probenahmeplan zu dokumentieren.

Um den Haftfuß verankern zu können, benötigt *Fucus vesiculosus* festen Untergrund. Dabei kann es sich um Fels, Steine, künstlich angelegte Buhnen oder in Ausnahmefällen auch Muschelbänke (z.B. Sylt-Römö-Watt) handeln. Werden *Fucus*-

Bestände auf künstlichen Substraten ausgewählt, ist darauf zu achten, dass durch die ebenfalls zu dokumentierende Substratbeschaffenheit keine lokale Kontamination erfolgen kann.

Die wesentlichen Kriterien für die Auswahl und Abgrenzung der Probenahmeflächen sind:

- ausreichende Populationsdichte für eine gesicherte, langfristige Probenahme,
- gute Erreichbarkeit,
- Meidung lokaler Emittenten und Störfaktoren.

5.3 Auswahl der Individuen und Stichprobengröße

Um von einer Probenahmefläche eine repräsentative Probe zu sammeln, müssen mindestens 20 *Fucus*-Thalli zu jedem Probenahmetermin über die gesamte Fläche verteilt gesammelt werden. Diese Anzahl von Einzelpflanzen und die Menge an Probenmaterial reichen aus, um die ausgewählte Probenahmefläche zu beschreiben.

5.4 Probenahmezeitraum und -häufigkeit

Die Schadstoffkonzentration in Blasentang wird von einer Vielzahl von Parametern, wie z.B. der Schadstoffkonzentration im Umgebungswasser, der Jahreszeit, der Wassertemperatur und der Salinität, beeinflusst (vgl. Kap. 3). Um eine zeitlich über ein Jahr repräsentative Probe zu erhalten, ist es erforderlich, mehrmals pro Jahr Proben zu entnehmen und diese zu einem Jahreshomogenat mit jeweils gleichen Gewichtsanteilen zu vereinigen. Für die Jahreshomogenate der UPB werden *Fucus vesiculosus*-Proben an der Nordseeküste in zweimonatigem Rhythmus ab Februar gesammelt. An der Ostseeküste erwiesen sich bisher aufgrund der geringeren Dynamik zwei Probenahmetermine (Juni und November) als ausreichend.

5.5 Gebietsbezogener Probenahmeplan

Auf der Grundlage der Probenahmerichtlinie müssen für die einzelnen Probenahmegebiete bzw. -flächen spezifische Festlegungen getroffen wer-

den, die in einem gebietsbezogenen Probenahmeplan dokumentiert sind. Dies betrifft u.a.:

- Lage und Abgrenzung der Probenahmeflächen,
- erforderlicher Stichprobenumfang,
- Probenahmezeitraum,
- zuständige Genehmigungsbehörden,
- Nutzungsberechtigte.

Durch die Beschreibung der Gebietscharakteristika im gebietsbezogenen Probenahmeplan wird die langfristige Kontinuität der Probenahme gesichert. Bei Änderungen muss das Dokument aktualisiert werden.

Handelt es sich um gravierende Veränderungen, durch die eine Vergleichbarkeit der Proben nicht mehr gewährleistet ist, muss eine neue Probenahmefläche ausgewählt werden.

6 Durchführung der Probenahme

Alle bei der Probenahme und biometrischen Probenbeschreibung erhobenen Daten sind in den entsprechenden Probendatenblättern (s. Anhang) zu vermerken.

Zu jeder Probenahme ist darüber hinaus ein Protokoll mit folgendem Inhalt anzufertigen:

- an der Probenahme beteiligte Personen,
- chronologischer Ablauf der Probenahme,
- die für die Probenahme zugrunde liegende Fassung der Probenahmerichtlinie und des gebietsbezogenen Probenahmeplans sowie
- Abweichungen von der Probenahmerichtlinie und dem gebietsbezogenen Probenahmeplan.

6.1 Erforderliche Ausrüstung und Reinigungsvorschriften

Für die Geländearbeit:

- Probendatenblätter zur Dokumentation während der Probenahme (Entnahmestelle, Probenahmemethode und Lagerung, Probenahmeprotokoll),
- Drahtkorb (Edelstahl),

- Scheren, Pinzetten (Edelstahl),
- Edelstahlgefäß (5,5 l) mit Deckel und Klammer,
- Laborwaage (Wägebereich bis mind. 3 kg, Ablesung auf 1 g),
- wasserfester Markierungsstift,
- Einmalhandschuhe,
- Kamera zu Dokumentationszwecken,
- Kühlvorrichtungen zum raschen Tiefkühlen und Lagern der Proben in der Dampfphase über flüssigem Stickstoff (LIN): transportable LIN-Dewars oder Kühlsysteme mit LIN-Eindüsung für die benötigte Anzahl von Edelstahlgefäßen.

Für die Laborarbeit:

- Probendatenblatt zur biometrischen Probenbeschreibung,
- Trockenschrank (80° C ± 5° C),
- Präzisionswaage (Ablesung auf 1 mg),
- Wägeschalen.

Unmittelbar nach der Probenahme wird das Edelstahlgefäß für die Verpackung und das sofortige Tiefrieren des Probenmaterials in der Gasphase über flüssigem Stickstoff in den Cryotransportbehälter eingesetzt. Für jeden Probenahmetermin und jede Probenahmeffläche muss ein Lagervolumen von ein bis zwei 5,5 l Edelstahlgefäßen im Cryotransportgefäß bereit gehalten werden.

Reinigungsvorschriften

Die Reinigung der Probengefäße und -geräte erfolgt in einer Laborspülmaschine mit chlorfreiem Intensivreiniger im ersten Reinigungsgang. Nach Kalt- und Heißspülung (ca. 90-95°C) erfolgt eine Neutralisation mit ca. 30%iger Phosphorsäure in warmem Wasser, anschließend Heiß- und Kaltspülgänge mit deionisiertem Wasser. Nach dem Spülen werden die Gefäße bei ca. 130° C (± 10° C) im Trockenschrank mindestens eine Stunde nachbehandelt (zur Sterilisation). Anschließend lässt man die Gefäße geschlossen abkühlen.

6.2 Probenahmetechnik

Die Sammlung erfolgt zu Fuß vom Ufer aus. Die erforderlichen Geräte (Scheren, Pinzetten, Edelstahlkorb) werden im umgebenden Meerwasser konditioniert (vgl. FOWLER 1979). Die Probenahme wird gleichmäßig über die gesamte Probenahmeffläche verteilt durchgeführt. Einzelne Phylloide von mindestens 40 verschiedenen Individuen werden mit der Schere über dem Haftfuß (s. Abb. 1) abgeschnitten und in den Edelstahlkorb gelegt. Die alten Stiele und die Haftorgane (Haftfuß, Byssus-Fäden) verbleiben auf dem Substrat.

Anhaftende Teile anderer Pflanzen und Fremdorganismen, wie aufsitzende fädige Grünalgen oder weidende Schnecken, müssen von Hand oder mit Pinzetten möglichst ohne Verletzung der Oberfläche des Blasentangs entfernt werden. Verbleibendes Fremdmaterial wird im Probenahmeprotokoll dokumentiert.

Das gesamte Probenmaterial wird im Drahtkorb in Meerwasser gespült, um Sedimentreste zu beseitigen.

Für die biometrische Charakterisierung werden 20 zufällig ausgewählte Thalli der Gesamtprobe entnommen und separat unter feuchten Bedingungen gelagert (z.B. Weithals-Container).

Von den verbliebenen Thalli wird das Wasser durch sanftes „Schleudern“ des Drahtkorbes entfernt. Die Probe wird aus dem Drahtkorb in Edelstahlgefäße überführt, gewogen und vor Ort in der Gasphase über flüssigem Stickstoff tiefgefroren.

Nach einer Zwischenlagerung unter kryogenen Bedingungen werden die Proben der einzelnen Probenahmetermine am Ende des Probenahmejahres zu gleichen Gewichtsanteilen vereinigt und weiter verarbeitet.

7 Biometrische Probencharakterisierung

Zur biometrischen Charakterisierung von *Fucus vesiculosus* Individuen stehen zahlreiche Parameter zur Verfügung (BÄCK 1993, BONSDORF & NELSON 1996, KALVAS & KAUTSKY 1998). Für die

Belange der UPB wurden aus Praktikabilitätsgründen vier dieser Parameter ausgewählt (QUACK & KOSUCH 2005).

Die 20 zufällig ausgewählten und in feuchtem, ungefrorenen Zustand gelagerten Thalli werden innerhalb von 4 Tagen im Labor hinsichtlich folgender biometrischer Parameter charakterisiert:

- Gesamtlänge des Thallus (Ableseung auf 1 cm),
- Vesikelzahl,
- Zahl der Spitzen,
- Zahl der reifen und unreifen Rezeptakel.

Zur Erhebung der Gesamtlänge eines Thallus (Entfernung von Schnittstelle über dem Haftfuß bis zur Spitze des längsten Phylloids) wird der Thallus auf dem Labortisch ausgebreitet und auf 1 cm genau gemessen.

In diesem Zustand werden Anzahl der Vesikel, Anzahl der Enden/Spitzen und Anzahl der reifen bzw. unreifen Rezeptakel erhoben.

Anschließend werden die Rezeptakel mit Hilfe einer Schere abgetrennt und ebenso wie die gesamten Thalli bei $80^{\circ}\text{C} \pm 5^{\circ}\text{C}$ in einem Trockenschrank bis zur Gewichtskonstanz getrocknet. An den getrockneten Proben werden folgende Gewichtsparameter bestimmt:

- Trockengewicht des Thallus (Ableseung auf 0,01 g),
- Trockengewicht der Rezeptakel eines Thallus (Ableseung auf 0,01 g).

Anschließend wird die Gewichtsrelation von getrockneten Rezeptakeln zu getrocknetem Thallus berechnet.

8 Literatur

AMER, H. (1997): Application of multielement techniques for the fingerprinting of elemental contents in *Fucus vesiculosus* from the North Sea. *Chemosphere* 34:2123-2131.

AMER, H. (1998): Investigation of the bioindicator *Fucus vesiculosus* and its application in biomonitoring programs. Berichte des Forschungszentrums Jülich, Jül 3557. Jülich.

ANDERSSON, C.I.H. & SCOTT, G.W. (1998): The occurrence of distinct morphotypes within a population of *Fucus spiralis*. *J Mar Biol Assoc UK* 78: 1003-1006.

BÄCK, S. (1993): Morphological variation of northern Baltic *Fucus vesiculosus* along the exposure gradient. *Ann Bot Fennici* 30: 275-283.

BÄCK, S.; COLLINS, J.C. & RUSSELL, G. (1991): Aspects of reproductive biology of *Fucus vesiculosus* from the coast of SW Finland. *Ophelia* 34: 129-141.

BÄCK, S.; COLLINS, J.C.C. & RUSSELL, G. (1990): Reproductive biology of Baltic *Fucus vesiculosus*. *British Phycological Society* 25: 84.

BACKHAUS, F. & SCHLADOT, D. (1993): Richtlinie zur Probenahme und Probenbearbeitung Blasentang (*Fucus vesiculosus*). In: Umweltbundesamt (Hrsg.) (1996): Umweltprobenbank des Bundes – Verfahrensrichtlinien für Probenahme, Transport, Lagerung und chemische Charakterisierung von Umwelt- und Human-Organproben. Erich Schmidt Verlag, Berlin.

BONSDORF, E. & NELSON, W.G. (1996): Apical growth-measurements of *Fucus vesiculosus* L. – Limited value in monitoring. *Botanica Marina* 39: 129-132.

Bundesministerium für Umwelt, Naturschutz und Reaktorsicherheit (BMU) (Hrsg.) (2008): Umweltprobenbank des Bundes – Konzeption (Stand: Oktober 2008); www.umweltprobenbank.de

COYER, J.A.; PETERS, A.F.; HOARAU, G.; STAM, W.T. & OLSEN, J.L. (2002): Hybridization of the marine seaweeds, *Fucus serratus* and *Fucus evanescens* (Heterokontophyta: Phaeophyceae) in a 100-year-old zone of secondary contact. *Proc R Soc Lond B Biol Sci* 269: 1829-1834.

COYER, J.A.; HOARAU, G.; STAM, W.T. & OLSEN, J.L. (2007): Hybridization and introgression in a mixed population of the intertidal seaweeds *Fucus evanescens* and *F. serratus*. *J Evol Biol* 20(6): 2322-2333.

FORSBERG, A.; SÖDERLUND, S.; FRANK, A.; PETERSSON, L.R. & PEDERSEN, M. (1987): Studies on metal content in the brown seaweed, *Fucus vesiculosus*, from the archipelago of Stockholm. *Environ Pollut* 49: 245-263.

FOWLER, S.W. (1979): Use of macroalgae as a reference material for pollutant monitoring and specimen banking. In: LUEPKE, N.P. (Hrsg.) Monitoring environmental materials and specimen banking. Martinus Nijhoff Publishers, Den Haag. S. 247-260.

ICES, MCWG (Marine Chemistry Working Group) (1991): Advice for the use of benthic algae for contaminant monitoring. Kopenhagen.

JORDAN, A.J. & VADAS, R.L. (1972): Influence of environmental parameters on intraspecific variation in *Fucus vesiculosus*. *Marine Biology* 14: 248-252.

KALVAS, A. & KAUTSKY, L. (1993): Geographical variation in *Fucus vesiculosus* morphology in the Baltic and North sea. *Eur J Phycol* 28: 85-91.

KALVAS, A. & KAUTSKY, L. (1998): Morphological variation in *Fucus vesiculosus* populations along temperature and salinity gradients in Iceland. *J Mar Biol Ass UK* 78: 985-1001.

- KANE, A.G.; MAGWICK, J & BROWN, C. (1991): Seaweeds as bioindicator of heavy metal concentration in the marine environment. *Australian J of Biotechnology* 5: 113-116.
- LÜNING, K. (1985): Meeresbotanik – Verbreitung, Ökophysiologie und Nutzung der marinen Makroalgen. Georg Thieme, Stuttgart. 375 Seiten.
- MUNDA, I.M. & KREMER, B.P. (1997): Chemical composition and physiological properties of fucoids under conditions of reduced salinity. *Marine Biology* 42: 9-15.
- NIENBURG, W. (1925): Eine eigenartige Lebensgemeinschaft zwischen *Fucus* und *Mytilus*. *Deutsche Botanische Gesellschaft* 45: 292-298.
- NIENBURG, W. (1927): Zur Ökologie der Flora des Wattenmeeres. *Wissenschaftliche Meeresuntersuchungen* 20(2): 145-200.
- NIENBURG, W. (1930): *Fucus mytilii* spec. nov. Deutsche Botanischen Gesellschaft (Festschrift) 50a: 28-41.
- O'LEARY, C. & BREEN, J. (1998): Seasonal variation of heavy metals in *Mytilus edulis*, *Fucus vesiculosus* and sediment from the Shannon Estuary. *Proceedings of the Royal Irish Academy* 98B(3): 153-169.
- PHILLIPS, D.J.H. (1977): The use of biological Indicator organisms to monitor trace metal pollution in marine and estuarine environments - a review. *Environ Pollut* 13: 281-317.
- QUACK, M. & KOSUCH, J. (2005): Morphologische und genetische Untersuchungen an den Probenarten Miesmuschel (*Mytilus edulis*) und Blasentang (*Fucus vesiculosus*) unter besonderer Berücksichtigung von Hybridisierungseffekten. Abschlussbericht zum Forschungsvorhaben im Auftrag des Umweltbundesamtes, Dessau. 171 Seiten.
- RUSSELL, G. (1987): Spatial and environmental components of evolutionary change – Interactive effects of salinity and temperature on *Fucus vesiculosus* as an example. *Helgoländer Meeresuntersuchungen* 41: 371-376.
- SCHUELLER, G.H. & PETERS, A.F. (1994): Arrival of *Fucus evanescens* (Phaeophyceae) in Kiel Bight (Western Baltic). *Botanica Marina* 37: 471-477.
- SCOTT, G.W. & HARDY, F.G. (1994): Observations of the occurrence of hybrids between two sympatric species of fucoid algae. *Cryptogamie Algol* 15(4): 297-305.
- SCOTT, G.W.; HULL, S.L.; HORNBY, S.E.; HARDY, F.G. & OWENS, N.J.P. (2001): Phenotypic variation in *Fucus spiralis* (Phaeophyceae) – Morphology, chemical phenotype and their relationship to the environment. *Eur J Phycol* 36: 43-50.
- SÖDERLUND, S.; FORSBERG, A. & PEDERSEN, M. (1988): Concentrations of cadmium and other metals in *Fucus vesiculosus* from the northern Baltic sea and the southern Botnian sea. *Environ Pollut* 51: 197-212.
- STEINHAGEN-SCHNEIDER, G. (1981): *Fucus vesiculosus* als Schwermetall-Bioakkumulator – Der Einfluss von Temperatur, Salzgehalt und Metallkombination auf die Inkorporationsleistung. Berichte aus dem Institut für Meereskunde an der Christian-Albrechts-Universität Kiel. Nr. 93. 54 Seiten.
- STRUCK, B.D.; PELZER, R.; OSTAPCZUK, P.; EMONS, H.; & MOHL, C. (1997): Statistical evaluation of ecosystem properties influencing the uptake of As, Cd, Co, Cu, Hg, Mn, Pb and Zn in seaweed (*Fucus vesiculosus*) and common mussel (*Mytilus edulis*). *Science of the Total Environment* 207(1): 29-42.
- WALLACE, A.L.; KLEIN, A.S. & MATHIESON, A.C. (2004): Determining the affinities of salt marsh fucoids using microsatellite markers – Evidence of hybridization and introgression between two species of *Fucus* (Phaeophyta) in a Maine estuary. *J Phycol* 40: 1013-1027.

Checkliste zur Vorbereitung und Durchführung der Probenahme

Probenart:	Blasentang (<i>Fucus vesiculosus</i>)
Zielkompartimente:	gesamter Thallus, ohne Haftscheibe
Stichprobenumfang:	mind. 40 Thalli (20 davon für die biometrische Charakterisierung)
Probenmenge für die UPB	für eine Probenmenge von 2.200 g ist die Entnahme von 3.000 g Frischgewicht nötig
Probenahmezeitraum:	ganzjährig (Jahreshomogenat)
Probenahmehäufigkeit:	lokal unterschiedlich, hier 2-6 Probenahmen pro Jahr
Erforderliche Ausrüstung für die Geländearbeit:	<ul style="list-style-type: none"> • Probendatenblätter zur Dokumentation während der Probennahme (Entnahmestelle, Probenahmemethode und Lagerung) • Scheren aus Edelstahl • Drahtkörbe aus Edelstahl • wasserfester Edding zur Beschriftung der Edelstahlgefäße • Pinzette zum Absammeln aufsitzender Partikel • Kühlvorrichtungen zum raschen Tiefkühlen und Lagern der Proben in der Dampfphase über flüssigem Stickstoff (LIN): transportable LIN-Dewars oder Kühlsysteme mit LIN-Eindüsung für die benötigte Anzahl von Edelstahlgefäßen. • Transportfahrzeug
Probenverpackung bis zur -aufarbeitung:	Edelstahlgefäß (5,5 l) mit Deckel und Klammer
Probentransport und -zwischenlagerung	Kühlvorrichtungen zum raschen Tiefkühlen und Lagern der Proben in der Gasphase über flüssigem Stickstoff (LIN)
Erforderliche Ausrüstung für die Laborarbeit:	<ul style="list-style-type: none"> • Probendatenblatt zur biometrischen Probenbeschreibung • Trockenschrank (80° C ± 5° C) • Präzisionswaage (Ableseung auf 0,01g) • Waagschalen
Biometrische Probencharakterisierung:	<ul style="list-style-type: none"> • Gesamtlänge des Thallus (Ableseung auf 1 cm), • Vesikelzahl • Zahl der Spitzen • Zahl der reifen Rezeptakel • Zahl der unreifen Rezeptakel • Trockengewicht des Thallus (Ableseung auf 0,01 g) • Trockengewicht der Rezeptakel eines Thallus (Ableseung auf 0,01 g)

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probendatenblatt 1: Entnahmestelle Blasentang (*Fucus vesiculosus*)

Identifikation:

___ / X / ___ / ___ / ___	Probenart
___	Probenzustand
___	Entnahmedatum (MM/JJ)
___	Probenahmegebiet (PNG)
___	Gebietsausschnitt (GA)
___	Probenahmefläche (PNF)
___	Zusatzangabe

Entnahmestelle: ___

Gauß-Krüger-Koordinaten:

Rechtswert: _____ Hochwert: _____

Datum: _____ Ellipsoid: _____

Größe der Entnahmestelle: ___ km² ___ ha ___ a ___ m²

Sonstige Wasserpflanzen vorhanden: nein ja falls ja, Anteile: ___ %

Bemerkung: _____

Bearbeiter: _____

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probennahmeprotokoll Blasentang (*Fucus vesiculosus*)

Probenahmegebiet: _____ Identifikation: _____

Zugrundeliegende Fassung der Probenahmerichtlinie _____

Zugrundeliegende Fassung des Probenahmeplanes _____

1. Ziel der Probenahme: _____

2. Tatsächlicher Probenahmezeitraum:

Datum	Uhrzeit		Proben Nr.		Bemerkungen
	von	bis	von	bis	

3. Teilnehmer: Leitung/Protokoll _____
Beteiligte _____

4. Checkliste zum Probenahmeplan und zur Probenahmerichtlinie: eingehalten

- | | |
|--|--|
| <input type="checkbox"/> 4.1 Probenahmezeitraum | <input type="checkbox"/> 4.6 Probenahmetechnik/Fangmethode |
| <input type="checkbox"/> 4.2 Probenahmefläche und Entnahmestelle
(Auswahl/Abgrenzung) | <input type="checkbox"/> 4.7 Probenmenge |
| <input type="checkbox"/> 4.3 Auswahl der Probenindividuen | <input type="checkbox"/> 4.8 Datenerhebung |
| <input type="checkbox"/> 4.4 Technische Vorbereitungen | <input type="checkbox"/> 4.9. Transport und Zwischenlagerung |
| <input type="checkbox"/> 4.5 Reinigungsvorschriften für Verpackungen | |

Nummer, Art und Grund der Abweichung als Klartext:

Bemerkungen: _____

Protokollführer

Datum

Unterschrift