

Martin Paulus, Martina Bartel, Roland Klein, Markus Quack, 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	3
5 Festlegungen für die Probenahme.....	3
5.1 Artbestimmung	3
5.2 Auswahl und Abgrenzung der Probenahmefflächen	4
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.....	5
6.2 Probenahmetechnik	5
7 Biometrische Probencharakterisierung	6
8 Literatur	7

Anhang: **Checkliste zur Vorbereitung und Durchführung der Probenahme**
 Probendatenblätter

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

Stand: Mai 2010, V 2.0.3

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 Koordination 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 et al. (1992) dar.

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

3 Funktion der Probenart

Die Silbermöwe (*Larus argentatus*) hat sich als Repräsentant der omnivoren trophischen Stufe in zahlreichen Monitoringstudien als guter Akkumulationsindikator für marine Lebensräume erwiesen (MINEAU et al. 1984; NORDSTROM & WON 1985; FURNESS 1987; GILBERTSON et al. 1987; WESELOH et al. 1988; BECKER 1989; BECKER et al. 1989, 1991; ELLIOT et al. 1989; LEWIS et al. 1993; BURGER & GOCHFELD 1995; KOSTER et al. 1996; KAHLE & BECKER 2000; WESELOH et al. 2002). Untersucht werden in erster Linie die Stoffgehalte der Eier, welche die Belastungssituation des zu bewertenden Raumes widerspiegeln.

Die Gründe für die Eignung der Silbermöwe als Akkumulationsindikator sind:

- Sie ist weit verbreitet.
- Sie ist als Standvogel bzw. Kurzstreckenzieher relativ standorttreu und hält sich vor und nach der Brutzeit in der Nähe der Kolonie auf.
- Sie steht in großer Anzahl kontinuierlich zur Verfügung. Es finden meist nur geringe Populationsschwankungen statt, wodurch eine Kontinuität der Überwachung gewährleistet ist. Angaben über Populationstrends, Wachstums- und Sterblichkeitsraten liegen vor.
- Das Fressverhalten der Silbermöwe ist gut untersucht (GARTHE et al. 1999). Ernährungsgewohnheiten sind als Kontaminationspfad vorrangig zu betrachten, da die Stoffaufnahme bei terrestrischen Tieren in erster Linie über die Aufnahme von Futter und Wasser erfolgt. In marinen Habitaten ernährt die Art sich überwiegend von Fischen, Krustentieren und Muscheln.
- Die Stoffbelastung der Eier zeigt einen ausreichenden Raumbezug, da die Weibchen den größten Teil der Nahrung vor und während der Brutzeit direkt aus der Umgebung der Kolonie aufnimmt.
- Die Probenahme ist vergleichsweise einfach durchzuführen - in Brutkolonien werden meist hohe Dichten erreicht, wo die Eier (Kap. 6.2) in großer Anzahl innerhalb kurzer Zeit abgesammelt werden können.

- Es liegen keine generellen Schutzbestimmungen vor, die die Nutzung der Eier dieser Art für wissenschaftliche Untersuchungen behindern würden.
- Die Art ist leicht identifizierbar.

4 Zielkompartimente

Ergebnisse umfangreicher Studien zeigen, dass sich insbesondere Leber-, Nieren-, Feder- und Eiprobe als Akkumulationsindikatoren eignen. Die Verwendung von Eiern hat hierbei den Vorteil, dass durch die Ermittlung biometrischer Kenngrößen und daraus abgeleiteter Indizes (z.B. Ratcliffe-Index) auch wertvolle Informationen über Wirkungen chemischer Stoffe erhoben werden können. Damit können sie sowohl als Akkumulations- wie auch als Wirkungsindikator eingesetzt werden. Als Probe für Stoffuntersuchungen dienen die Eihalte.

Folgende Kriterien sprechen für die Verwendung von Eiern als Zielkompartiment beim Einsatz von Vögeln in Monitoringstudien (BECKER 1989; ALTMAYER 1995; HAHN & HAHN 1995):

- Die Eier besitzen eine ausreichende Biomasse.
- Zeitpunkt und Ort der Eiprobe sind genau definierbar.
- Eier spiegeln die Kontamination der brütenden Weibchen wider.
- Die Tiere müssen nicht getötet werden.
- Der zum Sammeln erforderliche Zeitaufwand ist verglichen mit Fangaktionen minimal.
- Die Eier sind bei der Probenahme und Probenaufarbeitung einfach in der Handhabung.
- Die Schale bietet einen guten Schutz und verhindert eine Kontamination der Probe (Eihalt).
- Nach bisherigem Kenntnisstand ist die chemische Zusammensetzung der Vogeleier konstanter als die der Organe.
- Eier stellen einen wichtigen „pathway“ für die Exkretion von lipophilen persistenten Schadstoffen und einigen Schwermetallen dar.
- Sie reagieren in bestimmten Entwicklungsstadien sehr sensitiv auf toxische Chemikalien.

Es sollte aber bei der Auswertung analytischer Daten berücksichtigt werden, dass der Eierstock für zahlreiche Schwermetalle eine gewisse Barriere darstellt, wodurch verhindert wird, dass z.B. Blei und Cadmium in höheren Konzentrationen in den Eiern repräsentiert werden.

5 Festlegungen für die Probenahme

5.1 Artbestimmung

Adulte Silbermöwen sind anhand charakteristischer Merkmale vergleichsweise leicht zu erkennen (GRANT 1986). Sehr viel schwieriger ist die eindeutige Ansprache ihrer Eier, die aufgrund ihrer großen Farbvariabilität mit den Eiern anderer Möwenarten verwechselt werden können. Eine sichere Artansprache ist daher oft nur in Verbindung mit den brütenden Altvögeln gewährleistet.

Der Schalengrund der spindelförmigen, ca. 70x49 cm großen Silbermöweneier ist meist hell oliv, grün oder rostbraun, kann aber von weißlichblau bis tief bräunlichrostfarben reichen (Abb. 1). Meist sind darauf schwarze, schwarz-braune oder dunkel olive Flecken oder Punkte ausgebildet; selten ist stattdessen eine unregelmäßige Bekritzlung vorhanden. Zudem kommen dichte Zeichnungen und dürtige Fleckungen vor. Ungezeichnete Eier sind selten (HARRISON 1975).



Abb. 1: Farbvarianten von Silbermöweneiern (Optimedia 1998)

5.2 Auswahl und Abgrenzung der Probenahme­flächen

Die Lage der Probenahme­flächen ergibt sich aus dem Vorhandensein von Brutkolonien in den Untersuchungsgebieten. Da die Probenahme­flächen repräsentativ für das marine Ökosystem sein müssen, ist die direkte Nähe zu lokalen Schadstoffquellen zu meiden. Dies gilt insbesondere für Bereiche auf denen Silbermöwen gerne auf Nahrungssuche gehen (z.B. offene Deponien). In einem Screening wird deshalb zunächst die Stoffverteilung in verfügbaren Eiern überprüft. Der Abstand zu den lokalen Schadstoffquellen ist für jede Probenahme­fläche separat zu ermitteln und im gebietsbezogenen Probenahmeplan zu dokumentieren.

Die Brutkolonie sollte so groß sein, dass eine entsprechend statistisch abgesicherte Anzahl von Silbermöweneiern (Kap. 5.3) entnommen werden kann, ohne die Population durch die Eientnahme zu gefährden.

5.3 Auswahl der Individuen und Stichprobengröße

Das Gelege der Silbermöwe besteht in der Regel aus zwei bis drei Eiern. Da nur frische Eier (gemäß Abb. 2 Kap. 6.2) beprobt werden sollen, wird zur Abgrenzung des Legedatums aus jedem Gelege nur das zweite Ei als Probe entnommen.

Zur Beschreibung einer Probenahme­fläche ist ein Stichprobenumfang von mindestens 25 Eiern anzustreben. Bei dieser Stichprobengröße findet sowohl die biometrische als auch die analytische Variabilität der Eiprobe­n ausreichende Berücksichtigung. 25 Eier entsprechen bei einer durchschnittlichen Eihalt­masse von 70 g einer Gesamtprobenmenge von etwa 1.700 g Eihalt. Um die für das UPB-Lager erforderliche Probenmenge von 2.200 g Eihalt zu erreichen, ist eine Beprobung von ca. 30-35 Eiern erforderlich. 75 Eier sollten je Probenahme­fläche abgesammelt werden, um angebrütete oder beschädigte Eier aussortieren zu können (Kap. 6.2).

5.4 Probenahmezeitraum und -häufigkeit

Die Probenahme von Silbermöweneiern wird während der Hauptbrutzeit (April/Mai) einmal pro Jahr durchgeführt. Die Entnahme der Eier sollte sich auf einen möglichst eng begrenzten Zeitraum von 3-5 Tagen beschränken.

5.5 Gebietsbezogener Probenahmeplan

Auf der Grundlage der Probenahme­richtlinie müssen für die einzelnen Probenahmegebiete spezifische Festlegungen getroffen werden, um die langfristige Kontinuität der Probenahme ausreichend absichern zu können. Dies betrifft beispielsweise die Lage und Abgrenzung der Probenahme­flächen und den erforderlichen Stichprobenumfang in Abhängigkeit von den Eige­wichten in den jeweiligen Brutkolonien. Zur Erleichterung der Vorbereitung und Durchführung der Probenahme sollten auch weitere Gebietscharakteristika (Adressen zuständiger Genehmigungsbehörden und zur Unterstützung vorhandener Vogelwarte, vor Ort bestehende Kühlmöglichkeiten für die Zwischenlagerung der Eier, eine eindeutige Probenidentifikation etc.) festgehalten werden. Alle Angaben werden in einem gebietsbezogenen Probenahmeplan dokumentiert und müssen bei Bedarf aktualisiert 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 zusätzlich 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:

- Holzstäbe zur Markierung der Gelege,
- Bleistift (weich) zur Nummerierung der Eier (keine Filzstifte wegen möglicher Kontamination durch Inhaltsstoffe),
- Eierkartons zur sicheren Aufbewahrung der Eier während der Probenahme und Zwischenlagerung,
- Kühlvorrichtung ($5 \pm 3 \text{ }^\circ\text{C}$) zum Transport der Eier,
- Probendatenblätter zur Beschreibung der Probenahmefläche, der Neststandorte und zur Dokumentation der Probenahme.

Für die Laborarbeit:

- Kühlvorrichtung ($5 \pm 3 \text{ }^\circ\text{C}$) zur Aufbewahrung der Eier bis zur Aufarbeitung,
- Glasschale mit deionisiertem Wasser zur Bestimmung des Bebrütungszustandes,
- Einmalhandschuhe,
- Papiertücher zum Säubern der Eischalen,
- Reinluftarbeitsplatz mit Partikel- und Aktivkohlefilterung,
- Edelstahlgefäße (5,5 l) mit Deckel und Klammern,
- Edelstahlskalpell zum Öffnen der Eier,
- Edelstahlsieb,
- Petrischalen zum Trocknen der Eischalen,
- Identifikationskarten zur Markierung der Petrischalen,
- Präzisionswaage (Ablesung 0,1 mg) zur Bestimmung von FG (Ei) und TG (Schale),
- Schieblehre (Ablesung 0,1 mm) zur Bestimmung der Eilänge und des Eidurchmessers,
- Mikrometer-Messuhr (Ablesung 0,001 mm) zur Eischalendickenmessung,
- Kühlvorrichtungen zum Lagern der Eiinhalte in der Gasphase über flüssigem Stickstoff (LIN),
- Flüssigstickstoff,
- Probendatenblätter zur Dokumentation der Probenaufarbeitung und biometrischen Probencharakterisierung.

Die Edelstahlgefäße werden für die Verpackung und das sofortige Tieffrieren der Eiinhalte unmittelbar während der Probenaufarbeitung in der Gasphase über flüssigem Stickstoff eingesetzt.

Die Reinigung der Probengefäße und -geräte erfolgt in einer Laborspülmaschine mit chlorfreiem Intensivreiniger im ersten Reinigungsgang. Nach Kalt- und Heißspülung ($90\text{-}95^\circ\text{C}$) erfolgt eine Neutralisation mit 30%iger Phosphorsäure in warmem Wasser; anschließend werden Heiß- und Kaltspülgänge mit deionisiertem Wasser durchgeführt. Nach dem Spülen werden die Gefäße bei $130 \pm 10 \text{ }^\circ\text{C}$ im Trockenschrank mindestens eine Stunde nachbehandelt (zur Sterilisation). Anschließend lässt man die Gefäße geschlossen abkühlen. Bei Kunststoffen entfällt die Sterilisation.

6.2 Probenahmetechnik

Während der ersten Begehung wird innerhalb der Brutkolonie eine ausreichende Anzahl von Gelegen mit einem Ei durch „Pflöcken“ mit einem Holzstab markiert. Dabei werden auch die Eier in den Gelegen gekennzeichnet, um sie vom nachfolgend gelegten Ei unterscheiden zu können. Während einer zweiten Begehung, die zwei bis drei Tage später erfolgen sollte, wird dann das zweite Ei in den markierten Gelegen entnommen. Die Eier werden in der Reihenfolge der Entnahme aus den verschiedenen Gelegen mit einem weichen Bleistift nummeriert und in den Eierkartons bruch sicher aufbewahrt. Unmittelbar nach der Entnahme werden die Eier in einer Kühlbox oder einem Kühlschranks bei $5 \pm 3 \text{ }^\circ\text{C}$ zwischengelagert. Die Zwischenlagerung bis zur Probenaufarbeitung sollte eine Dauer von 2 Wochen nicht überschreiten. Das Gefrieren der Eier muss vermieden werden, da dies ein Aufplatzen der Eischalen zur Folge hätte.

Die Probenaufarbeitung und biometrische Probenbeschreibung erfolgt im Labor. Zunächst wird der Bebrütungszustand nach der Methode von HAYS & LECROY (1971) durch Eintauchen der Eier in einer mit deionisiertem Wasser gefüllten Glasschale bestimmt, um zu gewährleisten, dass nur frische Eier für die Probe herangezogen werden. Es werden nur solche Eier verwendet, die dem Zustand a) bis d) entsprechen (Abb. 2). Durch Abreiben mit Papiertüchern werden Schmutzpartikel und anhaftendes Wasser nach dem Wasserbad entfernt.

An den ersten 25 Eiern, deren Eiinhalte als Probe verwendet werden, werden vor der Trennung von Eiinhalt und Kalkschale die Längen, Durchmesser und Frischvollgewichte zur biometrischen Probenbeschreibung (Kap. **Fehler! Verweisquelle konnte nicht gefunden werden.**) bestimmt.

Die Trennung von Eiinhalt und Kalkschale erfolgt unter Reinluftbedingungen. Dabei wird die Schale mit einem Skalpell zwischen Äquator und spitzem Ende aufgetrennt und geöffnet. Den Eiinhalt lässt man in ein mit Flüssigstickstoff gefülltes Edelstahlgefäß, in den das Edelstahlsieb eingehängt ist, vollständig auslaufen (ca. fünf Sekunden). Der Stickstoff verhindert hierbei durch sofortiges Schockgefrieren ein Anhaften der Eimasse an der Gefäßwandung. Nach optischer Begutachtung der Probenqualität (Dotter ohne erkennbare Körperhartstrukturen!) werden die Eiinhalte sämtlicher Eier nach und nach in ein ebenfalls mit Flüssigstickstoff gefülltes Edelstahlgefäß für die anschließende Probenaufarbeitung (Homogenaterstellung in der Kryomühle) überführt. Das einzelne Schockgefrieren der Eiinhalte in dem Edelstahlsieb vor der Überführung in das Probengefäß hat neben der Möglichkeit zur optischen Begutachtung den Vorteil, dass die einzelnen Eiinhalte nicht zusammenfrieren, wodurch die spätere Homogenisierung wesentlich erleichtert wird. Die Stickstoffmenge zur Aufnahme der Eier ist jeweils der Probenmenge anzupassen. Der Flüssigstickstoff ist nach der Aufnahme aller Eier aus dem Edelstahlgefäß zu entfernen.

Nach der Probenaufarbeitung werden die Eischalen nochmals gewaschen, um die an der Schaleninnenseite verbliebenen Reste des Eiinhaltes zu entfernen. Anschließend werden die Eischalen zur Trocknung bei Zimmertemperatur einzeln in eindeutig gekennzeichnete Petrischalen überführt. Nach einer mindestens siebentägigen Trocknungszeit erfolgt die Bestimmung von Eischalendicke und -trockengewicht.

7 Biometrische Probencharakterisierung

Pro Probenahme fläche erfolgt an den ersten 25 Eiern eine detaillierte biometrische Charakteri-

sierung. Hierbei werden folgende Parameter erhoben:

- Länge [Ablesung auf 0,1 mm],
- Durchmesser [Ablesung auf 0,1 mm],
- Frischvollgewicht [Ablesung auf 0,1 g],
- Eischalentrockengewicht [Abl. auf 0,001 g],
- Eischalendicke [Ablesung auf 0,001 mm].

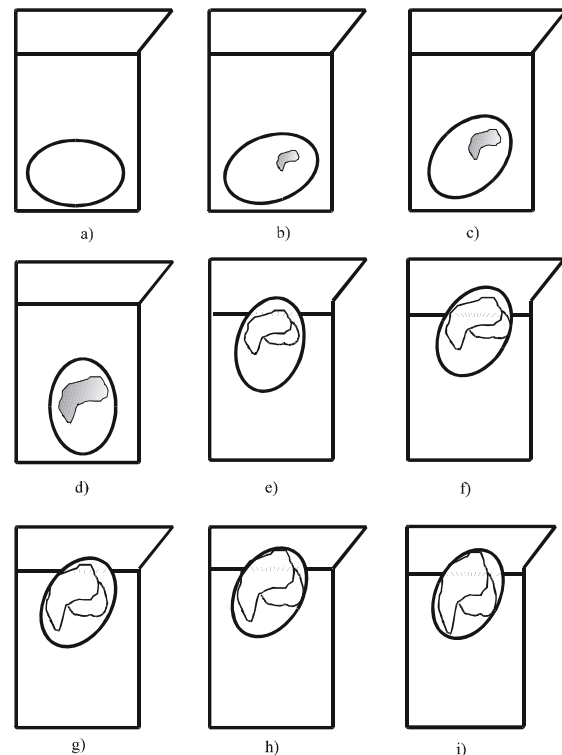


Abb. 2: Bebrütungsstadium von Vogeleiern (Hays & LeCroy 1971)

Die Bestimmung der Längen, Durchmesser und Frischvollgewichte erfolgt vor dem Trennen von Eiinhalt und Kalkschale (Kap. 6.2).

Nach dem Wiegen der in den Petrischalen getrockneten Schalen (Eischalentrockengewicht) wird die Eischalendicke unter Verwendung einer Mikrometer-Messuhr wie folgt bestimmt. Von der Eischale (Schale mit unbeschädeter Membran) werden vier Bruchstücke abgetrennt (die beiden Polkappen und zwei Zonen im Äquatorialbereich). In jeder dieser vier Zonen werden fünf Punktmessungen vorgenommen. Aus den jeweils fünf Messungen wird eine mittlere Schalendicke des spitzen bzw. des stumpfen Pols bestimmt, aus den zehn Messungen (Äquator 1 und 2) die Dicke der Äquatorialregion. Die mittlere Dicke der gesamten Eischale wird aus den 20 Messungen

pro Ei errechnet.

Neben der Betrachtung der genannten biometrischen Kenngrößen hat sich auch der daraus abgeleitete, von RATCLIFFE (1967, 1970) eingeführte „Ratcliffe-Index“ (auch Eischalen-Index, eggshell-index, eggshell-thinning-index by Ratcliffe) als Wirkungsindikator bei Vogeleiern bewährt.

Er wird errechnet aus:

$$R = \frac{\text{Gewicht der Eischale [mgTG]}}{\text{Länge [mm] x Breite [mm]}}$$

8 Literatur

- ALTMAYER, M. (1995): Standards für ausgewählte Probenarten: Stadtaube (*Columba livia f. domestica*). In: KLEIN, R. & PAULUS, M. (Hrsg.): Umweltproben für die Schadstoffanalytik im Biomonitoring: Standards zur Qualitätssicherung bis zum Laboreingang. Gustav Fischer Verlag, Jena, Stuttgart: S. 218-237.
- BACKHAUS, F.; BECKER, P.H. & SCHLADOT, J.D. (1992): Richtlinie zur Probenahme und Probenbearbeitung: Silbermöwe (*Larus argentatus*). In: UMWELTBUNDESAMT (Hrsg.) (1996): Umweltprobenbank des Bundes. Verfahrensrichtlinien für Probenahme, Transport, Lagerung und chemische Charakterisierung von Umwelt- und Human-Organproben. Erich Schmidt Verlag, Berlin.
- BECKER, P.H. (1989): Seabirds as monitor organisms of contaminants along the german north sea coast. *Helgoländer Meeresunters* 43: 395-403.
- BECKER, P.H.; CONRAD, B. & SPERVELSLAGE, H. (1989): Chlororganische Verbindungen und Schwermetalle in weiblichen Silbermöwen (*Larus argentatus*) und ihren Eiern mit bekannter Legefolge. *Vogelwarte* 35(1): 1-10.
- BECKER, P.H.; KOEPFF, CH. & HEIDMANN, W.A. (1991): Schadstoffmonitoring mit Seevögeln. Forschungsbericht 1160 8070. Im Auftrag des Umweltbundesamtes.
- BUNDESMINISTERIUM FÜR UMWELT, NATURSCHUTZ UND REAKTORSICHERHEIT, (BMU) (HRSG.) (2008): Umweltprobenbank des Bundes – Konzeption (Stand: Oktober 2008); www.umweltprobenbank.de
- BURGER, J. & GOCHFELD, M. (1995): Heavy metal and selenium concentrations in eggs of herring gull (*Larus argentatus*): Temporal differences from 1989 to 1994. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.* 29: 192-197.
- ELLIOT, J.E.; NOBLE, D.G.; NORDSTROM, R.J. & WHITEHEAD, P.E. (1989): Organochlorine contaminants in seabird eggs from the pacific coast of Canada 1971 – 1986. *Environ Monit Assessm* 12: 67-82.
- FURNESS, R.W. (1987): Seabirds as monitors of the marine environment. *ICBP Techn Publ* 6: 217-230.
- GARTHE, S.; KUBETZKI, U.; HÜPPOP, O. & FREYER, T. (1999): Zur Ernährungsökologie von Herings-, Silber- und Sturmmöwe (*Larus fuscus*, *L. argentatus* und *L. canus*) auf der Nordseeinsel Amrum während der Brutzeit. *Seevögel* 20(2): 52-58.
- GILBERTSON, M.; ELLIOTT, J.E. & PEAKALL, D.B. (1987): Seabirds as indicators of marine pollution. *ICBP Techn Publ* 6: 231-248.
- GRANT, P.J. (1986): Gulls. A Guide to Identification. T & D Poyser, Calton.
- HAHN, E. & HAHN, K. (1995): Standards für ausgewählte Probenarten: Greifvögel. In: KLEIN, R. & PAULUS, M. (Hrsg.): Umweltproben für die Schadstoffanalytik im Biomonitoring: Standards zur Qualitätssicherung bis zum Laboreingang. Gustav Fischer Verlag, Jena, Stuttgart: S. 238-254.
- HARRISON, C.O.J. (1975): Jungvögel, Eier und Nester aller Vögel Europas, Nordafrikas und des mittleren Ostens: ein Naturführer zur Fortpflanzungsbiologie. Paul Parey, Hamburg, Berlin.
- HAYS, H. & LECROY, M. (1971): Field criteria for determining incubation stage in eggs of the common tern. *Wilson Bull* 83: 425-429.
- KAHLE, S. & BECKER, P.H. (2000): Die Belastung von Möwen mit Umweltchemikalien an der Deutschen Nord- und Ostseeküste in den Jahren 1995 und 1996. *Seevögel* 21(2): 47-53.
- KOSTER, M.D.; RYCKMANN, D.P.; WESELOH, D.V.C. & STRUGER, J. (1996): Mercury levels in great lakes herring gull (*Larus argentatus*) eggs 1972-1992. *Environmental Pollution* 93(3): 261-270.
- LEWIS, S.A.; BECKER, P.H. & FURNESS, R.W. (1993): Mercury levels in eggs, tissues, and feathers of herring gull *Larus argentatus* from the german wadden sea coast. *Environmental Pollution* 80: 293-299.
- MINEAU, P.; FOX, G.A.; NORDSTROM, R.J.; WESELOH, D.V.; HALLETT, D.J. & ELLENTON, J.A. (1984): Using the herring gull to monitor levels and effects of organochlorine contamination in the canadian great lakes. In: NRIAGU, J.O. & SIMMONS, M.S. (Hrsg.): Toxic Contaminants in the Great Lakes. Wiley. S. 425-455.
- NORDSTROM, R.J. & WON, H. (1985): Long-term preservation of egg and tissue homogenates for retrospective determination of organochlorine compounds: Freezing versus freeze drying. *J Assoc off Anal Chem* 68: 129-135.
- Optimedia (1998): Birds of the west palaeartic. Software Optimedia. Oxford University Press.
- RATCLIFFE, D.A. (1967): Decrease in eggshell weight in certain birds of prey. *Nature* 215: 208-210.
- RATCLIFFE, D.A. (1970): Changes attributable to pesticide in egg breakage frequency and eggshell thickness in some British birds. *J Appl Ecol* 7: 67-115..
- WESELOH, D.V.; ELLIOTT, J.E. & OLIVE, J.H. (1988): Herring Gull Surveillance Program. The Surveillance Work Group of the Great Lakes Water Quality Board. International Joint Commission Windsor, Ontario.
- WESELOH, D.V.; HUGHES, K.D.; EWINS, P.J.; BEST, D.; KUBIAK, T. & SHIELDCASZLE, M.C. (2002): Herring gulls and great

black-backed gulls as indicators of contaminants in bald eagles in Lake Ontario, Canada. *Environmental Toxicology and Chemistry* 21(5): 1015-1025.

Checkliste zur Vorbereitung und Durchführung der Probenahme

Probenart	Silbermöwe (<i>Larus argentatus</i>)
Zielkompartiment	Eiinhalt
Probenindividuen	unbeschädigte zweitgelegte Eier (Bebrütungszustand a-d nach HAYS & LECROY 1971)
Stichprobenumfang	mindestens 25 Eier je Probenahme­fläche
Probenmenge für die UPB	für eine Probenmenge von 2.200 g ist die Entnahme von 75 Eier je Probenahme­fläche notwendig
Probenahmezeitraum	Hauptbrutzeit (April/Mai)
Probenahmehäufigkeit	1 Probenahme pro Jahr
Erforderliche Ausrüstung	<p>Freiland:</p> <ul style="list-style-type: none"> ○ Holzstäbe zur Markierung der Gelege ○ Bleistift (weich) zur Nummerierung der Eier ○ Eierkartons zur sicheren Aufbewahrung der Eier während der Probenahme und Zwischenlagerung ○ Probendatenblätter zur Beschreibung der Probenahme­fläche, der Neststandorte und zur Dokumentation der Probenahme. <p>Labor:</p> <ul style="list-style-type: none"> ○ Glasschale mit deionisiertem Wasser zur Bestimmung des Bebrütungszustandes, ○ Einmalhandschuhe ○ Papiertücher zum Säubern der Eischalen ○ Reinluftarbeitsplatz mit Partikel- und Aktivkohlefilterung ○ Edelstahlgefäße (5,5 l) mit Deckel und Klammern ○ Flüssigstickstoff ○ Edelstahlskalpell zum Öffnen der Eier ○ Edelstahlsieb ○ Petrischalen mit Identifikationskarten zum Trocknen der Eischalen ○ Stift zur Markierung der Petrischalen und Polyethylenbeutel ○ Präzisionswaage (Ablesung auf 1 mg) zur Bestimmung von FG (Ei) und TG (Schale) ○ Schieblehre (Ablesung 0,001 mm) zur Bestimmung der Eilänge und des Eidurchmessers ○ Mikrometer-Messuhr (Ablesung 0,001 mm) zur Eischalendickenmessung ○ Probendatenblätter zur Dokumentation der Probenaufarbeitung und biometrischen Probencharakterisierung
Probenverpackung	Eierkartons für die Eier, Edelstahlgefäße (5,5 l) für die Eiinhalte
Probentransport und -zwischenlagerung	Kühlvorrichtung (5 ± 3 °C) für die Eier, Kühlvorrichtungen zum Lagern der Eiinhalte in der Gasphase über flüssigem Stickstoff (LIN)
Biometrische Probencharakterisierung	<p>An 25 Eiern:</p> <ul style="list-style-type: none"> ○ Länge [Ablesung 0,1 mm] ○ Durchmesser [Ablesung 0,1 mm] ○ Frischvollgewicht [Ablesung 0,1 g] ○ Eischalentrockengewicht [Ablesung 0,001 g] ○ Eischalendicke [Ablesung 0,001 mm] ○ Ratcliffe-Index

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probendatenblatt 1: Entnahmestelle Silbermöwe (*Larus argentatus*)

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

Nutzung:

Bemerkung:

Bearbeiter:

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

**Probendatenblatt 2: Probenahmetermine und Lagerung
Silbermöwe (*Larus argentatus*)**

Identifikation:

____ / X / ____ / ____ / ____

Entnahmestelle: ____

Futterreste am Gelege:

Nestmaterial:

Bemerkungen:

Probenahmetermine:	1	2	3	4	5	6
Datum der Probenahme [dd.mm]						
Datum der Aufarbeitung im Labor [dd.mm]						
Dauer der Zwischenlagerung [dd]						
Anzahl verworfener Eier						
Anzahl eingelagerter Eier im Homogenat?						

Lagerung

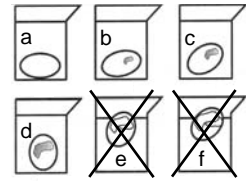
Nummer des Edelstahlgefäßes	Leergewicht [g]	Vollgewicht [g]	Einwaage [g]	Bemerkungen
_____	_____	_____	_____	
_____	_____	_____	_____	
_____	_____	_____	_____	
_____	_____	_____	_____	

Bemerkungen: _____

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probendatenblatt 3.1: Biometrische Parameter – 25 Silbermöweneier Silbermöwe (*Larus argentatus*)

Identifikation: _____ / X / _____ / _____ / _____



Entnahmestelle: _____

Nr.	Datum [dd.mm]	Eilänge -- , _ mm	Durch- messer -- , _ mm	Frisch- gewicht ---- , _ g	Eischalentrocken- gewicht - , ---- g	Eischalen- dicke ---- µm	Bebrütungs- zustand a, b, c, d
01							
02							
03							
04							
05							
06							
07							
08							
09							
10							
11							
12							
13							
14							
15							
16							
17							
18							
19							
20							
21							
22							
23							
24							
25							

Probendatenblatt 3.2.1: Biometrische Parameter – 25 Silbermöweneier

Identifikation: _____ / X / _____ / _____ / _____ Entnahmestelle: _____

Ei-Nr.: 1		X (20) =	
stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1			
2			
3			
4			
5			

Ei-Nr.: 2		X (20) =	
stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1			
2			
3			
4			
5			

Ei-Nr.: 3		X (20) =	
stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1			
2			
3			
4			
5			

Ei-Nr.: 4		X (20) =	
stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1			
2			
3			
4			
5			

Ei-Nr.: 5		X (20) =	
stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1			
2			
3			
4			
5			

Ei-Nr.: 6		X (20) =	
stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1			
2			
3			
4			
5			

Ei-Nr.: 7		X (20) =	
stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1			
2			
3			
4			
5			

Ei-Nr.: 8		X (20) =	
stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1			
2			
3			
4			
5			

Ei-Nr.: 9		X (20) =	
stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1			
2			
3			
4			
5			

Ei-Nr.: 10		X (20) =	
stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1			
2			
3			
4			
5			

Probendatenblatt 3.2.2: Biometrische Parameter – 25 Silbermöweneier

Identifikation: _____ / X / _____ / _____ / _____ Entnahmestelle: _____

Ei-Nr.:	11		X (20) =	
	stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1				
2				
3				
4				
5				

Ei-Nr.:	12		X (20) =	
	stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1				
2				
3				
4				
5				

Ei-Nr.:	13		X (20) =	
	stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1				
2				
3				
4				
5				

Ei-Nr.:	14		X (20) =	
	stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1				
2				
3				
4				
5				

Ei-Nr.:	15		X (20) =	
	stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1				
2				
3				
4				
5				

Ei-Nr.:	16		X (20) =	
	stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1				
2				
3				
4				
5				

Ei-Nr.:	17		X (20) =	
	stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1				
2				
3				
4				
5				

Ei-Nr.:	18		X (20) =	
	stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1				
2				
3				
4				
5				

Ei-Nr.:	19		X (20) =	
	stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1				
2				
3				
4				
5				

Ei-Nr.:	20		X (20) =	
	stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1				
2				
3				
4				
5				

Probendatenblatt 3.2.3: Biometrische Parameter – 25 Silbermöweneier

Identifikation: _____ / X / _____ / _____ / _____ Entnahmestelle: _____

Ei-Nr.: 21		X (20) =		
	stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1				
2				
3				
4				
5				

Ei-Nr.: 22		X (20) =		
	stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1				
2				
3				
4				
5				

Ei-Nr.: 23		X (20) =		
	stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1				
2				
3				
4				
5				

Ei-Nr.: 24		X (20) =		
	stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1				
2				
3				
4				
5				

Ei-Nr.: 25		X (20) =		
	stumpfer Pol ____ [µm]	spitzer Pol ____ [µm]	Äquator 1 ____ [µm]	Äquator 2 ____ [µm]
1				
2				
3				
4				
5				

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probenahmeprotokoll Silbermöwe (*Larus argentatus*)

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