

Eignung der instrumentellen Analytik für die Unterscheidung von ökologisch und konventionell gefarmtem Speisefisch bei verschiedenen Spezies einschließlich verarbeiteter Produkte

Applicability of instrumental analytics to discriminate between organically and conventionally farmed fish of different species including processed products

FKZ: 08OE026

Projektnehmer:

Max Rubner-Institut (MRI) – Bundesforschungsinstitut für Ernährung und Lebensmittel
Institut für Sicherheit und Qualität bei Milch und Fisch
Hermann-Weigmann-Straße 1, 24103 Kiel
Tel.: +49 431 609-2224
Fax: +49 431 609-2300
E-Mail: joachim.molkentin@mri.bund.de
Internet: <http://www.mri.bund.de>

Autoren:

Molkentin, Joachim; Lehmann, Ines; Ostermeyer, Ute; Rehbein, Hartmut; Walte, Hans-Georg

Gefördert vom Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz
im Rahmen des Bundesprogramms Ökologischer Landbau und andere Formen nachhaltiger
Landwirtschaft (BÖLN)

Die inhaltliche Verantwortung für den vorliegenden Abschlussbericht inkl. aller erarbeiteten Ergebnisse und der daraus abgeleiteten Schlussfolgerungen liegt beim Autor / der Autorin / dem Autorenteam. Bis zum formellen Abschluss des Projektes in der Geschäftsstelle Bundesprogramm Ökologischer Landbau und andere Formen nachhaltiger Landwirtschaft können sich noch Änderungen ergeben.

SCHLUSSBERICHT

zum FuE-Projekt Nr. 08OE026

**„Eignung der instrumentellen Analytik für die Unterscheidung von
ökologisch und konventionell gefarmtem Speisefisch bei
verschiedenen Spezies einschließlich verarbeiteter Produkte“**

Bundesprogramm Ökologischer Landbau

Bereich „Ökologische Lebensmittel, Ernährung“

FKZ: 08OE026

Laufzeit: 01.07.2010 bis 31.12.2012

Kontakt:

Dr. Joachim Molkentin
Max Rubner-Institut
Institut für Sicherheit und Qualität bei Milch und Fisch
Hermann-Weigmann-Str. 1
24103 Kiel
Telefon: 0431/609-2224
Fax: 0431/609-2300
Email: joachim.molkentin@mri.bund.de

Autoren:

Molkentin, Joachim; Lehmann, Ines; Ostermeyer, Ute; Rehbein, Hartmut; Walte, Hans-Georg

Kurzfassung

Die aufgrund der Begrenzung natürlicher Ressourcen wachsende Bedeutung der Aquakultur für die Produktion von Speisefisch erfordert geeignete Instrumente zur Rückverfolgbarkeit von Fischereierzeugnissen. Dies gilt insbesondere im Hinblick auf die zum 01.07.2010 in Kraft getretene ergänzende Öko-Verordnung (EG) 710/2009 bezüglich der Produktion von Tieren in ökologischer Aquakultur. Um dem potenziellen Risiko der Falschdeklaration konventioneller Produkte als Bio-Ware zu begegnen, untersuchte das Vorhaben die Eignung etablierter Methoden der instrumentellen Analytik für die Authentifizierung von Fischereierzeugnissen aus ökologischer Aquakultur.

Exemplarisch wurden Bachforellen, Pangasius, Doraden sowie Garnelen analysiert, die innerhalb von 18 Monaten wiederholt aus mehreren ökologisch und konventionell arbeitenden Betrieben beschafft wurden. Zusätzlich wurden verarbeitete Produkte (geräuchert, gebeizt) aus Lachs und Bachforelle untersucht sowie Fänge aus wild lebenden Beständen von Doraden, Garnelen und Lachs in die Differenzierung einbezogen. Nach Speziesidentifizierung der insgesamt 320 Fischereierzeugnisse erfolgte die Bestimmung des Carotinoidmusters (Lachs, Bachforelle, Garnele), der Fettsäuren (FS) sowie der stabilen Isotope (SI) von Kohlenstoff und Stickstoff.

Zur Differenzierung der drei Aufwuchsformen (ökologisch, konventionell, wild) wurden sowohl einzelne Parameter als auch durch multivariate Tests (Partial Least Squares Discriminant Analysis) ermittelte Kombinationen betrachtet. Für jede Tierart wurden – meist spezifische – Unterscheidungskriterien ermittelt, die mit Ausnahme von Garnelen eine weitreichende Authentifizierung von Bio-Produkten erlaubten. Aufgrund der potenziell hohen Variabilität der Futterzusammensetzung ist eine Festlegung starrer Grenzwerte für einzelne Parameter nicht praktikabel. Nach Demonstration der prinzipiellen Eignung vor allem der FS- und SI-Analytik zur Bestimmung der Produktionsweise sollten in der Praxis der Lebensmittelüberwachung jeweils empirische Schwellenwerte oder auch abweichende Kombinationen von Variablen ermittelt und verwendet werden. Der Einsatz der Verfahren kann durch Steigerung des Verbrauchervertrauens ein gesundes Wachstum der ökologischen Aquakultur unterstützen.

Abstract

Limited natural resources lead to an increasing importance of aquaculture for the production of edible fish. Hence, appropriate instruments for the traceability of fish products are needed, in particular with respect to the regulation (EC) 710/2009 on organic aquaculture animal production amending the EU rules on organic farming by July 1st of 2010. To encounter the potential risk for conventional products being wrongly labelled as organic, this project evaluated the applicability of established methods of instrumental analytics to the authentication of fish products from organic aquaculture.

Exemplarily, brown trout, iridescent shark, gilthead sea bream and shrimps were examined, which had repeatedly been obtained from several organic and conventional farms within 18 months. In addition, processed products (smoked, marinated) from salmon and brown trout were analyzed. Moreover, catches originating from free-living stocks of gilthead sea bream, shrimps and salmon were included in the discrimination. After species identification of altogether 320 fish products the carotinoid pattern (salmon, brown trout, shrimps), the fatty acids (FA) and the stable isotopes (SI) of carbon and nitrogen were determined.

In order to differentiate between the three kinds of production (organic, conventional, wild) single parameters as well as combinations derived by multivariate tests (Partial Least Squares Discriminant Analysis) were considered. Each species showed – mostly specific – distinctive features, which except for shrimps allowed for an extensive authentication of organic products. Because of the potentially high variation in feed composition, it is not practicable to establish fixed limits. After having basically demonstrated the suitability particularly of FA and SI analysis for determining the kind of production, food monitoring authorities should establish and apply empiric thresholds or even deviating combination of variables in practise. Using these procedures can increase consumer confidence and, thus, promote a sound growth of organic aquaculture.

Inhaltsverzeichnis

1.	Einführung	1
1.1	Gegenstand des Projekts	1
1.2	Ziele und Aufgabenstellung des Projekts	1
1.2.1	Bezug zu einschlägigen Zielen des BÖLN und konkreten Ausschreibungen	1
1.2.2	Konkrete Fragestellung und diesbezüglicher Beitrag des Projekts	1
1.3	Planung und Ablauf des Projekts	2
2.	Bisheriger wissenschaftlicher und technischer Stand der Forschung	3
2.1	Stabilisotope	4
2.2	Fettsäuren	6
2.3	Carotinoide	7
3.	Material und Methoden	13
3.1	Material	13
3.1.1	Relevante Fischereierzeugnisse	13
3.1.2	Untersuchte Proben	22
3.2	Spezies-Identifizierung	26
3.2.1	Isoelektrische Fokussierung (IEF) der wasserlöslichen Proteine	26
3.2.2	Polymerase-Kettenreaktion (PCR)-basierte DNA-Analyse	26
3.3	Grundzusammensetzung	27
3.4	Stabilisotope	27
3.5	Fettsäuren	28
3.6	Carotinoide	29
3.7	Multivariate Datenanalyse	30
3.8	Bachforellen-Teichanlagen	30
4.	Ergebnisse und Diskussion	34
4.1	Spezies-Identifizierung	34
4.1.1	Lachs	34
4.1.2	Bachforellen	35
4.1.3	Pangasius	36
4.1.4	Doraden	37
4.1.5	Garnelen	40
4.2	Grundzusammensetzung	41
4.2.1	Lachs	41
4.2.2	Bachforellen	43
4.2.3	Pangasius	44
4.2.4	Doraden	44
4.2.5	Garnelen	45
4.3	Stabilisotope	47
4.3.1	Lachs	47
4.3.2	Bachforellen	51
4.3.3	Pangasius	55
4.3.4	Doraden	56
4.3.5	Garnelen	59
4.4	Fettsäuren	64
4.4.1	Lachs	64

4.4.2	Bachforellen	71
4.4.3	Pangasius	82
4.4.4	Doraden	85
4.4.5	Garnelen	89
4.5	Carotinoide	97
4.5.1	Lachs	97
4.5.2	Bachforellen	106
4.5.3	Garnelen	109
4.6	Multivariate Datenanalyse	114
4.6.1	Doraden	114
4.6.2	Garnelen	115
5.	Nutzen und Verwertbarkeit der Ergebnisse	119
5.1	Stabilisotope	119
5.2	Fettsäuren	119
5.3	Carotinoide	120
5.4	kombinierte Verfahren	121
5.5	Fazit	121
6.	Erreichte Ziele und Ausblick	121
7.	Zusammenfassung	124
8.	Literaturverzeichnis	128
9.	Wissenstransfer	134
10.	Anhang Probenlisten	135
10.1	Lachs	135
10.2	Bachforellen	137
10.3	Pangasius	140
10.4	Doraden	142
10.5	Garnelen	145

1. Einführung

1.1 Gegenstand des Projekts

Die Aquakultur gewinnt in der Produktion von Speisefisch zunehmend an Bedeutung. Die Ursachen liegen vor allem in der natürlichen oder infolgedessen gesetzlich verordneten Begrenzung von Fangmengen wild lebender Bestände. Wie in weiten Bereichen der Agrarproduktion zu beobachten, nimmt der Anteil ökologisch erzeugter Produkte dabei auch in der Aquakultur stetig zu.

Aufgrund der steigenden Nachfrage nach ökologisch erzeugten Fischereierzeugnissen mit jährlichen Wachstumsraten von 30% („Naturland“, 2007) bis 50% („Deutsche See“, 2007) sowie der erheblichen Handelspreisdifferenz besteht somit ein potenzielles Risiko der Falschdeklaration konventioneller Produkte als Bio-Ware. Im Hinblick auf den Verbraucherschutz und nicht zuletzt den Schutz der Bio-Erzeuger sind folglich zusätzliche Instrumente zur lückenlosen Rückverfolgbarkeit von Produkten aus ökologischer Aquakultur erforderlich.

In Ergänzung der von ökologischen Erzeugerverbänden wie z. B. „Naturland“ durchgeführten betrieblichen Kontrollen sind daher Verfahren zur nachträglichen Deklarationskontrolle von Produkten aus Aquakultur im Sinne einer Herkunftsüberprüfung auch auf Ebene des Einzelhandels von Bedeutung. Dies gilt insbesondere im Hinblick auf die zum 01.07.2010 in Kraft getretene Verordnung (EG) 710/2009 mit Durchführungsvorschriften zur EU-Ökoverordnung (EG) 834/2007 für die Produktion von Tieren in ökologischer Aquakultur. Auch in Bezug auf die allgemeinen Kennzeichnungsvorschriften für Fisch, die neben der Deklaration der Art und der geografischen Herkunft auch die Angabe der Produktionsmethode vorschreiben, sind entsprechende Prüfverfahren von Interesse.

1.2 Ziele und Aufgabenstellung des Projekts

1.2.1 Bezug zu einschlägigen Zielen des BÖLN und konkreten Ausschreibungen

Das durchgeführte FuE-Projekt untersuchte die Eignung validierter Methoden der instrumentellen Analytik für die Unterscheidung von ökologisch und konventionell gefarstem Speisefisch und berücksichtigte dabei erstmals verschiedene Arten sowie auch geräucherte und gebeizte Produkte. Bei einigen Arten war auch die Abgrenzung von Fisch aus Wildbeständen Bestandteil der Arbeiten. Mit der Anwendung der dabei herauszuarbeitenden – ggf. artspezifischen – Unterscheidungskriterien in der Lebensmittelüberwachung sollte das Vorhaben einen Beitrag zur Qualitätssicherung (Punkt 1.4 der Bekanntmachung Nr. 02/08/51 der BLE vom 25.3.2008) und somit zur Erhöhung des Verbrauchervertrauens in ökologisch erzeugte Lebensmittel, insbesondere in Fischprodukte aus Aquakultur, leisten. Über die potenzielle Absatzsteigerung könnte das Ziel eines weiteren gesunden Wachstums der ökologischen Landwirtschaft in Deutschland unterstützt werden.

1.2.2 Konkrete Fragestellung und diesbezüglicher Beitrag des Projekts

Die bisherigen Untersuchungen an Bio-Lachs hatten einige viel versprechende Ansätze für die Unterscheidung von Erzeugnissen aus ökologischer und konventioneller Aquakultur erbracht. Das durchgeführte Projekt ging der Fragestellung nach, inwieweit auch für andere Speisefisch-Arten aus Aquakultur ähnliche Unterschei-

dungskriterien gelten bzw. festgelegt werden können. In diesem Bereich bestand noch erheblicher Bedarf an entsprechenden Daten.

Im Einzelnen sollten im durchgeführten Vorhaben folgende Fragen bearbeitet werden:

- Lassen sich die etablierten analytischen Verfahren der Analyse von Stabilisotopen, Fettsäuren und Carotinoiden auch für den Bio-Nachweis bei anderen Fischarten aus Aquakultur nutzen?
- Sind für verschiedene Fischarten unterschiedliche Parameter oder ggf. Kombinationen geeignet, die sich mit Hilfe der o.a. Methoden bestimmen lassen?
- Können jeweils charakteristische Schwellenwerte für Bio-Produkte definiert werden?
- Können die identifizierten Parameter auch bei verarbeiteten Produkten wie geräuchertem oder gebeiztem Fisch angewendet werden?
- Bieten die eingesetzten Methoden der instrumentellen Analytik ausreichendes Potenzial für den Einsatz im Rahmen der amtlichen Produktkontrolle und des Verbraucherschutzes?

Die mit diesem Vorhaben ermittelten typischen Produktdaten könnten Möglichkeiten aufzeigen, wie zukünftig eine sichere Herkunftskontrolle auch auf Handelsebene durchgeführt und über die damit verbundene Qualitätssicherung das weitere Wachstum der ökologischen Lebensmittelproduktion unterstützt werden kann.

1.3 Planung und Ablauf des Projektes

Im Rahmen dieses Projekts (Laufzeit 7/2010 bis 12/2012) sollten vergleichende Untersuchungen von Speisefisch aus ökologischer und konventioneller Aquakultur mit Hilfe der Analyse von Stabilisotopen, Fettsäuren und Carotinoiden durchgeführt werden. Bei einigen der ausgewählten Fischarten sollte darüber hinaus die Abgrenzbarkeit von Fisch aus Wildbeständen untersucht werden. Von den ursprünglich ausgewählten Fischarten konnten wegen der zum Zeitpunkt des Projektbeginns veränderten Marktsituation für Bio-Fisch Tilapien und Kabeljau nicht mehr untersucht werden.

Zu Projektbeginn wurde zunächst eine aktuelle Markterkundung durchgeführt, bei der neben der Festlegung der zu untersuchenden Arten auch die Auswahl geeigneter Aquakultur-Betriebe sowie möglicher Bezugsquellen im Groß- und Einzelhandel erfolgte. Zur detaillierten Dokumentation und Bewertung der Aufzuchtbedingungen wurden ausgewählte Aquakultur-Betriebe zwischen 9/2010 und 11/2010 aufgesucht. Die Probenbeschaffung erstreckte sich insgesamt von 9/2010 bis 2/2012. Die untersuchten Arten umfassten Bachforellen, Lachs, Pangasius, Doraden sowie Garnelen, die zur Berücksichtigung betriebsspezifischer Schwankungen jeweils aus mehreren ökologisch bzw. konventionell arbeitenden Aquakultur-Betrieben stammten. Die Variation in der Zusammensetzung einzelner Tiere wurde durch Untersuchung mehrerer Individuen pro Betrieb bzw. Bezugsquelle erfasst und saisonale Schwankungen durch mehrere Probennahme-Zeitpunkte einbezogen. Bei Lachs, Doraden und Garnelen wurden zusätzlich auch Fänge aus wild lebenden Beständen untersucht. Diese breit gefächerte Probennahme sollte eine möglichst repräsentative Datenbasis gewährleisten.

Die Lachsproben umfassten ausschließlich verarbeitete Produkte wie Graved Lachs und Räucherlachs, da roher Lachs bereits in einem früheren Projekt (02OE073)

analysiert worden war. Die Übertragbarkeit der Herkunfts-Differenzierung auf verarbeitete Produkte wurde aber auch durch Einbeziehung geräucherter Bachforellen untersucht. Eine genaue Übersicht der insgesamt 320 analysierten Proben findet sich in Abschnitt 3.1.2.

Das Filetmaterial der Fischereierzeugnisse wurde jeweils unmittelbar nach Beschaffung mechanisch homogenisiert und bis zur weiteren Untersuchung tiefgekühlt gelagert. Die Analyse der Grundzusammensetzung (Protein, Fett, Wasser) sowie der Stabilisotope, Fettsäuren und Carotinoide erfolgte kontinuierlich zwischen 10/2010 und 6/2012. Parallel zur Analyse der Inhaltsstoffe wurde eine Speziesidentifizierung aller Proben durchgeführt, um die Authentizität des untersuchten Materials sicherzustellen. Dies war vor allem deswegen von Bedeutung, da die meisten Erzeugnisse nicht direkt vom Erzeuger, sondern über den Groß- und Einzelhandel bezogen wurden. Abweichungen zwischen deklariertem und ermittelter Tierart wurden in der Auswertung der chemischen Analysendaten entsprechend berücksichtigt.

Nach Abschluss der Analysen und Zusammenstellung aller Daten (7/2012) wurde zunächst untersucht, inwieweit die Stabilisotopen-Analytik, die Fettsäuren-Zusammensetzung oder die Untersuchung des Carotinoidmusters jeweils für sich allein eine Unterscheidung zwischen ökologisch und konventionell gefarmten Fischereierzeugnissen bzw. wild aufgewachsenen Tieren erlaubten. Dazu wurden jeweils Einzelparameter sowie Kombinationen von zwei Parametern einer Analysen-Methode betrachtet (vgl. Abschnitt 4.3 – 4.5). In den Fällen, in denen auf diese Weise oder durch Korrelation von zwei Variablen unterschiedlicher Analysen-Methoden keine Differenzierung möglich war, wurde eine multivariate Datenanalyse mittels PLS-DA (Partial Least Squares Discriminant Analysis) durchgeführt (ab 9/2012). Hier wurden zum einen alle Parameter einer Analysen-Methode einbezogen, zum anderen auch Kombinationen mehrerer Analysen-Methoden (vgl. Abschnitt 4.6).

2. Bisheriger wissenschaftlicher und technischer Stand der Forschung

In der Vergangenheit haben sich zahlreiche Studien mit der Unterscheidung gefarmter Fische von wild aufgewachsenen Fischen befasst. Dabei standen vor allem ökonomisch wichtige Spezies wie Lachs (Ackman et al., 1986; Aursand et al., 2000; Aursand et al., 2009; Dempson et al., 2004; Hamilton et al., 2005; Martinez et al., 2009; Thomas et al., 2008), Wolfsbarsch (Alasalvara et al., 2002; Bell et al., 2007; Lenas et al., 2011; Saglik et al., 2003) oder Dorade (Lenas et al., 2011; Moreno-Rojas et al., 2007; Morrison et al., 2007; Serrano et al., 2007; Rezzi et al., 2007) sowie vereinzelt auch Forellen (Blanchet et al., 2005; Schröder et al., 2011; van Vliet et al., 1990) im Mittelpunkt des Interesses. Als geeignete analytische Methoden wurden die Analyse von Fettsäuren (Ackman et al., 1986; Blanchet et al., 2005; Hamilton et al., 2005; Lenas et al., 2011a; Lenas et al., 2011b; Saglik et al., 2003; Van Vliet et al., 1990), stabilen Isotopen (Dempson et al., 2004; Kennedy et al., 2005; Moreno-Rojas et al., 2007; Schröder et al., 2011; Serrano et al., 2007) oder auch Carotinoiden (Bjerkeng B, 1997; Lura et al., 1991; Ostermeyer U et al., 2004; Turujman et al., 1997) beschrieben. Darüber hinaus wurde die Kernresonanzspektroskopie (NMR) für die Unterscheidung wilder und gefarmter Fische sowie die Zuordnung einzelner Farmen eingesetzt (Aursand et al., 2009; Rezzi et al., 2007).

Häufig erfolgte auch eine Kombination der Fettsäureanalytik mit der Analyse stabiler Isotope (Aursand et al., 2000; Bell et al., 2007; Morrison et al., 2007; Molkentin et al., 2007; Thomas et al., 2008) oder anderen analytischen Verfahren (Martinez et al., 2009; Alasalvara et al., 2002), um die Differenzierung der Herkunft zu verbessern. Bislang sind allerdings kaum Studien bekannt, die eine Unterscheidung insbesondere zwischen ökologisch und konventionell gefarmten Fischen untersucht haben. Lediglich eigene Arbeiten über Atlantischen Lachs (*Salmo Salar*) haben diese Fragestellung unter Einsatz der Analyse von Fettsäuren, stabilen Isotopen und Carotinoiden bearbeitet (Molkentin et al., 2007; Ostermeyer et al., 2004). Der methodenspezifische wissenschaftliche Stand, vor allem in Bezug auf die in diesem Projekt untersuchten Fischereiprodukte, wird in den folgenden Abschnitten näher diskutiert.

2.1 Stabilisotope

Die in organischem Material wie pflanzlichen und tierischen Geweben hauptsächlich enthaltenen chemischen Elemente Wasserstoff, Kohlenstoff, Sauerstoff, Stickstoff oder Schwefel bestehen jeweils aus unterschiedlich schweren Atomen – den Isotopen, die sich nur durch die Anzahl der im Kern enthaltenen Neutronen unterscheiden. Stabile Isotope zeichnen sich dadurch aus, dass sie nicht radioaktiv zerfallen. Diese Bio-Elemente weisen neben dem Hauptisotop mindestens ein weiteres, allerdings in erheblich geringerem Ausmaß vorkommendes, stabiles Isotop auf. Bei Kohlenstoff sind dies beispielsweise neben 98,9 % ^{12}C etwa 1,1 % ^{13}C . In der Natur wird die relative Häufigkeit der stabilen Isotope eines Elements im Wesentlichen durch physikalische oder biochemische Prozesse beeinflusst. So wie sich neben der eigenen Physiologie die isotopische Umgebung auf die Zusammensetzung von Pflanzen auswirkt, wird auch die Stabilisotopen-Zusammensetzung tierischer Produkte wesentlich durch die aufgenommene Nahrung beeinflusst. Dementsprechend spiegeln sich die in einzelnen Futterkomponenten abhängig von ihrer Herkunft enthaltenen unterschiedlichen isotopischen Fingerabdrücke anteilig z. B. auch in Fleisch oder Milch wider (Bahar et al., 2005; Molkentin, 2013).

Besonders geeignet zur Untersuchung von Nahrungseinflüssen auf tierische Produkte sind die Elemente Kohlenstoff und Stickstoff. In der Biosphäre wird die Verschiebung des Verhältnisses stabiler Isotope von Kohlenstoff ($\delta^{13}\text{C}$) und Stickstoff ($\delta^{15}\text{N}$) durch die An- oder Abreicherung einzelner Isotope bei biochemischen bzw. physiologischen Prozessen verursacht. Bei Kohlenstoff beruhen deutliche Unterschiede im Isotopenverhältnis z. B. auf abweichenden Mechanismen der CO_2 -Fixierung in Pflanzen (C3- bzw. C4-Pflanzen). Außerdem gehen Isotopenverschiebungen bei Kohlenstoff und vor allem bei Stickstoff auf kontinuierliche Effekte, d. h. eine Anreicherung des schwereren Isotops, entlang der Nahrungskette zurück. So weist beispielsweise tierisches Protein in der Regel höhere $\delta^{15}\text{N}$ -Werte als pflanzliches Protein auf. Diese Effekte führen aufgrund unterschiedlicher Herkunft von Futterbestandteilen z. B. auch in den Geweben von Fischen zu messbaren Abweichungen. In einem Versuch an Regenbogenforellen wurde gezeigt, dass die $\delta^{13}\text{C}$ - und $\delta^{15}\text{N}$ -Werte des Muskelgewebes nach kontinuierlicher Verfütterung tierischen Proteins signifikant höher waren als nach Einsatz pflanzlichen Proteins (Moreno-Rojas et al., 2008).

Auch im Rahmen des bereits früher im „Bundesprogramm Ökologischer Landbau“ durchgeführten FuE-Projekts 02OE073 konnten wir demonstrieren, dass die aus den Erzeugerrichtlinien resultierenden Unterschiede in der Futterzusammensetzung von Farmlachs charakteristische Einflüsse auf analytisch erfassbare Parameter haben.

Die Identifizierung von Bio-Lachs gelang anhand der Analyse stabiler Isotope in Kombination mit der Fettsäurezusammensetzung (Molkentin et al., 2007). Insbesondere machte sich die in den Bio-Richtlinien geforderte Verwendung von Fischmehl aus nachhaltiger Fischerei in höheren $\delta^{15}\text{N}$ -Werten bei Bio-Lachs bemerkbar, da ein Großteil des Nahrungsproteins hier anscheinend aus in der Nahrungskette höher stehenden Meerestieren stammte. Andererseits zeigte die Fettsäureanalyse, dass der Anteil an pflanzlichen Fetten im Futter positiv mit dem relativen Gehalt u. a. von Linolsäure (C18:2) korreliert.

So besteht ein wechselseitiger Zusammenhang zwischen den Anteilen tierischer und pflanzlicher Komponenten im Futter. Aufgrund der höheren $\delta^{15}\text{N}$ -Werte der tierischen Proteinkomponente im Bio-Futter wurden beim Bio-Lachs bei geringeren Fischmehl-Anteilen gleiche $\delta^{15}\text{N}$ -Werte aber aufgrund des höheren pflanzlichen Futteranteils höhere Linolsäure-Gehalte als bei konventionellem Farmlachs gefunden. Umgekehrt führten ähnliche Anteile pflanzlicher Komponenten zu gleichen Linolsäure-Gehalten aber höheren $\delta^{15}\text{N}$ -Werten im Bio-Lachs. Dieser Zusammenhang erlaubte in unseren zurückliegenden Untersuchungen eine eindeutige Identifizierung von Bio-Lachs (Molkentin et al., 2007) und sogar eine vollständige Differenzierung zwischen Wildlachs, konventionellem Farmlachs und ökologischem Farmlachs. Auch für die Unterscheidung von wildem und gefarmlachtem Steinbutt wurden die Parameter $\delta^{15}\text{N}$ und C18:2 als entscheidend herausgearbeitet (Busetto et al., 2008), hier allerdings nicht zur Abgrenzung ökologischer Aquakultur herangezogen.

Die zum 01.07.2010 in Kraft getretene Verordnung (EG) 710/2009 zur Änderung der Verordnung (EG) Nr. 889/2008 mit Durchführungsvorschriften zur EU-Ökoverordnung (EG) 834/2007 für die Produktion von Tieren in ökologischer Aquakultur enthält weitestgehend Bestimmungen, die bereits vorher in den Richtlinien des Dachverbandes IFOAM (International Federation of Organic Agriculture Movements) bzw. dessen Mitgliedsverbänden enthalten waren. Wesentliche Unterschiede zur konventionellen Fischzucht bestehen neben der Besatzdichte in der Herkunft und Zusammensetzung der eingesetzten Futtermittel, deren Bestandteile allgemein aus ökologischer Landwirtschaft bzw. Aquakultur oder nachhaltiger Fischerei stammen müssen und keine synthetischen Komponenten enthalten dürfen.

Im Rahmen dieses Projektes sind vor allem die Bestimmungen für karnivore Fischarten wie z. B. Salmonide von Bedeutung. Für karnivore Arten ist eine Erzeugung des Futters in ökologischer Aquakultur oder ersatzweise die Verwendung von Verarbeitungsresten von Fischen aus ökologischer oder nachhaltiger wilder Quelle vorgesehen. Außerdem sind ökologisch erzeugte Futtermittel pflanzlichen Ursprungs bis zu einem Anteil von maximal 60% zugelassen. Die Verordnung (EG) 710/2009 erlaubte – befristet noch bis zum 31.12.2011 – die Verwendung nicht ökologisch erzeugter pflanzlicher Futterkomponenten bis zu max. 5 % pro Jahr (maximal 25% der Trockenmasse an einem Tag). Bei karnivoren Arten gilt für Fischmehl oder Fischöl aus Verarbeitungsresten nicht ökologisch/nachhaltig erzeugter Fische noch bis zum 31.12.2014 eine Obergrenze von 30% der Trockenmasse an einem Tag. Dieser eventuell von Aquakultur-Betrieben eingesetzte geringe Anteil konventioneller Futterkomponenten von maximal 5% sollte sich allerdings nicht maßgeblich auf die Durchführbarkeit der Untersuchungen zur Authentifizierung ökologischer Produkte anhand der in diesem Projekt ausgewählten Parameter auswirken.

Zu erwartende Effekte der Haltungsweise auf die Zusammensetzung von Fischerei-erzeugnissen gehen also vornehmlich auf die unterschiedliche Herkunft des Futters aus pflanzlicher oder tierischer Quelle sowie der zugrunde liegenden Ebene der Nahrungskette tierischer Nahrung zurück. Darüber hinaus können sich bei pflanzlicher Nahrung einerseits die Zugehörigkeit einzelner Futterpflanzen zu unterschiedlichen Photosynthesetypen zeigen, da C4-Pflanzen höhere $\delta^{13}\text{C}$ -Werte als C3-Pflanzen haben. Andererseits sind hier aber auch Effekte der Düngung auf die $\delta^{15}\text{N}$ -Werte möglich, da im ökologischen Landbau kein synthetischer sondern nur organischer Dünger eingesetzt werden darf, deren unterschiedliche $\delta^{15}\text{N}$ -Werte sich in der Pflanze widerspiegeln können.

Mit Ausnahme unserer früheren Arbeiten (Molkentin et al., 2007; Ostermeyer et al., 2004) über Atlantischen Lachs (*Salmo Salar*) haben sich bisher keine Studien mit der Unterscheidung von ökologisch und konventionell erzeugtem Fisch aus Aquakultur befasst. Dagegen ist die einfachere Differenzierung von wild und konventionell gefarmltem Lachs mit Hilfe der IRMS, teilweise in Kombination mit der Fettsäureanalytik, bereits mehrfach beschrieben worden (Aursand et al., 2000; Dempson et al., 2004; Thomas et al., 2008). Hierfür wurden meist $\delta^{13}\text{C}$ und $\delta^{15}\text{N}$ aber auch $\delta^2\text{H}$ oder $\delta^{18}\text{O}$ verwendet. Unter Einbeziehung des Stabilisotopen-Verhältnisses $^{87}\text{Sr}/^{86}\text{Sr}$ neben $\delta^{13}\text{C}$ und $\delta^{15}\text{N}$ konnten auch einzelne Aufwuchsgebiete juveniler Lachse differenziert werden (Kennedy et al., 2005). Bei Doraden wurde mittels $\delta^{13}\text{C}$ und $\delta^{15}\text{N}$ ebenfalls nur zwischen wilden und gefarmlten Tieren unterschieden (Moreno-Rojas et al., 2007; Morrison et al., 2007; Serrano et al., 2007). Eine kürzlich erschienene Arbeit zeigte auch signifikante Abweichungen zwischen den $\delta^{13}\text{C}$ - und $\delta^{15}\text{N}$ -Werten gefarmlter und wilder Regenbogenforellen (Schröder et al., 2011).

2.2 Fettsäuren

Das Fett von Meerestieren enthält größere Mengen an langkettigen Fettsäuren, besonders an den ernährungsphysiologisch wichtigen mehrfach ungesättigten omega-3-Fettsäuren mit 20 C-Atomen und mehr. In Süßwasserfischen sind diese Stoffe in geringerer Menge zu finden.

Die Fettsäurezusammensetzung ist abhängig von der Tierart, dem Aufwuchsort, der Jahreszeit, dem biologischen Zyklus und der Art der Aufzucht in der Aquakultur. Die Zusammensetzung des Futters wirkt sich auf die Anteile der einzelnen Fettsäuren im Tier aus (Bell et al., 2002, Bell et al., 2003, Torstensen et al., 2005).

Fischfutter in der Aquakultur enthält neben Anteilen an Fischmehl und Fischöl auch pflanzliche Komponenten. So lassen sich wildlebende Tiere von Tieren aus der Aquakultur oft durch das Fettsäuremuster und den Fettgehalt unterscheiden.

Gefarmte Tiere haben im Allgemeinen einen höheren Fettgehalt im Muskel als wildlebende Tiere. Dies stellten z. B. Grigorakis et al. (2002) und Lenas et al. (2011) für Doraden fest, Orban et al. (2003) auch für Wolfsbarsch sowie Hamilton et al. (2005) für Lachse.

Fettsäuren wie Öl- und Linolsäure, die in größeren Mengen in Pflanzenölen vorkommen, haben oft einen größeren Anteil an der Fettsäurezusammensetzung im Muskelfleisch von Aquakulturfischen als in Wildfischen. Viele Arbeiten beschreiben Unterschiede im Fettsäureprofil von Wild- und Farmfischen. So fanden Grigorakis et al. (2002) in gefarmlten Doraden einen höheren Anteil an einfach ungesättigten

Fettsäuren, insbesondere Ölsäure und an der zweifach ungesättigten Linolsäure. In wilden Doraden überwogen die gesättigten Fettsäuren wie Palmitin- und Stearinsäure, an ungesättigten Fettsäuren überwog hier die Arachidonsäure.

Wolfsbarsche unterschieden sich durch höhere Anteile an u. a. Myristinsäure, Ölsäure, Gondosäure und Linolsäure in gefarmten Tieren, während Palmitinsäure, Stearinsäure, Arachidonsäure sowie Docosapentaen- und -hexaensäure (DPA und DHA) in wilden Tieren überwogen (Alasalvar et al., 2002). Ähnliches wurde für Regenbogenforellen beschrieben. Erhöhte Gehalte an Öl- und Gondosäure wurden in Tieren aus der Aquakultur gefunden, in wilden Fischen überwogen die Anteile an Linolsäure, α -Linolensäure, Arachidonsäure und Eicosapentaensäure (EPA) sowie an DHA (Fallah et al., 2011). Der Anteil der wichtigen polyungesättigten Fettsäuren EPA und DHA war in den Wildfischen in der Regel höher als in gefarmten Tieren (Grigorakis et al., 2003).

Die Unterscheidung von Tieren aus konventioneller von ökologischer Aufzucht ist weniger erforscht. Die Unterschiede zwischen den beiden Aufzuchtarten sind wesentlich geringer als zwischen gefarmten und wilden Tieren. Allein über die Fettsäureverteilung lässt sich Pangasius aus der konventionellen Zucht nicht von Tieren aus der ökologischen Haltung unterscheiden (Karl et al., 2010). Im Gegensatz dazu variierten die Fettsäurenprofile in Wolfsbarschen deutlicher. In ökologisch aufgezogenen Tieren waren die Fettsäuren Myristinsäure, Palmitoleinsäure, Stearidonsäure, EPA, DPA und DHA erhöht. Ölsäure und Linolsäure zeigten in den konventionell erzeugten Fischen höhere Gehalte (Trocino et al., 2012). Insgesamt konnte hier jedoch keine eindeutige Zuordnung zur Aufzuchtart erreicht werden. Die Unterscheidung beim Atlantischen Lachs war möglich über die kombinierte Analyse von Stabilisotopen und Fettsäuren (Molkentin et al., 2007).

2.3 Carotinoide

Carotinoide sind natürliche, fettlösliche Farbstoffe, die nur von Pflanzen, Pilzen, Algen und Bakterien gebildet werden können und eine gelbe bis rote Färbung bewirken. Sie gelangen über das Futter auch in tierische Gewebe und können dort gespeichert und modifiziert werden. Die Carotinoide sind für die Färbung zahlreicher Fische und Krebstiere in freier Natur verantwortlich (Shahidi et al., 1998).

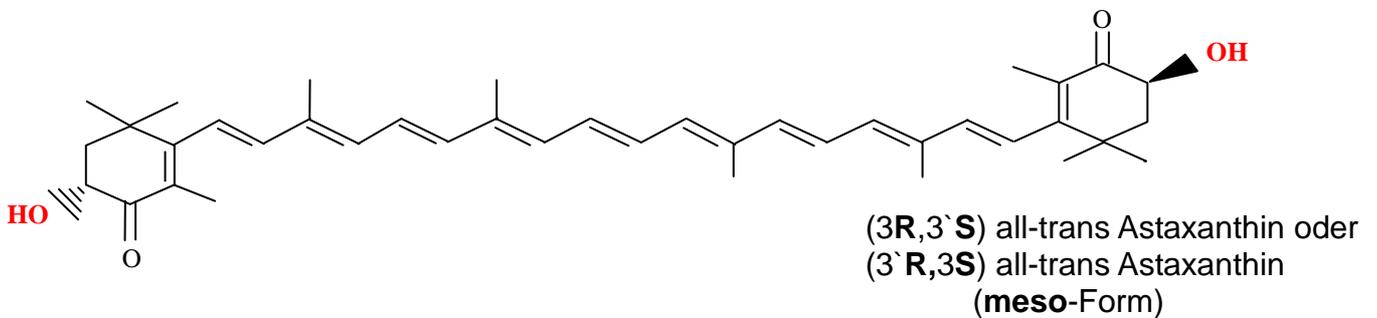
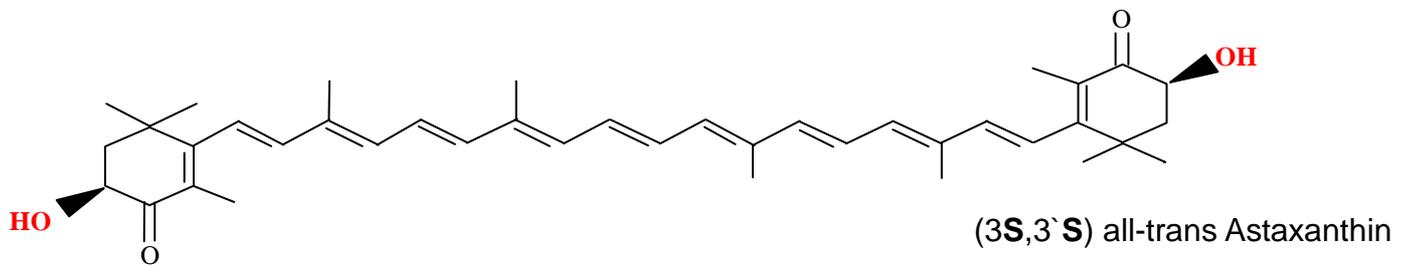
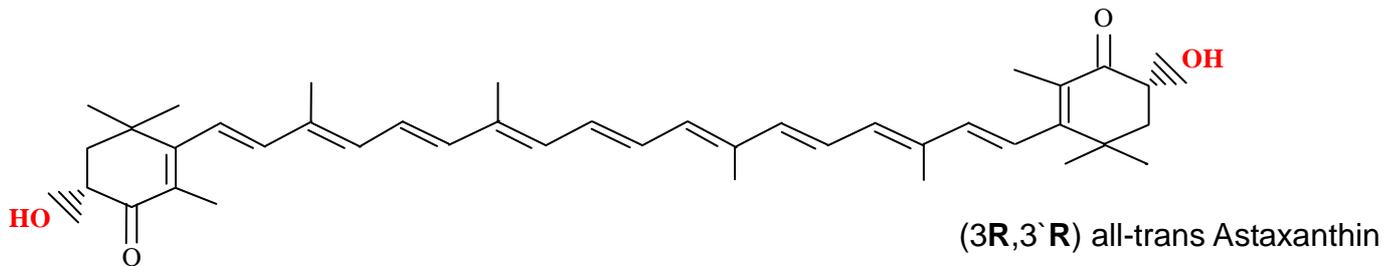
Die typische Rotfärbung des Lachs fleisches rührt ebenfalls von Carotinoiden her, die mit der Nahrung der Tiere aufgenommen werden. Dabei hängt der Grad der Pigmentierung von verschiedenen endogenen und exogenen Faktoren ab, wie Alter, Gewicht, Reifestadium und Gesundheitszustand der Tiere sowie dem Futter, der Carotinoidgehalt und -konzentration im Futter und der Futterperiode. Dass manche Lachsarten deutlich stärker gefärbt sind als andere, ist genetisch bedingt (Putnam, 1991). Allgemein gilt, dass Atlantischer Lachs (*Salmo salar*) die Nahrungs carotinoide weniger gut speichert als Pazifischer Lachs (*Oncorhynchus* spp.).

Im Filet von Wildlachsen sind circa 20 verschiedene Carotinoide zu finden, von denen Astaxanthin mit Abstand das wichtigste ist. Canthaxanthin ist dagegen, wenn überhaupt, nur in vergleichsweise geringen Konzentrationen anzutreffen (Putnam, 1991; Shahidi et al., 1998). Astaxanthin wird im marinen Bereich von Mikroalgen und Phytoplankton gebildet, die von Zooplankton und Krebstieren gefressen werden. Die Krebstiere werden wiederum von Fischen gefressen, so dass sich das Astaxanthin in der Nahrungskette anreichert (Yuan et al., 2011). Damit das Fleisch der Zuchtlachse

nun eine ähnliche Färbung erhält, müssen dem Futter Pigmente zugesetzt werden (Whyte et al., 1998). In der konventionellen Aquakultur werden dem Futter aus Kostengründen meist synthetische Farbstoffe zugesetzt.

Aber nicht nur Lachse, sondern auch Forellen dürfen nach dem Lebensmittelrecht mit carotinoidhaltigen Futtermitteln aufgezogen werden.

Stereoisomere des all-trans Astaxanthins



Canthaxanthin

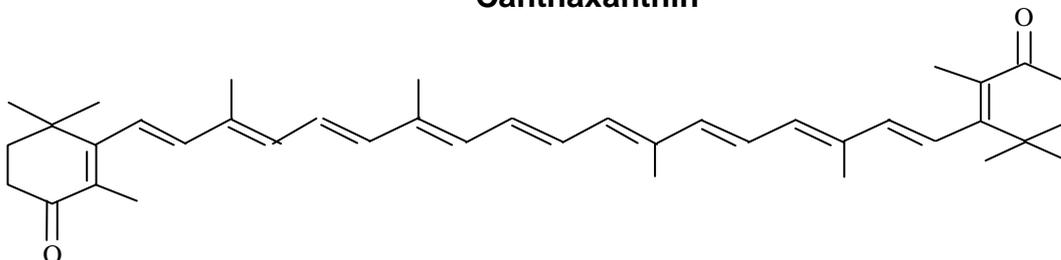


Abb. 2.3.1: Strukturformeln einiger mariner Carotinoide

Wegen der vielen konjugierten Doppelbindungen im Carotinoidmolekül sind theoretisch zahlreiche cis-trans-Isomere möglich. In der Natur überwiegen jedoch die energieärmeren und damit stabileren (linearen) trans-Formen (Olaizola, 2007). Die all-trans-Isomere weisen auch die größte Farbtiefe auf. Bei der quantitativen Bestimmung haben wir uns auf die all-trans-Isomere des Astaxanthins und Canthaxanthins beschränkt.

Einige Carotinoide haben chirale Zentren. Diese Verbindungen können in verschiedenen stereoisomeren Formen existieren. Das Astaxanthinmolekül hat zwei chirale Zentren, so dass sich drei verschiedene Isomere ergeben, d. h. zwei Enantiomere (3S,3`S und 3R,3`R) und die meso-Form (3R,3`S entspricht 3`R,3S). Diese Formen unterscheiden sich ausschließlich in der Position der beiden Hydroxylgruppen am C-3 und C-3`-Atom im Molekül (Abb. 2.3.1). An diesen beiden Hydroxylgruppen kann Astaxanthin mit Fettsäuren verestert sein (Olaizola, 2007). Im Muskel von Salmoniden liegt Astaxanthin in freier Form vor (Bjerkeng, 1997).

Vom Canthaxanthinmolekül gibt es keine vergleichbaren Stereoisomere (Abb. 2.3.1).

Das synthetische Astaxanthin enthält die (3R,3`R), (3R,3`S) und (3S,3`S) Isomere im Verhältnis 1:2:1. Die rote Hefe *Phaffia rhodozyma* produziert in erster Linie freies Astaxanthin in der 3R,3`R-Konfiguration. Andere natürliche Quellen wie *Paracoccus carotinifaciens* oder *Haematococcus pluvialis* hingegen produzieren überwiegend das 3S,3`S-Astaxanthinisomer (Bjerkeng 1997, Whyte et al., 1998, Moretti et al. 2006). Tabelle 2.3.1 enthält Angaben zu den für das Futter von Lachsen und Forellen zugelassenen Astaxanthinquellen.

Tab. 2.3.1: Als Futtermittelzusatzstoff zugelassene Astaxanthinquellen

	Code	Herkunft	Stereoisomere des Astaxanthins	Weitere enthaltene Carotinoide
Astaxanthin (Whyte, 1998)	E 161 j	synthetisch	3R,3`R:3R,3`S:3S,3`S (1:2:1)	
Astaxanthin-Dimethyldisuccinat (EFSA 2007/1)	2a(ii)165	synthetisch		
<i>Phaffia rhodozyma</i> (Turujman et al., 1997)	E 161 z, E 161 y	Hefe	3R,3`R überwiegend (>98 %)	Adonirubin, u.a.
<i>Paracoccus carotinifaciens</i> (EFSA 2007/2)	2a(ii)167	Bakterien	3S,3`S überwiegend (>99 %)	Adonirubin, Canthaxanthin u. a.
<i>Haematococcus pluvialis</i> (Bjerkeng 1997, Turujman et al., 1997)	in EU nicht zugelas- sen	Alge	Reines 3S-3`S	Adonirubin, Canthaxanthin, u.a.

Fütterungsversuche mit Regenbogenforellen und atlantischen Lachsen haben ergeben, dass das Verhältnis der Isomeren im Fischfleisch dem Isomerenverhältnis des eingesetzten Astaxanthins zum Futter entspricht. Es findet keine Epimerisierung statt. Salmonide sind demnach unfähig, beispielsweise das 3R,3`S Enantiomer in die 3S,3`S-Form umzuwandeln (Storebakken et al., 1985; Whyte et al., 1998).

Im Zuchtlachs, der mit synthetischem Astaxanthin gefüttert wurde, macht die meso-Form (3R,3`S) deshalb circa 50 % der Isomeren aus. Dieser gefärbte Lachs ist aufgrund seines Isomerenverhältnisses eindeutig von Wildlachs zu unterscheiden.

Verschiedene Untersuchungen ergaben, dass die (3S,3`S)-Form die Hauptform ist, die in wilden pazifischen und atlantischen Lachsarten gefunden wird. Wild lebende Salmonide enthalten nur relativ niedrige Gehalte an meso-Astaxanthin. Bei Nachweis eines hohen Gehaltes an diesem Isomer kann davon ausgegangen werden, dass es sich um einen gefärbten Fisch handelt (Schiedt et al., 1981, Lura et al., 1991, Bjerkeng, 1997, Turujman et al., 1997, Ostermeyer et al., 2004).

Garnelen sind wie andere Tiere nicht in der Lage, Carotinoide neu zu synthetisieren, sie können sie nur über die Nahrung aufnehmen und entweder als solche oder in metabolisierter Form einlagern (Shahidi et al., 1998). Garnelen wie *Penaeus monodon* und *Litopenaeus vannamei* haben die Fähigkeit β -Carotin, Zeaxanthin und Canthaxanthin in Astaxanthin umzuwandeln (Schiedt et al., 1993). Krebstiere fressen viele kleine Algen, die im Meer die Hauptproduzenten von Astaxanthin sind. In Garnelen ist daher Astaxanthin das wichtigste Carotinoid (65-98 % der Gesamtcarotinoidmenge) (Latscha, 1989).

Astaxanthin kann in der Garnele frei, mit Fettsäuren verestert (als Mono- oder Diester) oder an Makromoleküle (vor allem Proteine) gebunden vorliegen. In den Geweben und Organen kommen die Carotinoide überwiegend in der veresterten Form vor, während der Panzer auch einen grün, blau oder braun gefärbten Protein-Astaxanthin-Komplex enthält, der beim Garen dissoziiert, sodass die orange-rote Farbe des freien Astaxanthins erscheint (Schiedt et al., 1993, Shahidi et al., 1998, Boonyaratpalin et al., 2001).

Wild lebende Garnelen sind farbiger als Zuchtgarnelen, da sie deutlich mehr Astaxanthin enthalten. Dieser Gehalt schwankt jedoch in Abhängigkeit von der Jahreszeit, da die Algen im Meer ebenfalls jahreszeitlichen Schwankungen unterliegen (Yanar et al., 2004).

Das Fleisch von *Litopenaeus vannamei* ist heller als das anderer Penaeusarten wegen des geringeren Astaxanthingehaltes (Ju et al., 2011). Die Schale von *Penaeus monodon* enthält etwa die 5,5-fache Menge des Fleisches (Sachindra et al., 2005, Latscha, 1989).

An verschiedenen Penaeusarten und anderen höheren Krebstieren konnte bereits gezeigt werden, dass sie die 3R,3`R-, 3R,3`S- und 3S,3`S-Isomere im Verhältnis von ungefähr 2:4:4 enthalten (Matsuno et al., 1984, Latscha, 1989, Schiedt et al., 1993). Die Tiere sind in der Lage, ein Isomer in ein anderes umzuwandeln (Schiedt et al., 1993).

Lebensmittelrechtliche Bestimmungen

Die Verordnung (EG) Nr. 1831/2003 über Zusatzstoffe zur Verwendung in der Tierernährung regelt auch den Einsatz von Astaxanthin und Canthaxanthin zu Fischfutter.

Danach sind in **Europa bei Lachsen und Forellen zugelassen:**

Canthaxanthin (E 161 g)

- max. 25 mg/kg Alleinfuttermittel
- vorläufige Rückstandshöchstgehalte im Lebensmittel (VO (EG) Nr. 775/2008)
Lachse: 10 mg Canthaxanthin/kg Muskel (Feuchtgewebe)
Forellen: 5 mg Canthaxanthin/kg Muskel (Feuchtgewebe)

Astaxanthin (E 161 j)

- max. 100 mg/kg Alleinfuttermittel
- es gibt keinen Höchstgehalt für das Lebensmittel

Astaxanthinreiche ***Phaffia rhodozyma*** (ATCC 74219) (E 161 z)

Biomasse konzentriert aus der Hefe *Phaffia rhodozyma*, abgetötet, mit mindestens 4,0 g Astaxanthin je kg Zusatzstoff und einem Höchstgehalt an Ethoxyquin von 2000 mg/kg.

- max. 100 mg Astaxanthin/kg Alleinfuttermittel
- der Ethoxyqingehalt ist anzugeben

Astaxanthinreiche ***Phaffia rhodozyma*** (ATCC SD 5340) (E 161 y)

Biomasse konzentriert aus der Hefe *Phaffia rhodozyma*, abgetötet, mit mindestens 10,0 g Astaxanthin je kg Zusatzstoff

- max. 100 mg Astaxanthin/kg Alleinfuttermittel

Astaxanthin-Dimethyldisuccinat (2a (ii) 165)

- max. 138 mg Astaxanthin-Dimethyldisuccinat/kg Alleinfuttermittel mit einem Feuchtigkeitsgehalt von 12 %
- Zur Verwendung in Fischfutter ist der Zusatzstoff in einer Formulierung zu verwenden, die mit zugelassenen Antioxidationsmitteln angemessen stabilisiert ist. Wird Ethoxyquin verwendet, so ist dessen Gehalt anzugeben.

An roten Carotinoiden reiches ***Paracoccus carotinifaciens***

- max. 100 mg für die Summe aus Astaxanthin, Adonirubin und Canthaxanthin/kg Alleinfuttermittel mit einem Feuchtigkeitsgehalt von 12 %
- vorläufige Rückstandshöchstgehalte im Lebensmittel
Lachse: 10 mg für die Summe von Adonirubin und Canthaxanthin/kg Muskel (Feuchtgewebe)
Forellen: 8 mg für die Summe von Adonirubin und Canthaxanthin/kg Muskel (Feuchtgewebe)

Canthaxanthin und Astaxanthin (gilt für alle Darreichungsformen)

- Verabreichung nur ab dem Alter von 6 Monaten (oder einem Gewicht von 50 g) zulässig. Die Mischung von Canthaxanthin mit Astaxanthin ist zulässig, sofern die Gesamtkonzentration der Mischung 100 mg/kg im Alleinfuttermittel nicht übersteigt.

In Europa noch nicht zugelassen ist die astaxanthinreiche Alge *Haematococcus pluvialis*. Diese ist jedoch in den USA bereits für den Gebrauch erhältlich (Davies, 2008).

Astaxanthin und Canthaxanthin dürfen per EU-Gesetz Garnelenfutter nicht zugesetzt werden.

Lebensmittelrechtliche Regelung für ökologisch erzeugte Aquakulturtiere

In der Verordnung (EG) Nr. 889/2008 ist der Einsatz von Astaxanthin zum Futter von karnivoren Aquakulturtieren geregelt. Gemäß Abschnitt 4, Artikel 25 k Abs. (4) darf im Rahmen ihrer physiologischen Bedürfnisse nur Lachsen und Forellen mit dem Futter Astaxanthin, vorrangig aus ökologischen/biologischen Quellen wie den Schalen ökologisch/biologisch erzeugter Krebstiere, verabreicht werden. Stehen ökologische/biologische Ausgangsstoffe nicht zur Verfügung, dürfen natürliche Astaxanthinquellen (z. B. Phaffia-Hefe) verwendet werden. Synthetische Farbpigmente sind bei Öko-Lachsen und Forellen nicht zugelassen.

Die überwiegende Mehrheit der untersuchten Bioprodukte wurde von **Naturland** zertifiziert. Gemäß den Naturland Richtlinien für die ökologische Aquakultur ist die Verfütterung von natürlichen Pigmenten (z. B. in Form von Garnelenschrot, Phaffia-Hefe) erlaubt. Der Einsatz muss auf den in der Natur anzutreffenden Pigmentierungsgrad begrenzt bleiben.

Außerdem wurde Lachs einer Firma von **IOFGA** zertifiziert. IOFGA (Irish Organic Farmers and Growers Association) zertifiziert viele Bio-Produkte in Irland. Laut IOFGA Standards gilt für Lachse und Forellen: Astaxanthin muss aus organischen Quellen stammen, z. B. ökologische Krebstierschalen oder wenn die nicht erhältlich sind, dürfen natürliche Quellen wie Phaffiahefe verwendet werden. Nicht bei allen Produkten war der Zertifizierer zu erkennen.

3. Material und Methoden

3.1 Material

3.1.1 Relevante Fischereierzeugnisse

- Lachs (*Salmo salar*, *Oncorhynchus* spp.)

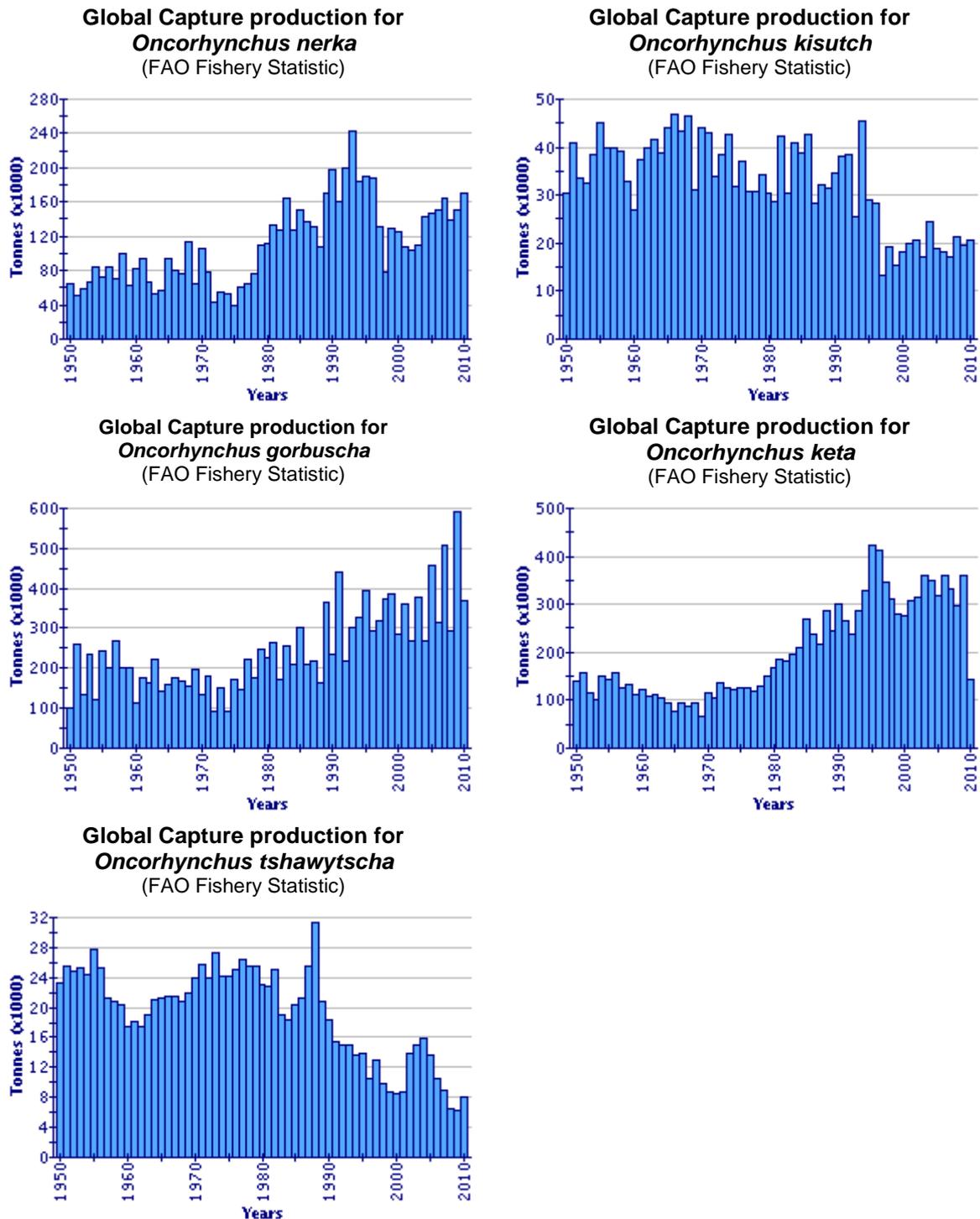


Abb. 3.1.1.1: Entwicklung des weltweiten Fangaufkommens von fünf pazifischen Lachsarten (FAO, 2012)

Lachs zählt neben Alaska-Seelachs, Hering, Thunfisch und Pangasius in Deutschland zu den fünf beliebtesten Fischarten (FIZ, 2011). Im Handel sind Erzeugnisse aus Wildlachsen, konventionell und ökologisch gefarmten Lachsen erhältlich.

Als Wildlachs wird bei uns im Handel vor allem Pazifischer Lachs der Gattung *Oncorhynchus* angeboten. Während dieser Fisch im Pazifik noch in beachtlichen Mengen vorkommt, werden die Wildbestände des Atlantischen Lachses (*Salmo salar*) vielerorts als gefährdet eingestuft. Das Fangaufkommen der fünf pazifischen Lachsarten (s. Abb. 3.1.1.1) lag laut FAO-Angaben im Jahr 2010 bei rund 720.000 Tonnen (FAO, 2012). Seit 2001 werden sie nach MSC-Kriterien vor der Küste Alaskas befishet.

Oncorhynchus nerka, auch Rotlachs oder Sockeye genannt, hat kräftig rot gefärbtes Fleisch, das von Laien oft auch für künstlich gefärbt gehalten wird. *Oncorhynchus kisutch*, auch Silberlachs oder Coho genannt, hat orangerot gefärbtes Fleisch, das verglichen mit dem Rotlachs oft einen etwas geringeren Fettgehalt aufweist. Nur von diesen beiden Arten konnten im Rahmen des Projektes Proben gezogen werden.

Vom Atlantischen Lachs werden nur noch ca. 2500 Tonnen im Jahr gefischt (s. Abb. 3.1.1.2). Deshalb kommt er heute größtenteils aus Marikulturen in Norwegen, Schottland und Irland in den Handel. Der Atlantiklachs ist in der konventionellen Fischzucht der wichtigste marine Wirtschaftsfisch. Im Jahr 2010 wurden rund 1,4 Millionen Tonnen (s. Abb. 3.1.1.2) in überwiegend konventionell arbeitenden Aquakulturbetrieben aufgezogen (FAO, 2012).

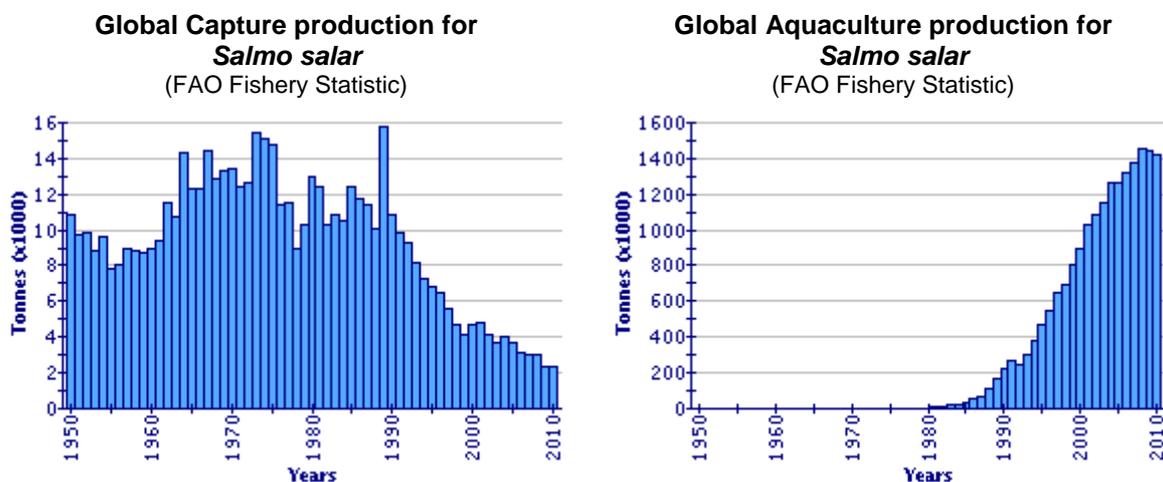


Abb. 3.1.1.2: Entwicklung des weltweiten Fangs und der Aquakulturproduktion bei Atlantischem Lachs (FAO, 2012)

1996 erfolgte die Einführung des Ökolachses auf dem deutschen Markt. Weltweit wurden 2008 etwa 16.000 t Lachs ökologisch produziert (BÖL, 2010a). Die in Deutschland angebotenen Öko-Lachse stammen derzeit überwiegend aus irischen, norwegischen und schottischen Farmen, die in erster Linie nach den Richtlinien des Naturland-Verbandes arbeiten. Es gibt auch irischen Ökolachs, der von IOFGA, und schottischen Ökolachs, der durch die britische SOIL Association kontrolliert wird. Im Handel sind neben frisch angebotenen Lachsen vor allem geräucherte und gebeizte Ökolachse und Ökolachspasteten erhältlich.

Lachs wird frisch, tiefgefroren, geräuchert oder als Graved Lachs angeboten. Für Graved Lachs werden die rohen entgräteten, aber nicht enthäuteten Lachsseiten mit einer Mischung aus Salz, Zucker, Dill, in der Regel Pfeffer und anderen Gewürzen mehrere Tage lang bei Temperaturen bis max. 7 °C gebeizt (Piwernetz, 2011).

Für die Herstellung von Räucherlachs werden die rohen Lachsseiten gesalzen und dann kalt, d. h. bei 25 bis 30 °C, geräuchert. Räucherlachs und Graved Lachs müssen kühl gelagert und bald verzehrt werden, da beide Verfahren kaum konservierend wirken.

- Bachforellen (*Salmo trutta f. fario*)

Die Bachforellen werden in der Natur 30-60 cm lang und bis zu 2 kg schwer. Auf und unter ihrer Seitenlinie besitzen sie blaugraue und hell umrandete rote Flecken. Sie besitzen wie alle Salmoniden eine Fettflosse. Ihr Fleisch ist hell bis leicht rosa. Die Bachforelle fühlt sich wohl in klaren, kalten und sauerstoffreichen kleineren Flüssen und Seen. Ihre Nahrung besteht aus Krebsen, Würmern, Schnecken, Insekten und selten auch aus kleineren Fischen. Bachforellen können Futter sowohl an der Wasseroberfläche als auch am Grund fressen. Die Fische sind in der Lage aufgrund ihres kräftigen Schwanzes sehr schnell zu schwimmen. Sie können sich in ihrer Färbung der Umgebung anpassen. Die Bachforelle jagt nach Sicht. Die Art kommt in Mitteleuropa, Nordafrika und im Kaukasus vor. Diese Forellen sind äußerst empfindlich gegenüber Gewässerverunreinigungen (VdSf).

Die Bachforelle wurde vom Verband Deutscher Sportfischer e. V. zum Fisch des Jahres 2005 gewählt (VdSf). Sie zählt zu den bedrohten Tierarten.

Die Zucht von Bachforellen ist besonders anspruchsvoll, denn die Tiere stellen sehr hohe Anforderungen an die Qualität des Wassers und sind Schwankungen gegenüber extrem empfindlich. Bachforellen kommen mit einem Schlachtgewicht zwischen 300 und 500 g frisch oder geräuchert in den Handel. Im Jahre 2008 wurden rund 31 t Bachforellen (Lebendgewicht) in Deutschland ökologisch produziert (BÖL, 2010b).

- Pangasius (Schlankwels, *Pangasius hypophthalmus*)

Der Pangasius ist eine schnell wachsende Süßwasserspezies aus Südostasien (Vietnam), die zur Familie der Welse zählt (FischMagazin, 2010/2011). Er ist ein fakultativer Luftatmer und kommt deshalb auch in sauerstoffarmen Gewässern gut zurecht. Er hat einen schuppenlosen, langgestreckten und seitlich abgeflachten Körper mit einem relativ kleinen, jedoch breiten Kopf. Die Art hat eine Fettflosse wie viele Welse und eine sehr große Schwanzflosse. Die Fettvorräte werden als Bauchfett und unter dem Kinn gespeichert. Pangasius kann etwa 1,5 m groß und 45 kg schwer werden. Als tropischer Fisch bevorzugt er Wassertemperaturen um 25 °C, erträgt aber auch über 30 °C.

Der wilde Pangasius lebt in mittleren Wasserschichten und bildet schwarmartige Gruppen. Er ist ein friedlicher tagaktiver Fisch, der seine Nahrung gründelnd am Boden sucht. Als Jungtier ernährt er sich vorwiegend von tierischer Kost, im Alter wird er dann eher zum Vegetarier. Er laicht normalerweise einmal im Jahr und betreibt

keine Brutpflege. Grundsätzlich gilt der Pangasius zwar als robust und wenig krankheitsanfällig, jedoch setzen auch ihm Parasiten zu.

Die Aufzucht von Pangasius ist unkompliziert. Der Fisch lässt sich künstlich erbrüten, wächst sehr schnell und hat vergleichsweise geringe Nahrungsansprüche.

Pangasius wird meist in semi-intensiver und intensiver Aufzucht produziert. Bei seinem Farming gibt es 3 verschiedene Aufzuchtverfahren:

- in schwimmenden Netzgehegen, die an den Ufern der Flussarme verankert sind
- in abgesperrten Bereichen des Flusses, meist auf flachen Bänken oder in geeigneten Uferzonen
- in Erdteichen. Diese sind meist viereckig, haben eine Fläche bis zu 1 ha, sind 2,5 - 5,5 m tief und liegen nicht weit vom Fluss entfernt, mit dessen Wasser sie versorgt werden. Die Teiche spielen heute die wichtigste Rolle, in ihnen werden über 90 % der Tiere produziert.

Die Fütterung erfolgt zumeist von Hand und gewöhnlich zweimal am Tag. Bis zu 90 % des Trockenfutters sind pflanzlichen Ursprungs (Reiskleie, Sojamehl), die restlichen 10 % hauptsächlich Fischmehl. Das Futter wird extrudiert, so dass es wegen der eingeschlossenen Luft an der Wasseroberfläche schwimmt (Feed Conversion Ratio: FCR = 1,5 - 1,8). Es gibt aber auch Farmen, die ihr Futter selbst herstellen. Hier ist der FCR-Wert größer (MW = 2,3) und das Erreichen der Marktgröße dauert 4 - 8 Wochen länger.

Über 90 % der Weltproduktion stammen aus Vietnam, wo zwei verschiedene Arten produziert werden:

- Pangasius bocourti (anfänglich favorisiert): „Basa“ genannt, braucht 12 Monate um eine Marktgröße von 2 kg zu erreichen, hat weißes Fleisch, einen relativ hohen Fettgehalt und ist doppelt so teuer wie Tra.
- Pangasius hypophthalmus (überwiegt heute, 98 %): „ca tra“ genannt, braucht nur 6-8 Monate bis eine Vermarktungsgröße von 1,5 - 2 kg erreicht wird, zwei Ernten pro Jahr (März und September) sind möglich. Das Fleisch von Tra kann unterschiedlich gefärbt sein. Die Gründe dafür sind noch unbekannt.

In anderen asiatischen Ländern werden noch weitere Pangasiusarten gefarmt.

Viele Pangasiusfarmen sind kleine Familienbetriebe. Dies hat den Nachteil, dass die produzierten Fische weniger einheitlich sind und durchaus Qualitätsunterschiede aufweisen können. Viele Farmer sind nicht ausreichend geschult.

Der Export läuft über große Verarbeiter wie Agifish, Bianfishco, CLFish oder Navico. Die Produktion kann das ganze Jahr (Schwerpunkt März bis September) hindurch erfolgen. Der Fisch wird in mehr als 100 Länder exportiert. Die Kaufkraft des Durchschnittsvietnamesen reicht nicht aus, um sich diesen Fisch zu kaufen. Langsam steigt die Nachfrage im vietnamesischen Binnenmarkt.

In den letzten Jahren hat die Sterblichkeit der Fische zugenommen. Um Krankheiten zu behandeln, werden mehr Medikamente eingesetzt, wobei die Antibiotika-Rückstände dann oft die zulässigen Grenzwerte übersteigen (Aquakultur Jahrbuch 2010/2011b).

Global aquaculture production of *Pangasius hypophthalmus*
(FAO Fishery Statistic)

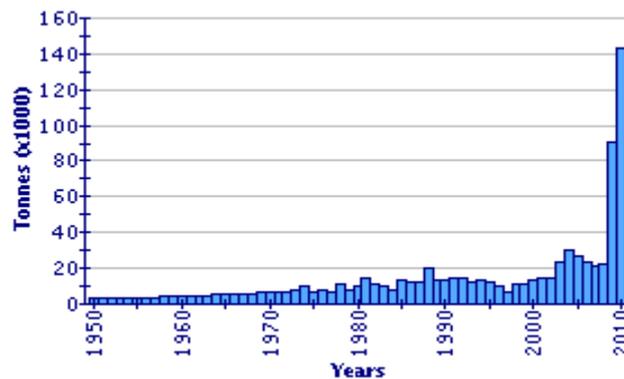


Abb. 3.1.1.3: Entwicklung der globalen Aquakulturproduktion von *Pangasius hypophthalmus* (FAO, 2012)

Pangasius wird nach der Abfischung mit Booten lebend zum Verarbeitungsbetrieb gebracht. Im Betrieb werden die noch lebenden Tiere zuerst getötet, indem man ihnen die Kiemen durchtrennt und sie in Eiswasser legt. Dort bluten sie aus und kühlen gleichzeitig herunter. Die Fische werden geköpft, ausgenommen und filetiert. Die Filetseiten werden gereinigt und dann maschinell enthäutet. Beim anschließenden Trimmen werden auch das rote Muskelfleisch und die gelbliche Fettschicht entfernt, so dass die Filets ein optisch ansprechendes Aussehen erhalten. Die getrimmten und enthäuteten Filets werden zu grätenfreien IQF-Filets (Individually Quick Frozen) verarbeitet. Standard beim Trimmen ist ein Filet, bei dem der Bauchlappen etwa zur Hälfte weggeschnitten wird. Die Filets werden sortiert. Es gibt die Filets in drei Größengruppierungen (120 - 170 g, 171 - 225 g, über 225 g) und in unterschiedlichen Farbsortierungen (white, light pink, pink, light yellow, yellow). Je nach Nation bestehen unterschiedliche Vorlieben. Die IQF-Filets sind mit einer Schutzglasur überzogen.

Nahezu die gesamte *Pangasius*produktion Vietnams (1,2 - 1,3 Millionen Tonnen Rohfisch) wird tiefgefroren vermarktet. Teilweise werden sie im Handel aufgetaut und zu einem höheren Preis als TK-Ware verkauft.

Pangasius gibt es nicht nur als Filet, Portion oder Loin, sondern auch als Fischstäbchen oder in Konserven. Die Verarbeitung erfolgt überwiegend von Hand. Größere Tiere werden manchmal auch zu Steaks geschnitten. Ganze Fische lassen sich im Handel nur schwer verkaufen.

Die *Pangasius*filets haben keinen ausgeprägten Eigengeschmack. Man kann sie vielfältig zubereiten, d. h. braten, backen, grillen, dünsten, frittieren, sautieren, panieren. Ganze Fische eignen sich auch zum Räuchern.

*Pangasius*filets werden oftmals Polyphosphate zugesetzt, was aber meist nicht deklariert wird. Dabei werden Aussehen und Textur der Filets verbessert und die Wasserbindung erhöht. Viele Betriebe verwenden auch Mischungen aus Phosphaten und anderen Salzen wie Brifisol oder nicht phosphathaltige Substanzen (z. B. auf Zitronensäurebasis). Der Wassergehalt im Filet darf 83 % nicht übersteigen, gemäß einer Richtlinie des Ministry of Agriculture and Rural Development Vietnams.

Die "Deutsche See" führt Bio-Pangasius seit 2004 in ihrem Angebot. Die Fische stammen aus dem oberen Teil des Mekong-Deltas nahe der kambodschanischen Grenze. Die Produzenten setzen Bio-Futter ein, das aus Fischmehl (unter 10 %), Bio-Reis und Bio-Getreide zusammengesetzt ist. Die Fische leben in fließenden Gewässern, sodass ein ständiger Wasseraustausch gewährleistet ist. Die Wasserqualität vor und hinter dem Gehege sowie die Sedimente im Gehege werden in regelmäßigen Abständen überprüft. Die Verarbeitung der Pangasien erfolgt in zertifizierten Fabriken gemäß dem europäischen Bio-Standard. Der Fisch gelangt tiefgekühlt per Schiff nach Deutschland (Deutsche See).

Gemäß Karl et al. (2010) hat konventionell gezüchteter Pangasius einen Proteingehalt von 13,3 - 15,7 %, Bio-Pangasius dagegen 17,0 - 17,4 %. Den meisten konventionell gefarmten Tieren war offensichtlich Wasser zugesetzt worden. Keine Unterschiede zwischen den beiden Aufzuchtformen wurden beim Fettgehalt (1,4 - 3,2 %) festgestellt. Das Fett besteht zu einem Viertel aus mehrfach ungesättigten Fettsäuren, wobei es sich vor allem um Linolsäure handelt, da sich die Tiere zum großen Teil von pflanzlicher Kost ernähren.

Orban et al.(2008) untersuchte gefarmten Pangasius, der in Italien zu kaufen ist. Die Werte stimmen mit denen von Karl weitgehend überein.

- Doraden (*Sparus aurata*), Goldbrasse, Dorade royal

Die Dorade zählt zu der Familie der Meerbrassen, die ca. 100 Arten umfasst (FischMagazin, 2009/2010). Sie kommt im Ostatlantik, vor allem aber im Mittelmeer vor. Die Dorade ist ein ziemlich standorttreuer Flachwasserbewohner, d. h. sie bevorzugt Tiefen von weniger als 30 m. Die Dorade ist relativ kälteempfindlich. Dank ihres kräftigen Gebisses stellt die bevorzugte hartschalige Nahrung wie Muscheln, Seeigel und Krebse kein Problem dar, sie fressen aber auch Fische sowie Weichtiere. Die Tiere sind zweigeschlechtlich, d. h. sie sind zunächst männlich und nach ca. drei Jahren wandeln sie ihr Geschlecht in weiblich um. Die Laichzeit ist im größten Teil ihres Verbreitungsgebietes von Ende Oktober bis Dezember.

Maximal wird sie bis zu 70 cm lang und 2,5 - 5 kg schwer. Die Dorade ist ein äußerst grätenarmer, relativ fettarmer Fisch. Ihr Fleisch ist fest, weiß und kräftig im Geschmack. Doraden können sowohl im Ganzen als auch in Filetform zubereitet werden. Von Japanern werden sie auch zur Zubereitung von Sushi verwendet.

Die Dorade ist das ganze Jahr über erhältlich, schmeckt jedoch in der Zeit von Juli bis Oktober am besten. Sie wird traditionell frisch und unausgenommen vermarktet.

Doraden sind im Handel meist als ganze Fische in den Größen von 300 - 400 g oder 400 - 600 g erhältlich. Sie werden nur selten höher veredelt. Die Filetausbeute bei der Dorade ist relativ gering. Sie liegt bei 44 - 45 % (mit Haut). Um Filets von 100 g zu erhalten, muss der Fisch ein Lebendgewicht von mindestens 450 g haben.

Hauptlieferländer für wild lebende Doraden sind Italien, Ägypten, Griechenland und die Türkei. Wilde Doraden leben in kleinen Gruppen und werden mit dem Schleppnetz und der Angel gefangen. Sie wachsen in freier Natur eher langsam und gehören zu den höherpreisigen Fischen. In einer Studie (Grigorakis, 2003) schnitten die Wilddoraden sensorisch besser ab als die gezüchteten Tiere. Die Wildfänge

haben nur noch eine geringe Bedeutung. Die Bestände sind im Mittelmeer weitgehend erschöpft (FischMagazin, 2001 & 2009). Um die Bestände zu schützen, wurden Mindestmaße für den Fang festgelegt.

Doraden werden in Meeresgehegen an der Mittelmeerküste erfolgreich gezüchtet. Bedeutende Zuchtgebiete sind heute Griechenland, Türkei, Italien und Spanien. In Griechenland werden Doraden größtenteils in Käfigen im Meer mit einem Durchmesser von 35 Metern gehalten, die Kapazität liegt zwischen 250 und 300 t. Das Problem bei der Aufzucht ist, dass die Larven nur lebende Nahrung in passender Größe annehmen, erst später kann man Trockenfutter einsetzen. Doraden werden häufig in Intensivanlagen aufgezogen. Dabei sind Fischdichten zwischen 15 und 45 kg/m³ üblich (je größer die Fische umso geringer die gewählte Besatzdichte), zur Belüftung wird Reinsauerstoff eingesetzt. Das Wachstum der Fische ist stark von der Wassertemperatur abhängig. In türkischen Farmen brauchen Doraden 12 - 16 Monate, in französischen ca. 24 Monate und in griechischen 12 Monate (220 g), 18 Monate (400 g) und 24 Monate (600 g).

Das Futter macht mehr als die Hälfte der Gesamtkosten aus. Es besteht zu 45 % aus Protein (hauptsächlich Fischmehl) und 10 - 20 % aus Fett. In Futtermitteln hat sich gezeigt, dass die Hälfte des Fischmehls durch pflanzliche Eiweiße ersetzt werden kann.

Das Abfischen erfolgt nur in kleinen Farmen per Hand, in größeren mit technischen Hilfsmitteln. Gewisse Zeit vorher stellt man die Fütterung ein, um die Fische auszunütern (dauert 1 - 3 Tage). Dies ist vor allem dann wichtig, wenn die Tiere nicht ausgenommen verkauft werden. Futterreste im Darm würden die Haltbarkeit verkürzen. Doraden werden oft durch Temperaturschock in Eiswasser getötet, das oft noch mit CO₂ gesättigt ist.

Im Jahr 2010 wurden ca. 140.000 t Doraden produziert. Die weltweite Fischerei erbrachte 2010 dagegen nur ca. 8.300 t Wilddoraden (FAO, 2012) (s. Abb. 3.1.1.4).

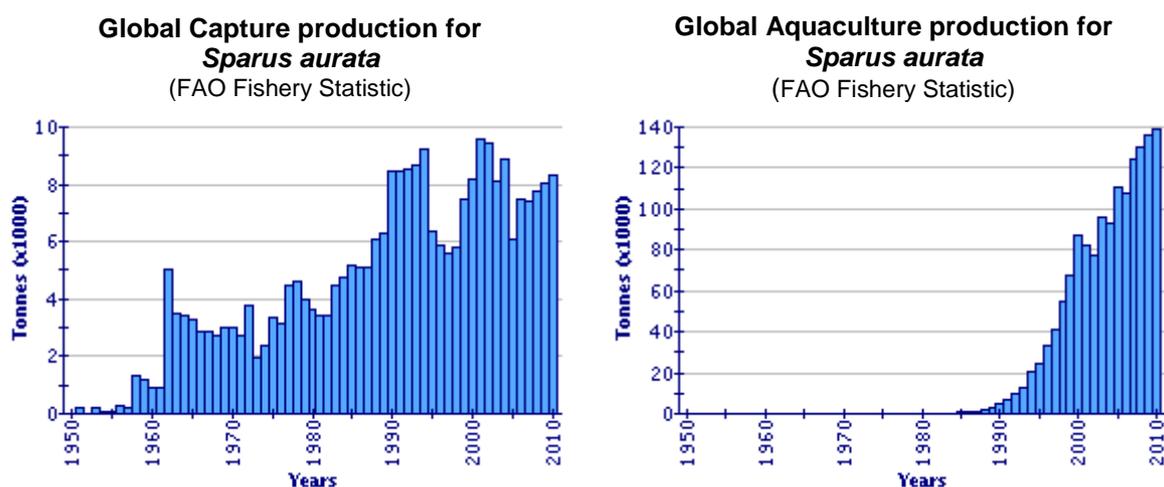


Abb. 3.1.1.4: Entwicklung des globalen Wildfangs und der Aquakulturproduktion von *Sparus aurata* (FAO, 2012)

Die Unterschiede zwischen biologischer Aufzucht von Doraden und konventionellem Farming liegen vor allem im Futter und in der etwas geringeren Besatzdichte. Bio-Doraden werden angeboten

- von der walisischen Graig Farm Organics (Farm bei Marseille)
- von der griechischen Kefalonia Seabream, zertifiziert von Agrior & Bio-Hellas sowie Naturland. Die Fischdichte soll nach Angaben des Betriebes 10 kg/m^3 betragen, der Fettgehalt der Fische soll unter 5 % liegen (FischMagazin, 2009).

Seit dem Sommer 2007 verkauft die „Deutsche See“ die Bio-Dorade (www.deutschesee.de). Die Aquakulturanlagen liegen in Griechenland vor Kefalonia – der größten der Ionischen Inseln – in der Bucht von Livadi. Hier werden die Fische vom Ei bis zum ausgewachsenen Fisch aufgezogen. Zertifiziert wurde die Fischzuchtanlage nach den Standards der ökologischen Aquakultur.

Bio-Dorade Royal von „followfish“ kommt aus der Bucht von Sobra auf der Adria-Insel Mljet in Kroatien (www.followfish.de). Die Bucht wird durch Hügel vor Unwetter und Wind geschützt. Eine lokale Strömung sorgt für frisches, plankton- und mineralienreiches Meerwasser. Das Bio-Futter wird in Halbkreisen ins Wasser geworfen, damit die Fische lernen in geordneten Gruppen im Kreis zu schwimmen, wie es ihrer Natur entspricht. Dies soll die Entwicklung von gesunden, kräftigen Flossen fördern.

Nach Angaben in der Literatur enthalten die Wilddoraden deutlich weniger Fett und eine andere Fettsäurezusammensetzung als Zuchtdoraden (Lenas, 2011). Doraden sollen sich durch einen hohen Gehalt an langkettigen, mehrfach ungesättigten Fettsäuren auszeichnen. 100 g Doradenfilet soll durchschnittlich 1,2 g Omega-3-Fettsäuren enthalten. Dieser Gehalt sinkt jedoch, wenn der Fischmehlanteil im Futter durch pflanzliche Stoffe ersetzt wird.

Die Unterscheidung von wilden und gefarmten Doraden gelang über die Fettsäurezusammensetzung und die Stabilisotopenanalyse (Morrison, 2007; Lees, 2008).

- Garnelen

Garnelen gehören zur Ordnung der Zehnfüßkrebse (Dekapoda) und zur Unterordnung der Schwimmkrebse (Natantia). Man unterscheidet Warmwasser- und Kaltwassergarnelen. Die Warmwasser- oder Geißelgarnelen werden relativ groß und haben vor allem für die Aquakultur Bedeutung, während die Kaltwasser- oder Tiefseegarnelen deutlich kleiner bleiben. Bei unseren Untersuchungen haben wir uns auf Warmwassergarnelen beschränkt.

Warmwassergarnelen sind hauptsächlich in tropischen und subtropischen Meeren verbreitet. Sie machen ca. 80 % des weltweiten Garnelenmarktes aus. Da sie überwiegend großwüchsig sind, bezeichnet man sie auch als Riesengarnelen. Sie kommen oft roh gefrostet in den Handel. Alle Warmwassergarnelen färben sich beim Kochen mehr oder weniger stark rot oder rosa. Hierzu gehört auch die Gattung *Penaeus* (FischMagazin, 2002/2003).

Penaeus monodon (Giant Black Tiger Prawn)

wird max. 35 cm lang und 150 g schwer, ist bräunlich mit dunkelbraunen, schwarzen oder blauen Bändern. Ihr natürliches Verbreitungsgebiet sind die tropischen Küstengewässer des Indischen und Pazifischen Ozeans vor Australien, Südasien und Ostafrika. Jungtiere leben im Brackwasser, Erwachsene im Meer. Monodon ist schnellwüchsig und toleriert unterschiedliche Salzgehalte, verträgt aber nicht so ausgesüßte Bedingungen wie Vannamei. In der Aquakultur wird bei der Monodon-Erbrütung oft noch auf wild gefangene Elterntiere aus der Natur zurückgegriffen, da es Probleme mit der Erbrütung gibt. Außerdem sind sie recht krankheitsanfällig. Sie können fast jede organische Substanz verwerten, bevorzugen jedoch eiweißreiche tierische Nahrung. Monodon ist die karnivorste Penaeusart.

Laut FAO Statistik (s. Abb. 3.1.1.5) werden von dieser Garnelenart im Vergleich zum Wildfang ungefähr dreimal so viel Tiere gezüchtet.

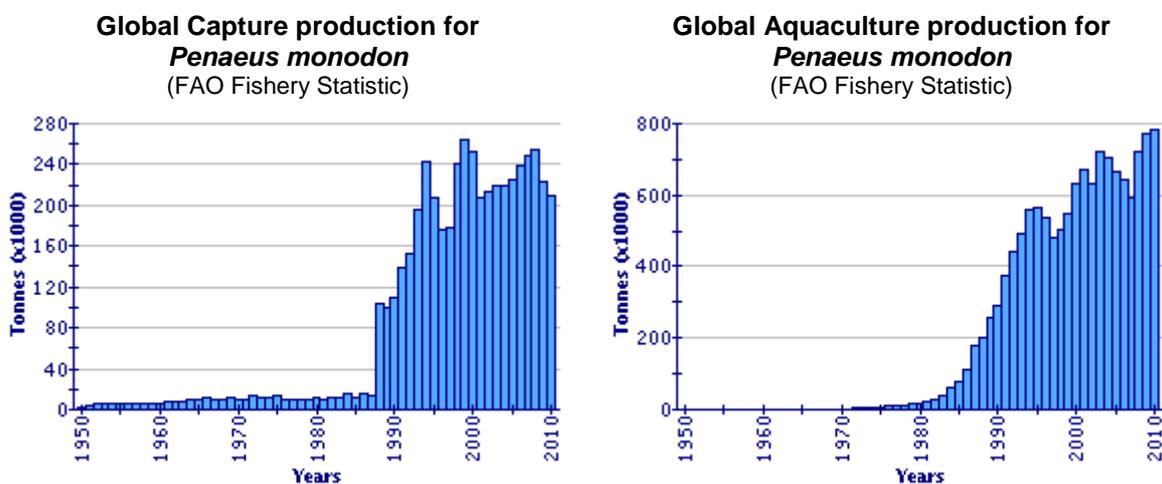


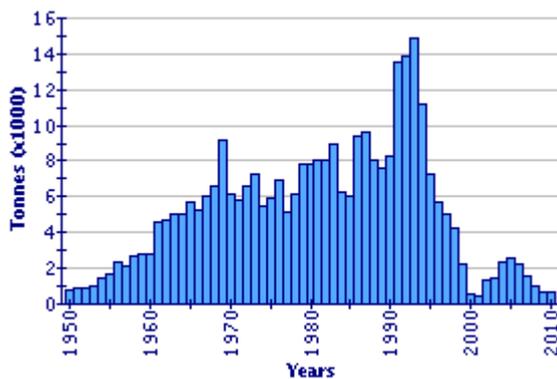
Abb. 3.1.1.5: Entwicklung des globalen Wildfangs und der Aquakulturproduktion von *Penaeus monodon* (FAO, 2012)

Litopenaeus vannamei (alt: *Penaeus vannamei*) (Whiteleg shrimp, Western White shrimp, White Tiger)

wird bis zu 23 cm groß, ist durchsichtig weiß gefärbt, mitunter leicht bläulich. Sie kommt wild nur in amerikanischen Gewässern vor und ist die Hauptart in Ecuador und Mittelamerika. *L. vannamei* ist eine relativ robuste Garnelenart und deshalb eine der wichtigsten Zuchtgattungen in der Garnelenzucht. Vannamei hält sich in Farmen besser als Monodon und andere Penaeiden. Sie sind relativ billig im Futter. Obwohl Vannamei eine marine Garnele ist, toleriert sie auch ausgesüßtes Wasser (7 - 34 Promille Salz sind ausreichend). Mit schlechter Wasserqualität kommt Vannamei besser zurecht als Monodon. Die Art hat geringere Futteransprüche, d. h. sie verträgt proteinärmeres Futter. Außerdem lassen sich die Tiere leichter vermehren. Das Fleisch von *L. vannamei* ist heller als das anderer Penaeusformen wegen des geringeren Astaxanthingehaltes. Vannamei gibt es in 5 Farbvariationen von hell (A1) bis dunkel (A5).

Laut FAO Statistik (s. Abb. 3.1.1.6) wird diese Garnelenart nahezu ausschließlich als Zuchtgarnele im Handel angeboten.

**Global Capture production for
*Penaeus vannamei***
(FAO Fishery Statistic)



**Global Aquaculture production for
*Penaeus vannamei***
(FAO Fishery Statistic)

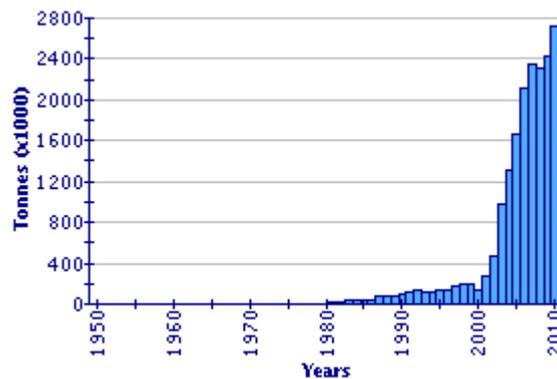


Abb. 3.1.1.6: Entwicklung des globalen Wildfangs und der Aquakulturproduktion von *Litopenaeus vannamei* (FAO, 2012)

Die weltweit in knapp 30 Ländern produzierte Menge an Vannamei ist circa dreimal so groß wie die an *Monodon*. Während *Monodon* fast ausschließlich im Küstenbereich gezüchtet wird, kann Vannamei auch im Binnenland produziert werden. In Thailand und Indonesien sind in den letzten Jahren viele Farmen von *P. monodon* auf *L. vannamei* umgestellt worden (FischMagazin, 2011). Seit 2000 wurden vor allem in China viele neue Farmen gegründet. Mit einer jährlichen Produktion von mehr als 1 Mio. t ist China heute der größte Vannamei-Erzeuger (Aquakultur Jahrbuch 2010/2011a).

Zuchtgarnelen aus konventioneller Aquakultur haben bei vielen Verbrauchern ein schlechtes Image. Den Produkten wird häufig nachgesagt, dass sie unter schlechten hygienischen Verhältnissen gefarmt werden und mit Chemikalien und Medikamenten belastet sind. Diese Ausgangssituation schafft besonders günstige Voraussetzungen für die Bioproduktion von Shrimps. Die ersten Bioshrimps wurden von Naturland zertifiziert und in Ecuador produziert. Sie wurden 2001 nach Europa importiert. 2003 gab es weltweit 8 Shrimpfarmen, die Bioshrimps produzieren. Biogarnelen sind deutlich teurer (35 %, 2006) als konventionelle Garnelen.

3.1.2 Untersuchte Proben

Alle Fischereierzeugnisse wurden unmittelbar nach dem Eingang im Institut in Hamburg mit einer Probennummer versehen. Zu allen Produkten wurden die wesentlichen Informationen, wie Hersteller, Bezugsquelle, Kaufdatum, Packungsgröße und -anzahl, Mindesthaltbarkeitsdatum, Fischart, Fang- oder Zuchtgebiet, Zuchtform, Zertifizierer und Zutatenverzeichnis aus den Herstellerangaben in den Begleitpapieren bzw. auf der Verpackung zusammengetragen.

Bei kleineren Fischen und kleinen Portionspackungen wurden mehrere Tiere bzw. Packungen mit gleicher Chargennummer zu einer Mischprobe vereint und nach Entnahme des für die Carotinoidanalytik und Speziesidentifizierung benötigten Probengutes mit Hilfe eines Universal-Zerkleinerers homogenisiert. Größere Fische stellten eigenständige Proben dar und wurden individuell homogenisiert. Für alle Untersuchungen wurden ausschließlich die Filets der Fische (ohne Haut) bzw. geschälte Garnelen verwendet. Die Menge der benötigten Ware hing im

Wesentlichen von deren Fettgehalt ab. Je mehr Fett das Erzeugnis enthielt, umso weniger musste davon beschafft werden.

Die Einzel- bzw. Mischprobe wurde sofort entsprechend den Anforderungen der unterschiedlichen Analysemethoden auf verschiedene, mit der Probennummer versehene Kunststoffbehältnisse aufgeteilt und bis zur weiteren Untersuchung bei -40 °C gelagert. Insgesamt wurden 245 rohe sowie 75 verarbeitete Erzeugnisse der in Tabelle 3.1.2.1 angegebenen Arten untersucht.

Tab. 3.1.2.1: Anzahl untersuchter Proben nach Arten und Verarbeitung

	Lachs	Lachs	Bachforelle	Pangasius	Dorade	Garnele	gesamt
roh							
wild					11	25	36
ökologisch			25	25	25	25	100
konventionell			30	27	25	27	109
verarbeitet							
	Graved	geräuchert	geräuchert				
wild	10	11					21
ökologisch	5	12	7				24
konventionell	10	10	10				30
gesamt	25	33	72	52	61	77	320

Eine vollständige Probenliste findet sich in den Anhängen 10.1 - 10.5. Darüber hinaus gehende Details können bei Bedarf bei den Autoren erfragt werden.

- Lachserzeugnisse

a) Graved Lachs

Insgesamt 25 Graved Lachsprodukte wurden im Zeitraum von 11/2010 bis 1/2012 in verschiedenen Hamburger Supermärkten eingekauft. Nur 4 Proben stammten aus dem Fischgroßhandel. Die zum Graved Lachs gehörende Sauce war separat in kleinen Kunststoffbeuteln verpackt und wurde nicht untersucht.

Die 10 konventionellen Graved Lachserzeugnisse stammten von 6 verschiedenen Produzenten und wurden meistens als 150 g-Portionen unter Schutzatmosphäre in einer Blisterpackung im Handel angeboten und zwischen 11/2010 und 4/2011 gekauft. Aus jeweils 3 Packungen eines Anbieters wurde eine Mischprobe hergestellt. Der Lachs stammte ausschließlich aus norwegischer Aquakultur.

Von den 5 ökologischen Graved Lachserzeugnissen stammte eine Probe aus dem Einzelhandel, wo sie nur als 100 g-Portionspackung angeboten wurde, so dass mehrere Packungen benötigt wurden. Die anderen Proben wurden als 800 - 1.050 g schwere Lachsseiten im Fischgroßhandel bezogen. Gekauft wurden sie zwischen 4/2011 und 11/2011. Die verwendeten Lachse stammten aus irischer, schottischer und norwegischer Aquakultur.

Alle wild lebenden Lachse wurden vor Alaska gefangen. Die 10 Graved Wildlachsproben stammten von 2 Produzenten und wurden in 100 - 150 g Portionspackungen angeboten. Davon wurden jeweils 2 - 3 Packungen mit gleicher Chargennummer benötigt. Die Erzeugnisse wurden im Zeitraum von 1/2011 bis 1/2012 in verschiedenen Hamburger Supermärkten eingekauft.

b) Räucherlachs

Die 33 Räucherlachsprodukte wurden im Wesentlichen in 11/2010 und 4/2011 in verschiedenen Hamburger Supermärkten eingekauft.

Die 10 konventionellen Räucherlachsproben stammten von 6 verschiedenen Produzenten, die ihre Erzeugnisse zumeist als 200 g-Portionen im Handel angeboten haben. Drei solcher Packungen ergaben eine Mischprobe. Alle Lachse stammten aus norwegischer Aquakultur.

Die 12 ökologischen Räucherlachsproben wurden meist in 100 g-Packungen angeboten. Von 8 Produzenten wurden in verschiedenen Supermärkten von jedem Produkt jeweils 2 - 6 Packungen gekauft und zu einer Mischprobe verarbeitet. Die Biolachse stammten aus irischer, schottischer und norwegischer Aquakultur.

Alle wild lebenden Lachse wurden vor Alaska gefangen und nach dem Räuchern in 75 - 150 g Portionspackungen in den Handel gebracht. Jeweils 2 - 4 Packungen ergaben eine Mischprobe. Die untersuchten Proben wurden von 6 verschiedenen Firmen produziert.

- Bachforellen

Sowohl die frischen als auch die geräucherten Bachforellen wurden in den ausschließlich deutschen Erzeugerbetrieben persönlich gekauft. Dabei bestand die Gelegenheit mit dem Züchter ausführlich zu sprechen und sich den Betrieb samt Fischteichen anzusehen.

In den drei ökologisch arbeitenden Betrieben wurden zu zwei verschiedenen Zeitpunkten (9/2010 bis 11/2010 und 9/2011) mehrere Tiere gekauft. Jeweils nur die 5 größten Fische wurden für die verschiedenen Untersuchungen verwendet. Die Betriebe lagen in Niedersachsen, Baden-Württemberg und Bayern.

Von ebenfalls drei konventionell arbeitenden Betrieben in Niedersachsen, Bayern und Sachsen-Anhalt wurden in 10/2010 bzw. 11/2010 und in 9/2011 Proben gezogen. Auch hier wurden von jedem Betrieb jeweils 5 Tiere von beiden Probennahmen untersucht.

Die geräucherten Bachforellen stammten von denselben Betrieben, von denen auch die frischen Fische bezogen wurden. Leider boten nicht alle geräucherte Bachforellen an.

- Pangasius

Alle 52 Pangasiusproben stammten aus konventioneller oder ökologischer Aquakultur in Vietnam. Sie wurden als praktisch grätenfreie Filets ohne Haut tiefgekühlt verkauft. In allen Packungen waren mindestens 2 Filets enthalten, die größtenteils mit einer Wasserglasur überzogen waren. Bei allen von uns untersuchten Proben handelte es sich um Mischproben aus 2 - 3 Filets.

Die 25 Bioproben stammten von einem einzigen Produzenten und wurden sowohl bei diesem Produzenten als auch in unterschiedlichen Hamburger Supermärkten im Zeitraum von 4/2011 bis 2/2012 gekauft.

Die 27 konventionellen Proben stammten von 9 verschiedenen Produzenten und wurden in Hamburger Supermärkten zwischen 4/2011 und 12/2011 gezogen. Die Packungsgröße lag zwischen 250 g und 1000 g mit 2 - 7 Filets. Sie enthielten vereinzelt Zusatzstoffe (Citronensäure, Phosphate E 451 und E 452).

- Doraden

Insgesamt 61 Proben wurden für das Projekt gekauft.

Die 25 frischen ganzen Bio-Doraden stammten aus ökologischer Aquakultur in Griechenland und wurden in 4/2011 und 2/2012 bei einem Fischgroßhändler bezogen.

Die 25 konventionell aufgezogenen Doraden wurden als frische ganze Fische von 3 Fischgroßhändlern erworben. Die tiefgefrorenen ganzen Doraden und Doradenfilets stammten von 5 weiteren Produzenten und wurden sowohl im Großhandel als auch in Hamburger Supermärkten gekauft. Da hier die einzelnen Tiere zu klein waren, wurde aus mehreren Fischen eine Mischprobe hergestellt. Die frischen Tiere stammten aus Aquakulturbetrieben in Griechenland und die tiefgefrorenen aus der Türkei. Sie wurden zwischen 11/2010 und 1/2012 gekauft.

Die zwischen 11/2010 und 11/2011 gekauften 11 wilden Doraden stammten nach den Angaben der 3 Fischgroßhändler aus dem Oman, Frankreich und dem Atlantik. Auch hier wurden bei 2 Proben Mischproben aus mehreren Tieren hergestellt.

- Garnelen

Die 77 Garnelenproben wurden sowohl im Großhandel als auch in Supermärkten im Zeitraum von 4/2011 bis 2/2012 als Tiefkühlware gekauft. Die Packungsgrößen schwankten zwischen 150 g und 1.000 g. Bei einem Füllgewicht von weniger als 500 g wurden mindestens 2 - 4 Pakete von einem Produkt mit gleicher Chargennummer gekauft und daraus eine Mischprobe hergestellt. Alle Garnelen waren im rohen Zustand (1 Ausnahme). Es handelte sich um ganze Tiere, Tiere ohne Kopf oder geschälte Tiere.

Die 25 Bio-Garnelenproben stammten aus Bangladesch, Vietnam, Ecuador und Costa Rica. Sie wurden von 8 unterschiedlichen Produzenten gekauft.

Von konventionell gezüchteten Garnelen wurden 27 Proben von 12 Herstellern untersucht. Hier war als Herkunftsland Bangladesch, Vietnam, Thailand, Indonesien oder China angegeben. Viele der konventionell erzeugten Produkte enthielten Zusatzstoffe wie Citronensäure, Citrate, Natriumbicarbonat, Sulfit, Phosphate (E 450 - E 452) und Kaliumtartrat.

Ferner wurden 25 Produkte aus wilden Garnelen untersucht, die aus den FAO Fanggebieten 34, 51, 57 und 71 stammten. Den wildlebenden Garnelen war im Zuge der Produktion teilweise Citronensäure und Sulfit zugesetzt worden. Die Erzeugnisse waren von 6 verschiedenen Herstellern.

3.2 Spezies-Identifizierung

Die im Rahmen dieses Projektes durchgeführte Bestimmung der Fisch- bzw. Garnelenart hatte das Ziel, die deklarierte Tierart der Erzeugnisse zu überprüfen. Hauptsächlich auf der Ebene des Einzelhandels, der Kantinen und Restaurants wurden in den letzten Jahren häufig falsch deklarierte Fischerei-Erzeugnisse festgestellt (Rehbein et al., 2009; Miller et al., 2011; Cline, 2012).

Abgesehen vom Gesichtspunkt des Verbraucherschutzes ist es auch für die Interpretation der im Rahmen dieses Projektes ermittelten analytischen Daten (Gehalte an Fettsäuren, Carotinoiden, Stabilisotopen) von Bedeutung, dass die deklarierte Tierart der Proben zutrifft.

3.2.1 Isoelektrische Fokussierung (IEF) der wasserlöslichen Proteine

Zur Speziesidentifizierung wurde die isoelektrische Fokussierung der wasserlöslichen Proteine aus Fischfilet nach der amtlichen Methode § 64 LFGB, L11.00/6, Untersuchung von Lebensmitteln - Nachweis der Fischart bei nativem Muskelfleisch mit Hilfe der isoelektrischen Fokussierung (PAGIF), durchgeführt. Dazu wurden 5 g helle Muskulatur mit der dreifachen Menge destillierten Wassers extrahiert; unlösliches Protein wurde durch Zentrifugation abgetrennt.

Die wasserlöslichen Proteine wurden mit Polyacrylamid-Fertiggelen, Servalyt Precotes® 3-10 (SERVA), aufgetrennt und anschließend mit Coomassie-Farbstoff (SERVA Violett 17) angefärbt.

Als pl-Marker diente der IEF Marker 3-10, SERVA Liquid Mix (Cat. No. 39212).

3.2.2 Polymerase-Kettenreaktion (PCR)-basierte DNA-Analyse

- Fische

Aus den mitochondrialen tRNA^{Glu}/Cytochrom b – Genen wurde ein Segment von 464 Basenpaaren vervielfältigt und anschließend sequenziert (Schiefenhövel und Rehbein, 2011). Die so erhaltenen Sequenzen wurden mittels BLAST (**b**asic **l**ocal **a**ssignment **s**earch **t**ool) untereinander und mit Sequenzen in GenBank (<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/>) verglichen.

Zusätzlich wurde die PCR-SSCP (SSCP = single strand conformation polymorphism) als Methode zum Vortest auf Einheitlichkeit der Partien aus Erzeugnissen von Bachforellen und Lachsen herangezogen (Rehbein, 2005).

- Garnelen

Aus dem mitochondrialen 16S rRNA-Gen wurde ein Segment von 312 Basenpaaren vervielfältigt, einer SSCP-Analyse unterworfen und anschließend sequenziert (Schiefenhövel und Rehbein, 2010). Die so erhaltenen Sequenzen wurden mittels BLAST (**b**asic **l**ocal **a**ssignment **s**earch **t**ool) untereinander und mit Sequenzen in GenBank (<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/>) verglichen.

Bei den SSCP-Analysen wurden folgende Geltypen, Puffer und Laufbedingungen eingesetzt:

Gel: CleanGel 10 % 52 S (SERVA Cat No. 43340.01)

SSCP-Puffer 1: Delect-Puffer-Kit (SERVA Cat No. 43355.01)

SSCP-Puffer 2:

Rehydratisierungspuffer: 90 mM Tris-Phosphat + 5 % (v/v) Glycerin.

10,92 g Tris in destilliertem Wasser lösen und mit Phosphorsäure auf pH 8,4 einstellen; 60 ml Glycerin (87%-ig) zugeben und auf 1 Liter mit demin. Wasser auffüllen.

Elektrodenpuffer (5x TBE):

450 mM Tris, 375 mM Borsäure, 12,5 mM EDTA, *di*-Natriumsalz, *di*-Hydrat.

Laufbedingungen:

1. Phase 200 V, 20 mA, 10 W (10 min)
2. Phase 375 V, 30 mA, 20 W (50 min)
3. Phase 450 V, 30 mA, 20 W (>90 min)

Die zur Rehydratisierung und als Elektrodenpuffer verwandten SSCP-Puffer 2 (Westermeier, 2001) erwiesen sich als gut geeignet für die SSCP, obwohl die DNA-Einzelstrangbanden nicht so scharf wie bei Delect-Puffer sind.

3.3 Grundzusammensetzung

Die Bestimmung des Proteingehaltes erfolgte nach der Methode von Dumas. Die Proben wurden mit einem TruSpec N (Leco Instruments GmbH, Mönchengladbach) analysiert. Dabei wird das Fischhomogenat in reinem Sauerstoff verbrannt und der entstehende Stickstoff über die Veränderung der Wärmeleitfähigkeit quantifiziert. Der Gesamteiweißanteil errechnet sich durch Multiplikation des Stickstoffgehaltes mit 6,25.

Der Fettgehalt der Proben wurde nach einer modifizierten Methode von Smedes (1999) bestimmt. Das Fett wurde aus dem homogenisierten Probenmaterial mit einer Mischung aus Isopropanol und Cyclohexan extrahiert. Nach Zugabe von Wasser wurde die fetthaltige organische Phase abgetrennt, eingeeengt, getrocknet und gewogen.

Die Bestimmung der Trockensubstanz (darüber wird der Wassergehalt berechnet) erfolgte durch ca. 18-stündiges Trocknen des mit Seesand vermengten Probenhomogenats bei 105 °C im Trockenschrank.

3.4 Stabilisotope

Aus 12,5 g Fischhomogenat wurden die Lipide in Anlehnung an Smedes (1999) mittels Cyclohexan und 2-Propanol extrahiert. Die zurückbleibende wässrige Phase nebst Bodensatz wurde gefriergetrocknet, um die fettfreie Trockenmasse (FTM) zu gewinnen. Die Analyse umfasste die stabilen Isotope von Kohlenstoff ($\delta^{13}\text{C}$) in Fett und FTM sowie von Stickstoff ($\delta^{15}\text{N}$) in FTM. Es wurden 0,75 mg FTM bzw. 0,46 mg Fett in Zinnkapseln eingewogen und in einem Flash EA 1112 Elementaranalysator (Thermo Scientific, Waltham, MA) verbrannt. Die resultierenden Gase CO_2 bzw. N_2 wurden mittels Isotopenverhältnis-Massenspektrometrie (IRMS) analysiert.

Die Stabilisotopen-Analyse von Kohlenstoff ($^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$) und Stickstoff ($^{15}\text{N}/^{14}\text{N}$) erfolgte an einem Delta^{plus} XL Isotopenverhältnis-Massenspektrometer (Thermo Scientific) mittels der Software Isodat 2.0 (Thermo Scientific). Die Isotopenverhältnisse sind in ‰ auf einer δ -Skala angegeben und beziehen sich auf die internationalen Standards VPDB bzw. AIR. Die $\delta^{13}\text{C}$ -Werte sind wie folgt berechnet ($\delta^{15}\text{N}$ entsprechend):

$$\delta^{13}\text{C} [\text{‰}] = \frac{R_{\text{Probe}} - R_{\text{Standard}}}{R_{\text{Standard}}} \cdot 1000 \quad R = \frac{^{13}\text{C}}{^{12}\text{C}}$$

Unter Verwendung der jeweiligen Referenzgase war die Standardabweichung der Messungen ($n = 9$) sowohl für Kohlenstoff als auch für Stickstoff $\leq 0,05\text{‰}$. Um eventuelle Inhomogenitäten des Probenmaterials auszugleichen und möglichst verlässliche Ergebnisse zu erzielen, wurde für jede Probe der Mittelwert aus 3 Analysen ermittelt. Die Standardabweichung dieser Analysen betrug maximal $0,15\text{‰}$, lag aber im Mittel (Median) deutlich niedriger: $0,03\text{‰}$ bzw. $0,05\text{‰}$ für Kohlenstoff in Fett bzw. FTM und $0,04\text{‰}$ für Stickstoff.

Mit Hilfe der folgenden internationalen Standards wurden Saccharose bzw. Harnstoff (Merck, Darmstadt) als Arbeitsstandards kalibriert: IAEA-CH-6 ($\delta^{13}\text{C}_{\text{VPDB}} = -10,449\text{‰}$), IAEA-CH-3 ($\delta^{13}\text{C}_{\text{VPDB}} = -24,724\text{‰}$) und NBS 22 ($\delta^{13}\text{C}_{\text{VPDB}} = -30,031\text{‰}$) für Kohlenstoff; IAEA-N1 ($\delta^{15}\text{N}_{\text{Air}} = 0,4\text{‰}$) und IAEA-N2 ($\delta^{15}\text{N}_{\text{Air}} = 20,3\text{‰}$) für Stickstoff. Die Arbeitsstandards wurden regelmäßig während jeder Sequenz analysiert, um die Wiederholbarkeit zu überwachen und die Referenzgase Kohlendioxid und Stickstoff (Air Liquide, Düsseldorf) zu kalibrieren.

3.5 Fettsäuren

Die Untersuchungen beschränkten sich auf den Triglycerid-Anteil des extrahierten Fettes. Es wurden 19 einzelne Fettsäuren erfasst, die zusammen als 100 % definiert wurden. Die angegebene prozentuale Fettsäurezusammensetzung bezieht sich folglich auf die Summe dieser Fettsäuren (g/100 g Fettsäuren) und nicht auf die absoluten Anteile am Gesamtfett.

Die Bestimmung der Fettsäuren erfolgte mittels Gaschromatographie nach vorheriger Umesterung gemäß DGF-Methoden C-VI 11d und C-VI 10a:

100 mg des extrahierten Fettes wurden in ein Schraubdeckelreagenzglas mit 4 ml Cyclohexan und 0,2 ml methanolischem Kaliumhydroxid versetzt und geschüttelt. Nach Zugabe von ca. 1 g Natriumhydrogensulfat wurde erneut geschüttelt. Die überstehende Lösung wurde mit Cyclohexan 1:20 verdünnt und $1 \mu\text{l}$ im Gaschromatographen untersucht.

Bedingungen der Gaschromatographie:

GC: 7890A mit Auswertesoftware ChemStation (Fa. Agilent)

Säule: J&W DB-23, 60 m, 0,32 mm, 0,25 μm

Trägergas: Helium

Injektor: 250°C, splitless

Detektor: FID, 300°C

Temperaturprogramm: 140 °C - 2°C/min – 160 °C - 1°C/min – 180 °C (5 min) – 20 °C/min – 250 °C (10min)

3.6 Carotinoide

Die Carotinoide im Muskelfleisch der Lachse, Bachforellen und Garnelen wurden mittels Hochdruckflüssigkeitschromatographie (HPLC) untersucht (Ostermeyer U & Schmidt T, 2004) und verglichen.

10 g Fisch- bzw. Garnelenhomogenat werden in ein Zentrifugenglas eingewogen und mit Aceton extrahiert. Die Probe wird dann zentrifugiert und der überstehende Acetonextrakt in einen Scheidetrichter überführt. Zur vollständigen Extraktion der Carotinoide muss dieser Vorgang noch zweimal wiederholt werden, so dass ein weißer Rückstand im Zentrifugenglas zurückbleibt.

Die gesammelten Acetonextrakte einer Probe werden mit Wasser und Kochsalz versetzt und mit Heptan ausgeschüttelt. Die Carotinoide gehen dabei von der Aceton- in die Heptanphase über. Die sichtbar orange-rot gefärbte Heptanphase wird abgetrennt und auf ein definiertes Volumen aufgefüllt. Zur Abtrennung der Fette wird ein Teil dieser Probelösung auf eine kleine Kieselgelsäule gegeben. Die störenden Fette werden von der Säule gespült. Die Carotinoide werden anschließend mit Methanol eluiert. Das Eluat wird am Rotationsverdampfer zur Trockene eingengt und der Rückstand in einem geeigneten Lösungsmittel aufgenommen.

Diese Lösung wird auf zwei Arten per HPLC untersucht. Die Bestimmung der Gehalte an freiem all-trans-Astaxanthin und Canthaxanthin erfolgt mittels Reversed-phase HPLC. Zur Trennung der freien all-trans-Astaxanthin-Isomere kommt eine chirale Phase zum Einsatz. Bei allen Proben wurden Doppelbestimmungen durchgeführt.

Eine Zusammenfassung der analytischen Vorgehensweise zeigt Abbildung 3.6.1.

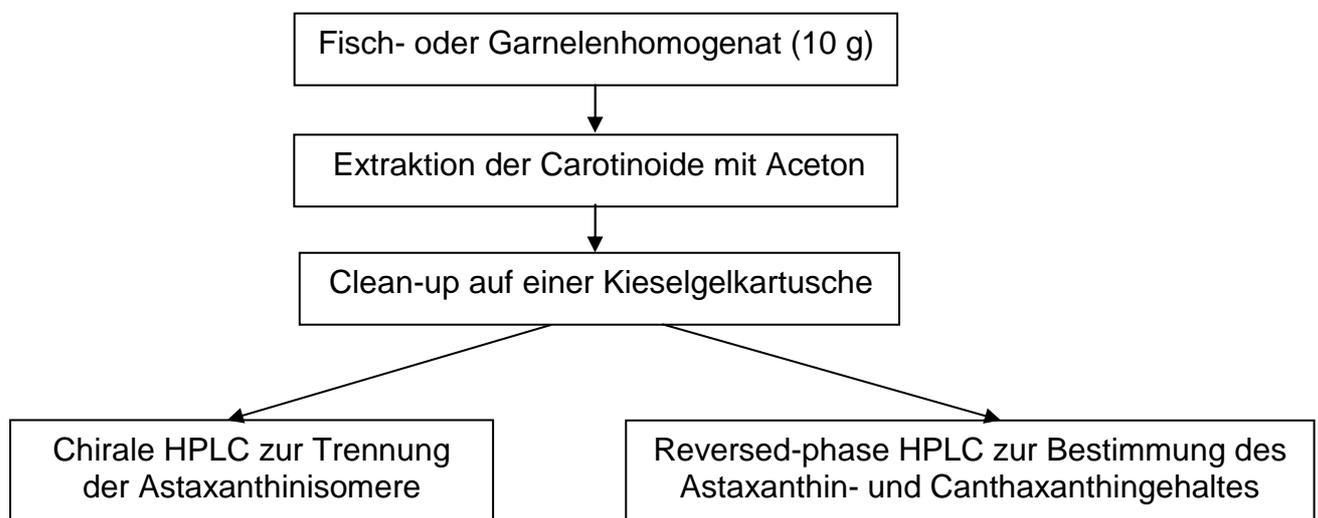


Abb. 3.6.1: Schema der Reinigung und Bestimmung von Carotinoiden in Fischen und Garnelen

3.7 Multivariate Datenanalyse

Für die Klassifizierung der Spezies in die verschiedenen Herkünfte (konventionell, ökologisch, wild) wurde eine Kombination der *Partial least squares* (PLS) und der Diskriminanzanalyse (DA), die Partial-Least-Squares-Diskriminanzanalyse (PLS-DA) eingesetzt (SAS Institute Inc., 2009; van Ruth et al., 2010). Die PLS dient der Dimensionsreduktion von Datensätzen mit vielen bzw. stark voneinander abhängigen Variablen und nur wenigen Objekten ohne dabei zu viel Information für die Gruppenzugehörigkeit der Objekte zu verlieren. Für die Berechnung der Vorhersagemodelle werden bei der PLS Prozedur sukzessive Linearkombinationen erstellt, die sogenannten Faktoren, bei denen sowohl die unabhängigen Variablen (X-Matrix) als auch die abhängigen Variablen (Y-Matrix) berücksichtigt werden. Bei der anschließenden Diskriminanzanalyse werden die extrahierten Faktoren der PLS als Variablen für die Einstufung in die vordefinierten Klassen verwendet.

Berücksichtigt wurde die Anzahl von Faktoren ($n = 1 - 8$) bei der die Quadratsumme der vorhergesagten Residuen (PRESS) ein Minimum ergab (Tobias; van Ruth et al., 2010). Um ein „Overfitting“ zu vermeiden und die Güte der Klassifikation bzw. die Prognosefähigkeit zu testen, wurde eine Kreuzvalidierung durchgeführt. Hierbei wurde der gesamte Datensatz in zwei Datensätze geteilt, in einen Trainings- und einen Testdatensatz. Um evtl. zeitliche Einflussfaktoren ausschließen zu können, erfolgte die Zuordnung alternierend in die jeweiligen Gruppen. Die Güte der Modelle wurde anhand der Fehlklassifikationsrate bestimmt, je geringer diese war, desto besser das Modell.

Alle Auswertungen wurden mit dem Statistikpaket SAS Vers. 9.2 durchgeführt.

3.8 Bachforellen-Teichanlagen

Zur detaillierten Dokumentation und Bewertung der Aufzuchtbedingungen wurden geeignete Erzeugerbetriebe von Bachforellen besucht, wodurch eine Probennahme direkt vor Ort möglich war. In den drei ökologisch und drei konventionell arbeitenden Betrieben bestand jeweils die Möglichkeit mit dem Züchter zu sprechen und sich den Betrieb samt Fischteichen anzusehen. Die Betriebe waren über das deutsche Bundesgebiet verteilt.

Alle aufgesuchten Betriebe züchteten neben Bachforellen auch andere Arten wie Saiblinge und Regenbogenforellen.

Von allen Betrieben wurden Futtermittelproben gezogen und im Labor untersucht (vgl. Abschnitt 4.3.2 und 4.4.2). Alle Futtermittel enthielten unabhängig von der Produktionsweise sowohl Fischmehl als auch Fischöl. Als fleischfressende Fische sind Bachforellen darauf angewiesen. Bei den Bio-Futtermitteln werden an die Herstellung des Fischmehls und Fischöls besondere Anforderungen (VO (EG) Nr. 889/2008 Art. 25k) gestellt. Die pflanzlichen Komponenten müssen ökologisch erzeugt worden sein.

- Konventionell arbeitende Betriebe

Betrieb A

In diesem EU-zertifizierten, extensiv arbeitenden Fischzuchtbetrieb stammen die Jungtiere weitgehend aus eigener Züchtung. Der künstlich angelegte Erdteich, in dem ausschließlich Bachforellen leben, ist ca. 10 m x 20 m groß. Auf dem Boden des Teiches befindet sich Kies, den Teichrand bildet Gras. Der Teich wird mit Bachwasser und hauseigenem Quellwasser gespeist. Das eingeleitete Wasser hat die Güteklasse I - II und ist ca. 14 °C warm. Im Sommer wird das Wasser des Teiches auch wärmer und bei Bedarf belüftet.

Die Fische werden nach Bedarf ausschließlich per Hand gefüttert. Zuviel Futter erzeuge Stress, der vermieden werden soll. Der Züchter ist mit der Qualität des verwendeten Fischfutters nicht zufrieden und beabsichtigt daher künftig ein anderes zu verwenden.

Die Bachforellen, die bis zur Schlachtreife 2,5 bis 3 Jahre benötigen, werden frisch und geräuchert direkt vermarktet oder an gastronomische Betriebe ausgeliefert.

Die zu Versuchszwecken gekauften frischen Bachforellen hatten ein Schlachtgewicht von durchschnittlich 491 g (Min - Max: 358 g - 740 g) und die geräucherten Tiere eines von 358 g (Min - Max: 306 g - 490 g).

Die Produktionsweise unterscheidet sich kaum von der eines ökologisch arbeitenden Betriebes.

Betrieb B

Dieser Forellenzuchtbetrieb produziert die Bachforellen vom Ei ab bis zum fertigen Speisefisch. Die Aufzucht der Jungtiere erfolgt in Kunststoffrinnen und runden Betonbecken. Anschließend gelangen sie in kleine Naturteiche mit Kiesboden und Grasrand. Die Teiche werden regelmäßig geleert und gekalkt. Das verwendete Quellwasser ist 6 - 10 °C kalt. Die Teiche werden belüftet.

Die Fische werden auch in diesem Betrieb per Hand gefüttert. Das extrudierte Alleinfuttermittel für Forellen enthält nach Herstellerangaben neben Fischmehl, Fischöl und Hämoglobinpulver als pflanzliche Komponenten Sojaextraktionsschrot, Weizen, Palmöl und Erbsenprotein sowie Premix.

Der Fisch wird im eigenen Verkaufsladen frisch geschlachtet oder geräuchert angeboten.

Für unsere Untersuchungen haben wir frische Bachforellen mit einem durchschnittlichen Schlachtgewicht von 154 g (Min - Max: 114 g - 231 g) gekauft.

Betrieb C

Dieser Forellenzuchtbetrieb erzeugt jährlich ca. 2 t Bachforellen in einer offenen Kreislaufanlage. Die Fischeier werden selbst erbrütet. Die Fische werden später in ca. 8 x 10 m großen Betonrinnen aufgezogen. Die Anlage wird gespeist mit ca. 9 - 10 °C kaltem Quellwasser, das sich durch einen sehr hohen Härtegrad (60 dH) auszeichnet.

Die Fütterung der Fische erfolgt nach Bedarf per Hand mit pelletiertem Futtermittel. Dieses Alleinfuttermittel enthält laut Angaben des Herstellers neben Fischmehl,

Blutmehl und Fischöl als pflanzliche Komponenten Sojaschrot, Weizen, Rapskuchen, Sonnenblumenschrot und Rapsöl, sowie Vitamine und Mineralstoffe. Die Tiere brauchen ca. 3 Jahre bis zur Schlachtreife.

Der Verkauf erfolgt im eigenen Hofladen sowie mit Verkaufsfahrzeugen auf Märkten. Neben dem Direktverkauf besteht aber auch ein Handel an Wiederverkäufer (Hotels, Gaststätten, Fischgeschäfte u. a.). Der Betrieb besitzt eine hauseigene Räucherei.

Die von uns gekauften frischen Bachforellen hatten ein Schlachtgewicht von durchschnittlich 546 g (Min - Max: 338 g - 695 g) und die geräucherten Tiere eines von 542 g (Min - Max: 396 g - 718 g).

- Ökologisch arbeitende Betriebe

Betrieb D

Diese Forellenteichwirtschaft ist sowohl von der EU als auch von Naturland zertifiziert worden.

Die extensive Haltung der Bachforellen in den ca. 6 x 25 m großen Naturteichen erfolgt sortenrein. Die Teiche sind rundherum begrünt, wobei der Grasrand von Schafen kurz gehalten wird. Das aus einem kleinen Fluss stammende Wasser nimmt beim Einlauf (20 - 30 l/s) in die Teiche Luft auf.

Die Fische wachsen in 18 - 24 Monaten auf ein Schlachtgewicht von 300 - 500 g an. Die Fütterung erfolgt per Hand sowie mit einem Pendelautomaten. Das Futtermittel besteht laut Etikett aus Fischmehl, Fischöl, ökologisch erzeugten Erbsen und Sonnenblumenextrakten sowie Vitaminen und Mineralstoffen.

Der Betrieb produziert jährlich ca. 6,5 t Bachforellen, die nahezu ausschließlich an einen Großhändler geliefert werden. Eine kleine Menge wird direkt vermarktet. Für unsere Untersuchungen haben wir frische Bachforellen mit einem durchschnittlichen Schlachtgewicht von 389 g (Min - Max: 344 g - 442 g) gekauft. Die geräucherten Tiere waren mit durchschnittlich 256 g (Min - Max: 243 g - 268 g) etwas leichter.

Betrieb E

Die Forellenzucht ist von Naturland und der EU zertifiziert worden.

Die Fische leben in kleinen Teichen mit natürlichem Kiesboden. Sie werden durch Bäume und Sträucher teilweise beschattet. Das eingespeiste kalte Quellwasser ist stark kohlenstoffhaltig. Vor dem Eintritt des Wassers in die Fischteiche fließt das Wasser über mehrere Stufen, die der Entlüftung dienen.

Die Fütterung der Fische erfolgt auch hier per Hand. Das Futter enthält nach Herstellerangaben neben Fischmehl und Fischöl Produkte aus der Bioweizenvermahlung, Biorapskuchen, Biosojabohnen, Biopflanzenöl und Zusatzstoffe.

Die Fische werden über den Großhandel vertrieben. Die zu Untersuchungszwecken eingekauften frischen Bachforellen hatten ein durchschnittliches Schlachtgewicht von 394 g (Min - Max: 328 g - 522 g) und die geräucherten Tiere eines von 262 g (Min - Max: 251 g - 280 g). Bei einem Teil der untersuchten Tiere, die in filetierter Form erworben wurden, handelte es sich laut späterer Speziesidentifizierung nicht um

Bachforellen, sondern um Saiblinge, die folglich nicht in die Untersuchung einbezogen wurden.

Betrieb F

In dem sowohl von Naturland als auch von einem Schweizer Verband zertifizierten Fischzuchtbetrieb werden die Bachforellen in ca. 3 x 15 m großen rechteckigen Naturteichen extensiv gehalten. Das über das ganze Jahr gleichbleibend kalte (9 – 10 °C) Quellwasser fließt mit einer Geschwindigkeit von 200 l/s in die Teiche ein. Die Fütterung erfolgt nach Bedarf per Hand. Dieser Betrieb bezieht das Futter von demselben Hersteller wie Betrieb E.

Die meisten Fische werden in die Schweiz exportiert. In Deutschland sind die Bachforellen dieses Erzeugerbetriebes größtenteils über einen einzelnen Großhändler zu beziehen. Der Betrieb verfügt über eine eigene Räucherei.

Das durchschnittliche Schlachtgewicht der von uns untersuchten frischen Tiere betrug 324 g (Min - Max: 260 g - 412 g) und das Gewicht der geräucherten Filets 131 g (Min - Max: 110 g - 146 g).

4. Ergebnisse und Diskussion

4.1 Spezies-Identifizierung

4.1.1 Lachserzeugnisse

Bei allen Lachserzeugnissen wurde als Vortest die SSCP eingesetzt. Zur Bestätigung der Ergebnisse der SSCP wurde bei 23 Proben eine DNA-Sequenzierung durchgeführt.

Tab. 4.1.1.1: Identifizierung von Lachsprodukten durch BLAST

Probencode	deklarierte Fischart	BLAST-Ergebnis: Accession-no., score, ID%, Fischart
17.11.10/KonGraLa/Frei/1	<i>Salmo salar</i>	FJ435620, 708, 99 %, <i>Salmo salar</i>
17.11.10/BioRäuLa/Re	<i>Salmo salar</i>	FJ435620, 712, 100 %, <i>Salmo salar</i>
17.11.10/KonRäuLa/St	<i>Salmo salar</i>	FJ435620, 712, 100 %, <i>Salmo salar</i>
17.11.10/KonRäuLa/Kr	<i>Salmo salar</i>	FJ435620, 723, 100 %, <i>Salmo salar</i>
18.11.10/WilRäuLa/Frei	<i>Oncorhynchus nerka</i>	FJ435606, 713, 100 %, <i>Oncorhynchus nerka</i>
18.11.10/WilRäuLa/Frie	<i>Oncorhynchus kisutch</i>	GU391990, 710, 100 %, <i>Oncorhynchus kisutch</i>
20.11.10/BioRäuLa/Biv	<i>Salmo salar</i>	FJ435620, 712, 100 %, <i>Salmo salar</i>
22.01.11/WilGraLa/Frie	<i>Oncorhynchus nerka</i>	FJ435606, 710, 100 %, <i>Oncorhynchus nerka</i>
18.04.11/KonGraLa/Frie	<i>Salmo salar</i>	FJ435620, 717, 99 %, <i>Salmo salar</i>
18.04.11/WilGraLa/Frie	<i>Oncorhynchus nerka</i>	EF055889, 756, 99 %, <i>Oncorhynchus nerka</i>
18.04.11/KonGraLa/Frei	<i>Salmo salar</i>	AF133701, 758, 99 %, <i>Salmo salar</i>
18.04.11/KonGraLa/Wij	<i>Salmo salar</i>	AF133701, 758, 99 %, <i>Salmo salar</i>
18.04.11/KonGraLa/Kr	<i>Salmo salar</i>	AF133701, 758, 99 %, <i>Salmo salar</i>
12.08.11/WilGraLa/Frie	<i>Oncorhynchus nerka</i>	FJ435606, 734, 99 %, <i>Oncorhynchus nerka</i>
01.09.11/WilGraLa/Frie	<i>Oncorhynchus nerka</i>	EF055889, 756, 99 %, <i>Oncorhynchus nerka</i>
19.09.11/WilGraLa/Frie	<i>Oncorhynchus nerka</i>	EF055889, 763, 99 %, <i>Oncorhynchus nerka</i>
26.09.11/WilGraLa/Frie	<i>Oncorhynchus nerka</i>	EF055889, 756, 99 %, <i>Oncorhynchus nerka</i>
24.11.11/BioGraLa/Deu/1	<i>Salmo salar</i>	FJ435620, 736, 99 %, <i>Salmo salar</i>
24.11.11/BioGraLa/Deu/2	<i>Salmo salar</i>	FJ435620, 580, 99 %, <i>Salmo salar</i>
24.11.11/BioGraLa/Deu/3	<i>Salmo salar</i>	AF133701, 758, 99 %, <i>Salmo salar</i>
28.11.11/WilGraLa/Frie	<i>Oncorhynchus nerka</i>	FJ435606, 732, 99 %, <i>Oncorhynchus nerka</i>
03.01.12/WilGraLa/St	<i>Oncorhynchus nerka</i>	FJ435606, 734, 99 %, <i>Oncorhynchus nerka</i>
03.01.12/ WilGraLa/Frie	<i>Oncorhynchus nerka</i>	EF055889, 756, 99 %, <i>Oncorhynchus nerka</i>

Die Ergebnisse der Sequenzierung sind in Tab. 4.1.1.1 zusammengefasst. In allen Fällen war die Deklaration der Lachsspezies korrekt. Die ökologisch oder konventionell gefarmten Lachse gehörten der Spezies *Salmo salar* (Atlantischer Lachs) an, während die Wildlachse überwiegend der pazifischen Lachsspezies *Oncorhynchus nerka* (Rotlachs) zuzuordnen waren; nur eine Wildlachsprobe enthielt die Spezies *O. kisutch* (Silberlachs, Coho-Lachs).

Die Ergebnisse aller Lachs-Untersuchungen sind im Anhang 10.1 tabellarisch aufgeführt.

4.1.2 Bachforellen (*Salmo trutta*)

Als Vortest zur Einheitlichkeit der Partien wurde bei den rohen Bachforellen die IEF eingesetzt, bei den geräucherten Forellen die SSCP, da durch das Räuchern eine Anzahl von Proteinen denaturiert wird.

Die IEF für eine Partie (30.9.11/BioBF/We) ergab ein Proteinmuster, das von dem Muster aller anderen Proben abwich (Abb. 4.1.2.1). Die Sequenzierung von zwei Proben dieser Partie hatte zum Resultat, dass es sich um die Spezies *Salvelinus fontinalis* (Wandersaibling) handelte (Tab. 4.1.2.1). Die weitere Untersuchung von fünf Räucherfischproben desselben Betriebes durch DNA-Analyse (Sequenzierung der PCR-Produkte) ergab ebenfalls, dass die als Bachforelle bezeichneten Proben der Spezies Wandersaibling zuzuordnen waren.

Auch innerhalb der Bachforellenpartien wurde eine gewisse Variabilität beobachtet: die Probe 30.09.11/KonBF/Ae/Ni/2 zeigte im mittleren Gelteil ein anderes Bandenmuster als die beiden anderen Proben derselben Partie.

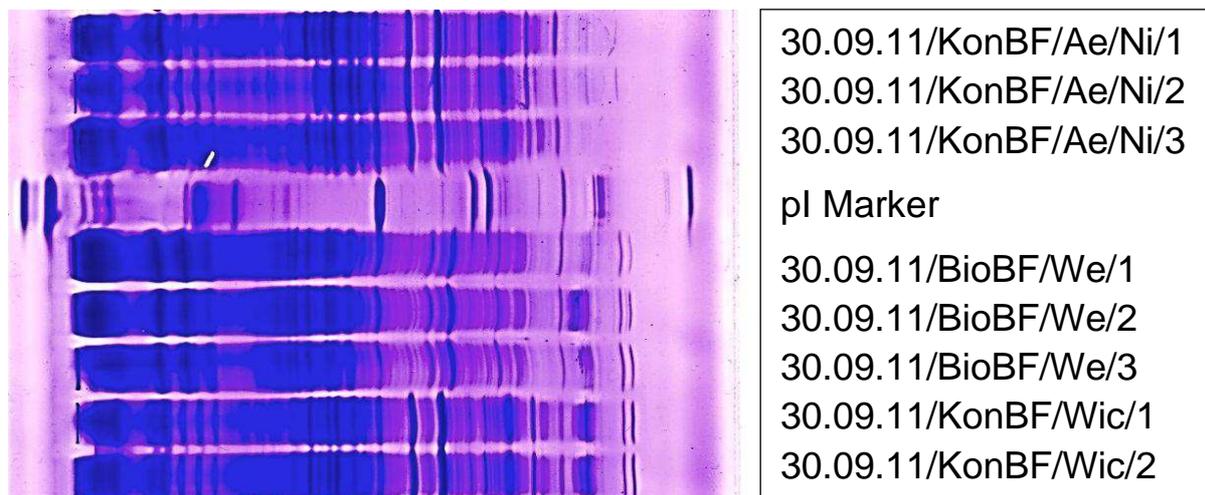


Abb. 4.1.2.1: Proteinmuster von rohen Forellen- und Saiblingfilets (IEF mit Servalyt Precote 3-10). Gelcode: RA001_12A. Anode: rechte Gelseite.

Tab. 4.1.2.1: Identifizierung von Forellenproben durch BLAST

Probencode	deklarierte Fischart	BLAST-Ergebnis: Accession-no., score, ID%, Fischart
30.09.11/KonBF/Th/1 Sequenz Bachforelle 4	<i>Salmo trutta</i>	FJ435623, 730, 100 %, <i>Salmo trutta</i>
30.09.11/BioBF/We/1 Sequenz Bachforelle 10	<i>Salmo trutta</i>	HQ167699, 730, 100 %, <i>Salvelinus fontinalis</i>

Die Ergebnisse aller Bachforellen-Untersuchungen sind im Anhang 10.2 tabellarisch aufgeführt.

4.1.3 Pangasius (*Pangasius hypophthalmus*)

Von der Welsart Pangasius (*P. hypophthalmus*) wurden ausschließlich tiefgefrorene Filets aus dem Einzelhandel untersucht. Die zunächst durchgeführte IEF von insgesamt 31 Filetproben ökologisch oder konventionell gefarmter Fische ergab ein einheitliches Proteinmuster für alle Proben (Abb. 4.1.3.1). Dieses Muster stimmte mit den Ergebnissen einer früheren IEF von Pangasius überein (Rehbein et al., 2011).

Zur Bestätigung der IEF wurde von den Proben (i) 1.2.12/BioPan/Deu/7 und (ii) 1.2.12/BioPan/Deu/11 eine PCR mit den Cytochrom b-Gen Primern L14735/H15149-ad durchgeführt: Sequenzierung und Sequenzvergleich mit Daten in GenBank (BLAST) ergaben, dass es sich um die Fischart *P. hypophthalmus* handelte (99 % ID mit GU324233, *P. hypophthalmus*); andere Pangasiusarten zeigten nur eine Sequenzähnlichkeit von unter 90 %.

Die Ergebnisse aller Pangasius-Untersuchungen sind im Anhang 10.3 tabellarisch aufgeführt.

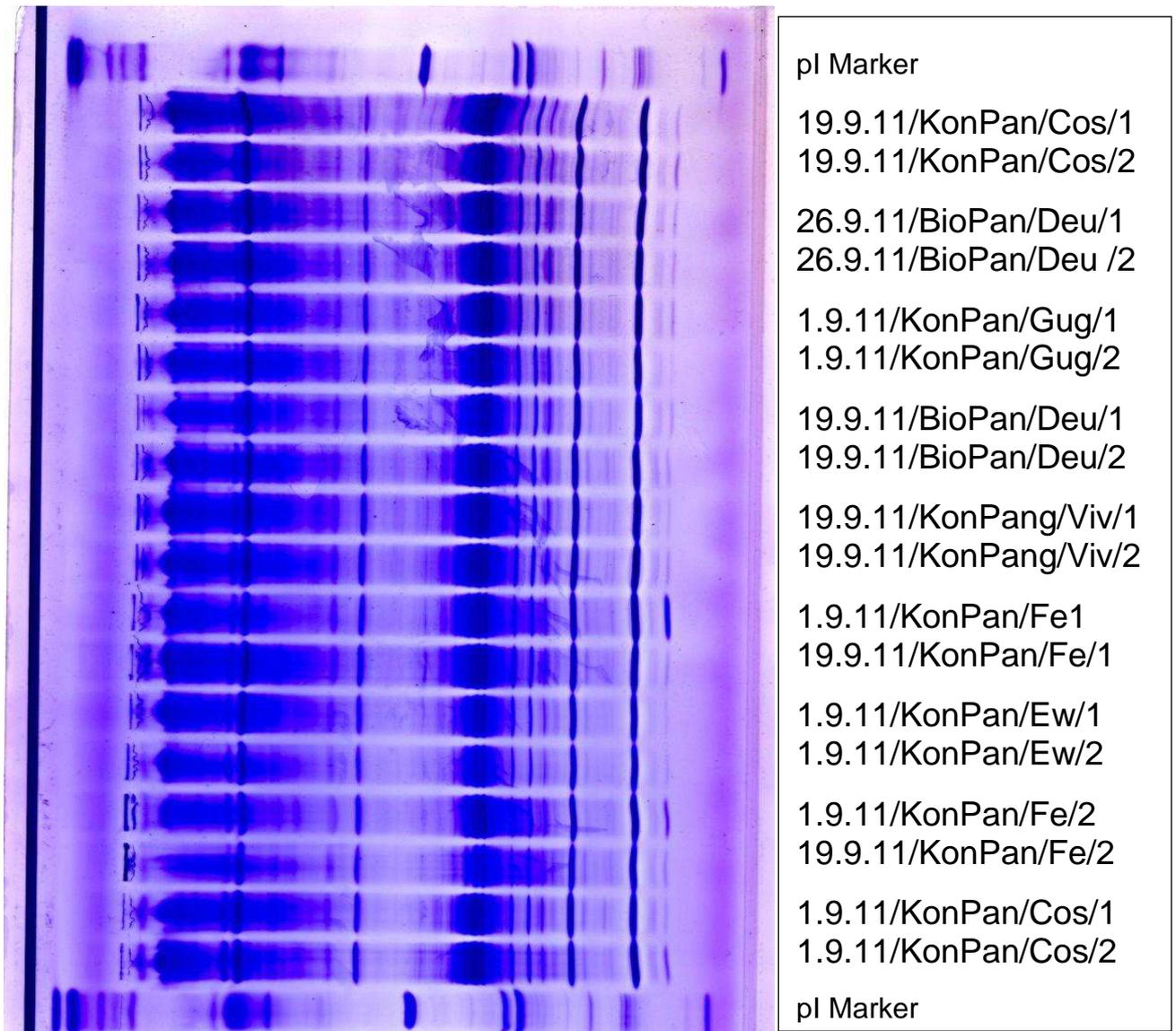


Abb. 4.1.3.1: Proteinmuster von Pangasiusfilets (IEF mit Servalyt Precote 3-10).
Gelcode: RA001_12D. Anode: rechte Gelseite.

4.1.4 Doraden

Während die Pangasiusfilets ein einheitliches Bild ergaben, stellte sich die Situation für die Doraden anders dar. Nach der Liste der Handelsbezeichnungen dürfen in Deutschland folgende Fischarten unter dem Namen „Dorade“ oder „Meerbrasse“ verkauft werden: *Lithognathus mormyrus*, *Spondilyosoma cantharus* sowie alle Fischarten der Gattungen *Dentex*, *Diplodus*, *Pagellus*, *Pagrus* und *Sparus* (BLE, 2012). Die Spezies *Sparus aurata* wird als Dorade Royal bezeichnet.

Die Proteinmuster einer Reihe der analysierten Doradenproben sind der Abb. 4.1.4.1 zu entnehmen. Die Muster von Doraden der Spezies *Sparus aurata*, Goldbrasse, Dorade Royal, (01.03.11/KonDor/GR/1-3), *Cheimerius nufar* (11.11.10/WilDor/Om/1-2), *Pagrus caeruleostictus*, Meerbrasse, Dorade, (25.11.11/ WildDor/Yi) und *Pagrus pagrus* Meerbrasse, Dorade, (11.11.10/WilDor/Deu/1-2) zeigten weitgehend spezifische Muster. Der Spezies *S. aurata* wurde Muster **A** zugeordnet und der Spezies *P. pagrus* Muster **C**. Allerdings waren *C. nufar* (Muster **B**) und *P.*

caeruleostictus (Muster **B1**) kaum zu unterscheiden. Die jeweilige Fischart war durch DNA-Analyse (siehe unten) ermittelt worden.

Da die Doradenart *Cheimerius nufar* nicht in der Liste der Handelsbezeichnungen aufgeführt ist, sind die Proben 11.11.10/WilDor/Om/1-2 falsch deklariert worden.

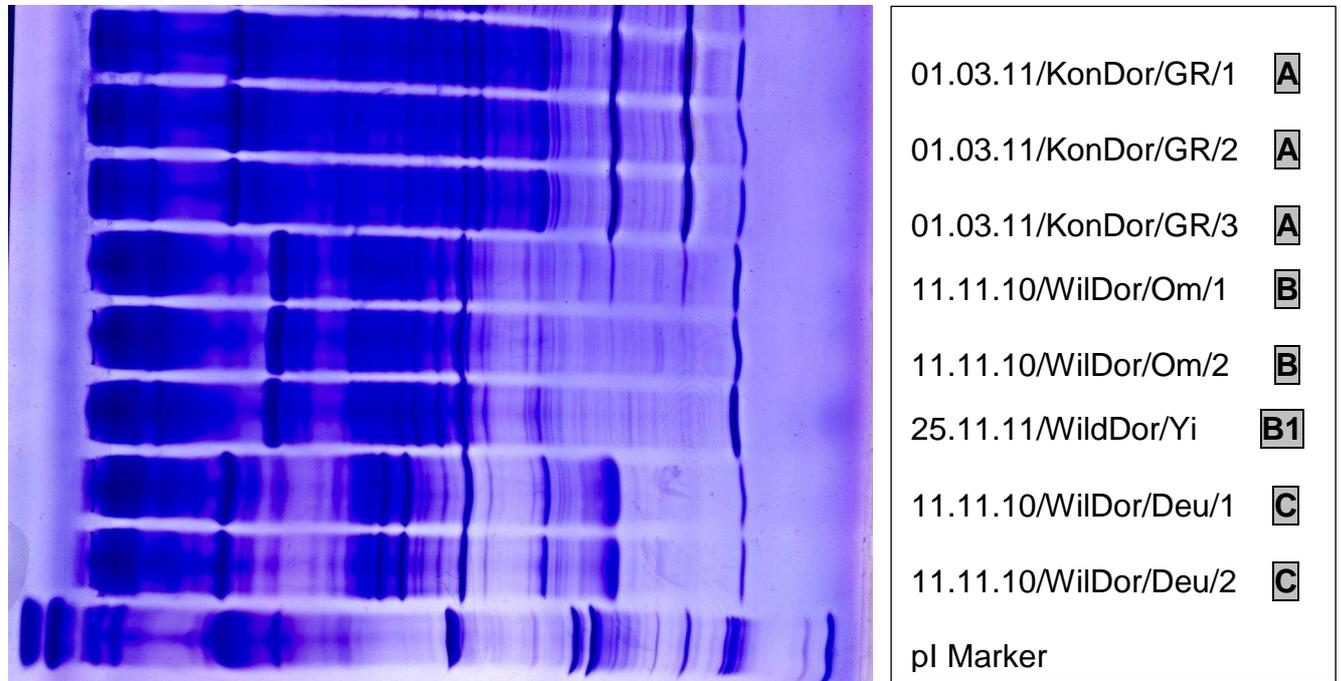


Abb. 4.1.4.1: Proteinmuster von Doradenfilets (IEF mit Servalyt Precote 3-10).
Gelcode: RA001_12C. Anode: rechte Gelseite.

Auf einem weiteren Gel (Abb. 4.1.4.2) aus einer anderen Charge der Servalyt-Precotes® 3-10, bei dem der Gelhintergrund stärker entfärbt wurde, sind die Unterschiede zwischen den Proteinmustern **A** und **B** (bzw. **B1**) noch deutlicher zu erkennen als in der vorherigen Abbildung. Außerdem werden die geringfügigen Unterschiede im Proteinprofil zwischen **B** und **B1** sichtbar.

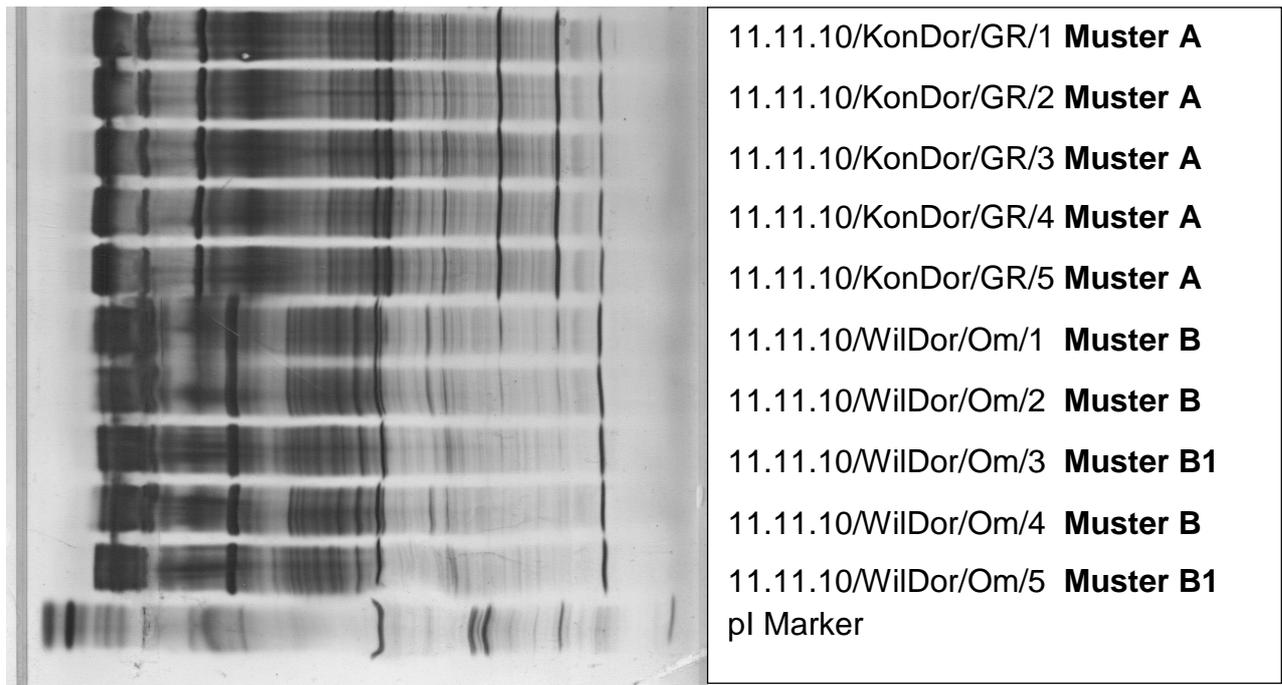


Abb. 4.1.4.2: Proteinmuster von Doradenfilets der Spezies *Sparus aurata*, *Cheimerius nufar* und *Pagrus caeruleostictus*. (IEF mit Servalyt Precote 3-10). Gelcode: RA001_12F. Anode: rechte Gelseite.

Die PCR der Doradenproben ergab folgende Ergebnisse:

- Es wurden 4 Doradenarten identifiziert (Tab. 4.1.4.1).
- Alle 4 Arten waren bei den wilden Doraden vertreten: *Sparus aurata*, *Pagrus pagrus*, *P. caeruleostictus* und *Cheimerius nufar*.
- Dagegen stammten alle Proben konventionell oder ökologisch gefarmter Doraden von der Art *Sparus aurata*.
- Bei den wilden Doraden aus dem Oman (11.11.10/WilDor/Om/1-5) handelte es sich um eine Mischung der beiden Arten *P. caeruleostictus* und *Cheimerius nufar*.
- Die wilden Doraden mit der Probenbezeichnung (25.11.11/WilDor/Deu/1-2) enthielten nicht die angegebene Spezies *Sparus aurata*, sondern *Pagrus pagrus*.

Die Ergebnisse aller Doraden-Untersuchungen sind im Anhang 10.4 tabellarisch aufgeführt.

Tab. 4.1.4.1: Identifizierung von Doradenproben durch BLAST

Probencode	deklarierte Fischart	BLAST-Ergebnis: Accession-no., score, ID%, Fischart
11.11.10/WilDor/Om/1	Keine Angabe	AF240707, 726, 99 %, <i>Cheimerius nufar</i> , DQ197940, 671, 97 %, <i>Dentex canariensis</i>
11.11.10/WilDor/Om/5	Keine Angabe	HM352763, 743, 100 %, <i>Pagrus caeruleostictus</i>
5.4.11/KonDor/Deu/2	<i>Sparus aurata</i>	DQ198005, 743, 100 %, <i>Sparus aurata</i>
25.11.11/WilDor/Deu/1	<i>Sparus aurata</i>	EF439217, 726, 99 %, <i>Pagrus pagrus</i>

4.1.5 Garnelen

Bei der Untersuchung der Garnelen wurde folgender Weg beschritten:

Zunächst wurde aus einem Beutel tiefgefrorener Garnelenschwänze (mit und ohne Schale) bzw. Ganztiere 3-5 Proben entnommen und nach Extraktion und Vervielfältigung der DNA durch eine SSCP analysiert.

Die Abb. 4.1.5.1 zeigt beispielhaft, dass die Inhalte der Beutel bei den Wildgarnelen häufig nicht homogen waren, d.h. offenbar Garnelen mehrerer Spezies enthielten. Beutel mit heterogenem Inhalt (40, 41, 42, 45) sind in Fettdruck aufgeführt.

Die Ergebnisse der Sequenzierungen sind im Anhang 10.5 tabellarisch aufgeführt.

Sie lassen sich wie folgt zusammenfassen:

- Die gefarmten Garnelen enthielten entweder die Spezies *Penaeus monodon* oder *Litopenaeus vannamei*. Bei den Biogarnelen überwog die letztgenannte Art.
- Bei den Produkten aus Wildgarnelen war es nicht immer möglich, die Spezies zu ermitteln. Häufig gelang es nur, die Gattung zu bestimmen. Die Wildgarnelen-Erzeugnisse enthielten Garnelen der Gattungen *Penaeus*, *Metapenaeus* und *Fenneropenaeus*.
- In einer Reihe von Wildgarnelen konnte die Spezies bestimmt werden (17.06.11/WilGar/Fris: *P. monodon*;
17.06.11/WilGar/bl: *F. merguensis*;
24.11.11/WilGar/Deu/1-2: *P. monodon*;
24.01.12/WilGar/Fris/1-4: *P. monodon*.)

Gemäß der Liste der Handelsbezeichnungen reicht für die Deklaration von Erzeugnissen aus Garnelen häufig die Angabe der Gattung.

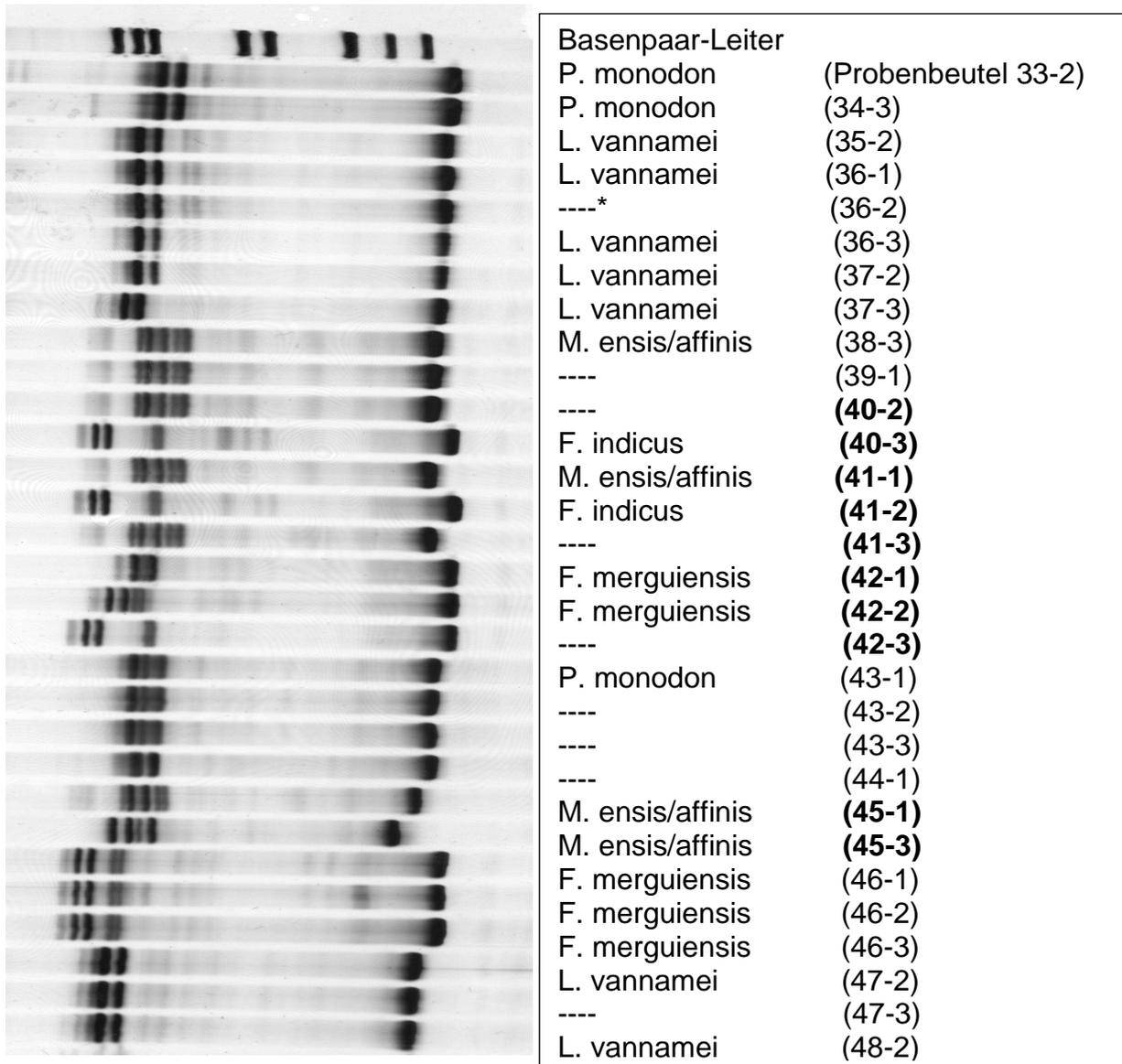


Abb. 4.1.5.1: SSCP-Muster von Garnelen. Gelcode:31-1-2012 CleanGel 10 %. SSCP-Puffer 2. Anode: rechte Gelseite. Die angegebenen Garnelenarten bzw. -gattungen wurden durch Sequenzierung bestimmt.
*: nicht sequenziert.

4.2 Grundzusammensetzung

4.2.1 Lachse

a) Graved Lachs

Die aus Wildlachs hergestellten Graved-Erzeugnisse zeichneten sich durch die geringsten Fett- und höchsten Proteingehalte aus, wie der Tab. 4.2.1.1 deutlich zu entnehmen ist. Dagegen stimmten die konventionell und ökologisch aufgezogenen Lachse in ihrer Grundzusammensetzung weitgehend überein.

Tab. 4.2.1.1: Gemittelte Grundzusammensetzung der Graved Lachs-
Handelsprodukte (MW \pm SD = Mittelwert \pm Standardabweichung)

	konventionell	ökologisch	wild
Anzahl der Proben	10	5	10
Protein (MW \pm SD) (%)	21,6 \pm 1,2	21,6 \pm 1,4	24,2 \pm 0,8
Minimum (%)	18,56	20,08	22,6
Maximum (%)	22,85	23,81	25,19
Fett (MW \pm SD) (%)	9,6 \pm 2,3	9,4 \pm 2,3	2,4 \pm 0,3
Minimum (%)	7,02	5,91	1,84
Maximum (%)	14,01	11,94	2,98
Wasser (MW \pm SD) (%)	63,9 \pm 2,5	63,7 \pm 1,1	67,5 \pm 1,2
Minimum (%)	59,88	62,55	65,34
Maximum (%)	66,34	65,1	69,19

b) Räucherlachs

Die Fettgehalte der geräucherten Wildlachse (Tab. 4.2.1.2) schwankten sehr viel stärker, als dies bei den Graved-Erzeugnissen der Fall war. Die aus Ökolachsen hergestellten Räucherwaren wiesen im Durchschnitt mehr Eiweiß und weniger Fett auf als die entsprechenden konventionellen Produkte.

Ein aus Schottland stammender Bio-Räucherlachs war offensichtlich falsch deklariert und ist deshalb nicht mit in die Tab. 4.2.1.2 aufgenommen worden. Dieser offensichtlich konventionell aufgezogene Lachs wies den höchsten Fettgehalt (12,2 %) und einen Proteingehalt von 22,5 % auf.

Tab. 4.2.1.2: Gemittelte Grundzusammensetzung der Räucherlachs-
Handelsprodukte (MW \pm SD = Mittelwert \pm Standardabweichung)

	konventionell	ökologisch	wild
Anzahl der Proben	10	11	11
Protein (MW \pm SD) (%)	21,2 \pm 1,3	23,5 \pm 1,6	23,4 \pm 0,6
Minimum (%)	19,63	20,81	22,44
Maximum (%)	23,86	25,61	24,59
Fett (MW \pm SD) (%)	9,5 \pm 1,5	8,4 \pm 1,0	3,7 \pm 1,9
Minimum (%)	7,3	6,52	1,58
Maximum (%)	11,31	10,41	7,34
Wasser (MW \pm SD) (%)	65,0 \pm 2,0	64,4 \pm 1,5	69,6 \pm 1,2
Minimum (%)	60,51	62,19	67,4
Maximum (%)	67,69	66,32	71,54

4.2.2 Bachforellen

Tab. 4.2.2.1 enthält die mittlere Grundzusammensetzung der frischen bzw. geräucherten Bachforellen, die bei verschiedenen Erzeugerbetrieben zu unterschiedlichen Terminen gekauft wurden, sowie die gemittelten Werte aller Fische getrennt nach ökologischer und konventioneller Produktionsweise.

Tab. 4.2.2.1: Gemittelte Grundzusammensetzung der Bachforellen
(MW ± SD = Mittelwert ± Standardabweichung)

Probennummer	Anzahl	Protein (%)	Fett (%)	Wasser (%)
		MW ± SD		
ökologisch (frisch)				
09.09.10/BioBF/Ni/Gr	5	19,5 ± 0,5	7,2 ± 1,3	72,4 ± 1,4
13.09.11/BioBF/Ni/Gr	5	21,1 ± 0,3	7,7 ± 1,3	71,9 ± 1,1
17.11.10/BioBF/BY/We	5	19,3 ± 0,8	5,8 ± 0,8	n. u.
17.11.10/BioBF/BW/Nu	5	18,9 ± 0,2	4,1 ± 0,9	n. u.
30.09.11/BioBF/BW/Nu	5	19,4 ± 0,7	2,8 ± 0,3	76,3 ± 0,3
MW ± SD		19,6 ± 0,9	5,5 ± 2,1	73,5 ± 2,2
Minimum		18,36	2,50	70,32
Maximum		21,41	8,98	76,50
Untersuchte Anzahl		25	25	15
ökologisch (geräuchert)				
13.09.11/BioRäuBF/Ni/Gr	5	24,1 ± 0,5	7,4 ± 1,5	68,9 ± 1,2
30.09.11/BioRäuBF/BW/Nu	2	24,1 ± 1,1	3,7 ± 0,8	69,6 ± 0,4
MW ± SD	7	24,1 ± 0,6	6,4 ± 2,2	69,1 ± 1,0
Minimum		23,33	3,15	67,6
Maximum		24,91	9,29	70,16
konventionell (frisch)				
16.11.10/KonBF/SA/Wic	5	20,0 ± 0,8	2,7 ± 0,6	n. u.
30.09.11/KonBF/SA/Wic	5	21,8 ± 0,4	3,5 ± 0,5	75,5 ± 0,5
16.11.10/KonBF/Fr/Th	5	19,2 ± 0,3	6,4 ± 0,7	n. u.
30.09.11/KonBF/Fr/Th	5	19,0 ± 0,4	5,3 ± 0,3	75,2 ± 0,3
14.10.10/KonBF/Ni/Ae	5	20,0 ± 0,2	4,1 ± 1,0	75,5 ± 1,0
30.09.11/KonBF/Ni/Ae	5	20,8 ± 0,6	5,8 ± 1,4	73,4 ± 1,2
MW ± SD		20,2 ± 1,1	4,6 ± 1,5	74,9 ± 1,2
Minimum		18,49	1,96	72,34
Maximum		22,47	8,02	76,63
Untersuchte Anzahl		30	30	20
konventionell (geräuchert)				
30.09.11/KonRäuBF/Ni/Ae	5	24,1 ± 0,6	5,4 ± 0,7	69,3 ± 1,5
08.02.12/konräuBF/SA/Wic	5	25,1 ± 1,4	4,1 ± 0,8	69,4 ± 1,1
MW ± SD	10	24,6 ± 1,2	4,8 ± 1,0	69,4 ± 1,3
Minimum		23,22	2,92	67,35
Maximum		27,36	6,54	71,0

Bei den Fischen eines Erzeugerbetriebes unterlagen die Fettgehalte im Muskelfleisch den größten Schwankungen. Die ökologisch aufgezogenen Bachforellen enthielten durchschnittlich etwas mehr Fett als die konventionell aufgezogenen Forellen.

Durch den Räucherprozess sank der Wassergehalt, während der Protein- und Fettgehalt der Proben anstieg.

4.2.3 Pangasius

Die Filets der ökologisch erzeugten Tiere enthielten gegenüber denen der konventionell erzeugten im Durchschnitt deutlich mehr Protein und Fett und entsprechend weniger Wasser (Tab. 4.2.3.1). Bei konventionell gefarmltem Pangasius schwankten die Proteinwerte beachtlich, nämlich zwischen 11,4 % und 18,5 %. Die Proben mit Proteingehalten von weniger als 15 % enthielten gemäß ihrem Zutatenverzeichnis Citronensäure oder Phosphat.

Tab. 4.2.3.1: Gemittelte Grundzusammensetzung der Pangasiusfilets
(MW ± SD = Mittelwert ± Standardabweichung)

	konventionell	ökologisch
Anzahl der Proben	27	25
Protein (MW ± SD) (%)	15,9 ± 2,3	18,1 ± 0,9
Minimum (%)	11,39	16,79
Maximum (%)	18,94	20,31
Fett (MW ± SD) (%)	1,7 ± 0,7	2,5 ± 0,7
Minimum (%)	0,85	1,61
Maximum (%)	2,85	4,38
Wasser (MW ± SD) (%)	82,4 ± 2,7	79,7 ± 0,7
Minimum (%)	78,65	78,47
Maximum (%)	87,58	81,11

4.2.4 Doraden

Tab. 4.2.4.1 enthält die mittleren Protein-, Fett- und Wassergehalte der untersuchten konventionell und ökologisch gefarmten sowie wildlebenden Doraden.

Die wild lebenden Doraden zeichneten sich durch den niedrigsten Fettgehalt aus. Die Fettgehalte aller gefarmten Doraden waren etwa neunmal so hoch. Bei allen Doraden lag der Proteinwert unabhängig von der Produktionsart bei ca. 20 %. Während die gefarmten Doraden einen Wassergehalt von etwa 70 % aufwiesen, lag der Wassergehalt der wild lebenden Doraden bei ca. 78 %. Dies entspricht den Angaben in der Literatur (Karl et al., 2002).

Tab. 4.2.4.1: Gemittelte Grundzusammensetzung der Doraden
(MW ± SD = Mittelwert ± Standardabweichung)

	konventionell	ökologisch	wild
Anzahl der Proben	25	25	11
Protein (MW ± SD) (%)	20,4 ± 0,7	19,7 ± 0,7	20,6 ± 0,7
Minimum (%)	18,42	18,79	19,51
Maximum (%)	21,30	21,74	21,95
Fett (MW ± SD) (%)	9,2 ± 2,6	9,8 ± 1,9	1,1 ± 0,3
Minimum (%)	4,79	4,43	0,66
Maximum (%)	16,14	13,54	1,50
Wasser (MW ± SD) (%)	69,9 ± 2,1	70,1 ± 1,7	77,8 ± 0,8
Minimum (%)	66,84	66,87	76,41
Maximum (%)	75,25	75,7	79,16

4.2.5 Garnelen

Verglichen mit den wilden Fenneropenaeus- und Metapenaeusarten enthielten die ebenfalls wild gefangenen Exemplare von *Penaeus monodon* einen deutlich höheren Protein- und geringeren Wassergehalt (Tab. 4.2.5.1). Während der Fettgehalt der Fenneropenaeus- und Metapenaeus-Arten bei durchschnittlich 0,6 % lag, enthielt wilder *P. monodon* durchschnittlich 1,1 % Fett.

Von *P. monodon* lagen Tiere aller 3 Produktionsarten vor. Vergleicht man diese miteinander, so fällt der niedrige Protein- und erhöhte Wassergehalt der konventionell gefarmten Tiere auf. Viele von ihnen enthielten Citrat oder Phosphat, das zur Erhöhung des Wassergehaltes beiträgt. Die wild lebenden und ökologisch aufgezogenen *P. monodon* ähnelten sich in ihrer Zusammensetzung dagegen sehr.

Die ökologisch gefarmten *Litopenaeus vannamei* enthielten durchschnittlich mehr Protein und Fett als die konventionell erzeugten Tiere.

Tab. 4.2.5.1: Gemittelte Grundzusammensetzung der Garnelen (MW ± SD = Mittelwert ± Standardabweichung, Minimum, Maximum, n = Anzahl)

Spezies	Produktionsweise	n	Protein (%)	Fett (%)	Wasser (%)
				MW ± SD	
				Minimum	
				Maximum	
<i>Fenneropenaeus</i> spp.	wild	10	12,8 ± 2,6 10,68 18,21	0,6 ± 0,1 0,41 0,84	84,2 ± 2,4 79,06 86,74
<i>Metapenaeus</i> spp.	wild	4	11,7 ± 0,6 11,20 12,55	0,7 ± 0,1 0,50 0,83	85,4 ± 0,4 84,97 85,68
<i>Meta- + Fenneropenaeus.</i> spp.	wild	4	12,8 ± 1,5 11,11 14,81	0,6 ± 0,1 0,54 0,74	84,68 ± 1,7 82,23 86,20
<i>Penaeus monodon</i>	wild	7	20,2 ± 2,3 16,92 22,82	1,1 ± 0,2 0,89 1,46	78,3 ± 2,7 75,54 82,15
<i>Penaeus monodon</i>	ökologisch	11	20,1 ± 0,8 18,79 21,13	1,1 ± 0,4 0,83 2,18	79,3 ± 1,2 77,68 81,11
<i>Penaeus monodon</i>	konventionell	15	15,9 ± 3,4 11,49 23,29	0,9 ± 0,3 0,62 2,03	81,9 ± 3,3 73,75 85,48
<i>Litopenaeus vannamei</i>	ökologisch	14	17,9 ± 1,7 13,34 20,48	1,3 ± 0,5 0,80 2,81	80,8 ± 1,5 78,80 84,62
<i>Litopenaeus vannamei</i>	konventionell	12	16,5 ± 3,0 13,49 22,39	1,1 ± 0,2 0,86 1,47	81,5 ± 3,4 74,75 85,76
Zusammenfassung					
<i>P. monodon, L. vannamei</i>	konventionell	27	16,2 ± 3,2 11,49 23,29	1,0 ± 0,3 0,62 2,03	81,7 ± 3,3 73,75 85,76
<i>P. monodon, L. vannamei</i>	ökologisch	25	18,8 ± 1,7 13,34 21,13	1,2 ± 0,4 0,80 2,81	80,1 ± 1,5 77,68 84,62
<i>Fennerop., Metap., P. monodon</i>	wild	25	14,7 ± 4,1 10,68 22,82	0,8 ± 0,2 0,41 1,46	82,8 ± 3,6 75,54 86,74

4.3 Stabilisotope

Die Analyse umfasste die stabilen Isotope von Stickstoff ($\delta^{15}\text{N}$) und Kohlenstoff ($\delta^{13}\text{C}$). Bei Kohlenstoff wurde zum einen das aus dem Filet extrahierte Fett, zum anderen die fettfreie Trockenmasse (FTM) des Filets untersucht. Beide Fraktionen weisen üblicherweise versetzte Werte auf, so dass der zwischen Individuen einer Art erheblich schwankende Fettgehalt zu einer starken Streuung der $\delta^{13}\text{C}$ -Werte nicht entfetteter Filetproben führen kann. Die separat erfassten $\delta^{13}\text{C}$ -Daten lassen somit eine bessere Differenzierung eventueller Nahrungseinflüsse unterschiedlicher Haltungssysteme zu. Zusätzlich wurde für alle Proben die Differenz zwischen FTM ($\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$) und Fett ($\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$) ermittelt: $\Delta\delta^{13}\text{C} = \delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}} - \delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$. Die im Folgenden benutzte Bezeichnung $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ bezieht sich auf die Matrix der fettfreien Trockenmasse, mit der die Analyse durchgeführt wurde. Da die extrahierten Lipide praktisch keinen Stickstoff enthalten, entsprechen die Messwerte im Grunde dem $\delta^{15}\text{N}$ -Wert der gesamten Filetprobe.

4.3.1 Lachs

In unseren früheren Arbeiten zur Differenzierung von ökologisch und konventionell gefarmltem Lachs sowie Wildlachs (Molkentin et al., 2007) konnte keine Zuordnung der Aufwuchsbedingungen allein durch Analyse stabiler Isotope erreicht werden. Erfolgreich war damals jedoch die Kombination aus $\delta^{15}\text{N}$ -Wert und fettbezogenem Linolsäuregehalt. Die zugrunde liegenden Einflüsse durch variierende Anteile tierischer und pflanzlicher Komponenten in der Nahrung sind bereits im Abschnitt 2.1 beschrieben.

In den damaligen Untersuchungen wurde der $\delta^{13}\text{C}$ -Wert allerdings nur im gesamten Fischfilet ermittelt, d. h. ohne Fettkorrektur. In dem jetzt durchgeführten Projekt sollte einerseits die Übertragbarkeit der früheren Befunde auf verarbeitete Lachserzeugnisse überprüft werden. Zum anderen wurde die eventuelle Optimierung der Stabilisotopen-Analyse von Kohlenstoff durch Extraktion der Fischlipide angestrebt. Tab. 4.3.1.1 zeigt die aktuell für Graved Lachs und Räucherlachs ermittelten Daten der Stabilisotopen-Zusammensetzung für Erzeugnisse aus wilden Beständen sowie ökologischer oder konventioneller Aquakultur.

Keiner der in Tab. 4.3.1.1 aufgeführten Parameter ist für sich allein geeignet, die drei Herkünfte zu unterscheiden, da sich die jeweiligen Schwankungsbereiche zumindest bei zwei Kategorien überschneiden. Im Mittel ist $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ in wildem und ökologischem Lachs höher als in konventionellem. Entsprechendes gilt für $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$, was die hohe Korrelation ($r = 0,90$) dieser beiden Parameter zeigt (vgl. Abb. 4.3.1.1). Eine Unterscheidung wilden und ökologischen Lachses gelingt über die FTM-Parameter allein jedoch nicht. Ursächlich für die insgesamt niedrigeren δ -Werte bei konventionellem Farmlachs dürfte der höhere Anteil pflanzlicher Nahrung sein. Bei $\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ zeigt ökologischer Lachs die höchsten Werte, während wilder und konventioneller Lachs vergleichbare tiefere Werte haben.

Tab. 4.3.1.1: Stabilisotopen-Zusammensetzung verarbeiteter Lachserzeugnisse

Verarbeitung	Produktion	n	$\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ (‰)	$\Delta \delta^{13}\text{C}$ (‰)	
Graved	wild	10	$10,90 \pm 0,30$	$-20,25 \pm 0,29$	$-28,03 \pm 0,45$	$7,78 \pm 0,51$	MW \pm SD
			10,43	-20,59	-28,71	6,93	Min
			11,40	-19,83	-27,52	8,53	Max
Graved	ökologisch	5	$10,96 \pm 0,40$	$-20,04 \pm 0,55$	$-26,28 \pm 0,39$	$6,24 \pm 0,19$	MW \pm SD
			10,62	-20,45	-26,55	6,03	Min
			11,63	-19,13	-25,60	6,47	Max
Graved	konventionell	10	$9,07 \pm 0,57$	$-21,83 \pm 0,66$	$-27,64 \pm 0,30$	$5,81 \pm 0,49$	MW \pm SD
			7,93	-22,49	-28,17	5,25	Min
			9,76	-20,22	-26,99	6,77	Max
geräuchert	wild	11	$11,18 \pm 0,58$	$-20,48 \pm 0,41$	$-27,68 \pm 0,68$	$7,20 \pm 0,33$	MW \pm SD
			10,47	-21,08	-28,63	6,68	Min
			12,55	-19,95	-26,63	7,67	Max
geräuchert	ökologisch	11	$11,91 \pm 0,81$	$-19,51 \pm 0,60$	$-25,81 \pm 0,41$	$6,30 \pm 0,53$	MW \pm SD
			11,00	-20,44	-26,33	5,45	Min
			13,45	-18,78	-24,92	7,05	Max
geräuchert	konventionell	10	$8,76 \pm 0,55$	$-22,14 \pm 0,39$	$-27,68 \pm 0,22$	$5,54 \pm 0,40$	MW \pm SD
			8,18	-22,64	-28,01	4,93	Min
			9,80	-21,41	-27,27	5,98	Max

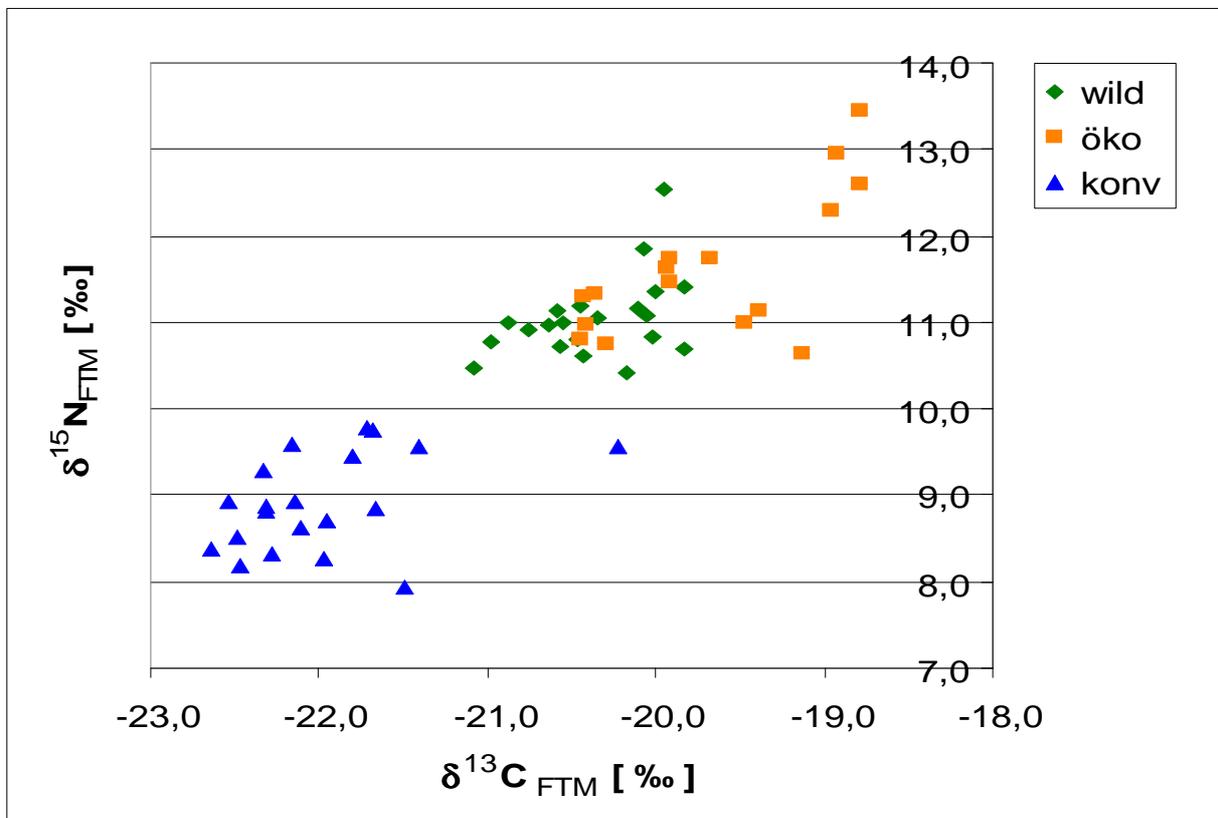


Abb. 4.3.1.1: $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ in Lachserzeugnissen verschiedener Herkunft

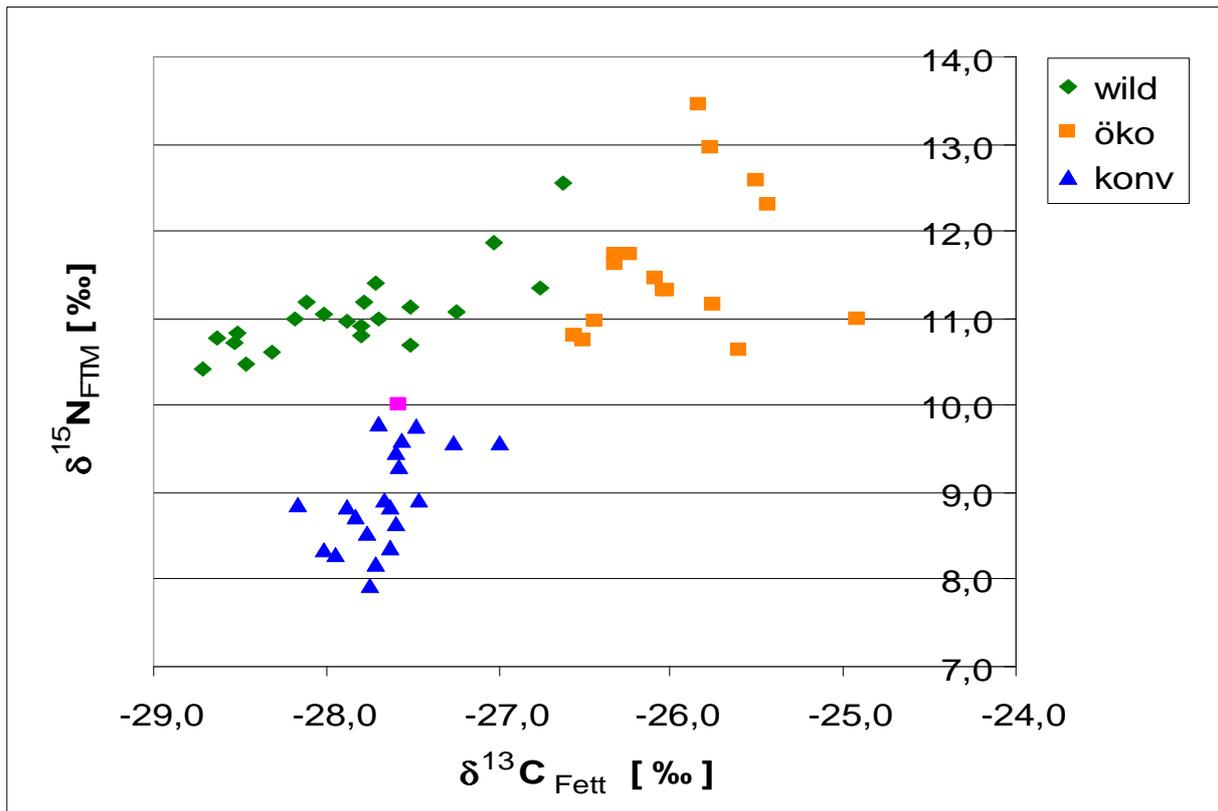


Abb. 4.3.1.2: $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ in Lachserzeugnissen verschiedener Herkunft

Die Kombination von $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ mit $\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ erlaubt allerdings die vollständige Unterscheidung der drei Herkünfte (Abb. 4.3.1.2). Während $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ eine komplette Unterscheidung des konventionellen Lachses von wildem und ökologischem Lachs ermöglicht, kann mittels $\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ ökologischer Lachs von wildem und konventionellem Lachs unterschieden werden. Obwohl also mit $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ keine Differenzierung von ökologischem und wildem Lachs möglich ist, zeigt wilder Lachs bei $\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ vergleichsweise geringere Werte. Ursache für diese größere Abreicherung des Isotops ^{13}C in Lipiden aus Wildlachs ist möglicherweise der höhere Anteil von Fettsäuren aus Eigensynthese im Vergleich zum Farmlachs, der mit dem Futter eine hohe Fettzufuhr erhält.

Die Unterscheidung von ökologisch und konventionell gefarmltem Lachs gelingt jeweils schon entweder mit $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ oder $\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$. Eine der als ökologisch deklarierten Räucherlachsproben (pinkfarbenes Symbol in Abb. 4.3.1.2) fällt deutlich in die konventionelle Gruppe (in Abb. 4.3.1.1 nicht dargestellt). Da diese Probe auch in der Fettsäuren- sowie der Carotinoidanalyse eindeutig einer konventionellen Herkunft zugeordnet werden konnte, liegt hier offensichtlich eine Falschdeklaration vor. Wir werten diesen Befund eher als Bestätigung der Nachweismethoden denn als Widerspruch.

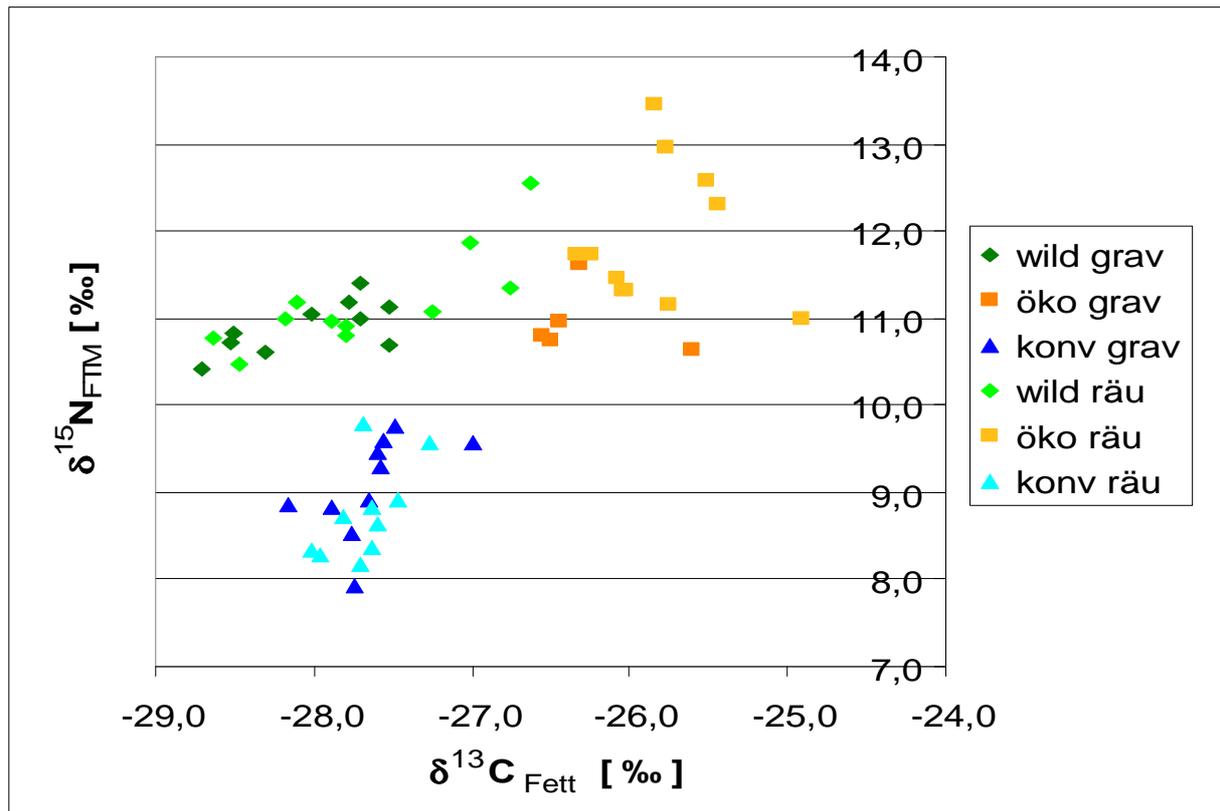


Abb. 4.3.1.3: $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ in Lachserzeugnissen verschiedener Herkunft und Verarbeitung

Wie aus Abb. 4.3.1.3 zu erkennen ist, ist die Differenzierung unabhängig vom Verarbeitungsverfahren sowohl für Graved Lachs als auch für Räucherlachs möglich, obwohl die Variation der Einzelproben bei Räucherlachs höher ist. Es ist anzumerken, dass es sich bei ökologischem und konventionellem Farmlachs um die Art *Salmo salar* (Atlantischer Lachs) handelt, während bei Wildlachs Erzeugnisse der Art *Oncorhynchus nerka* aus der Gattung der Pazifischen Lachse untersucht wurden. Lediglich bei einem Wildlachs-Erzeugnis lag die Art *Oncorhynchus kisutch* vor, die ebenfalls in die Gattung der Pazifischen Lachse fällt. Dieser zeichnete sich unter den Wildlachsen durch den höchsten $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ -Wert (12,55 ‰) aus.

Wie in Abschnitt 3.1.1 dargelegt, ist Atlantischer Lachs aus Wildbeständen im Handel praktisch nicht mehr verfügbar, so dass die Differenzierung von ökologischem und wildem Lachs in der Praxis auch Arten übergreifend erfolgen muss. Die hier ermittelten $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ -Werte des Pazifischen Lachses (MW = 11,04 ‰) sind aber den früher in Atlantischem Lachs analysierten (MW = 10,25 ‰) ähnlich (Molkentin et al., 2007). Dies gilt noch mehr für den Linolsäuregehalt (C18:2) von aktuell 2,25 % (vgl. Abschnitt 4.4.1), der damals beim Atlantischen Lachs 2,36 % betrug. Die in den früheren Arbeiten zur Differenzierung der Herkunft erforderliche Kombination aus $\delta^{15}\text{N}$ und C18:2 ist für die aktuellen Daten zum Vergleich in Abb. 4.3.1.4 dargestellt, wobei – wie in Abschnitt 4.4.1 ausgeführt – eine Unterscheidung hier allein schon aufgrund der C18:2-Gehalte gelingt. Dieser Befund resultiert höchstwahrscheinlich aus dem vermehrten Ersatz tierischer durch pflanzliche Nahrungskomponenten in der konventionellen Aquakultur, der bei ökologischer Haltung festgelegte Grenzen nicht übersteigen darf. Bei ausschließlicher Verwendung von Stabilisotopen-Daten muss $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ mit $\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ kombiniert werden (Abb. 4.3.1.3). Obwohl also auch allein

mit der Stabilisotopen-Analytik eine Differenzierung der drei Herkünfte gelingt, sind dazu beim Lachs zwei getrennte Analysen der fettfreien Trockenmasse und des Fettes erforderlich.

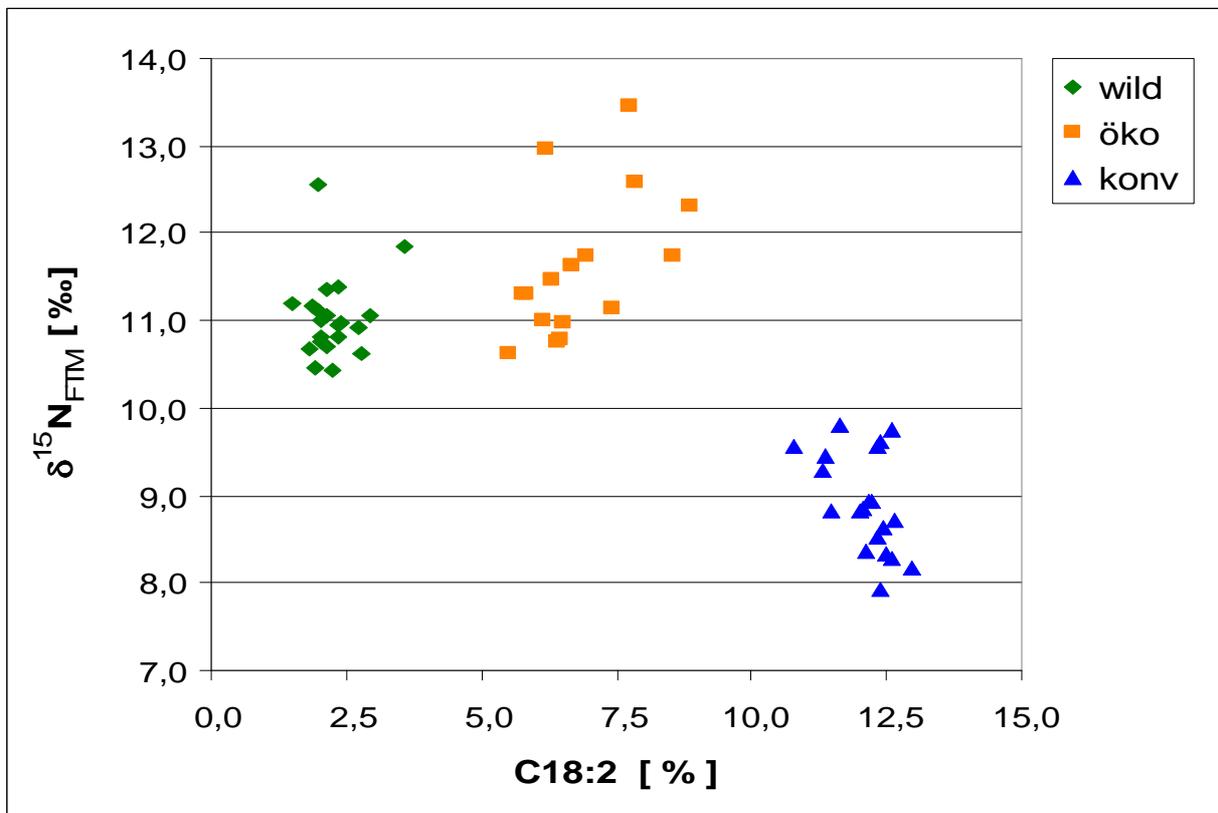


Abb. 4.3.1.4: $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und C18:2 in Lachserezeugnissen verschiedener Herkunft

4.3.2 Bachforellen

Die Untersuchung von Bachforellen umfasste keine Wildfänge, sondern ausschließlich Tiere aus ökologischer und konventioneller Aquakultur. In Tab. 4.3.2.1 findet sich eine Übersicht der Stabilisotopen-Zusammensetzung in rohen wie auch geräucherten Filets. Es ist erkennbar, dass im Mittel sowohl $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ als auch $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ in ökologisch erzeugten Bachforellen höher sind, und zwar unabhängig von der Verarbeitung.

Somit ergibt sich wie beim Lachs (Abb. 4.3.1.1) ein ähnlicher Zusammenhang zwischen $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ auch für Bachforellen, der in Abb. 4.3.2.1 dargestellt ist. Die Korrelation beider Parameter ist hier zwar etwas weniger eng ($r = 0,70$), aber dennoch ermöglicht die Kombination von $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ eine vollständige Unterscheidung zwischen konventioneller und ökologischer Produktion. Die Ursache für die weitere Streuung der Daten im Vergleich zum Lachs liegt vermutlich auch in dem Einfluss einer unterschiedlichen isotopischen Umgebung der einzelnen Teichgewässer, aus denen auch natürlich vorkommende Nahrungsanteile aufgenommen werden, im Gegensatz zu den konstanteren Bedingungen der im Meerwasser gelegenen Lachsgehege.

Tab. 4.3.2.1: Stabilisotopen-Zusammensetzung von rohen und geräucherten Bachforellen

Verarbeitung	Produktion	n	$\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ (‰)	$\Delta \delta^{13}\text{C}$ (‰)	
roh	ökologisch	25	$11,72 \pm 0,77$	$-20,46 \pm 0,80$	$-27,22 \pm 0,39$	$6,76 \pm 0,44$	MW \pm SD
			10,02	-21,23	-27,74	6,23	Min
			12,81	-18,92	-26,57	7,73	Max
roh	konventionell	30	$9,22 \pm 0,51$	$-21,98 \pm 0,60$	$-26,96 \pm 0,46$	$4,98 \pm 0,60$	MW \pm SD
			8,50	-23,07	-27,99	3,63	Min
			10,28	-21,12	-26,26	5,94	Max
geräuchert	ökologisch	7	$11,12 \pm 1,12$	$-20,45 \pm 0,35$	$-27,11 \pm 0,30$	$6,66 \pm 0,07$	MW \pm SD
			10,25	-21,00	-27,53	6,53	Min
			12,83	-20,10	-26,80	6,76	Max
geräuchert	konventionell	10	$9,51 \pm 0,38$	$-22,18 \pm 0,69$	$-27,54 \pm 0,55$	$5,36 \pm 0,30$	MW \pm SD
			9,03	-22,98	-28,31	4,68	Min
			10,10	-21,43	-26,86	5,65	Max

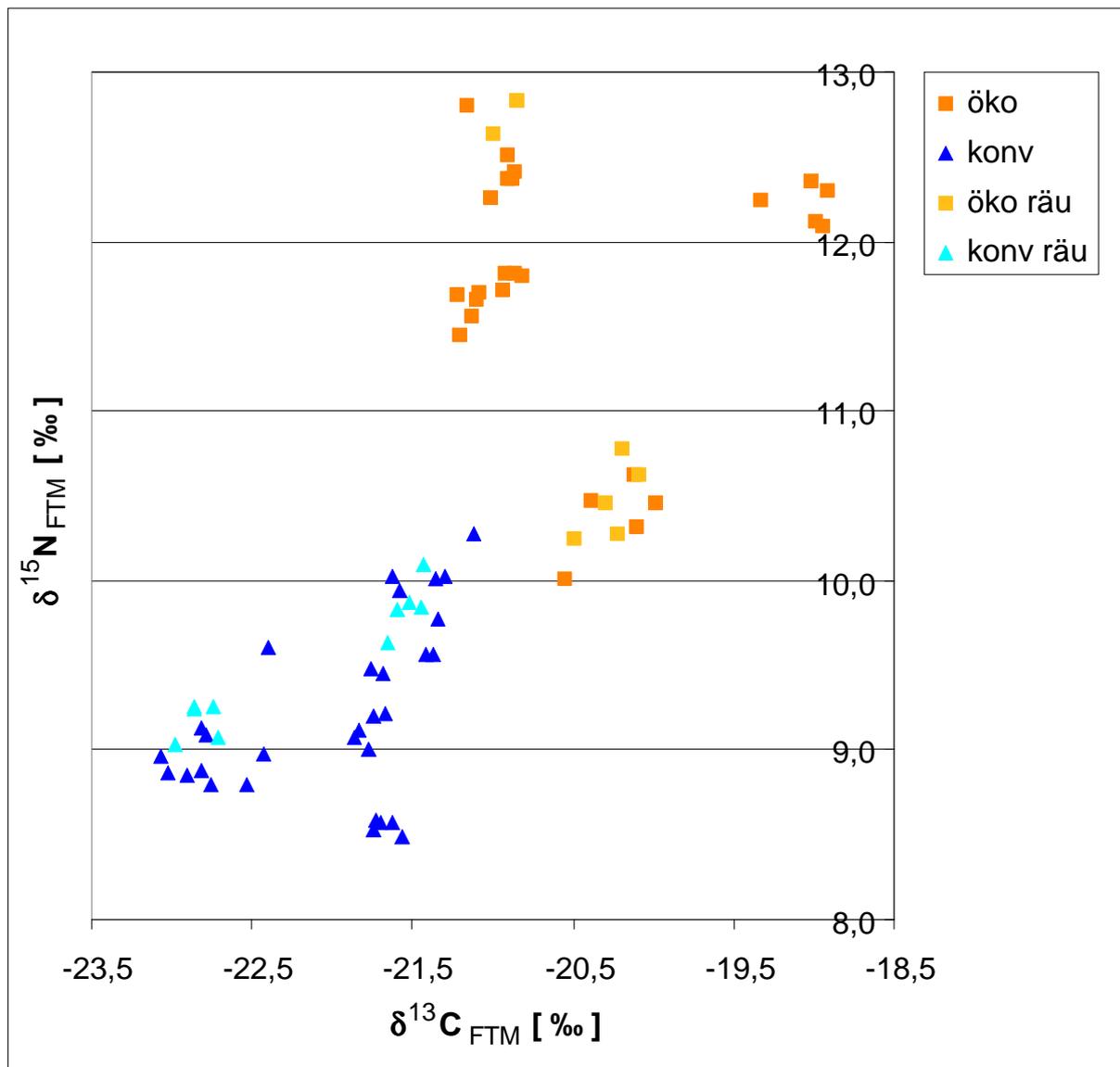


Abb. 4.3.2.1: $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ in Bachforellen verschiedener Herkunft

Dagegen bestehen bei den Bachforellen kaum Unterschiede in den $\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ -Werten zwischen konventioneller und ökologischer Produktion. Dieser Befund deutet darauf hin, dass die Fettsäuren in den Fischlipiden hier überwiegend aus dem Pflanzenfettanteil des Forellenfutters stammen, der in beiden Zuchtformen ähnliche $\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ -Werte aufwies (Tab. 4.3.2.2). Dem Abschnitt 3.8 sind nähere Angaben zu den eingesetzten Futtermitteln zu entnehmen, wobei das Futter Betrieb E und F identisch war. Die unterschiedliche Isotopensignatur von $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ im Fischfilet ist nach Tab. 4.3.2.2 zumindest in größerem Ausmaß durch das eingesetzte Futter verursacht. Die $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ -Werte des ökologischen Futters (MW = 9,3 ‰) lagen deutlich über denen der konventionellen Futtermittel (MW = 4,9 ‰). Die ökologischen Futtermittel weisen auch im Mittel um ca. 2,2 ‰ höhere $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ auf. Diese Unterschiede beruhen vor allem auf dem bereits in Abschnitt 2.1 erwähnten höheren Anteil tierischen Proteins bzw. der Verwendung tierischen Proteins aus höherer Stufe der Nahrungskette in den ökologischen Futtermitteln.

Tab. 4.3.2.2: Stabilisotopen-Zusammensetzung von Aquakultur-Futter für Bachforellen

Produktion	Betrieb	$\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ (‰)	$\Delta \delta^{13}\text{C}$ (‰)
ökologisch	D	9,89	-21,17	-26,70	5,53
	E	8,70	-23,05	-27,50	4,45
konventionell	A	5,58	-24,64	-27,64	3,00
	B	4,71	-23,57	-27,23	3,66
	C	4,54	-24,86	-27,58	2,73

Die für ökologisch und konventionell produzierte Bachforellen sehr unterschiedlichen Befunde hinsichtlich $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ erlauben durch Kombination eine alternative Klassifizierungsmethode (Abb. 4.3.2.2). Allerdings ist der Aufwand aufgrund der getrennten Analyse der Fischlipide und der fettfreien Trockenmasse etwas höher.

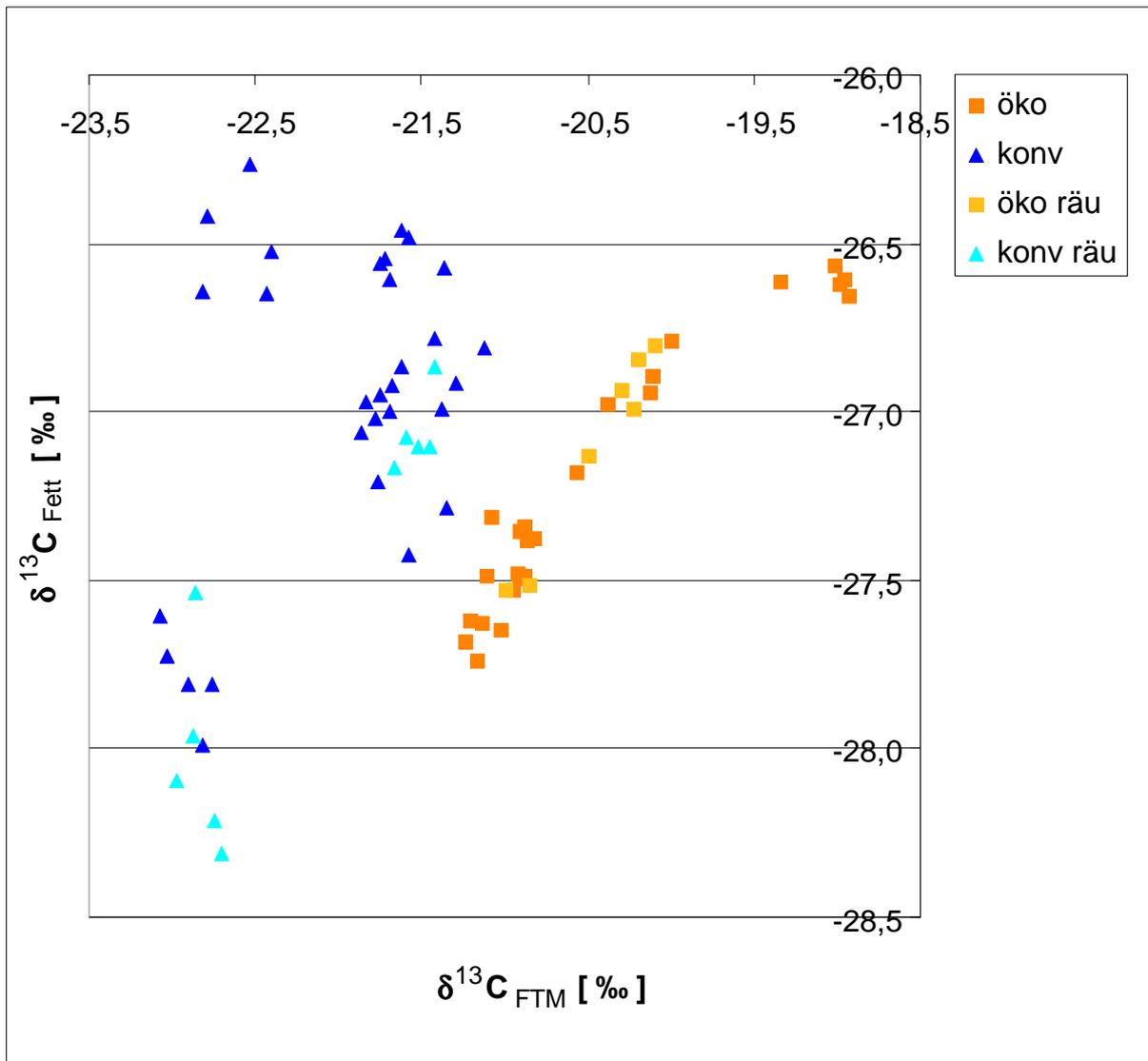


Abb. 4.3.2.2: $\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ in Bachforellen-Erzeugnissen verschiedener Herkunft und Verarbeitung

Die vor allem in Abb. 4.3.2.1 teilweise erkennbaren Untergruppen stellen meist Kollektive von Tieren dar, die zur gleichen Zeit aus einem bestimmten Einzelbetrieb bezogen wurden. Nicht nur Einzelbetriebe sind unterscheidbar, sondern häufig auch Tiere aus dem gleichen Betrieb, die zu unterschiedlichen Zeitpunkten bezogen wurden. Es zeigt sich damit, dass die Variabilität des Futters sowie der Umgebungsbedingungen einen hohen Einfluss auf die analytischen Ergebnisse haben und starre Grenzwerte für eine Authentifizierung von Bioware nicht immer praktikabel sind.

Trotzdem gelang die Zuordnung von Bachforellen zur ökologischen Aquakultur in unseren Untersuchungen mit Hilfe der Stabilisotopen-Analyse, die in diesem Fall nur eine kombinierte CN-Analyse der fettfreien Trockenmasse erfordert. Ein Einfluss des Räucherprozesses ist nicht erkennbar.

4.3.3 Pangasius

Beim Pangasius wurden ebenfalls ausschließlich Tiere aus Aquakultur untersucht. Hier führte die ökologische Haltung zu einem durchgängig höheren Niveau aller gemessenen δ -Werte (Tab. 4.3.3.1), d. h. die Unterschiede waren sowohl im Fett als auch in der fettfreien Trockenmasse sichtbar.

Tab. 4.3.3.1: Stabilisotopen-Zusammensetzung von Pangasius

Produktion	n	$\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ (‰)	$\Delta \delta^{13}\text{C}$ (‰)	
ökologisch	25	$6,76 \pm 0,30$	$-23,00 \pm 0,46$	$-28,90 \pm 0,53$	$5,90 \pm 0,21$	MW \pm SD
		6,36	-23,54	-29,41	5,56	Min
		7,58	-21,95	-27,92	6,33	Max
konventionell	27	$5,03 \pm 0,52$	$-24,38 \pm 0,37$	$-30,77 \pm 0,74$	$6,39 \pm 0,54$	MW \pm SD
		4,07	-25,02	-32,10	5,38	Min
		5,96	-23,46	-28,84	7,52	Max

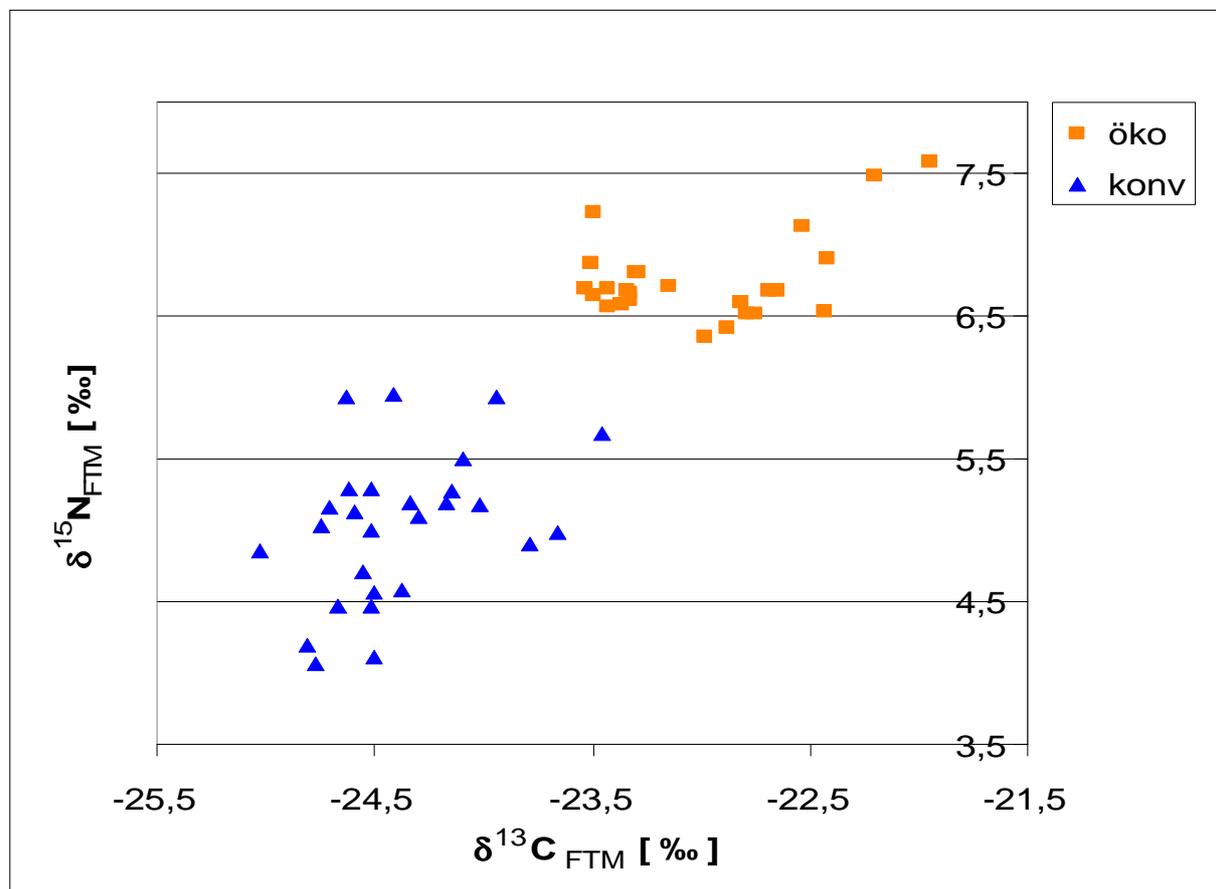


Abb. 4.3.3.1: $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ in Pangasius verschiedener Herkunft

Die Korrelation ($r = 0,86$) von $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ mit $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ (Abb. 4.3.3.1) zeigt die sichere Unterscheidbarkeit mit Hilfe einer kombinierten CN-Isotopenanalyse der fettfreien Trockenmasse. Aus Abb. 4.3.3.1 ist darüber hinaus ersichtlich, dass hier bereits alleine $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ für eine Authentifizierung von Bio-Produkten ausreichend ist. Die analytisch kaum aufwendigere CN-Doppelbestimmung erhöht allerdings die Robustheit des Verfahrens. Die Gründe für die höheren δ -Werte in Bio-Ware

entsprechen weitgehend denen in den Abschnitten 4.3.1 und 4.3.2 dargelegten. Der Befund einer Unterscheidbarkeit zwischen ökologischen und konventionellen Tieren mittels $\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ deutet darauf hin, dass bei der Aufzucht weniger Pflanzenfette eingesetzt werden als bei den Forellen.

4.3.4 Doraden

Die Beprobung der Doraden umfasste neben Fischen aus ökologischer und konventioneller Aquakultur auch Tiere aus Wildbeständen. Aus Tab. 4.3.4.1 ist ersichtlich, dass sich in wilden Doraden alle δ -Werte auf höherem Niveau bewegen, als in ökologisch oder konventionell gefarmten Tieren.

Tab. 4.3.4.1: Stabilisotopen-Zusammensetzung von Doraden

Produktion	n	$\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ (‰)	$\Delta \delta^{13}\text{C}$ (‰)	
wild	11	$13,31 \pm 0,97$	$-15,67 \pm 1,37$	$-23,46 \pm 1,40$	$7,79 \pm 0,97$	MW \pm SD
		12,13	-17,97	-25,98	6,01	Min
		14,93	-13,41	-21,78	9,15	Max
ökologisch	25	$10,30 \pm 0,42$	$-18,99 \pm 0,68$	$-26,26 \pm 0,36$	$7,27 \pm 0,45$	MW \pm SD
		9,24	-19,64	-26,54	6,33	Min
		10,64	-17,30	-25,27	8,37	Max
konventionell	25	$9,59 \pm 0,58$	$-19,16 \pm 0,79$	$-26,13 \pm 0,56$	$6,97 \pm 0,63$	MW \pm SD
		8,64	-20,44	-26,83	6,03	Min
		10,69	-18,00	-25,19	7,90	Max

Trägt man $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ gegen $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ auf (Abb. 4.3.4.1), zeigt sich die leichte Unterscheidbarkeit der wilden Doraden von gefarmten. Ein ähnliches Bild ergibt sich auch bei Kombination von $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ mit $\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ oder auch $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ mit $\Delta\delta^{13}\text{C}$. Eine Differenzierung ökologischer von konventioneller Erzeugung ist mit den analysierten Stabilisotopen nicht möglich. Als karnivore Spezies müssen Bio-Doraden in Aquakultur mindestens 40% tierische Nahrungsbestandteile erhalten. Das Niveau von $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ weist darauf, dass dies auch eingehalten wurde. Allerdings scheint sich das Futter der konventionell gefarmten Doraden in der Zusammensetzung, zumindest in einigen Betrieben, nicht wesentlich vom Bio-Futter zu unterscheiden. Im Vergleich dazu ist der Anteil tierischer Nahrung bei den Wild-Doraden offensichtlich höher als in Aquakultur.

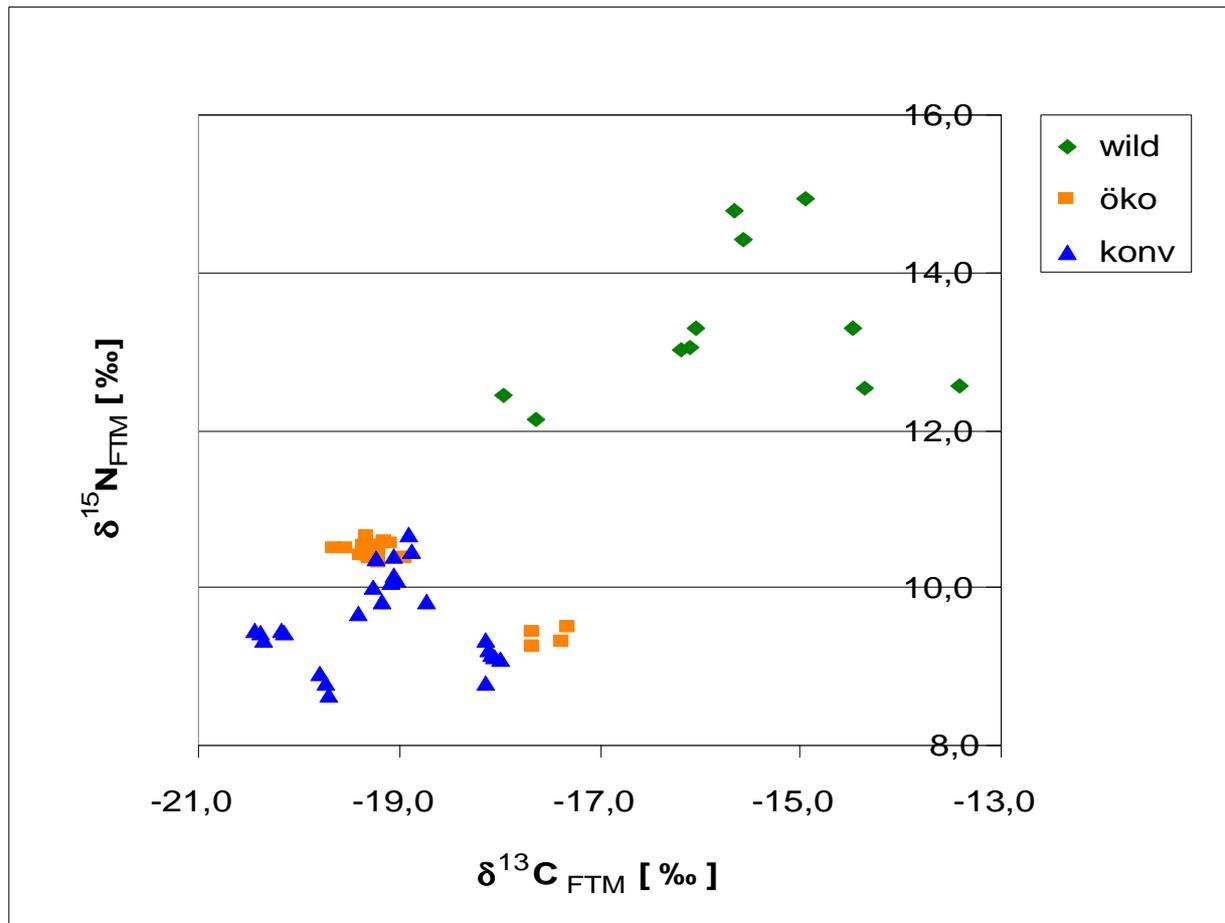


Abb. 4.3.4.1: $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ in Doraden verschiedener Herkunft

Die gefarmten Doraden gehörten alle der Art *Sparus aurata* an. Bei den wilden Doraden waren sechs Proben als *Sparus aurata* deklariert und fünf trugen keine Artbezeichnung. Tatsächlich wurden hier insgesamt vier verschiedene Arten identifiziert (vgl. Abschnitt 4.1), von denen *Cheimarius nufar* nicht unter die Handelsbezeichnung „Dorade“ fällt. Dennoch waren alle wilden Arten von den gefarmten Tieren unterscheidbar. Daher wurden auch die Daten der Art *Cheimarius nufar* in der Abb. 4.3.4.1 belassen.

Bemerkenswerterweise erlaubte die Kombination aus $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ bei den wilden Doraden eine vollständige Differenzierung der vier Arten, obwohl die Tiere einer Art nicht immer aus der gleichen Region stammten, verschiedene Arten dagegen teilweise aus der gleichen Region. Die vier Speziescluster sind in Abb. 4.3.4.2 dargestellt.

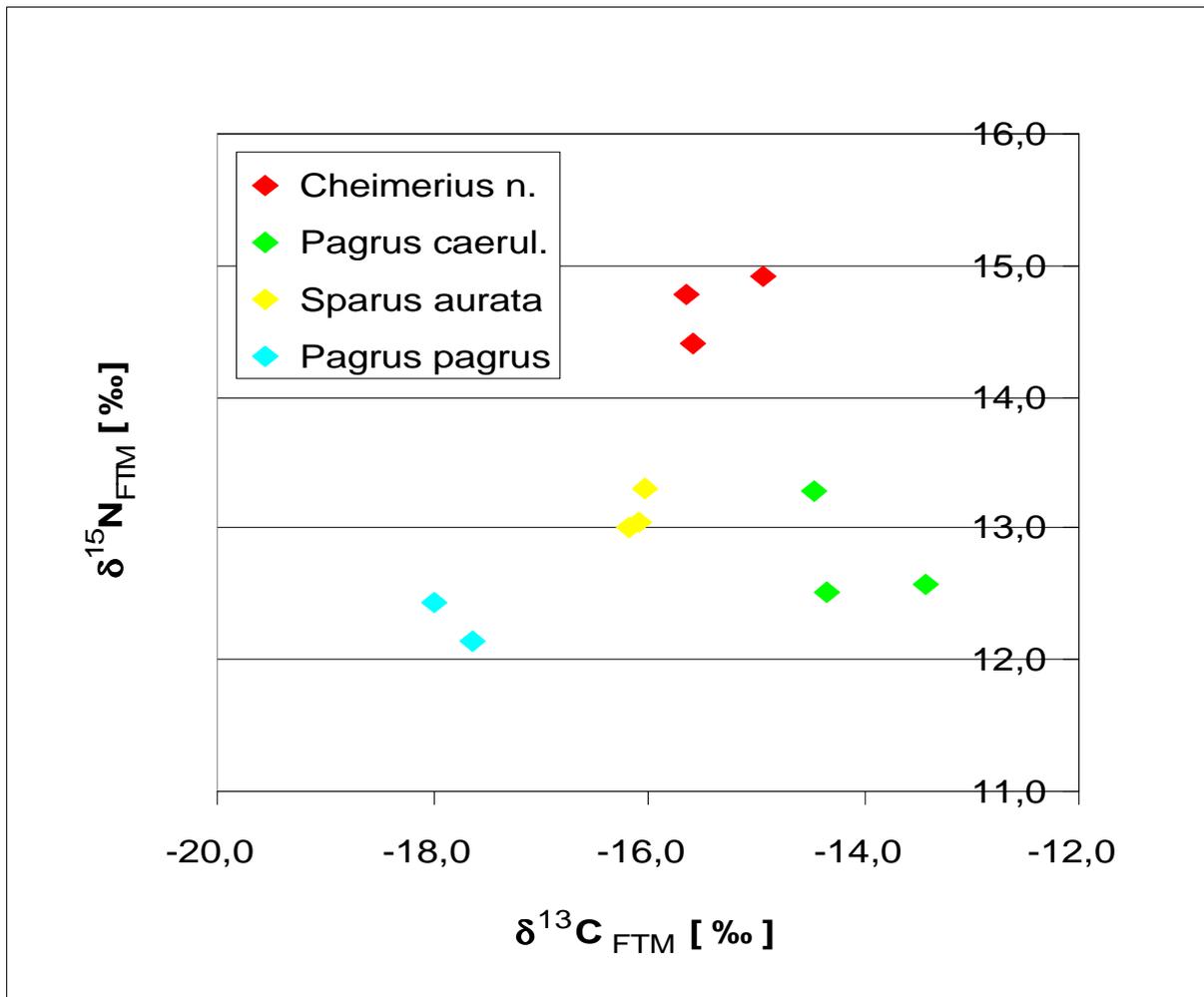


Abb. 4.3.4.2: $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ in wilden Doraden unterschiedlicher Spezies

Die Kombination von $\Delta\delta^{13}\text{C}$ mit dem Gehalt der Fettsäure C20:1n9 ermöglicht mit einer Ausnahme dennoch eine fast komplette Unterscheidung zwischen wilden, ökologischen und konventionellen Doraden. Der analytische Aufwand ist allerdings relativ hoch, da neben der Fettsäureanalyse zusätzlich zwei Isotopenanalysen ($\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$) zur Ermittlung von $\Delta\delta^{13}\text{C}$ durchgeführt werden müssen. Die Auftrennung der drei Aufwuchsarten ist in Abb. 4.3.4.3 dargestellt. Eine schlüssige Erklärung für diese Differenzierung liegt derzeit nicht vor. Dennoch ist dieser empirische Befund nutzbar, soweit er zukünftig reproduzierbar ist.

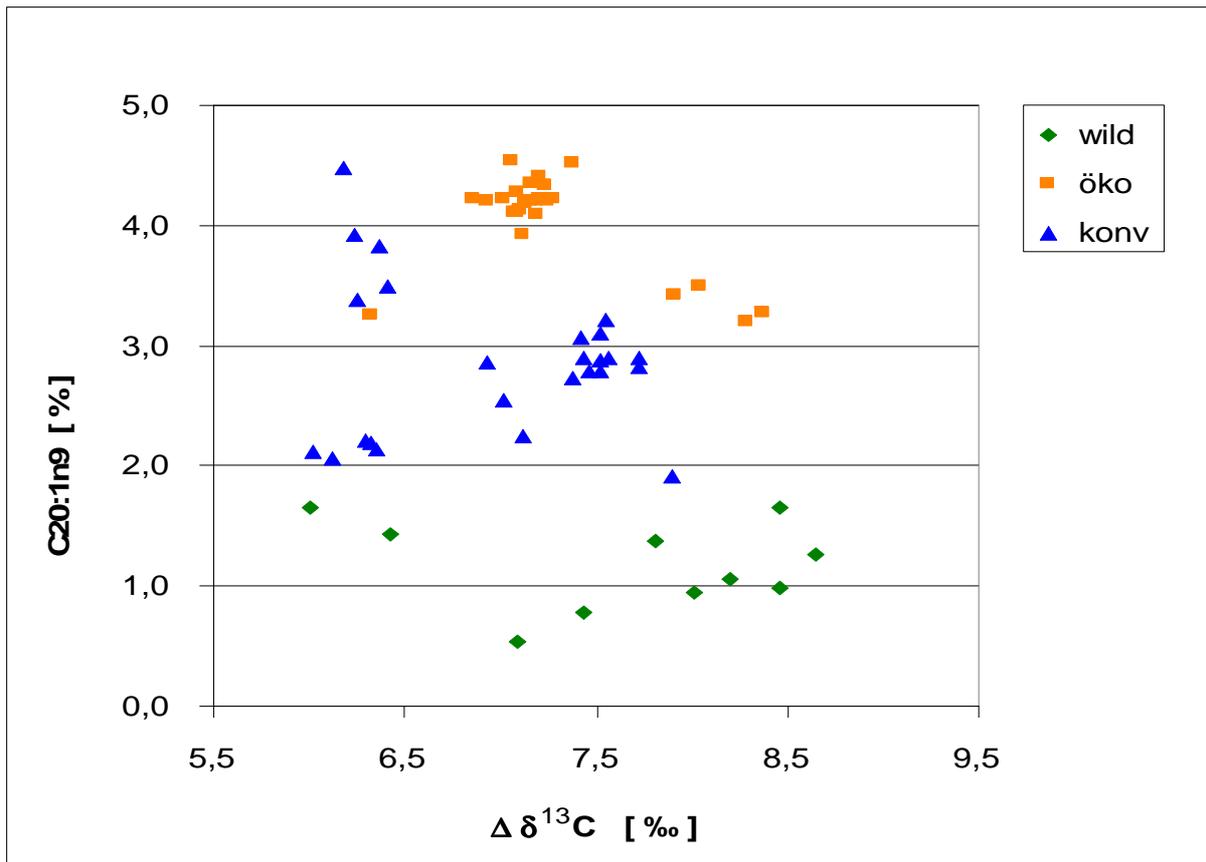


Abb. 4.3.4.3: $\Delta\delta^{13}\text{C}$ und C20:1n9 in wilden Doraden unterschiedlicher Herkunft

4.3.5 Garnelen

Die Untersuchung der Garnelenproben gestaltete sich etwas komplexer. Während bei den gefarmten Tieren lediglich die beiden Spezies *Penaeus monodon* und *Litopenaeus vannamei* vorkamen, umfassten die Wildgarnelen-Erzeugnisse Exemplare der Gattungen *Penaeus*, *Metapenaeus* und *Fenneropenaeus* (vgl. Abschnitt 4.1). Eine exakte Bestimmung der Spezies war hier nicht immer möglich und gelegentlich enthielten die Packungen auch mehrere Spezies. Die Tab. 4.3.5.1 zeigt im oberen Teil die nach den drei Aufwuchsformen zusammengefassten Ergebnisse der Stabilisotopenanalyse, im unteren Bereich eine für jede Herkunft nach Spezies separierte Aufstellung.

Die über alle Arten zusammengefassten Daten sind äußerst variabel, so dass eine generelle Unterscheidung der drei Herkünfte nicht möglich war. So konnte weder zwischen Tieren aus ökologischer und konventioneller Aquakultur noch zwischen wilden und konventionell gefarmten Garnelen differenziert werden. Lediglich zwischen wilden und ökologisch gefarmten Garnelen war eine Differenzierung mit Hilfe der Kombination aus $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und $\Delta\delta^{13}\text{C}$ erkennbar (Abb. 4.3.5.1). Dafür sind allerdings wiederum Analysen sowohl der fettfreien Trockenmasse als auch der extrahierten Lipide erforderlich. Eine eindeutige Artendifferenzierung innerhalb dieser beiden Gruppen war nicht zu beobachten. Dagegen ließen sich jedoch innerhalb der konventionell gefarmten Garnelen die beiden Spezies *Penaeus monodon* und *Litopenaeus vannamei* weitgehend unterscheiden (Abb. 4.3.5.2).

Tab. 4.3.5.1: Stabilisotopen-Zusammensetzung von Garnelen

Spezies	Produktion	n	$\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ (‰)	$\Delta \delta^{13}\text{C}$ (‰)	
<i>Fennerop.spp.</i> , <i>Metap.spp.</i> , <i>P.monodon</i>	wild	25	9,44 ± 1,70	-18,45 ± 1,96	-24,86 ± 1,51	6,40 ± 0,62	MW ± SD
			5,55	-23,93	-29,45	5,26	Min
			11,77	-15,82	-22,79	7,14	Max
<i>P.monodon</i> , <i>Litop.vannamei</i>	ökologisch	25	5,48 ± 0,74	-16,89 ± 2,21	-23,45 ± 2,44	6,56 ± 0,54	MW ± SD
			4,44	-23,67	-30,35	5,66	Min
			6,97	-14,74	-20,68	7,49	Max
<i>P.monodon</i> , <i>Litop.vannamei</i>	konventionell	27	6,57 ± 1,33	-20,56 ± 2,31	-26,48 ± 2,11	5,92 ± 0,44	MW ± SD
			4,54	-23,13	-29,06	5,15	Min
			9,39	-15,39	-21,91	6,79	Max
<i>Fennerop.spp.</i>	wild	10	9,95 ± 1,31	-17,79 ± 1,20	-24,29 ± 0,68	6,50 ± 0,66	MW ± SD
			8,28	-19,94	-25,58	5,39	Min
			11,77	-15,82	-22,96	7,14	Max
<i>Metap.spp.</i>	wild	4	10,30 ± 0,95	-17,52 ± 0,49	-24,24 ± 0,57	6,72 ± 0,20	MW ± SD
			8,90	-17,99	-24,78	6,43	Min
			10,98	-17,05	-23,59	6,91	Max
<i>Fennerop.spp.</i> , <i>Metap.spp.</i>	wild	4	10,69 ± 1,17	-17,01 ± 0,73	-23,75 ± 0,65	6,74 ± 0,25	MW ± SD
			8,94	-17,80	-24,19	6,38	Min
			11,31	-16,05	-22,79	6,94	Max
<i>P.monodon</i>	wild	7	7,50 ± 1,23	-20,75 ± 1,98	-26,64 ± 1,64	5,89 ± 0,62	MW ± SD
			5,55	-23,93	-29,45	5,26	Min
			8,89	-18,66	-24,81	7,12	Max
<i>P.monodon</i>	ökologisch	11	5,09 ± 0,71	-16,62 ± 2,95	-22,71 ± 3,22	6,09 ± 0,31	MW ± SD
			4,44	-23,67	-30,35	5,66	Min
			6,97	-14,74	-20,68	6,68	Max
<i>P.monodon</i>	konventionell	14	5,93 ± 1,44	-19,22 ± 2,49	-25,45 ± 2,49	6,22 ± 0,36	MW ± SD
			4,54	-23,13	-29,06	5,49	Min
			9,39	-15,39	-21,91	6,79	Max
<i>Litop.vannamei</i>	ökologisch	14	5,78 ± 0,64	-17,10 ± 1,48	-24,04 ± 1,48	6,94 ± 0,34	MW ± SD
			4,75	-19,93	-26,68	6,34	Min
			6,85	-15,05	-22,41	7,49	Max
<i>Litop.vannamei</i>	konventionell	13	7,26 ± 0,76	-22,01 ± 0,72	-27,60 ± 0,58	5,59 ± 0,24	MW ± SD
			5,80	-22,78	-28,22	5,15	Min
			8,76	-20,66	-26,56	6,09	Max

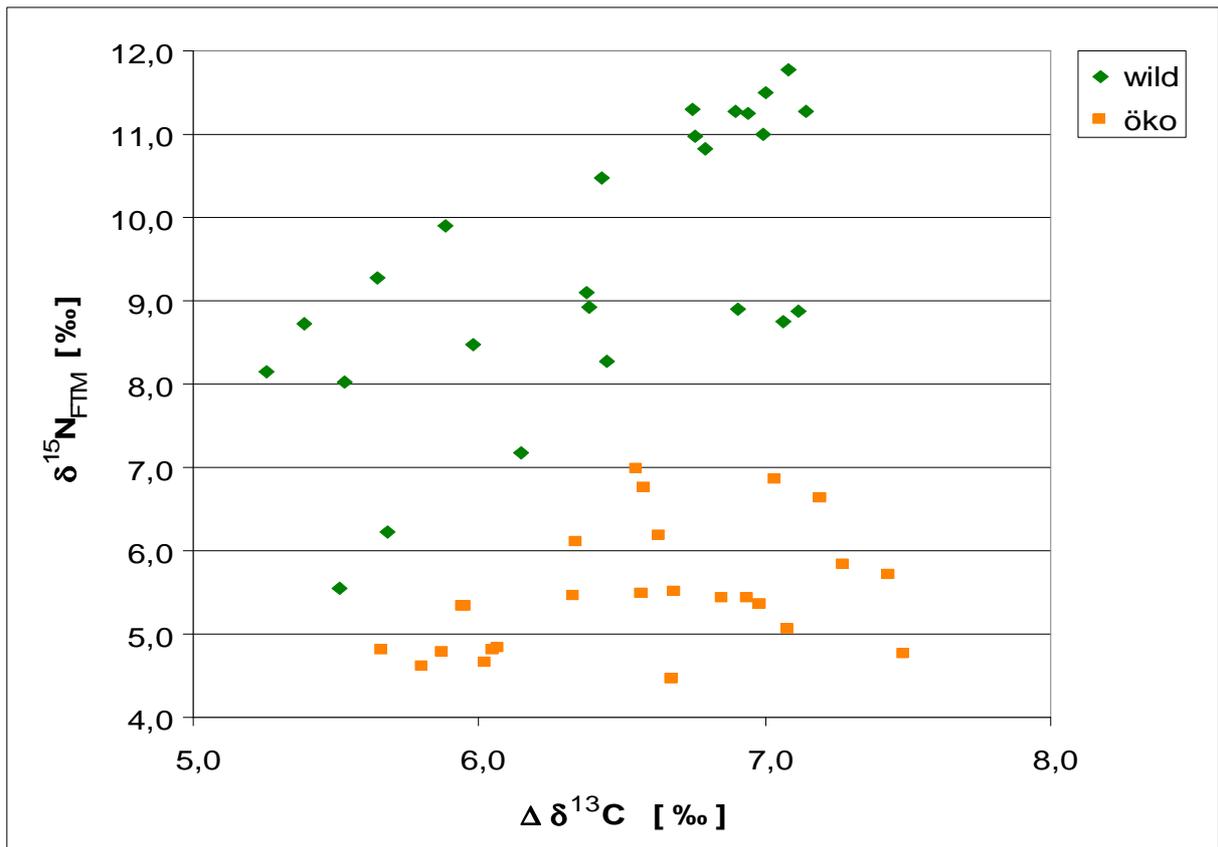


Abb. 4.3.5.1: $\Delta\delta^{13}\text{C}$ und $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ von Garnelen verschiedener Spezies und Herkunft

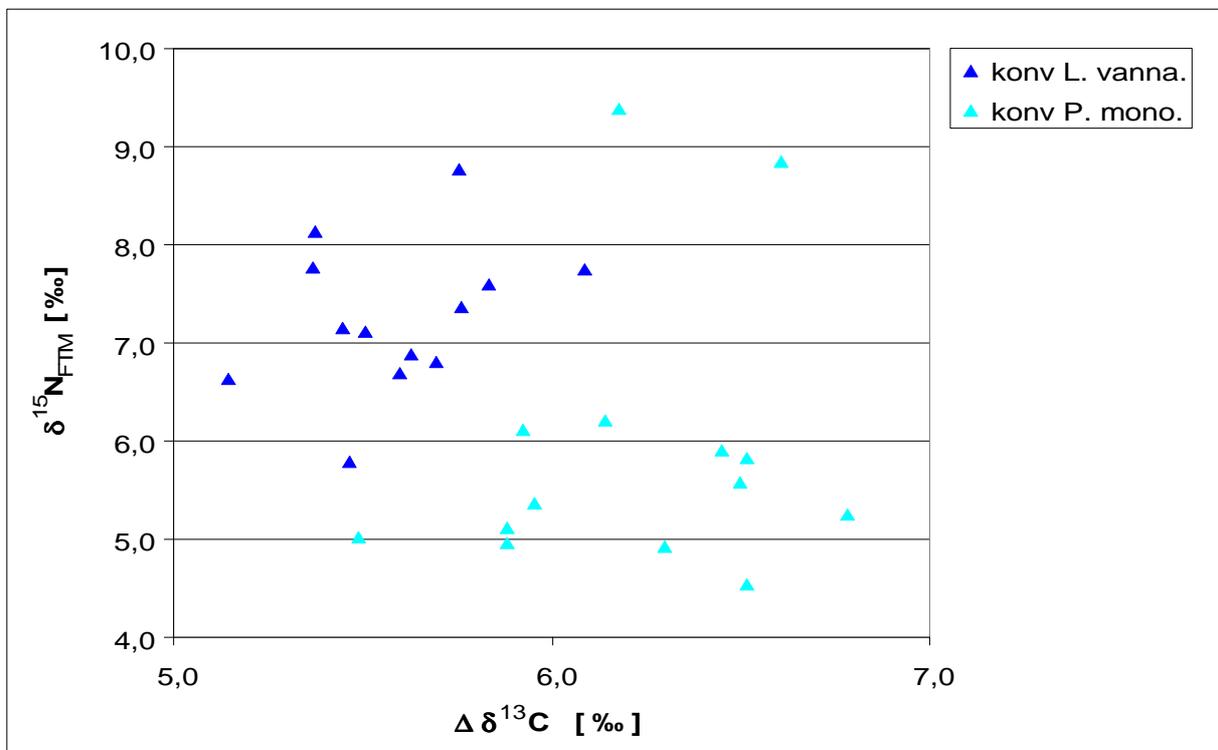


Abb. 4.3.5.2: $\Delta\delta^{13}\text{C}$ und $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ konventionell gefarmter Garnelen verschiedener Spezies

Darüber hinaus konnten mit Hilfe der Kombination aus $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und $\Delta\delta^{13}\text{C}$ innerhalb der Spezies *Litopenaeus vannamei* Garnelen eindeutig der ökologischen oder konventionellen Produktion zugeordnet werden (Abb. 4.3.5.3), während dies bei *Penaeus monodon* nicht gelang.

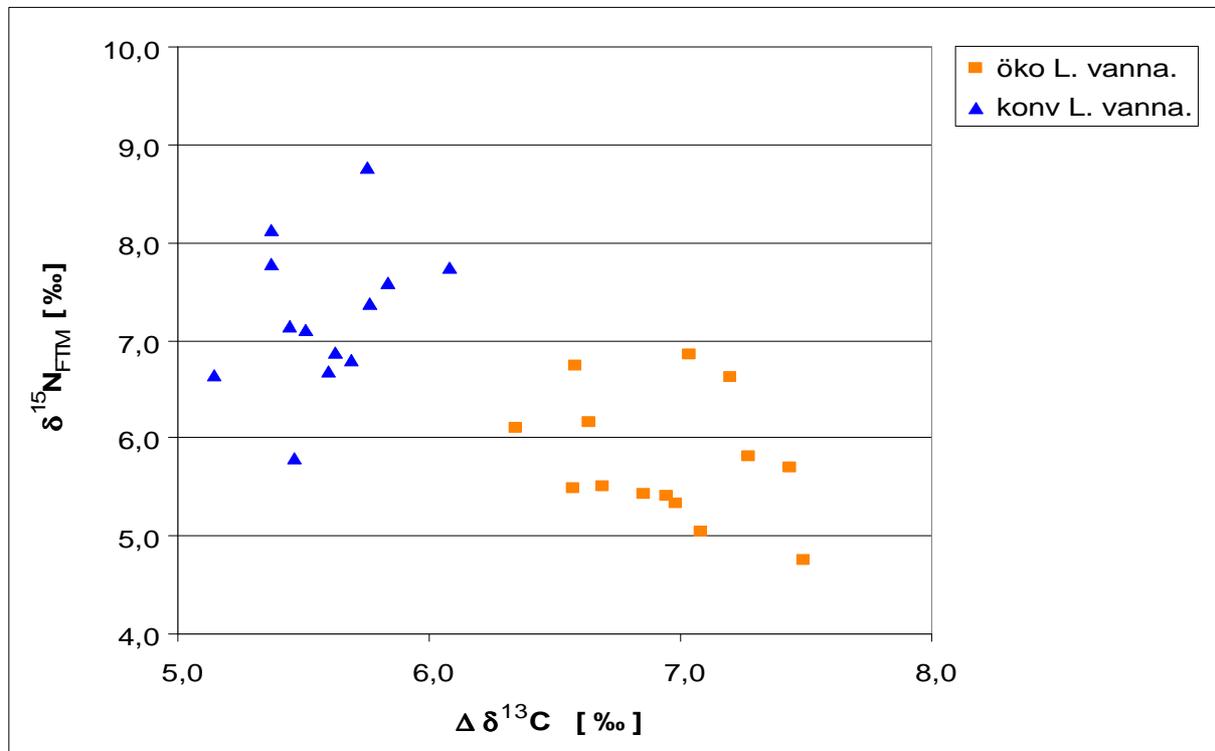


Abb. 4.3.5.3: $\Delta\delta^{13}\text{C}$ und $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ gefarmter Garnelen der Spezies *Litopenaeus vannamei*

Trotz der offensichtlich hohen Variabilität der Ernährungsbedingungen wilder und gefarmter Garnelen zeigte sich eine außerordentlich hohe Korrelation zwischen $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ ($r = 0,98$), die jedoch keine Differenzierung der Aufwuchsbedingungen erlaubt (Abb. 4.3.5.4). Diese zeigt sich auch in den sehr ähnlichen $\Delta\delta^{13}\text{C}$ -Werten der drei Herkünfte (Tab. 4.3.5.1).

Eine weitreichende Unterscheidung wilder von gefarmten Garnelen konnte durch die Kombination von $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ mit dem Gehalt an Linolsäure (C18:2n6) erzielt werden (Abb. 4.3.5.5). Dies zeigt wiederum den Einfluss von Pflanzenfetten im Aquakulturfutter, erlaubt aber im Gegensatz zu den Befunden beim Lachs (Abb. 4.3.1.4) keine Unterscheidung ökologisch von konventionell gefarmten Tieren.

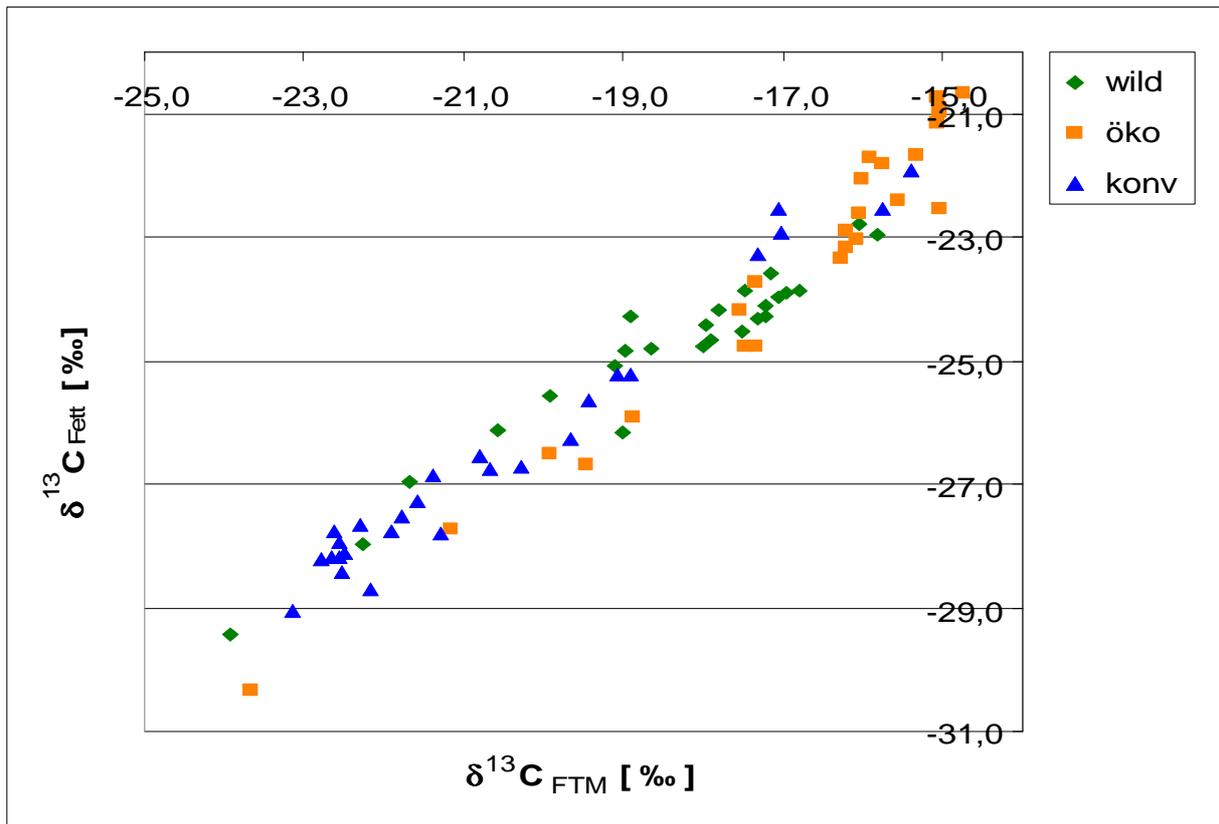


Abb. 4.3.5.4: $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ von Garnelen verschiedener Spezies und Herkunft

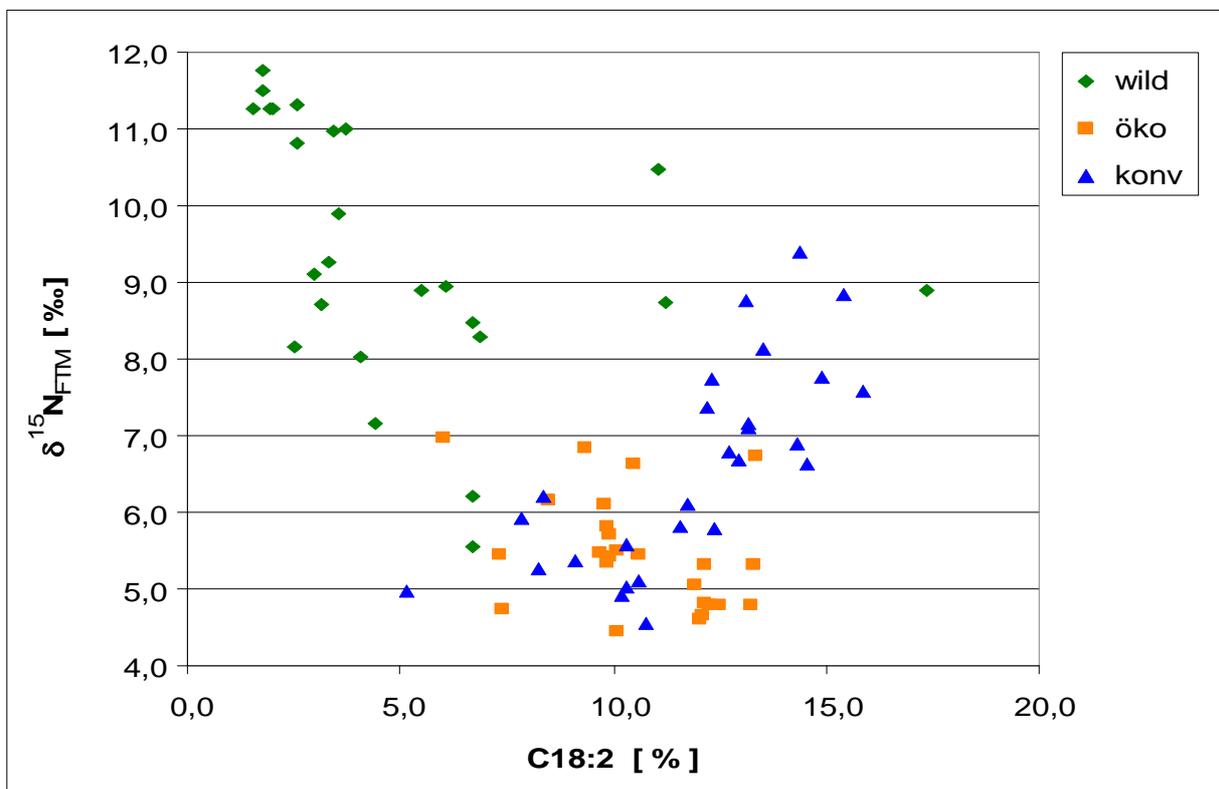


Abb. 4.3.5.5: $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und C18:2 in Garnelen verschiedener Spezies und Herkunft

4.4 Fettsäuren

4.4.1 Lachse

Abb. 4.4.1.4 zeigt in einem Balkendiagramm die prozentuale Verteilung der Fettsäuren in den verschiedenen Graved Lachs-Erzeugnissen, Abb. 4.4.1.5 die prozentuale Verteilung in allen untersuchten Räucherlachs-Erzeugnissen.

Eine der geräucherten Wildlachs-Proben zeichnete sich durch eine deutlich andere Fettsäurenverteilung aus. Es handelte sich dabei um einen Lachs der Art *Oncorhynchus kisutch*, während alle anderen Wildlachse der Art *Oncorhynchus nerka* angehörten.

Es gibt noch eine weitere auffällige Räucherlachsprobe, die in Abb. 4.4.1.5 mit einem Pfeil gekennzeichnet ist. Das Fettsäurenprofil passt nicht zu den anderen ökologisch gefarmten Tieren. Vermutlich handelt es sich um kein ökologisches Produkt, da die Fettsäurezusammensetzung denen der konventionell aufgezogenen Tiere gleicht (vgl. Abschnitt 4.3.1 und 4.5.1). Diese Probe wurde im Folgenden bei der Angabe von Schwankungsbereichen nicht berücksichtigt.

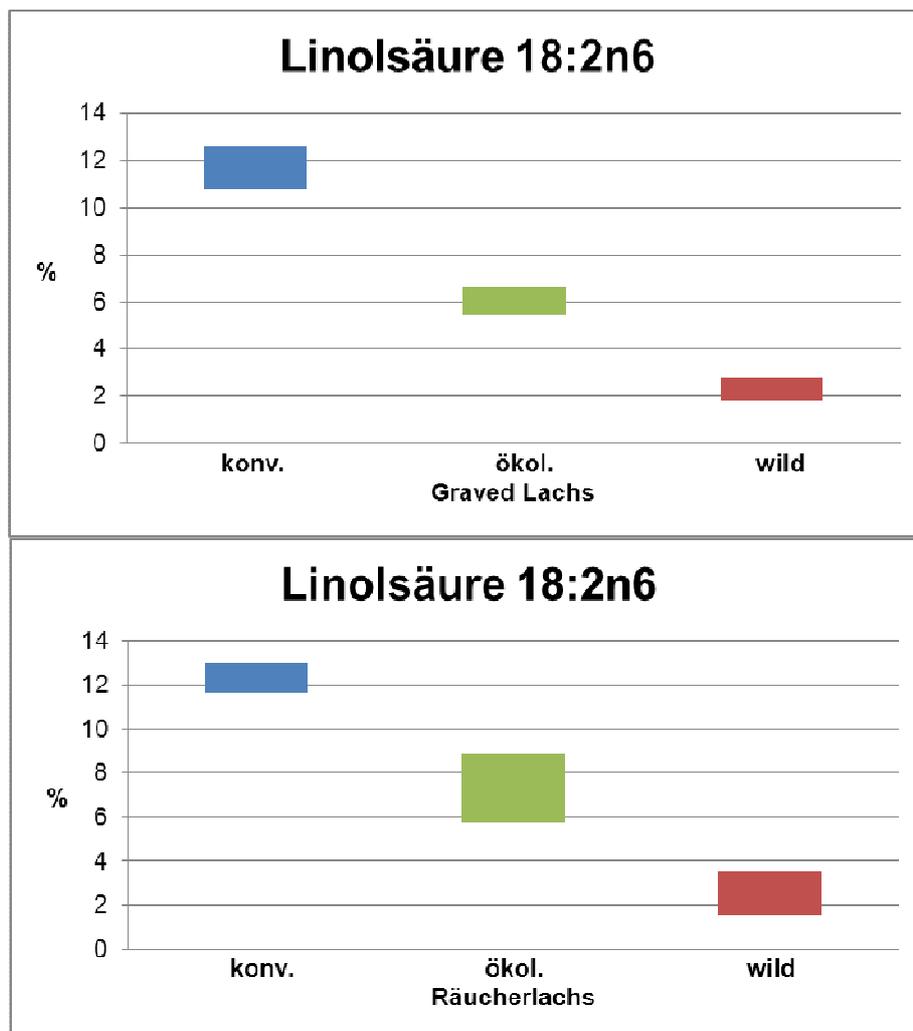


Abb. 4.4.1.1: Variation der Linolsäureanteile in Graved Lachs und Räucherlachs

Alle drei Produktionsweisen lassen sich durch die Linolsäureanteile (18:2n6c) eindeutig unterscheiden (Abb. 4.4.1.1). Der höchste prozentuale Anteil ist in den konventionell gefarmten Tieren zu finden, der niedrigste prozentuale Anteil in den wild lebenden Tieren.

Auffällig ist der große Unterschied in der Zusammensetzung der Fettsäuren zwischen den konventionell und ökologisch aufgezogenen Tieren bei beiden Verarbeitungsarten (Tab. 4.4.1.1 und Tab. 4.4.1.2). Die Anteile an Ölsäure (18:1n9c), Linolsäure (18:2n6c) und α -Linolensäure (18:3n3) waren in den konventionell gefarmten Lachsen stark erhöht gegenüber den anderen Aufwuchsformen (Abb. 4.4.1.2). Die Anteile an Myristinsäure (14:0) (nur im Graved Lachs), Palmitin- und Palmitoleinsäure (16:0 und 16:1), Gondosäure (20:1n9), Eicosapentaensäure (EPA, 20:5n3) und Docosahexaensäure (DHA, 22:6n3) waren dagegen niedriger als in den ökologisch aufgezogenen Lachsen. Die Unterschiede zwischen den ökologisch aufgezogenen Lachsen und den wild lebenden Tieren waren geringer als zwischen den beiden Aquakulturformen.

Ölsäure (18:1n9c), Linolsäure (18:2n6c) und α -Linolensäure (18:3n3) finden sich in größeren Mengen besonders in Pflanzenölen. Das lässt darauf schließen, dass in den Futtermitteln für konventionelle Erzeugung ein erhöhter Anteil an Pflanzenölen eingesetzt wurde.

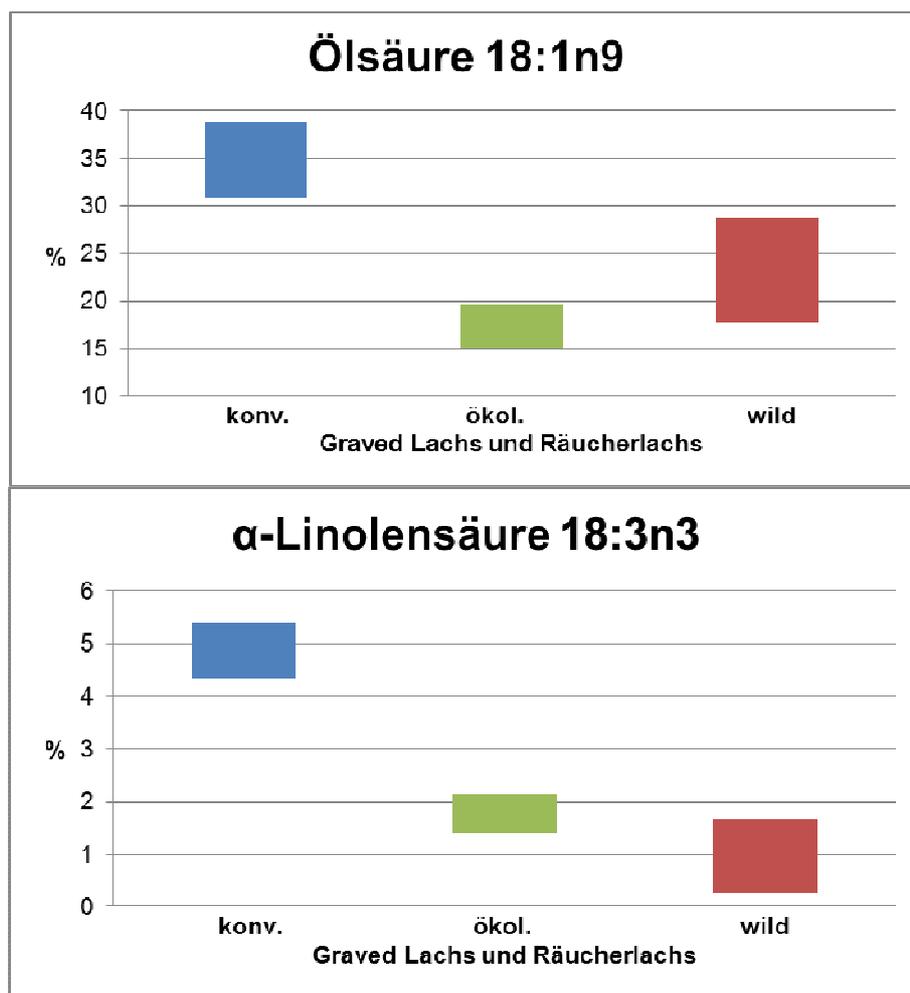


Abb. 4.4.1.2: Variation der Öl- und α -Linolensäureanteile in Lachserzeugnissen

Die Verteilung der Fettsäuren bei den wild lebenden Lachsen unterschied sich in einigen Fettsäureanteilen von denen der gefarmten Tiere. Der Anteil der Vaccensäure (18:1n7c) lag in den wild lebenden Lachsen höher als in den Farmtieren. Besonders der Anteil der ernährungsphysiologisch wichtigen langkettigen omega-3-Fettsäuren EPA und DHA war höher und überstieg meist auch den Anteil dieser Fettsäuren in den ökologisch aufgezogenen Tieren (Abb. 4.4.1.3).

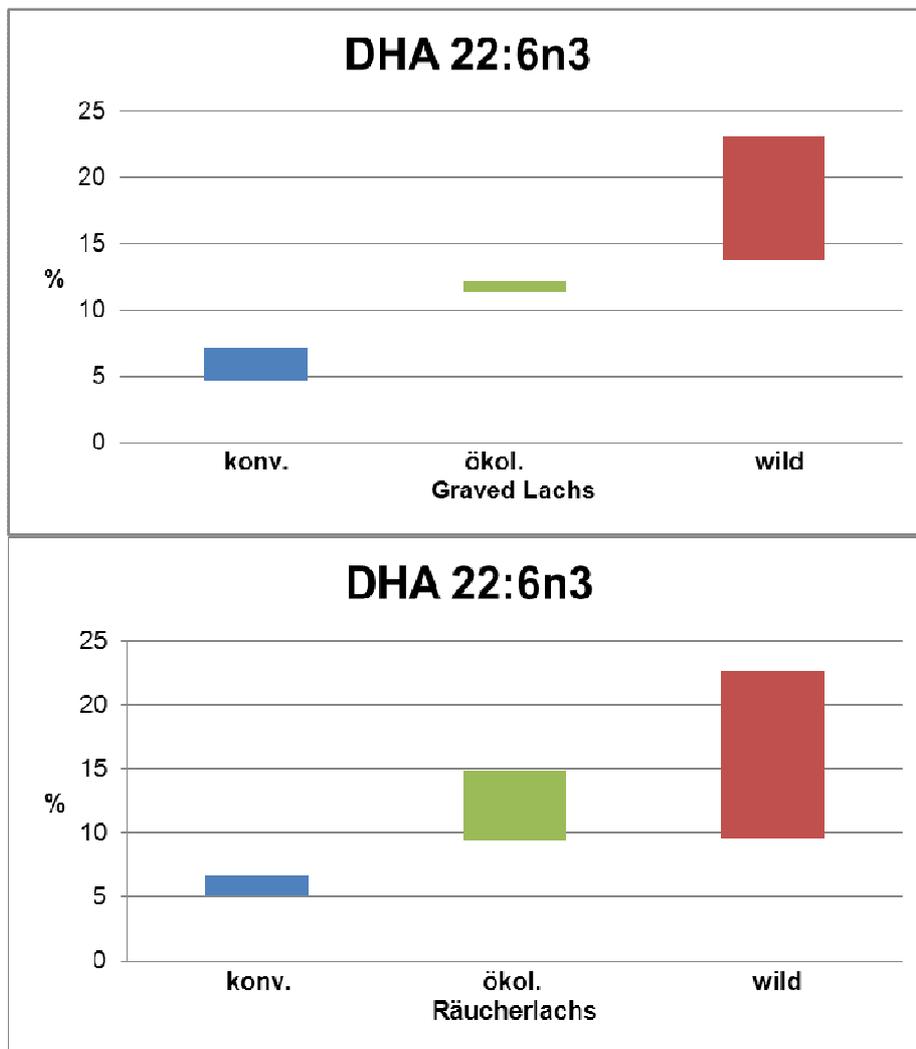


Abb. 4.4.1.3: Variation der DHA-Anteile in Graved Lachs und Räucherlachs

Tab. 4.4.1.1: Prozentuale Fettsäurezusammensetzung in Graved Lachs
(MW = Mittelwert, SD = Standardabweichung)

Fettsäure	konventionell		ökologisch		wild	
	MW n=10	Minimum Maximum SD	MW n=5	Minimum Maximum SD	MW n=11	Minimum Maximum SD
Myristinsäure C14:0	4,20	3,62 5,06 0,50	7,30	7,06 7,75 0,27	4,75	3,78 5,84 0,74
Pentadecansäure C15:0	0,30	0,26 0,38 0,04	0,53	0,49 0,60 0,04	0,44	0,35 0,57 0,07
Palmitinsäure C16:0	13,16	11,97 14,86 0,97	18,34	17,47 19,15 0,70	20,94	19,12 22,67 1,26
Palmitoleinsäure C16:1	4,61	4,00 5,61 0,52	7,13	6,68 7,74 0,38	5,06	3,41 7,01 1,43
Heptadecansäure 17:0	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Stearinsäure C18:0	3,01	2,78 3,39 0,20	3,37	3,12 3,77 0,30	4,29	3,63 5,10 0,50
Ölsäure C18:1n9c	35,30	30,94 38,03 2,25	17,22	15,63 17,84 0,91	18,87	15,72 23,79 2,82
Vaccensäure C18:1n7c	3,45	3,31 3,70 0,12	3,08	2,90 3,47 0,23	4,48	2,90 5,56 0,89
Linolsäure C18:2n6c	11,89	10,79 12,60 0,60	6,30	5,49 6,65 0,46	2,14	1,84 2,80 0,28
γ-Linolensäure 18:3n6	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
α-Linolensäure C18:3n3	4,58	3,91 5,09 0,40	1,81	1,47 1,96 0,20	1,19	0,97 1,66 0,26
Stearidonsäure C18:4n3	1,04	0,79 1,39 0,17	2,40	2,15 2,67 0,18	1,70	1,02 2,41 0,51
Gondosäure C20:1n9	4,61	3,79 6,92 0,90	8,29	5,87 9,68 1,48	5,89	4,11 9,31 1,88
Eicosadiensäure C20:2n6	0,95	0,76 1,15 0,12	0,58	0,46 0,66 0,08	0,56	0,45 0,71 0,10
Arachidonsäure C20:4n6	0,40	0,29 0,46 0,05	0,68	0,62 0,76 0,06	0,68	0,57 0,80 0,08
EPA Eicosapentaensäure C20:5n3	4,40	3,49 5,58 0,52	8,33	7,82 9,59 0,72	8,70	6,27 11,29 1,24
Docosatetraensäure C22:4n6	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
DPA Docosapentaensäure C22:5n3	2,04	1,66 2,37 0,23	3,00	2,72 3,49 0,31	2,28	1,89 2,94 0,39
DHA Docosahexaensäure C22:6n3	6,06	4,70 7,18 0,71	11,64	11,39 12,03 0,24	18,03	13,78 23,13 3,61

Tab. 4.4.1.2: Prozentuale Fettsäurezusammensetzung in Räucherlachs
(MW = Mittelwert, SD = Standardabweichung)

Fettsäure	konventionell		ökologisch		wild	
	MW n=10	Minimum Maximum SD	MW n=11	Minimum Maximum SD	MW n=11	Minimum Maximum SD
Myristinsäure C14:0	3,99	3,47 4,58 0,36	7,31	6,09 8,67 0,95	4,95	3,67 5,99 0,69
Pentadecansäure C15:0	0,28	0,23 0,33 0,03	0,55	0,51 0,58 0,03	0,45	0,16 0,58 0,11
Palmitinsäure C16:0	12,53	11,83 13,75 0,62	19,00	17,04 19,85 0,91	20,89	18,43 23,25 1,56
Palmitoleinsäure C16:1	4,30	3,83 4,95 0,41	7,25	5,52 9,50 1,41	6,24	4,65 8,69 1,28
Heptadecansäure 17:0	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Stearinsäure C18:0	2,86	2,70 3,09 0,12	3,79	3,43 4,39 0,33	3,87	3,06 4,48 0,45
Ölsäure C18:1n9c	36,77	34,30 38,71 1,48	16,85	15,05 19,60 1,36	21,24	17,79 26,61 2,79
Vaccensäure C18:1n7c	3,43	3,32 3,62 0,08	3,30	2,83 3,82 0,33	4,92	3,27 5,92 0,75
Linolsäure C18:2n6c	12,35	11,62 13,00 0,39	7,05	5,76 8,88 1,10	2,36	1,52 3,58 0,56
γ-Linolensäure 18:3n6	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
α-Linolensäure C18:3n3	4,81	4,34 5,39 0,39	1,75	1,38 2,14 0,23	0,98	0,26 1,44 0,34
Stearidonsäure C18:4n3	0,97	0,83 1,06 0,08	2,25	1,89 2,71 0,24	1,27	0,52 1,88 0,37
Gondosäure C20:1n9	4,34	3,90 4,82 0,32	6,82	4,94 8,59 1,20	6,61	4,68 9,43 1,19
Eicosadiensäure C20:2n6	0,95	0,88 1,01 0,04	0,58	0,41 0,69 0,09	0,51	0,35 0,65 0,09
Arachidonsäure C20:4n6	0,41	0,34 0,48 0,04	0,76	0,59 0,88 0,09	0,61	0,44 0,78 0,10
EPA Eicosapentaensäure C20:5n3	4,33	3,85 5,00 0,37	8,12	6,15 10,46 1,15	8,40	6,74 10,59 1,25
Docosatetraensäure C22:4n6	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
DPA Docosapentaensäure C22:5n3	2,01	1,71 2,29 0,20	3,05	2,52 3,57 0,29	2,40	1,89 2,97 0,38
DHA Docosahexaensäure C22:6n3	5,69	5,07 6,72 0,54	11,57	9,38 14,91 1,96	14,32	9,55 22,72 3,82

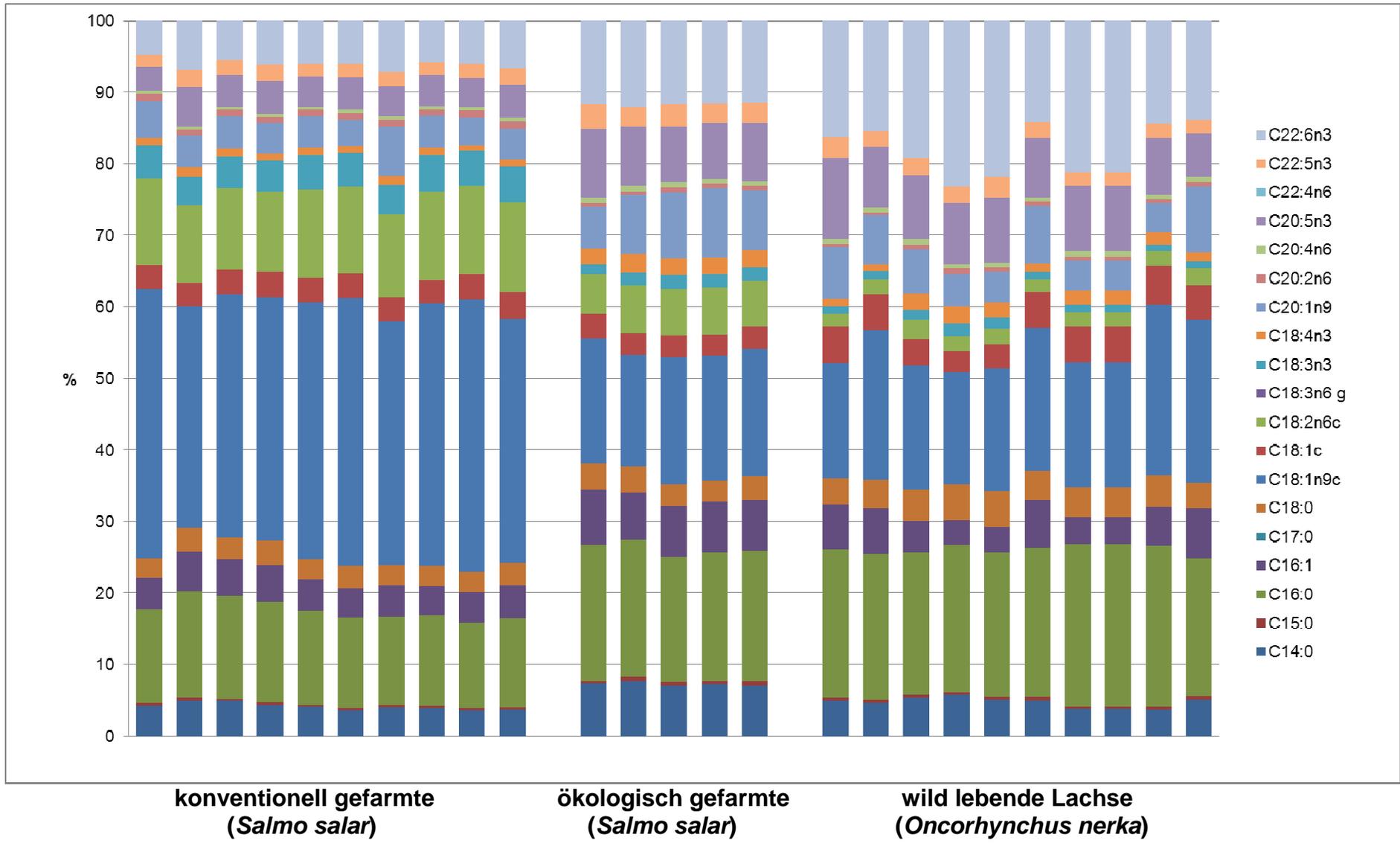


Abb. 4.4.1.4: Prozentuale Fettsäurezusammensetzung im Graved Lachs

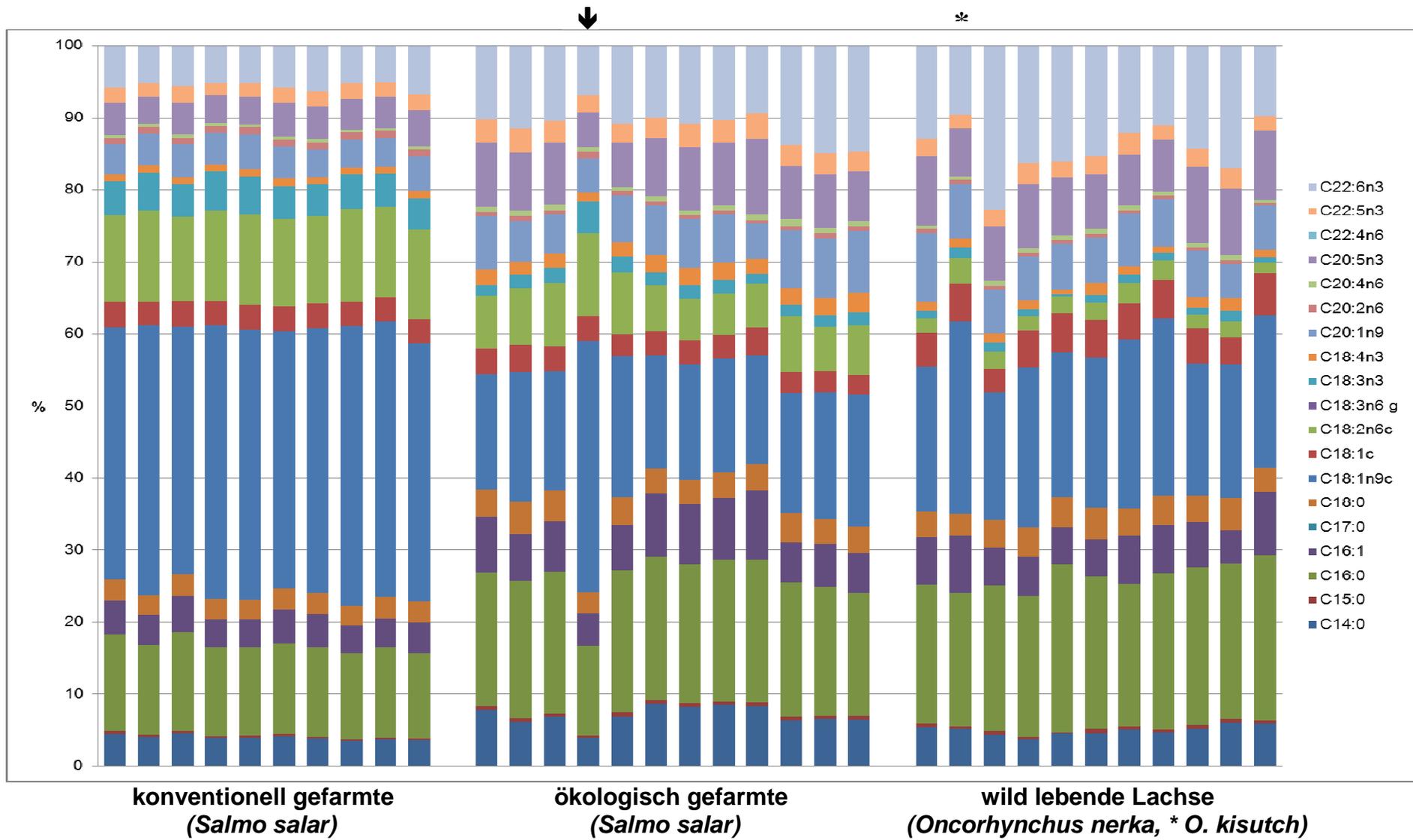


Abb. 4.4.1.5: Prozentuale Fettsäurezusammensetzung im Räucherlachs (↓ = Falschdeklaration eines konventionellen Produkts)

4.4.2 Bachforellen

Abb. 4.4.2.3 veranschaulicht die prozentuale Verteilung der Fettsäuren in rohen und geräucherten Bachforellen. Im Block zusammengefasst sind jeweils zwei Probenziehungen pro Betrieb zu unterschiedlichen Zeiten. Eine Ausnahme macht Betrieb E, bei dem nur eine Probenziehung betrachtet werden konnte, da die zweite Charge nur Saiblinge enthielt.

Unterschiede in der Fettsäurezusammensetzung sind zwischen den einzelnen Betrieben zu erkennen. Auffällig ist, dass sich die Zusammensetzungen der Fettsäuren innerhalb eines Jahres bei mehreren Betrieben geändert haben, was auf eine veränderte Zusammensetzung des Futtermittels schließen lässt. Die gefundenen Fettsäurezusammensetzungen der konventionell arbeitenden Betriebe A und C gleichen sich, aber unterscheiden sich von Betrieb B. Die Bachforellen in Betrieb B hatten noch keine Konsumgröße erreicht. Bei den drei ökologisch arbeitenden Betrieben zeigten Fische des Betriebes D eine von den beiden anderen Betrieben deutlich unterschiedliche Fettsäurezusammensetzung. Betrieb E und F verwendeten Futter desselben Herstellers, während Betrieb D Futtermittel einer anderen Marke einsetzte.

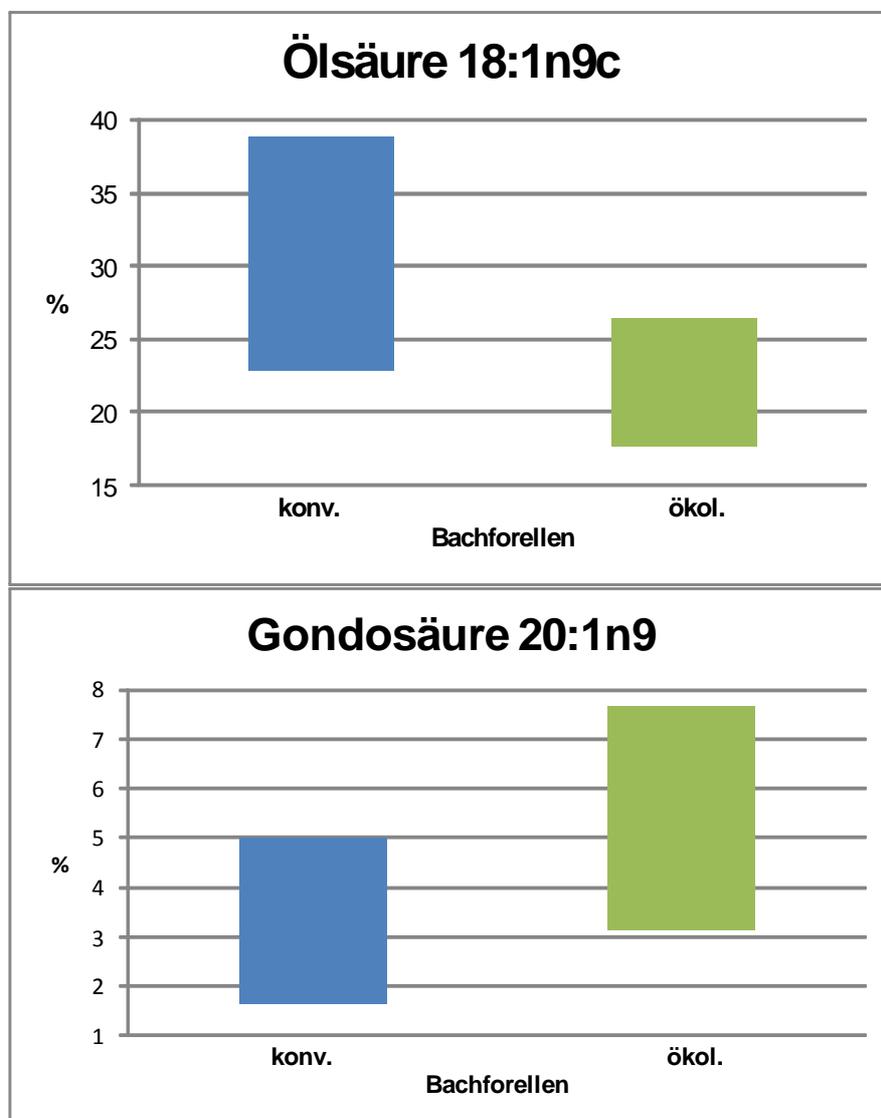


Abb. 4.4.2.1: Variation der Öl- und Gondosäureanteile in Bachforellen (roh und geräuchert)

Eine Differenzierung zwischen den beiden Aufzuchtformen anhand einzelner Fettsäuren war schwierig (Tab. 4.4.2.1 und 4.4.2.2). Die Fettsäureanteile der beiden Aufzuchtformen unterscheiden sich etwas in der Ölsäure (18:1n9), deren Anteile in den konventionell aufgezogenen Tieren höher ausfällt, während die Gondosäure (20:1n9) in den ökologisch aufgezogenen Tieren erhöht ist (Abb. 4.4.2.1). Linolsäure (18:2n6) fand sich in den Tieren der Betriebe E und F in wesentlich höherem Maße als in den Tieren der konventionellen Aufzucht. Doch der Gehalt dieser Fettsäure in Betrieb D ist deckungsgleich mit den konventionell arbeitenden Betrieben. So gibt es weitere Überschneidungen mit Proben aus der konventionellen Produktion, die ähnlich hohe oder entsprechend niedrige Anteile der genannten Fettsäuren enthalten. Bei der Korrelation der Gehalte von Ölsäure (18:1n9) und Gondosäure (20:1n9) werden aber Unterschiede zwischen den Aufzuchtformen deutlich, die eine Differenzierung erlauben (Abb. 4.4.2.2).

Vergleicht man die Zusammensetzungen der geräucherten Bachforellen in Abb. 4.4.2.4, so lassen sich deutlichere Unterschiede erkennen als bei den rohen Fischen. Die Werte sind in Tab. 4.4.2.3 und Tab. 4.4.2.4 zu finden.

Auffällig ist aber auch hier, dass sich Zusammensetzungen der Tiere des Betriebes D von denen des Betriebes F deutlich unterscheiden. Gondosäure (20:1n9) und DHA (22:6n3) zeigen erhöhte Anteile in den ökologisch aufgezogenen Tieren. Die gesättigten Fettsäuren Palmitinsäure (16:0) und Stearinsäure (18:0) haben einen höheren Anteil in den ökologischen Produkten, Ölsäure (18:1n9) hat einen geringeren Anteil. In der Gruppe der Räucherprodukte ist eine Unterscheidung der Aufzuchtformen mit jeder der drei letztgenannten Fettsäuren möglich. Es wurde für das Futter allerdings nur eine Probenziehung pro Betrieb durchgeführt, so dass hier eine eventuelle Futtermittelvariation nicht erfasst wurde. Insgesamt konnten aber alle Bachforellenprodukte mit der Kombination aus Ölsäure (18:1n9) und Gondosäure (20:1n9) differenziert werden (Abb. 4.4.2.2).

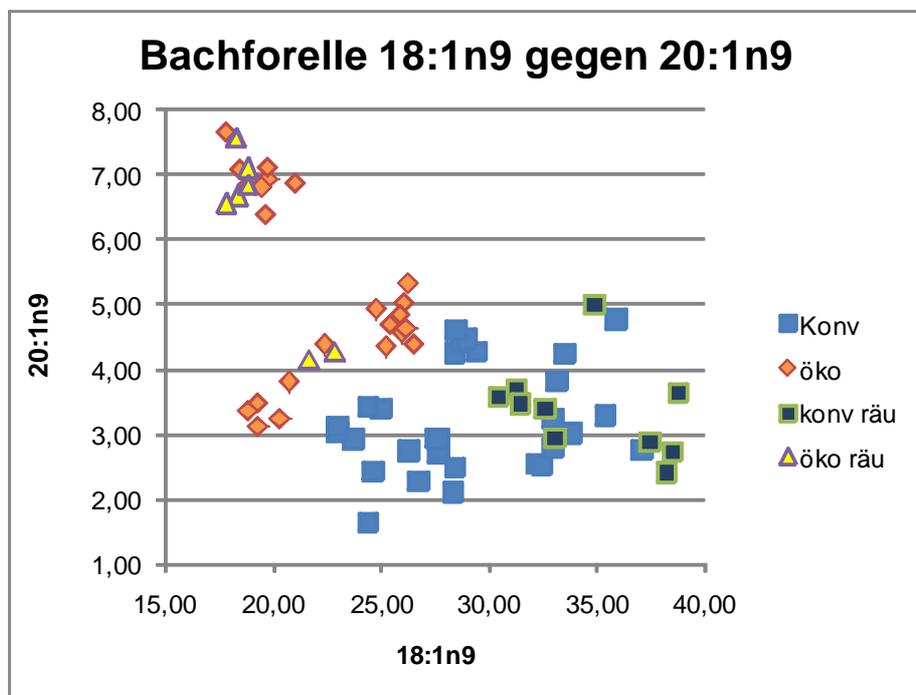


Abb. 4.4.2.2: Öl- und Gondosäureanteile (%) in Bachforellen (roh und geräuchert)

Tab. 4.4.2.1: Prozentuale Fettsäurezusammensetzung in konventionellen Bachforellen, roh (MW = Mittelwert, SD = Standardabweichung)

Fettsäure	Betrieb A (konv)		Betrieb B (konv)		Betrieb C (konv)	
	MW n=10	Minimum Maximum SD	MW n=10	Minimum Maximum SD	MW n=10	Minimum Maximum SD
Myristinsäure C14:0	3,51	2,66 4,33 0,57	4,50	4,31 4,72 0,17	2,72	1,92 3,42 0,61
Pentadecansäure C15:0	0,27	0,22 0,36 0,05	0,33	0,30 0,35 0,02	0,24	0,16 0,30 0,04
Palmitinsäure C16:0	13,98	11,18 16,22 2,04	17,29	16,07 18,68 1,08	14,49	11,73 17,86 2,11
Palmitoleinsäure C16:1	4,72	3,98 5,27 0,45	6,50	5,78 7,25 0,61	3,87	2,90 4,88 0,74
Heptadecansäure 17:0	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Stearinsäure C18:0	2,76	2,49 3,09 0,18	2,85	2,64 3,14 0,21	3,02	2,81 3,33 0,21
Ölsäure C18:1n9c	30,75	26,26 35,86 3,73	26,29	22,96 29,40 2,71	30,08	24,36 37,05 4,22
Vaccensäure C18:1n7c	3,25	2,92 3,71 0,21	3,06	2,79 3,31 0,22	3,17	2,95 3,50 0,20
Linolsäure C18:2n6c	11,78	11,25 12,98 0,49	9,70	8,85 10,13 0,45	11,61	9,68 13,17 1,18
γ-Linolensäure 18:3n6	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
α-Linolensäure C18:3n3	3,32	3,11 3,66 0,15	2,31	1,60 3,02 0,66	2,78	2,04 3,32 0,45
Stearidonsäure C18:4n3	1,35	1,08 1,56 0,19	1,76	1,67 1,88 0,07	1,17	0,99 1,50 0,18
Gondosäure C20:1n9	3,34	2,69 4,76 0,71	3,79	2,92 4,59 0,67	2,45	1,63 3,01 0,39
Eicosadiensäure C20:2n6	0,61	0,43 1,00 0,17	0,54	0,47 0,64 0,06	0,59	0,45 0,80 0,12
Arachidonsäure C20:4n6	0,57	0,49 0,64 0,05	0,60	0,43 0,82 0,17	0,87	0,71 1,05 0,12
EPA Eicosapentaensäure C20:5n3	4,34	3,17 5,14 0,66	5,09	4,10 6,47 0,99	4,28	2,63 5,90 1,17
Docosatetraensäure C22:4n6	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
DPA Docosapentaensäure C22:5n3	1,77	1,49 2,33 0,24	1,85	1,34 2,42 0,43	1,66	1,12 2,36 0,51
DHA Docosahexaensäure C22:6n3	13,69	9,91 16,95 1,88	13,53	10,49 16,73 2,55	17,01	14,69 19,57 1,77

Tab. 4.4.2.2: Prozentuale Fettsäurezusammensetzung in ökologischen Bachforellen, roh (MW = Mittelwert, SD = Standardabweichung)

Fettsäure	Betrieb D (öko)		Betrieb E (öko)		Betrieb F (öko)	
	MW n=10	Minimum Maximum SD	MW n=5	Minimum Maximum SD	MW n=10	Minimum Maximum SD
Myristinsäure C14:0	6,48	5,77 6,78 0,30	3,37	3,00 3,84 0,35	2,73	2,21 3,10 0,27
Pentadecansäure C15:0	0,52	0,47 0,57 0,03	0,27	0,23 0,31 0,03	0,24	0,20 0,28 0,03
Palmitinsäure C16:0	19,09	17,78 20,89 1,17	14,23	12,97 15,31 0,88	14,90	13,56 16,11 0,93
Palmitoleinsäure C16:1	5,44	4,95 6,04 0,38	3,94	3,74 4,13 0,19	3,55	3,11 4,54 0,41
Heptadecansäure 17:0	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Stearinsäure C18:0	3,54	3,09 3,91 0,30	3,15	2,96 3,41 0,16	3,49	3,20 3,67 0,17
Ölsäure C18:1n9c	19,20	17,80 20,97 0,90	25,65	24,74 26,26 0,60	22,46	18,84 26,47 3,17
Vaccensäure C18:1n7c	3,08	2,87 3,25 0,14	2,91	2,78 3,19 0,16	2,49	2,25 2,78 0,20
Linolsäure C18:2n6c	8,07	7,20 8,97 0,80	22,53	21,50 23,25 0,90	19,30	16,62 22,04 1,75
γ-Linolensäure 18:3n6	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
α-Linolensäure C18:3n3	1,79	1,56 2,11 0,21	2,31	2,14 2,46 0,14	2,05	1,73 2,46 0,25
Stearidonsäure C18:4n3	2,50	2,33 2,87 0,17	1,16	1,04 1,36 0,13	0,96	0,80 1,15 0,12
Gondosäure C20:1n9	6,97	6,37 7,65 0,32	4,95	4,68 5,31 0,24	3,92	3,12 4,62 0,59
Eicosadiensäure C20:2n6	0,61	0,51 0,77 0,08	1,14	1,00 1,35 0,14	0,82	0,71 1,02 0,10
Arachidonsäure C20:4n6	0,77	0,59 0,98 0,15	0,53	0,49 0,61 0,05	0,82	0,60 1,05 0,17
EPA Eicosapentaensäure C20:5n3	4,77	4,19 5,16 0,35	2,38	2,24 2,50 0,11	3,21	2,28 4,19 0,79
Docosatetraensäure C22:4n6	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
DPA Docosapentaensäure C22:5n3	1,98	1,85 2,09 0,08	1,38	1,11 1,76 0,24	1,52	1,19 1,82 0,24
DHA Docosahexaensäure C22:6n3	15,21	13,92 16,50 1,04	10,11	9,21 10,70 0,60	17,51	12,30 22,07 3,99

Tab. 4.4.2.3: Prozentuale Fettsäurezusammensetzung in konventionellen Bachforellen, geräuchert (MW = Mittelwert, SD = Standardabweichung)

Fettsäure	Betrieb A (konv)		Betrieb C (konv)	
	MW n=10	Minimum Maximum SD	MW n=10	Minimum Maximum SD
Myristinsäure C14:0	2,98	2,80 3,10 0,15	1,89	1,81 2,02 0,10
Pentadecansäure C15:0	0,25	0,21 0,28 0,03	0,20	0,17 0,22 0,02
Palmitinsäure C16:0	12,72	11,56 13,87 0,84	11,68	10,13 13,02 1,09
Palmitoleinsäure C16:1	4,19	3,89 4,52 0,27	2,78	2,51 3,25 0,33
Heptadecansäure 17:0	0,00	0,00	0,00	0,00
Stearinsäure C18:0	2,83	2,68 2,97 0,12	2,83	2,65 2,99 0,15
Ölsäure C18:1n9c	32,10	30,42 34,87 1,73	37,17	33,04 38,72 2,36
Vaccensäure C18:1n7c	3,08	3,01 3,15 0,06	3,08	2,80 3,33 0,22
Linolsäure C18:2n6c	11,36	10,92 11,78 0,41	14,07	13,16 15,29 0,83
γ-Linolensäure 18:3n6	0,00	0,00	0,00	0,00
α-Linolensäure C18:3n3	3,14	3,01 3,39 0,15	3,23	3,00 3,41 0,15
Stearidonsäure C18:4n3	1,16	1,06 1,30 0,09	0,94	0,81 1,10 0,13
Gondosäure C20:1n9	3,82	3,38 4,99 0,67	2,91	2,40 3,63 0,45
Eicosadiensäure C20:2n6	0,52	0,51 0,53 0,01	0,82	0,66 1,15 0,20
Arachidonsäure C20:4n6	0,68	0,63 0,71 0,04	0,93	0,82 1,07 0,10
EPA Eicosapentaensäure C20:5n3	4,41	3,86 4,95 0,48	2,89	2,28 4,53 0,93
Docosatetraensäure C22:4n6	0,00	0,00	0,00	0,00
DPA Docosapentaensäure C22:5n3	1,82	1,52 2,05 0,19	1,07	0,78 1,51 0,33
DHA Docosahexaensäure C22:6n3	14,95	12,53 16,15 1,40	13,51	11,54 16,49 1,85

Tab. 4.4.2.4: Prozentuale Fettsäurezusammensetzung in ökologischen Bachforellen, geräuchert (MW = Mittelwert, SD = Standardabweichung)

Fettsäure	Betrieb D (öko)		Betrieb F (öko)	
	MW n=5	Minimum Maximum SD	MW n=2	Minimum Maximum SD
Myristinsäure C14:0	6,07	5,90 6,53 0,27	2,80	2,66 2,94 0,20
Pentadecansäure C15:0	0,52	0,48 0,56 0,03	0,28	0,27 0,29 0,01
Palmitinsäure C16:0	18,36	18,02 18,68 0,32	14,85	14,76 14,95 0,13
Palmitoleinsäure C16:1	5,06	4,97 5,15 0,08	3,19	3,02 3,35 0,23
Heptadecansäure 17:0	0,00	0,00	0,00	0,00
Stearinsäure C18:0	3,29	3,16 3,39 0,09	3,57	3,50 3,63 0,09
Ölsäure C18:1n9c	18,38	17,77 18,77 0,42	22,28	21,68 22,87 0,84
Vaccensäure C18:1n7c	2,98	2,93 3,01 0,03	2,46	2,45 2,47 0,01
Linolsäure C18:2n6c	8,71	8,37 8,91 0,21	17,78	17,48 18,08 0,42
γ-Linolensäure 18:3n6	0,00	0,00	0,00	0,00
α-Linolensäure C18:3n3	1,99	1,87 2,10 0,09	2,35	2,29 2,42 0,09
Stearidonsäure C18:4n3	2,50	2,37 2,61 0,11	0,94	0,94 0,95 0,01
Gondosäure C20:1n9	6,94	6,54 7,56 0,40	4,21	4,14 4,27 0,09
Eicosadiensäure C20:2n6	0,70	0,66 0,73 0,02	0,78	0,78 0,78 0,01
Arachidonsäure C20:4n6	0,96	0,88 1,07 0,08	0,93	0,89 0,97 0,05
EPA Eicosapentaensäure C20:5n3	4,92	4,66 5,25 0,26	3,25	3,19 3,32 0,09
Docosatetraensäure C22:4n6	0,00	0,00	0,00	0,00
DPA Docosapentaensäure C22:5n3	2,06	1,95 2,13 0,08	1,72	1,59 1,84 0,18
DHA Docosahexaensäure C22:6n3	16,56	15,44 18,01 1,08	18,62	17,22 20,01 1,97

Futtermittel wurden nur im Rahmen der ersten Probenziehung untersucht, so dass eine eventuelle Veränderung der Zusammensetzung nicht dokumentiert wurde.

Die Fettsäurezusammensetzung der verwendeten Futtermittel spiegelt sich weitgehend in den Fischen wider. Die Anteile an den gesättigten Fettsäuren Myristinsäure (14:0) und Palmitinsäure (16:0) sowie an der einfach ungesättigten Ölsäure (18:1n7) sind in den ökologischen Futtermitteln erhöht. Dies gilt ebenso für die Anteile der wichtigen polyungesättigten Fettsäuren EPA (20:5n3), DPA (22:5n3) und DHA (22:6n3) in den ökologischen Futtermitteln. Der Anteil der Ölsäure (18:1n7) ist im Gegensatz dazu niedriger als in den konventionellen Futtermitteln (Tab. 4.4.2.5 und 4.4.2.6).

Tab. 4.4.2.5: Prozentuale Fettsäurezusammensetzung in Bachforellenfutter aus konventioneller Aufzucht (MW = Mittelwert, SD = Standardabweichung)

Fettsäure	Betrieb A (konv)		Betrieb B (konv)		Betrieb C (konv)	
	MW n=4	Minimum Maximum SD	MW n=6	Minimum Maximum SD	MW n=4	Minimum Maximum SD
Myristinsäure C14:0	3,34	2,07 4,67 1,47	4,53	4,06 5,36 0,60	3,52	2,32 4,72 1,37
Pentadecansäure C15:0	0,07	0,00 0,15 0,09	0,24	0,00 0,38 0,19	0,10	0,00 0,20 0,12
Palmitinsäure C16:0	11,95	9,26 14,75 3,10	31,99	30,16 33,21 1,22	12,70	11,96 13,42 0,82
Palmitoleinsäure C16:1	3,83	2,20 5,45 1,87	5,15	3,74 7,53 1,80	4,22	2,13 6,30 2,41
Heptadecansäure 17:0	0,07	0,00 0,16 0,08	0,19	0,00 0,30 0,14	0,08	0,00 0,17 0,10
Stearinsäure C18:0	2,55	2,28 2,83 0,31	3,54	3,38 3,69 0,14	2,29	2,28 2,31 0,01
Ölsäure C18:1n9c	37,68	26,66 48,65 12,66	26,31	22,75 29,07 2,73	39,13	33,17 45,11 6,85
Vaccensäure C18:1n7c	2,97	2,76 3,18 0,24	1,77	1,60 2,02 0,18	2,96	2,91 2,99 0,03
Linolsäure C18:2n6c	19,47	16,99 21,99 2,87	9,44	8,90 9,89 0,39	15,74	14,64 16,84 1,25
γ-Linolensäure 18:3n6	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
α-Linolensäure C18:3n3	5,46	4,58 6,30 0,97	1,41	1,09 1,84 0,31	5,97	5,56 6,38 0,46
Stearidonsäure C18:4n3	1,26	0,76 1,76 0,57	1,72	1,41 2,26 0,40	1,44	0,85 2,05 0,69
Gondosäure C20:1n9	2,48	2,19 2,80 0,32	2,33	1,83 3,34 0,75	3,02	2,08 3,96 1,08
Eicosadiensäure C20:2n6	0,09	0,00 0,18 0,10	0,20	0,14 0,23 0,03	0,20	0,16 0,23 0,04
Arachidonsäure C20:4n6	0,30	0,19 0,40 0,12	0,34	0,20 0,41 0,09	0,24	0,20 0,28 0,04
EPA Eicosapentaensäure C20:5n3	4,55	2,53 6,60 2,32	5,34	4,99 5,95 0,43	3,96	2,70 5,21 1,43
Docosatetraensäure C22:4n6	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
DPA Docosapentaensäure C22:5n3	0,56	0,38 0,74 0,20	0,53	0,49 0,57 0,03	0,43	0,31 0,56 0,14
DHA Docosahexaensäure C22:6n3	3,37	2,50 4,29 1,00	4,98	4,51 5,24 0,34	3,99	3,32 4,63 0,74

Tab. 4.4.2.6: Prozentuale Fettsäurezusammensetzung in Bachforellenfutter aus ökologischer Aufzucht (MW = Mittelwert, SD = Standardabweichung)

Fettsäure	Betrieb D (öko)		Betrieb E (öko)	
	MW n=2	Minimum Maximum SD	MW n=2	Minimum Maximum SD
Myristinsäure C14:0	8,74	8,67 8,81 0,10	6,29	5,19 7,37 1,24
Pentadecansäure C15:0	0,64	0,61 0,68 0,05	0,28	0,00 0,58 0,33
Palmitinsäure C16:0	19,96	19,88 20,04 0,11	17,20	14,70 19,60 2,73
Palmitoleinsäure C16:1	5,93	5,87 5,99 0,08	5,49	3,93 7,05 1,79
Heptadecansäure 17:0	0,00	0,00	0,21	0,00 0,43 0,25
Stearinsäure C18:0	3,32	3,32 3,33 0,01	3,03	2,70 3,36 0,38
Ölsäure C18:1n9c	16,28	16,28 16,28 0,00	21,34	18,16 24,47 3,60
Vaccensäure C18:1n7c	2,76	2,75 2,77 0,01	2,72	2,61 2,83 0,12
Linolsäure C18:2n6c	8,88	8,86 8,89 0,02	17,54	11,06 24,08 7,46
γ-Linolensäure 18:3n6	0,00	0,00	0,09	0,00 0,18 0,10
α-Linolensäure C18:3n3	1,90	1,90 1,91 0,00	2,92	2,86 2,95 0,04
Stearidonsäure C18:4n3	3,83	3,83 3,83 0,01	2,22	1,99 2,43 0,25
Gondosäure C20:1n9	8,04	8,01 8,06 0,03	5,02	3,80 6,26 1,40
Eicosadiensäure C20:2n6	0,36	0,35 0,37 0,01	0,35	0,29 0,41 0,06
Arachidonsäure C20:4n6	0,67	0,66 0,67 0,01	0,52	0,36 0,66 0,15
EPA Eicosapentaensäure C20:5n3	7,82	7,77 7,86 0,06	7,22	4,29 10,18 3,37
Docosatetraensäure C22:4n6	0,00	0,00	0,00	0,00
DPA Docosapentaensäure C22:5n3	1,31	1,28 1,34 0,05	1,07	0,90 1,25 0,20
DHA Docosahexaensäure C22:6n3	9,58	9,44 9,71 0,19	6,49	5,20 7,80 1,46

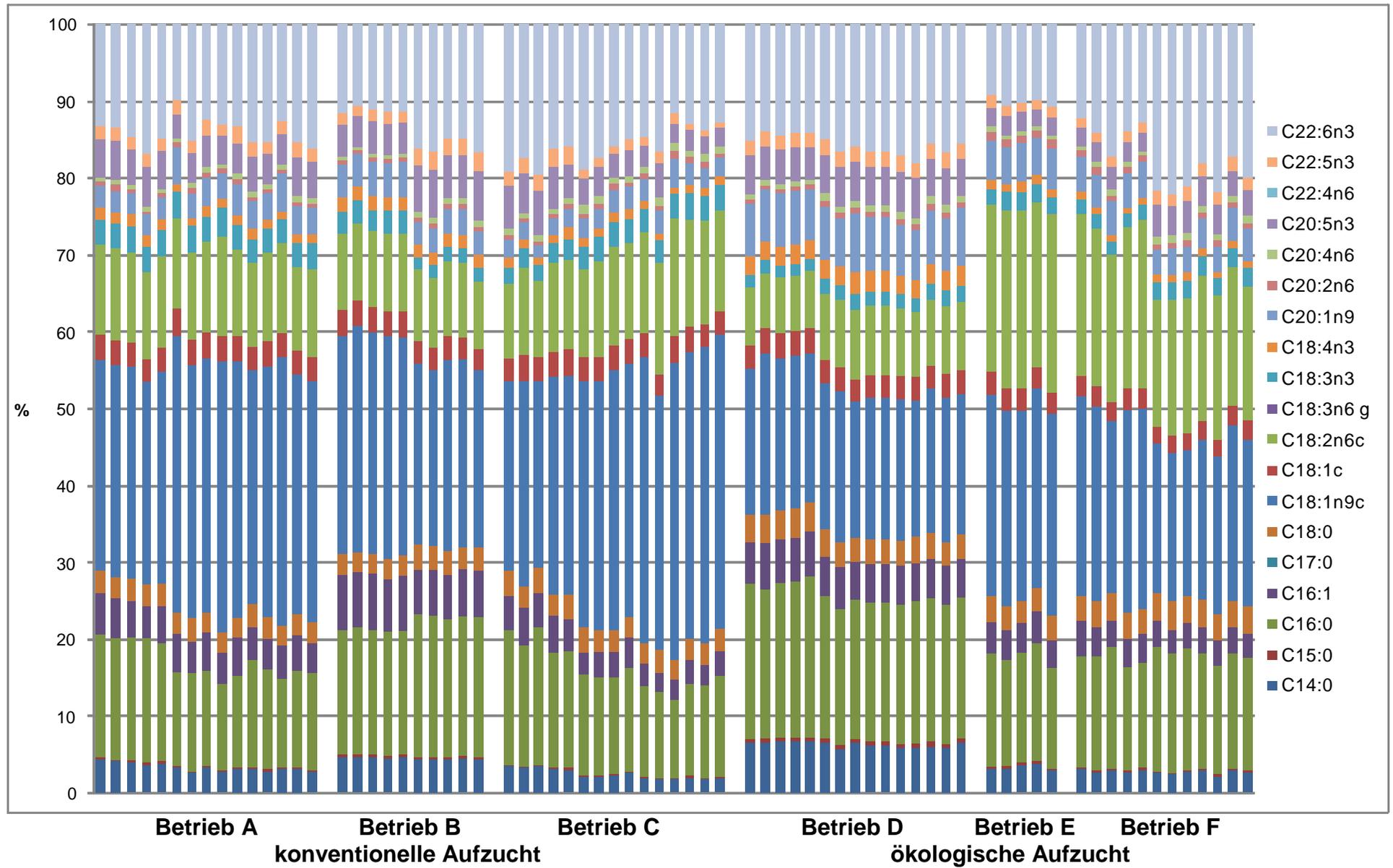


Abb. 4.4.2.3: Prozentuale Fettsäurezusammensetzung in Bachforellen (roh und geräuchert)

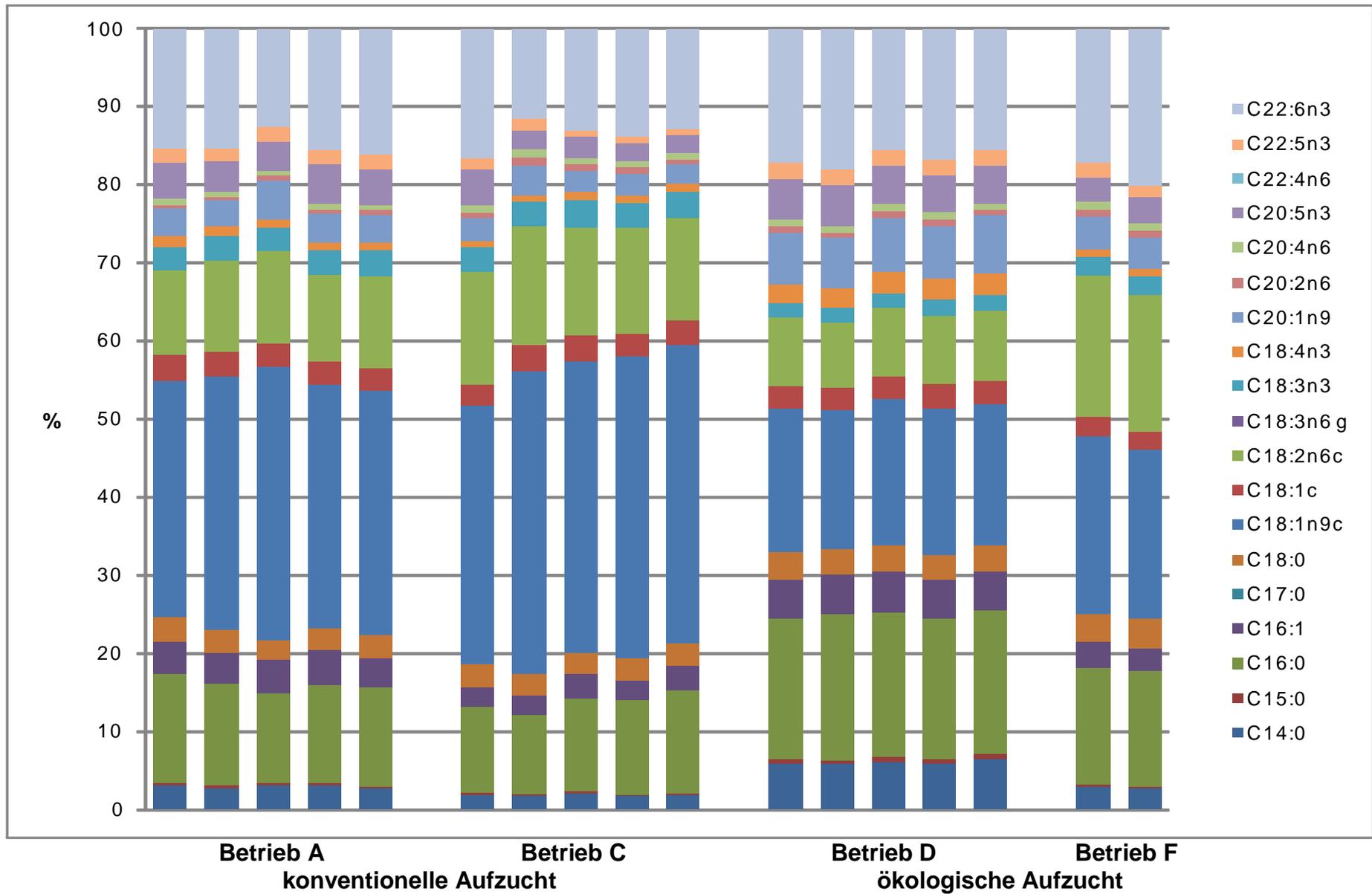


Abb. 4.4.2.4: Prozentuale Fettsäurezusammensetzung in geräucherten Bachforellen

4.4.3 Pangasius

Die Fettsäurezusammensetzung von Pangasius ist in Tab. 4.4.3.1 zusammengefasst. Bei einzelnen Fettsäuren zeigen sich Unterschiede zwischen den beiden Aufzuchtformen (Abb. 4.4.3.3). Insbesondere der Anteil an Ölsäure (18:1n9) ist in den ökologisch gefarmten Fischen geringer als in den konventionell aufgezogenen (Abb. 4.4.3.1). Weiter sind erhöhte Anteile an Linolsäure (18:2n6) und α -Linolensäure (18:3n3) in diesen Fischen zu beobachten. Werden die Gehalte an Ölsäure und α -Linolensäure korreliert, ist eine deutlich Differenzierung zu erkennen (Abb. 4.4.3.2).

Die γ -Linolensäure (18:3n6) findet sich in quantifizierbaren Konzentrationen nur in den konventionellen Proben. Diese Fettsäure lässt sich trotzdem nicht zur Unterscheidung heranziehen, da sie auch in den ökologischen Proben nachweisbar ist. Die Menge ist dort aber so gering, dass sie sich nicht zuverlässig bestimmen lässt und aus diesem Grund nicht zur Unterscheidung herangezogen wurde.

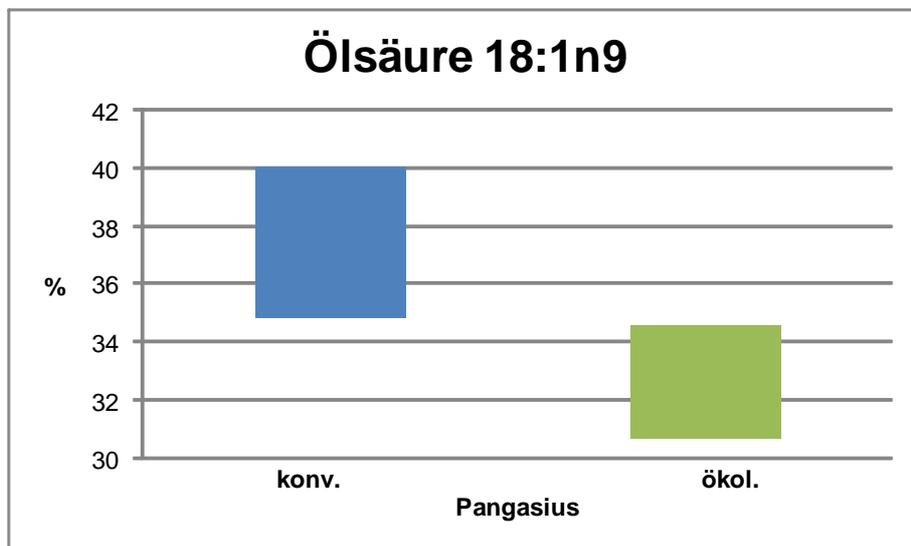


Abb. 4.4.3.1: Variation der Ölsäureanteile in Pangasius

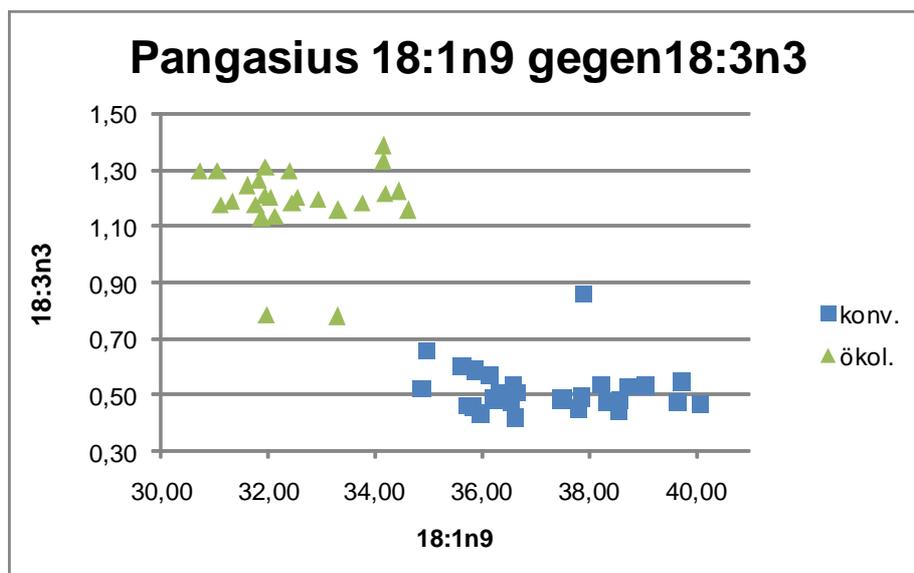


Abb. 4.4.3.2: Öl- und α -Linolensäureanteile (%) in Pangasius

Tab. 4.4.3.1: Prozentuale Fettsäurezusammensetzung in Pangasius
(MW = Mittelwert, SD = Standardabweichung)

Fettsäure	konventionell		ökologisch	
	MW n=27	Minimum Maximum SD	MW n=25	Minimum Maximum SD
Myristinsäure C14:0	3,60	3,00 4,35 0,38	3,91	3,17 5,82 0,61
Pentadecansäure C15:0	0,00	0,00	0,20	0,15 0,36 0,05
Palmitinsäure C16:0	30,28	29,10 32,89 0,92	29,45	26,94 32,82 1,47
Palmitoleinsäure C16:1	1,07	0,72 1,58 0,19	1,03	0,88 1,41 0,15
Heptadecansäure 17:0	0,00	0,00	0,25	0,17 0,45 0,08
Stearinsäure C18:0	9,54	8,49 10,43 0,55	9,66	8,70 10,60 0,51
Ölsäure C18:1n9c	37,24	34,89 40,06 1,49	32,55	30,71 34,63 1,15
Vaccensäure C18:1n7c	0,96	0,77 1,21 0,11	0,85	0,77 0,99 0,07
Linolsäure C18:2n6c	9,58	7,69 12,44 1,27	13,69	9,68 16,81 2,20
γ-Linolensäure 18:3n6	0,31	0,13 0,54 0,10	0,00	0,00 0,00 0,00
α-Linolensäure C18:3n3	0,52	0,42 0,86 0,09	1,19	0,78 1,39 0,14
Stearidonsäure C18:4n3	0,00	0,00	0,00	0,00
Gondosäure C20:1n9	1,16	0,95 1,47 0,14	1,33	0,80 1,81 0,24
Eicosadiensäure C20:2n6	0,64	0,39 0,93 0,14	0,86	0,56 1,08 0,13
Arachidonsäure C20:4n6	2,01	0,99 3,30 0,66	1,39	0,60 2,27 0,41
EPA Eicosapentaensäure C20:5n3	0,41	0,13 1,11 0,22	0,48	0,26 1,03 0,21
Docosatetraensäure C22:4n6	0,46	0,27 0,69 0,13	0,32	0,15 0,48 0,09
DPA Docosapentaensäure C22:5n3	0,56	0,25 0,94 0,21	0,60	0,43 0,80 0,11
DHA Docosahexaensäure C22:6n3	1,67	0,58 3,17 0,71	2,24	1,36 3,54 0,57

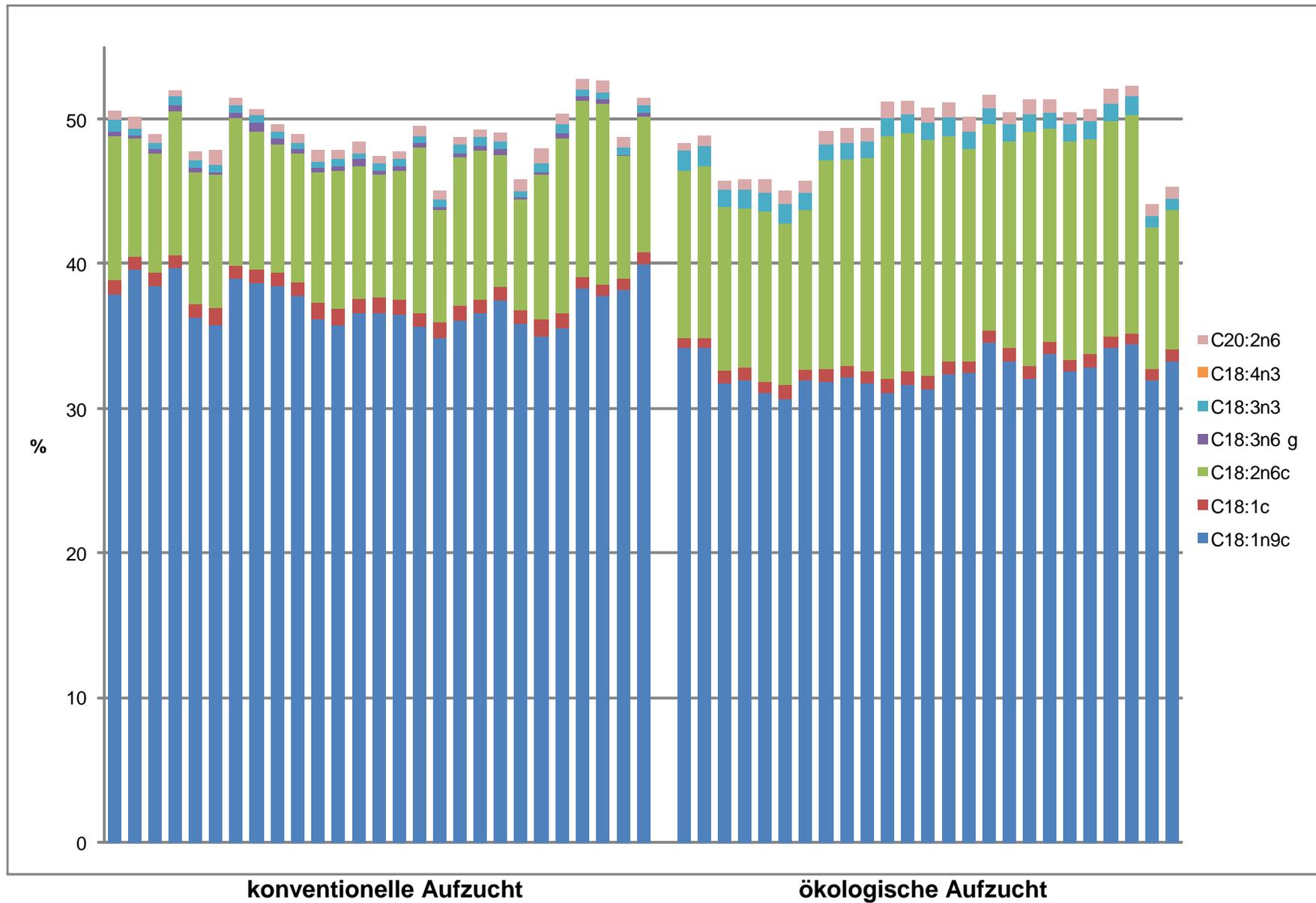


Abb. 4.4.3.3: Prozentuale Verteilung ausgewählter Fettsäuren in Pangasius

4.4.4 Doraden

In Abb. 4.4.4.5 ist die Fettsäurezusammensetzung der einzelnen Doraden aus konventioneller und ökologischer Aquakultur sowie aus Wildfang dargestellt. Die zusammengefassten Werte finden sich in Tab. 4.4.4.1. Doraden aus konventioneller Aquakultur wiesen zwischen einzelnen Tieren etwas größere Schwankungen der Fettsäureanteile auf als ökologisch gefarmte Tiere.

Die Unterschiede zwischen den beiden Zuchtformen erlauben keine Differenzierung anhand einzelner Fettsäuren. Eine fast vollständige Unterscheidung ist aber über die Kombination der Gondosäure (20:1n9) mit der Docosapentaensäure (DPA, 22:5n3) (Abb. 4.4.4.1) oder der Gondosäure (20:1n9) mit der Linolsäure (18:2n6) (Abb. 4.4.4.2) möglich. Bei letzterer Darstellung setzen sich auch die Wildtiere besonders deutlich ab.

Ein deutlich anderes Muster zeigten die Fettsäuren der wild lebenden Exemplare. Der gesamte Bereich der langkettigen Fettsäuren unterschied sich in seiner Zusammensetzung von denen der Farmtiere. Erhöht waren hier Palmitinsäure (16:0), Stearinsäure (18:0) (Abb. 4.4.4.3), Arachidonsäure (20:4n6) und Docosahexaensäure (DHA, 22:6n3). Wesentlich geringere Anteile haben dagegen Ölsäure (18:1n9), Linolsäure (18:2n6) (Abb. 4.4.4.4), α -Linolensäure (18:3n3) und Gondosäure (20:1n9).

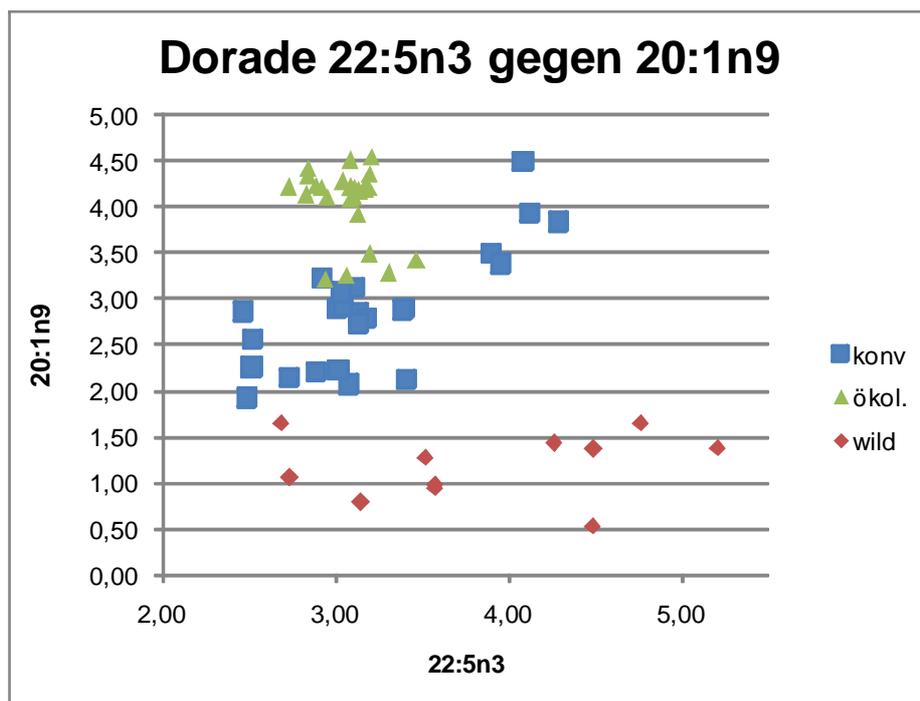


Abb. 4.4.4.1: Docosapentaen- und Gondosäureanteile (%) in Doraden

Tab. 4.4.4.1: Prozentuale Fettsäurezusammensetzung in Doraden
(MW = Mittelwert, SD = Standardabweichung)

Fettsäure	konventionell		ökologisch		wild	
	MW n=25	Minimum Maximum SD	MW n=25	Minimum Maximum SD	MW n=11	Minimum Maximum SD
Myristinsäure C14:0	4,26	3,15 5,62 0,79	4,57	3,88 4,99 0,25	3,05	1,39 4,12 0,84
Pentadecansäure C15:0	0,39	0,27 0,53 0,08	0,38	0,32 0,52 0,06	0,60	0,46 0,92 0,14
Palmitinsäure C16:0	16,32	13,79 17,58 1,18	16,50	15,61 18,68 0,57	22,61	18,24 25,75 2,31
Palmitoleinsäure C16:1	6,34	4,57 8,63 1,29	6,01	5,40 7,41 0,34	4,78	2,03 8,53 1,99
Heptadecansäure 17:0	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Stearinsäure C18:0	3,26	2,82 3,81 0,29	3,16	2,95 4,13 0,24	8,79	5,87 10,55 1,44
Ölsäure C18:1n9c	27,69	23,61 31,99 2,33	26,48	23,31 29,77 1,20	15,19	9,54 25,04 5,07
Vaccensäure C18:1n7c	3,10	2,69 3,34 0,19	3,15	2,86 3,63 0,14	2,92	1,93 3,49 0,52
Linolsäure C18:2n6c	14,30	9,67 19,59 3,44	14,30	10,16 15,22 0,96	2,14	0,62 5,95 1,60
γ-Linolensäure 18:3n6	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
α-Linolensäure C18:3n3	2,53	1,46 3,11 0,46	2,57	1,66 2,78 0,21	0,49	0,19 1,24 0,31
Stearidonsäure C18:4n3	0,96	0,66 1,17 0,17	1,17	0,85 1,38 0,13	0,39	0,18 0,59 0,16
Gondosäure C20:1n9	2,86	1,92 4,48 0,63	4,05	3,20 4,54 0,39	1,19	0,53 1,65 0,36
Eicosadiensäure C20:2n6	0,62	0,46 0,83 0,10	0,75	0,44 1,09 0,10	0,46	0,35 0,63 0,09
Arachidonsäure C20:4n6	0,57	0,45 0,83 0,08	0,52	0,44 0,70 0,05	4,58	3,14 7,28 1,47
EPA Eicosapentaensäure C20:5n3	4,44	2,82 5,67 0,86	3,77	3,33 5,67 0,42	5,21	3,76 7,04 0,94
Docosatetraensäure C22:4n6	0,18	0,12 0,39 0,06	0,21	0,13 0,30 0,04	1,16	0,45 2,44 0,61
DPA Docosapentaensäure C22:5n3	3,20	2,46 4,29 0,52	3,06	2,73 3,47 0,17	3,86	2,68 5,21 0,84
DHA Docosahexaensäure C22:6n3	8,97	7,21 10,94 1,14	9,33	7,95 11,02 0,65	22,58	11,88 32,98 6,95

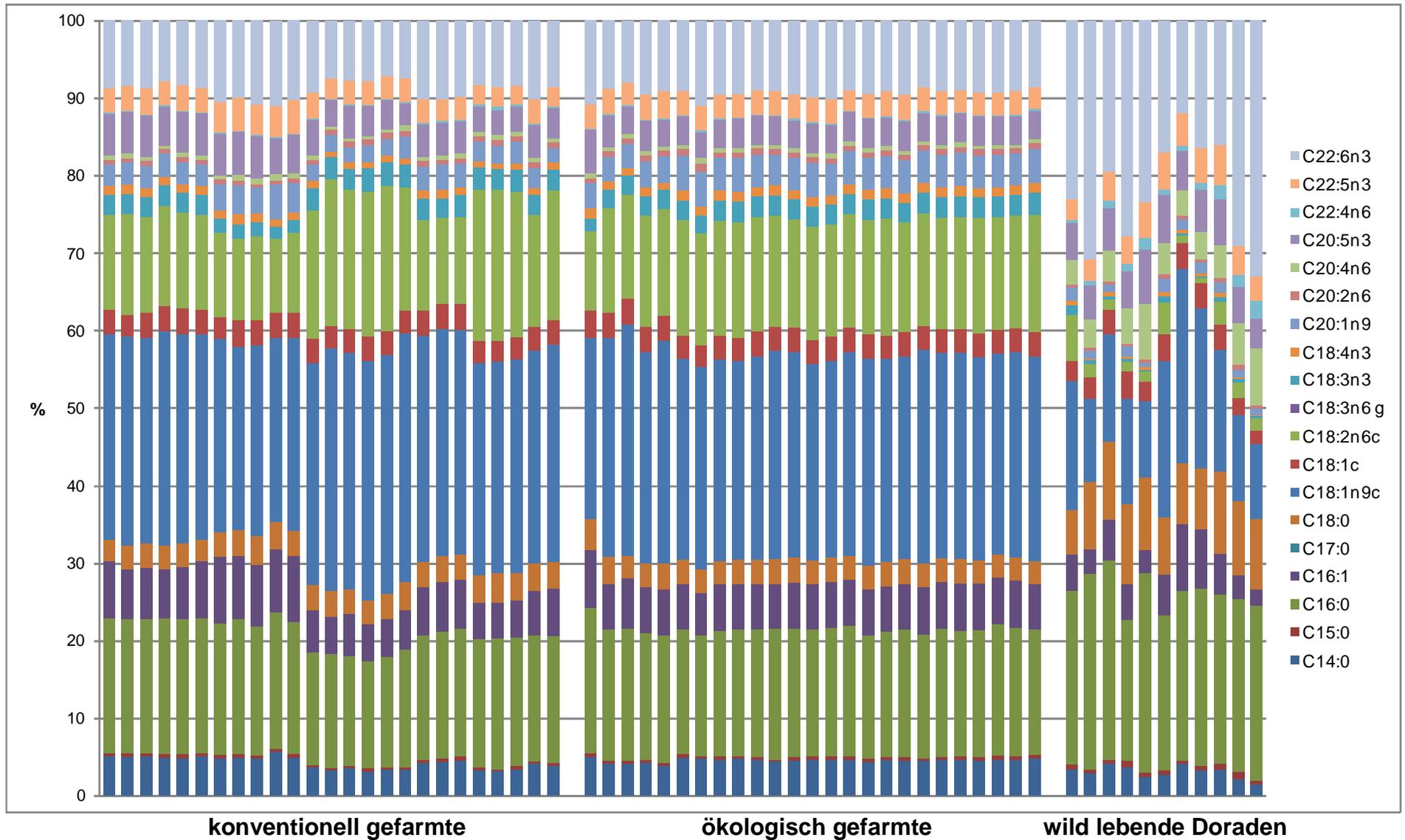


Abb. 4.4.4.5: Prozentuale Fettsäurezusammensetzung in Doraden

4.4.5 Garnelen

Da sich eine Differenzierung der Aufwuchsart bei gleichzeitiger Betrachtung des gesamten Probenmaterials als sehr schwierig erwies, wurden die Garnelenarten getrennt behandelt. In Abb. 4.4.5.4, Abb. 4.4.5.5 und Abb. 4.4.5.6 ist die Fettsäurezusammensetzung für die Einzeltiere unterschiedlicher Arten graphisch dargestellt.

Garnelen der Art *Penaeus monodon*:

Tab. 4.4.5.1 enthält die zusammengefassten Werte für Garnelen der Art *P. monodon* aus konventioneller und ökologischer Aufzucht sowie aus Wildbeständen. Die Schwankungen innerhalb einer Produktionsart waren so erheblich, dass keine charakteristischen Unterschiede hinsichtlich einzelner Fettsäuren herausgearbeitet werden konnten. Auch eine Abgrenzung zu den wilden Garnelen war nicht möglich, da die einzelnen Fettsäuren hier besonders großen Schwankungen unterlagen. Allerdings erlaubte die Kombination von α -Linolensäure und Docosapentaensäure mit einer Ausnahme die Unterscheidung ökologisch und konventionell gefarmter Garnelen (Abb. 4.4.5.1), jedoch keine Trennung von ökologischen und wilden Garnelen.

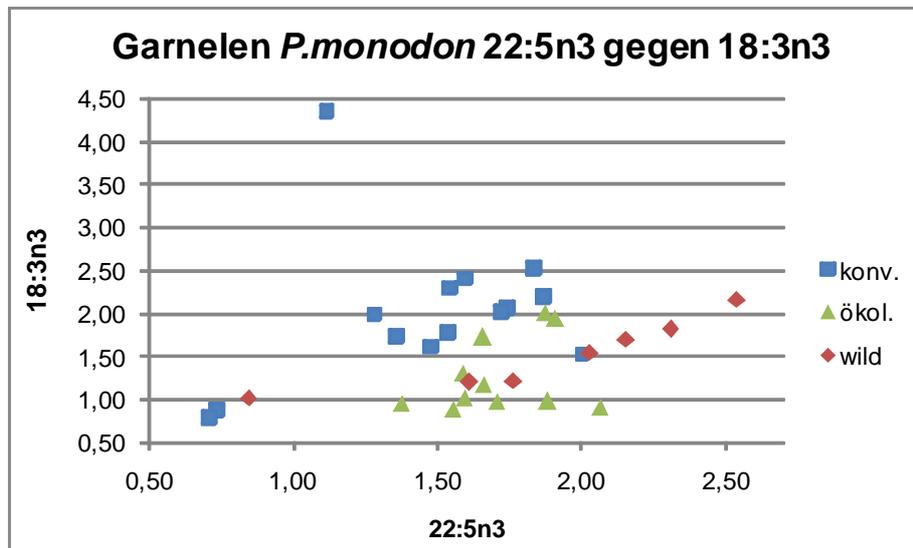


Abb. 4.4.5.1: Docosapentaen- und α -Linolensäureanteile (%) in Garnelen (*P. monodon*)

Garnelen der Art *Litopenaeus vannamei*:

Die Unterschiede zwischen konventionell und ökologisch gefarmten Tieren sind bei dieser Garnelenart deutlich (Abb. 4.4.5.5). Die kompilierten Gehalte der einzelnen Fettsäuren sind in Tab. 4.4.5.2. zu finden. In den ökologisch gefarmten Tieren sind die Anteile der gesättigten Fettsäuren Pentadecansäure (15:0) (Abb. 4.4.5.2) und Heptadecansäure (17:0) (Abb. 4.4.5.3) durchgehend und der einfach ungesättigten Gondsäure (20:1n9) überwiegend höher als in konventionell gefarmten. Ökologisch gefarmte Garnelen hatten dagegen meist geringere Anteile an Linolsäure (18:2n6).

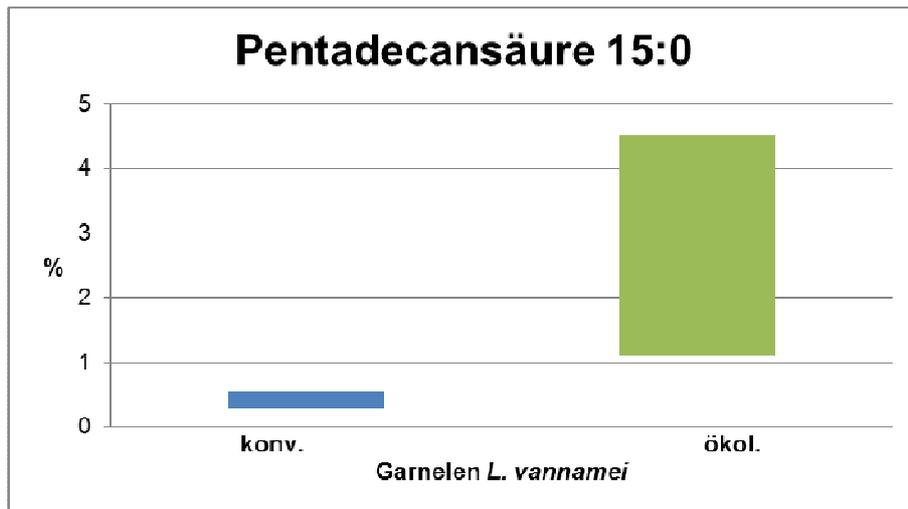


Abb. 4.4.5.2: Variation der Pentadecansäureanteile (%) in Garnelen (*L. vannamei*)

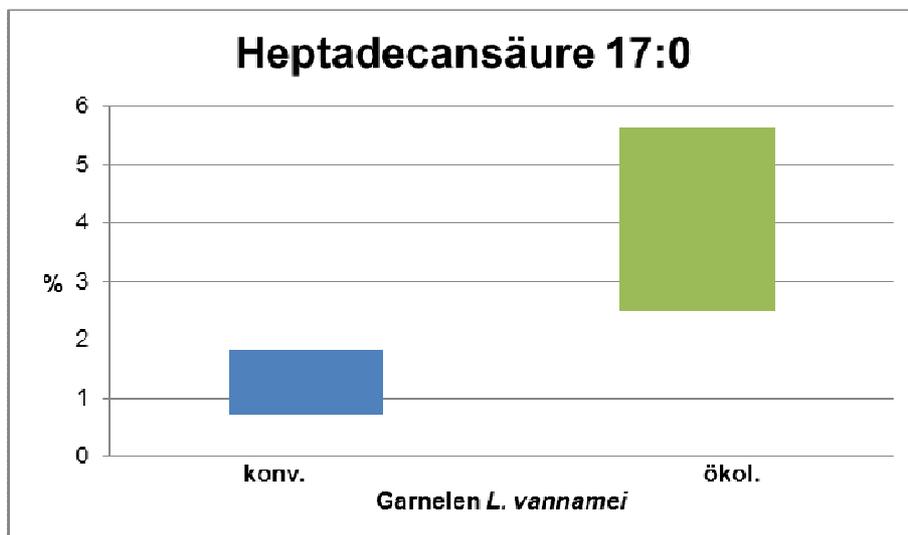


Abb. 4.4.5.3: Variation der Heptadecansäureanteile in Garnelen (*L. vannamei*)

Wilde Garnelenarten (ohne *P. monodon*)

Abb. 4.4.5.6 zeigt die Verteilung der Fettsäureanteile in wild aufgewachsenen Garnelen, getrennt nach den zwei unterschiedlichen Arten sowie Proben, die eine Mischung beider Arten enthielten. Die Anteile der einzelnen Fettsäuren schwanken mehr oder weniger stark zwischen den Individuen einer Art. Ein Vergleich der Arten untereinander zeigt, dass die Fettsäurezusammensetzung aber sehr ähnlich war.

Tab. 4.4.5.1: Prozentuale Fettsäurezusammensetzung in Garnelen (*P. monodon*)
(MW = Mittelwert, SD = Standardabweichung)

Fettsäure	konventionell		ökologisch		wild	
	MW n=14	Minimum Maximum SD	MW n=11	Minimum Maximum SD	MW n=7	Minimum Maximum SD
Myristinsäure C14:0	0,73	0,44 1,92 0,38	0,54	0,43 1,19 0,22	0,77	0,53 1,22 0,30
Pentadecansäure C15:0	0,80	0,28 2,02 0,40	0,78	0,46 1,53 0,32	1,29	0,64 2,21 0,53
Palmitinsäure C16:0	19,14	17,15 23,10 1,70	18,86	17,18 20,75 1,17	17,93	16,13 18,83 0,91
Palmitoleinsäure C16:1	2,29	1,27 3,32 0,57	2,25	1,46 4,12 0,88	4,14	1,32 6,87 1,94
Heptadecansäure 17:0	2,43	1,25 4,55 0,75	2,25	1,62 4,42 0,81	3,30	1,72 5,65 1,49
Stearinsäure C18:0	12,52	10,19 14,64 1,38	13,61	12,90 14,56 0,54	12,96	11,31 13,74 0,85
Ölsäure C18:1n9c	12,26	10,53 14,70 1,20	13,12	10,29 14,41 1,41	12,53	10,15 15,32 1,91
Vaccensäure C18:1n7c	3,48	2,25 4,16 0,54	3,00	2,67 3,67 0,29	3,21	2,23 3,83 0,54
Linolsäure C18:2n6c	10,29	5,16 15,42 2,61	11,20	6,02 13,28 2,40	6,92	2,53 17,37 4,88
γ-Linolensäure 18:3n6	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
α-Linolensäure C18:3n3	2,00	0,77 4,34 0,85	1,26	0,89 2,01 0,43	1,51	1,01 2,15 0,40
Stearidonsäure C18:4n3	0,19	0,05 0,65 0,16	0,00	0,00	0,18	0,07 0,28 0,07
Gondosäure C20:1n9	0,63	0,25 1,32 0,28	0,56	0,40 0,96 0,17	0,88	0,63 1,26 0,29
Eicosadiensäure C20:2n6	1,03	0,67 1,40 0,21	1,00	0,85 1,16 0,09	0,95	0,85 1,10 0,09
Arachidonsäure C20:4n6	10,00	3,63 12,89 2,67	10,40	6,92 11,42 1,30	8,74	5,04 11,10 2,11
EPA Eicosapentaensäure C20:5n3	11,91	10,03 14,22 1,23	10,48	9,61 12,68 1,08	11,87	10,55 13,00 0,87
Docosatetraensäure C22:4n6	0,00	0,00	0,70	0,00 0,97 0,27	1,08	0,32 1,63 0,49
DPA Docosapentaensäure C22:5n3	1,47	0,71 2,00 0,39	1,71	1,38 2,06 0,20	1,89	0,84 2,54 0,56
DHA Docosahexaensäure C22:6n3	8,83	5,26 12,04 1,90	8,31	6,73 11,30 1,18	9,85	6,76 12,05 2,06

Tab. 4.4.5.2: Prozentuale Fettsäurezusammensetzung in Garnelen (*L. vannamei*)
(MW = Mittelwert, SD = Standardabweichung)

Fettsäure	konventionell		ökologisch	
	MW n=13	Minimum Maximum SD	MW n=14	Minimum Maximum SD
Myristinsäure C14:0	0,59	0,22 2,22 0,52	0,73	0,44 1,95 0,39
Pentadecansäure C15:0	0,43	0,30 0,64 0,09	2,55	1,09 4,53 0,83
Palmitinsäure C16:0	21,69	16,67 23,63 1,85	20,61	18,41 24,59 1,53
Palmitoleinsäure C16:1	1,50	1,06 3,63 0,67	1,90	1,30 3,60 0,56
Heptadecansäure 17:0	1,56	0,72 1,82 0,31	3,63	2,49 5,65 0,80
Stearinsäure C18:0	11,92	7,16 13,31 1,65	11,11	7,89 12,28 1,37
Ölsäure C18:1n9c	14,10	11,17 25,01 3,57	13,06	10,29 17,14 1,79
Vaccensäure C18:1n7c	2,99	2,64 3,45 0,26	2,67	1,97 3,59 0,53
Linolsäure C18:2n6c	13,47	12,20 15,86 1,12	10,05	7,38 13,35 1,40
γ-Linolensäure 18:3n6	0,00	0,00	0,00	0,00
α-Linolensäure C18:3n3	1,17	0,80 2,29 0,38	1,08	0,71 1,84 0,26
Stearidonsäure C18:4n3	0,20	0,12 0,53 0,14	0,00	0,00
Gondosäure C20:1n9	0,82	0,54 1,98 0,36	2,00	0,84 3,23 0,60
Eicosadiensäure C20:2n6	1,42	1,11 1,71 0,20	1,19	0,95 1,77 0,23
Arachidonsäure C20:4n6	4,40	2,62 5,13 0,67	5,90	3,66 7,47 1,17
EPA Eicosapentaensäure C20:5n3	11,33	6,37 15,62 2,51	10,77	8,17 12,26 1,13
Docosatetraensäure C22:4n6	0,00	0,00	0,28	0,10 0,84 0,18
Docosapentaensäure C22:5n3	0,95	0,65 2,11 0,37	0,88	0,54 1,64 0,27
DHA Docosahexaensäure C22:6n3	11,45	8,68 13,09 1,44	11,59	9,79 15,37 1,54

Tab. 4.4.5.3: Prozentuale Fettsäurezusammensetzung in wilden Garnelen
(MW = Mittelwert, SD = Standardabweichung)

Fettsäure	<i>Metapennaeus spp.</i>		<i>Fenneropenaeus spp.</i>		<i>Metapennaeus spp. + Fenneropenaeus spp.</i>	
	MW n=4	Minimum Maximum SD	MW n=10	Minimum Maximum SD	MW n=4	Minimum Maximum SD
Myristinsäure C14:0	1,92	1,23 3,00 0,84	1,45	0,89 1,94 0,32	1,91	1,42 2,96 0,71
Pentadecansäure C15:0	0,97	0,66 1,14 0,21	1,13	0,69 1,56 0,24	1,23	0,78 1,63 0,35
Palmitinsäure C16:0	18,82	17,15 20,16 1,31	18,60	17,01 19,98 0,87	19,49	18,50 20,04 0,68
Palmitoleinsäure C16:1	6,51	6,24 6,63 0,18	6,47	2,13 7,99 1,70	7,12	5,96 8,25 0,98
Heptadecansäure 17:0	1,99	1,17 2,49 0,63	2,41	1,57 3,51 0,52	2,31	1,57 2,64 0,50
Stearinsäure C18:0	10,76	6,94 12,81 2,74	12,41	9,22 15,73 1,63	11,51	8,54 12,63 1,98
Ölsäure C18:1n9c	13,92	10,33 21,15 4,98	12,36	9,68 18,88 2,84	11,48	9,64 16,08 3,08
Vaccensäure C18:1n7c	3,26	3,07 3,39 0,15	3,18	2,27 3,57 0,40	3,51	3,35 3,66 0,14
Linolsäure C18:2n6c	5,65	2,59 11,09 3,83	4,02	1,76 11,22 2,93	3,06	1,56 6,10 2,07
γ-Linolensäure 18:3n6	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
α-Linolensäure C18:3n3	1,04	0,65 1,92 0,60	0,95	0,55 1,56 0,35	0,69	0,53 1,05 0,24
Stearidonsäure C18:4n3	0,35	0,26 0,61 0,17	0,28	0,17 0,52 0,11	0,37	0,19 0,89 0,35
Gondosäure C20:1n9	0,76	0,43 1,39 0,44	0,60	0,34 1,07 0,20	0,89	0,45 2,01 0,75
Eicosadiensäure C20:2n6	0,98	0,83 1,06 0,11	0,92	0,66 1,09 0,12	0,94	0,71 1,14 0,17
Arachidonsäure C20:4n6	8,41	4,28 10,32 2,82	9,05	6,20 10,03 1,07	9,02	4,84 10,61 2,80
EPA Eicosapentaensäure C20:5n3	11,14	7,81 12,72 2,26	12,59	9,82 14,68 1,63	11,90	10,24 12,59 1,11
Docosatetraensäure C22:4n6	0,93	0,63 1,09 0,20	1,15	0,75 1,52 0,28	1,04	0,77 1,28 0,22
DPA Docosapentaensäure C22:5n3	1,95	1,71 2,35 0,30	1,83	1,43 2,28 0,28	2,05	1,65 2,85 0,55
DHA Docosahexaensäure C22:6n3	10,64	9,34 11,62 0,97	10,58	8,51 12,11 1,23	11,47	11,19 11,78 0,24

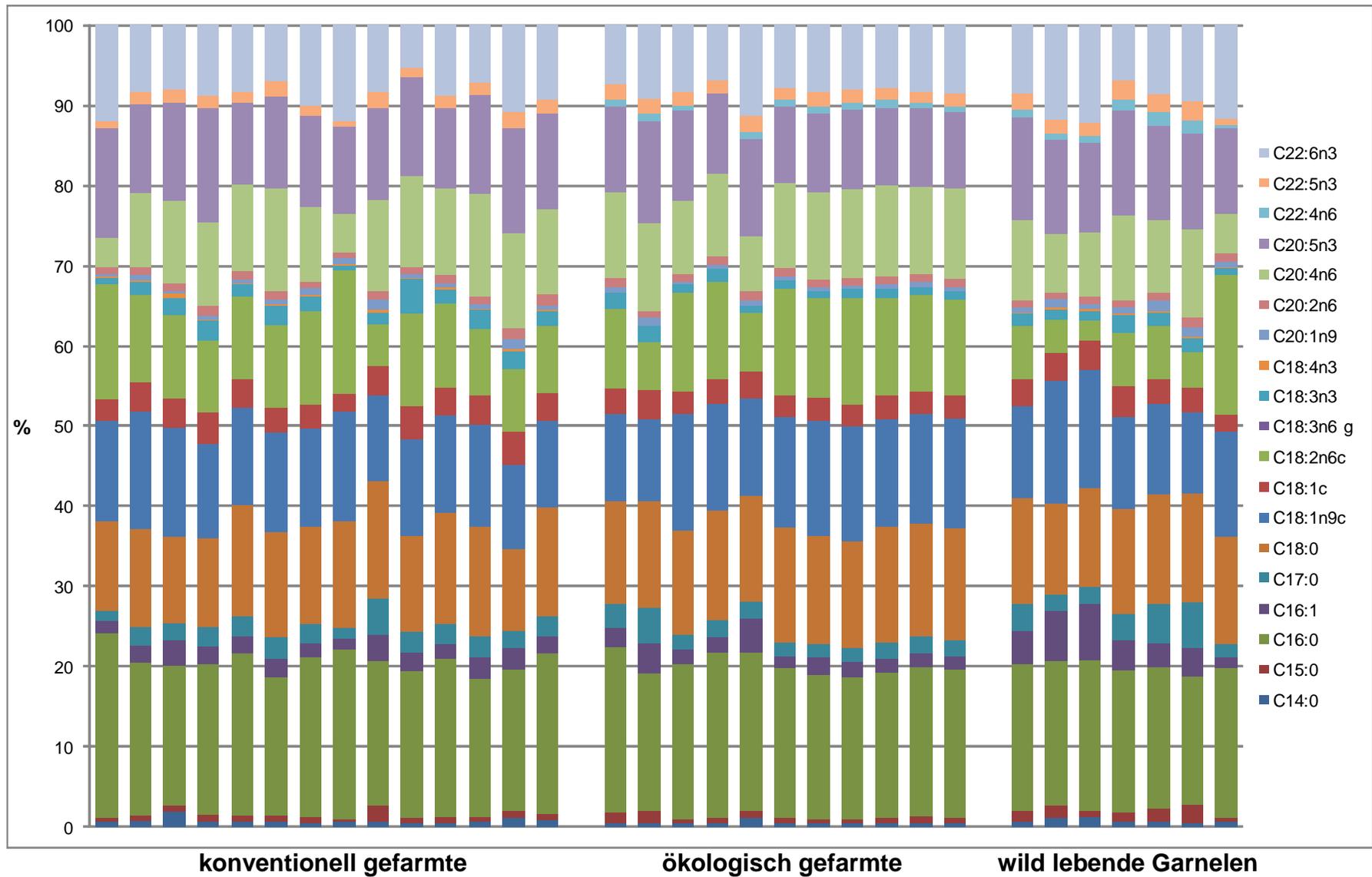


Abb. 4.4.5.4: Prozentuale Fettsäurezusammensetzung in Garnelen (*P. monodon*)

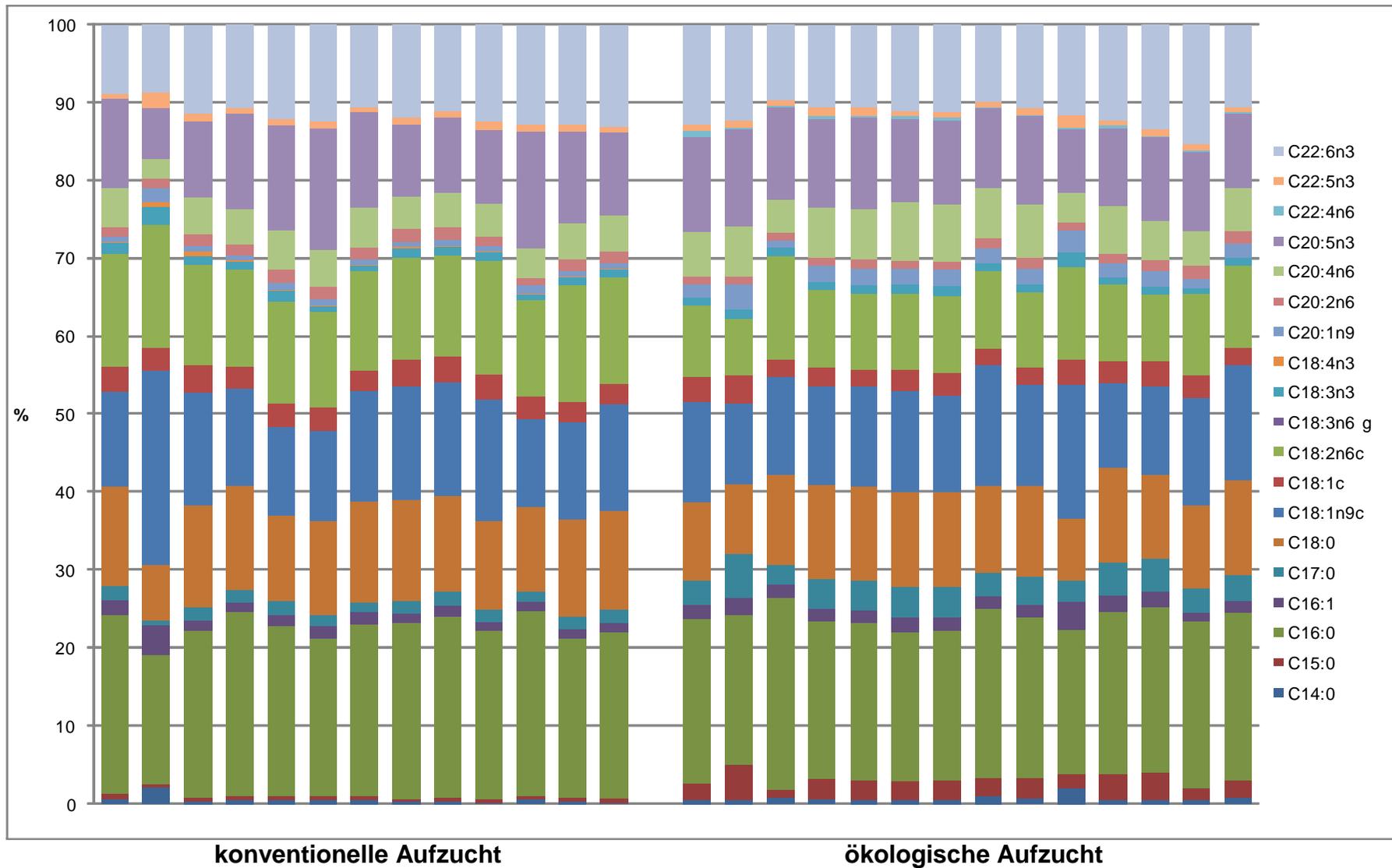


Abb. 4.4.5.5: Prozentuale Fettsäurezusammensetzung in Garnelen (*L. vannamei*)

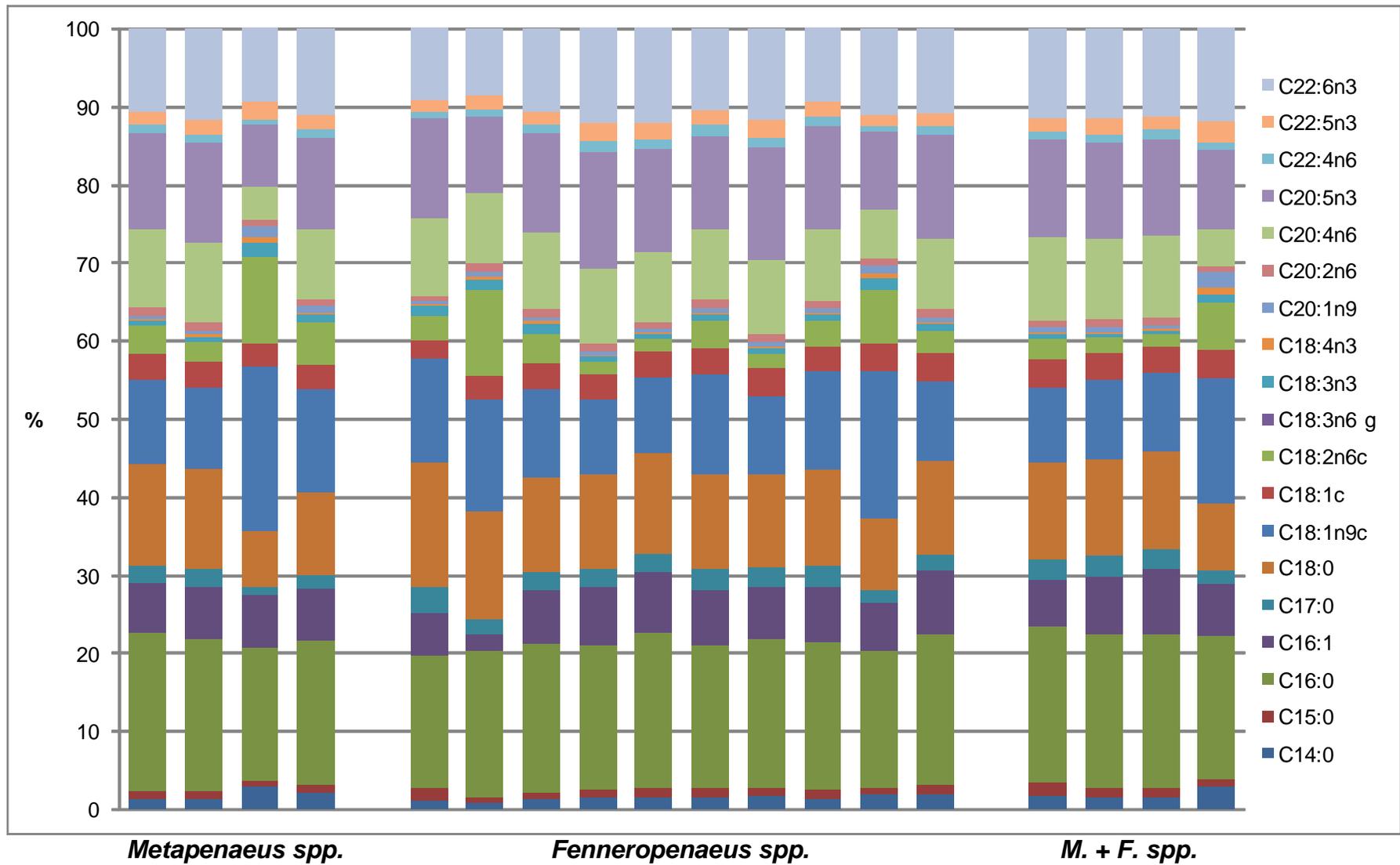


Abb. 4.4.5.6: Prozentuale Fettsäurezusammensetzung in wilden Garnelen

4.5 Carotinoide

Bei allen Ergebnissen handelt es sich um Mittelwerte von Doppelbestimmungen. Die prozentuale Angabe der Astaxanthinisomere erfolgte über die Höhenauswertung der Peaks. Das 3R,3`R-Isomer, 3R,3`S-Isomer und 3S,3`S-Isomer des all-trans-Astaxanthins wird vereinfachend RR-, RS- und SS-Isomeres genannt. (MW = Mittelwert, SD = Standardabweichung)

4.5.1 Lachse

a) Graved Lachs

Die Astaxanthingehalte aller untersuchten Graved Lachs-Handelserzeugnisse sind in der Abb. 4.5.1.1 als Säulen dargestellt. Die bei der Produktion verwendeten Wildlachse enthielten gegenüber den gefarmten Lachsen deutlich höhere Astaxanthinmengen (MW \pm SD: 16,5 \pm 5,3 μ g Astaxanthin/g Lachsfleisch). Dies war auch zu erwarten, da es sich bei den Wildlachsen ausschließlich um die Art *Oncorhynchus nerka* handelte, die auch Rotlachs oder Sockeye genannt wird und sich durch kräftig rot gefärbtes Fleisch auszeichnet. Die konventionellen Erzeugnisse (MW \pm SD: 4,1 \pm 1,0 μ g Asta./g) waren etwas stärker rot gefärbt als die Bio-Produkte (MW \pm SD: 3,1 \pm 2,7 μ g Asta./g).

Die Canthaxanthinwerte lagen bei allen konventionell gefarmten und wild lebenden Lachsen unter der Bestimmungsgrenze von 0,1 μ g/g Lachsfleisch. Lediglich in zwei ökologisch gefarmten Lachsen konnten geringe Mengen an Canthaxanthin nachgewiesen werden.

Die Fettgehalte, dargestellt in Abb. 4.5.1.2 am Beispiel von konventionell gefarmten Lachsen, korrelierten nicht mit den Carotinoidgehalten, d.h. ein hoher Fettgehalt ist nicht gleichzeitig auch mit einem hohen Gehalt an fettlöslichem Astaxanthin verbunden.

Abb. 4.5.1.3 veranschaulicht die prozentuale Verteilung der Astaxanthinisomere in den verschiedenen Graved Lachs-Erzeugnissen. In allen Graved-Produkten aus konventionell gefarmten Lachsen waren die RR-, RS- und SS-Isomere im Verhältnis von durchschnittlich 24:50:26 enthalten. Dieses Ergebnis deutet darauf hin, dass das verwendete Fischfutter ausschließlich synthetisches Astaxanthin enthielt. Alle Lachse stammten aus norwegischen Fischfarmen.

Im Filet der vor Alaska gefangenen wild lebenden Lachse konnte hingegen kein (d.h. weniger als 1 %) meso-Astaxanthin nachgewiesen werden. Bei ihnen überwog stets das SS-Isomer. Es machte durchschnittlich 71 % (Min-Max: 53,0 % - 81,8 %) der Isomere aus, sodass die verbleibenden 29 % den RR-Isomerenanteil darstellte.

Sehr uneinheitlich war hingegen die Verteilung der Astaxanthinisomere in den ökologisch gefarmten Lachsen. Die drei norwegischen Erzeugnisse enthielten nahezu ausschließlich das SS-Isomer (MW 97,1 %). Ansonsten war in diesen Proben nur noch das RR-Isomer, aber kein meso-Astaxanthin nachweisbar. Diese Isomerenverteilung lässt den in der EU zulässigen Zusatz von *Paracoccus carotinifaciens* zum Fischfutter vermuten. Dies würde auch das Vorkommen von Canthaxanthin in einem der Erzeugnisse erklären.

In der schottischen Probe (GB) konnte zwar ebenfalls kein meso-Astaxanthin nachgewiesen werden, die beiden anderen Isomere waren aber in etwa gleichen Anteilen enthalten.

Die Isomerenverteilung in dem aus Irland (IE) stammenden Bio-Lachs entspricht der eines konventionell aufgezogenen Lachses. Diese Verteilung ist nicht nur mit synthetischem Astaxanthin, sondern nach Lura (1991) auch bei Verwendung von Garnelenschrot zum Fischfutter zu erhalten.

b) Räucherlachs

Die Ergebnisse der Astaxanthinuntersuchungen von allen Räucherlachsproben sind in der Abb. 4.5.1.4 dargestellt. Wie bei den Graved Erzeugnissen wiesen auch hier die wilden pazifischen Lachse (MW±SD: 22,9±8,4 µg Asta./g) gegenüber den gefarmten atlantischen Lachsen deutlich höhere Astaxanthinmengen auf. Eine Ausnahme bildete lediglich die Probe, bei der es sich nicht um einen Lachs der Art *Oncorhynchus nerka* handelte, sondern um *Oncorhynchus kisutch*, der auch Silberlachs oder Coho genannt wird. Die durchschnittlichen Astaxanthingehalte der konventionell (MW±SD: 3,9±1,1 µg Asta./g) und ökologisch (MW±SD: 3,5±1,6 µg Asta./g) gefarmten Lachse waren vergleichbar hoch.

Die in der Abb. 4.5.1.4 blau gekennzeichnete schottische Probe stammte von einem Lachs, der aufgrund unserer Untersuchungen offensichtlich nicht ökologisch, sondern konventionell gefarmt worden war.

Während in keinem Wildlachs Canthaxanthin bestimmt werden konnte, wiesen zwei konventionelle Räucherlachsprodukte geringe Mengen und vier der Biolachse zum Teil auch deutliche Mengen an Canthaxanthin auf (Tab. 4.5.1.1).

Abb. 4.5.1.5 veranschaulicht die prozentuale Verteilung der 3 Astaxanthinisomere in den verschiedenen Räucherlachs-Proben. In allen konventionell gefarmten Lachsen waren die RR-, RS- und SS-Isomere im Verhältnis von durchschnittlich 24:50:26 enthalten. Dieses Ergebnis deutet darauf hin, dass dem in den norwegischen Fischfarmen verwendete Fischfutter ausschließlich synthetisches Astaxanthin zugesetzt worden war. Dies entspricht dem bei konventionellem Graved Lachs gemachten Befund.

Bei den vor Alaska gefangenen wilden Lachsen überwog das SS-Isomer mit durchschnittlich 71 % (Min-Max: 62,1 % - 85,6 %). Der Anteil an dem RR-Isomer lag bei rund 27 %. Im Filet dieser Lachse konnte wiederum kein (d.h. weniger als 1 %) meso-Astaxanthin nachgewiesen werden. Auch dieses Ergebnis entspricht dem vom Graved Lachs.

Beim ökologisch aufgezogenen Lachs, der geräuchert in den Handel kam, fanden wir jedoch oft deutlich andere Isomerenverteilungen. In den beiden norwegischen (NO) und drei der irischen (IE) Proben überwog das RR-Isomer (94 % - 100 %) deutlich. Den Rest stellte das SS-Isomer da, da keine meso-Form nachgewiesen werden konnte. Diese Lachse schienen offensichtlich Futter erhalten zu haben, dem die Hefe *Phaffia rhodozyma* zugesetzt worden war. Ein aus dem Nordatlantik (NA) stammendes Erzeugnis enthielt fast ausschließlich das SS-Isomer, was für die Verwendung von *Paracoccus carotinifaciens* spricht. Bei der einen aus Schottland

stammenden Räucherlachsprobe (GB) entsprach die Isomerenverteilung der von Wildlachsen. In zwei weiteren irischen Proben waren das RR- und das SS-Isomer in etwa gleichen Teilen enthalten. Die verbleibenden zwei irischen Proben enthielten alle drei Isomere in einem Verhältnis, das auf die Verfütterung von Garnelenschrot hindeutet.

Die blau markierte schottische Probe enthielt die RR-, RS- und SS-Isomere im Verhältnis von 25:48:26. Dieser Lachs ist, wie es auch die Stabilisotopen- und Fettsäureuntersuchungen vermuten lassen, konventionell aufgezogen worden mit Futter, das synthetisches Astaxanthin enthält.

Tab. 4.5.1.1 enthält die gemittelten Carotinoidwerte aller untersuchten Graved- und Räucher-Lachsproben.

In allen konventionell aufgezogenen Lachsen überwog stets die meso-Form mit circa 50 % der Isomeren, was auf die Verwendung von synthetischem Astaxanthin im Futter hindeutet. Die Schwankungen bei dem Verhältnis der RR-, RS- und SS-Isomeren von 24:50:26 war zwischen den einzelnen Erzeugnissen nur sehr gering. Dieser konventionell gefarmte Lachs war aufgrund seines Isomerenverhältnisses eindeutig vom Wildlachs zu unterscheiden.

Bei allen Wildlachsen war überwiegend das SS-Isomer (72 %), aber keine meso-Form des all-trans Astaxanthins nachzuweisen. Dies passt zu bereits veröffentlichten Werten (Turujman et al., 1997, Megdal et al., 2009).

Bei den ökologisch erzeugten Lachsen ist jedoch eine eindeutige Zuordnung anhand der Carotinoiduntersuchung nicht immer möglich. Erhielten diese Tiere Futter, dem die Hefe *Phaffia rhodozyma* oder das Bakterium *Paracoccus carotinifaciens* zugesetzt wurde, so unterschieden sie sich deutlich sowohl von konventionell gefarmten wie auch von wild lebenden Lachsen. Wurden sie aber mit Garnelenschrot gefüttert, so ist eine Unterscheidung von konventionell gefarmten Lachsen nicht möglich. Darüber hinaus kann es auch Verteilungen der RR- und SS-Isomere geben, die auf wild lebende Lachse schließen lassen könnten.

Beim Nachweis von Canthaxanthin im Lachsfleisch muss es sich nicht um einen konventionell gefarmten Lachs handeln, dessen Futter synthetisches Canthaxanthin zugesetzt worden war. Es kann sich auch um einen Ökolachs handeln, dessen Futter als Astaxanthinquelle *Paracoccus carotinifaciens* enthielt. Dieses Bakterium synthetisiert nämlich nicht nur Asta-, sondern auch Canthaxanthin.

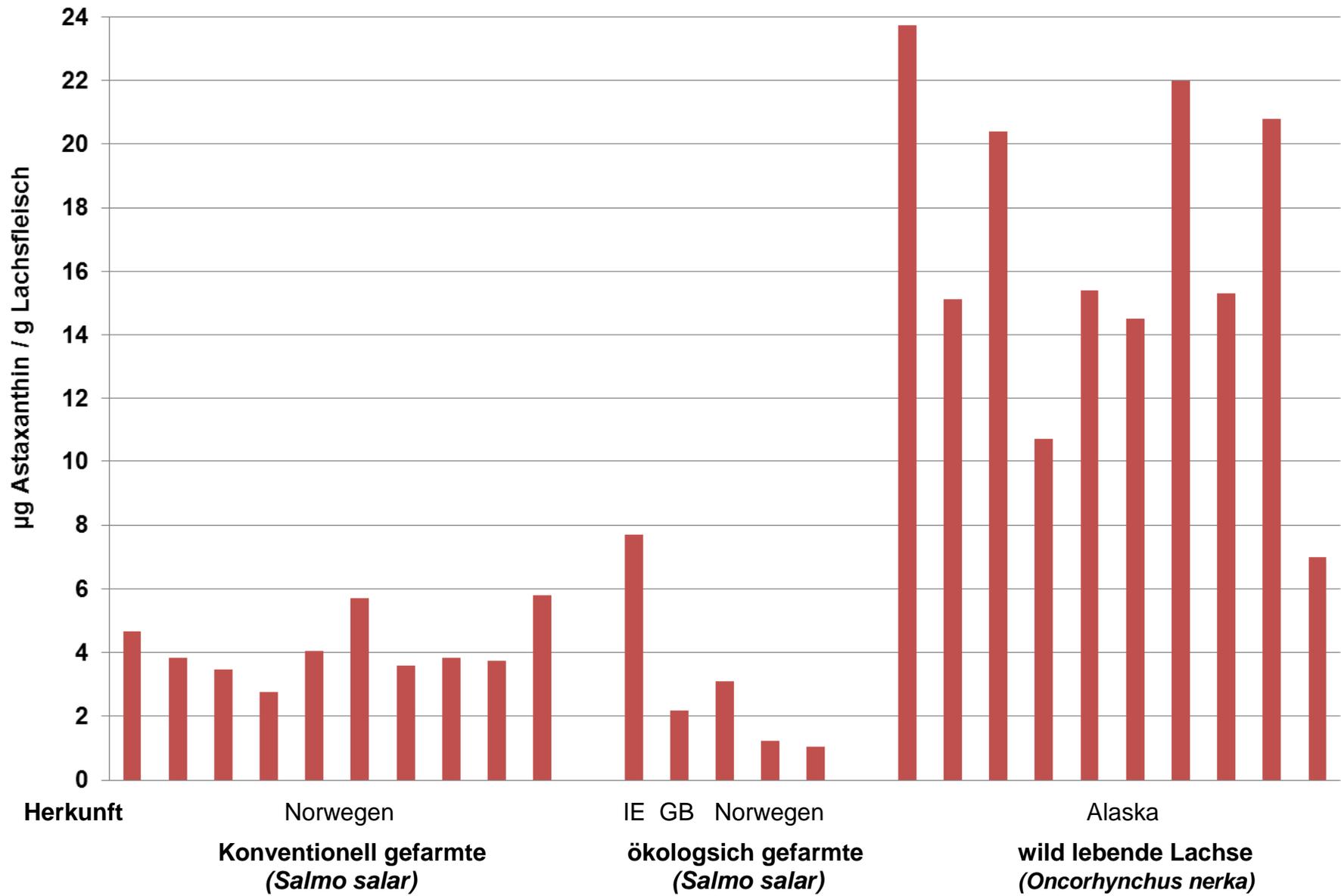


Abb. 4.5.1.1: Astaxanthingehalte (µg/g) von Graved Lachs

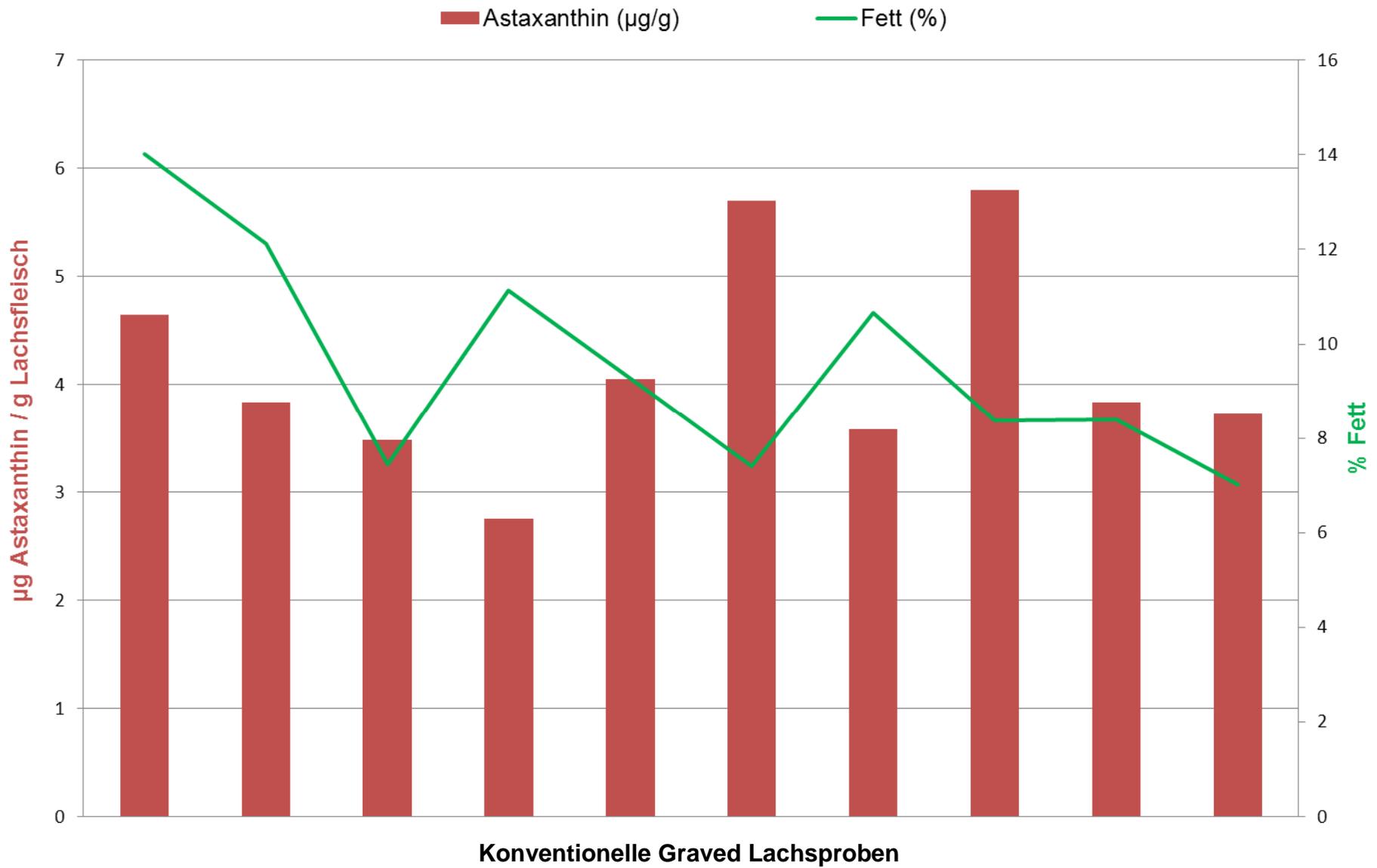


Abb. 4.5.1.2: Astaxanthin- und Fettgehalte von konventionellem Graved Lachs

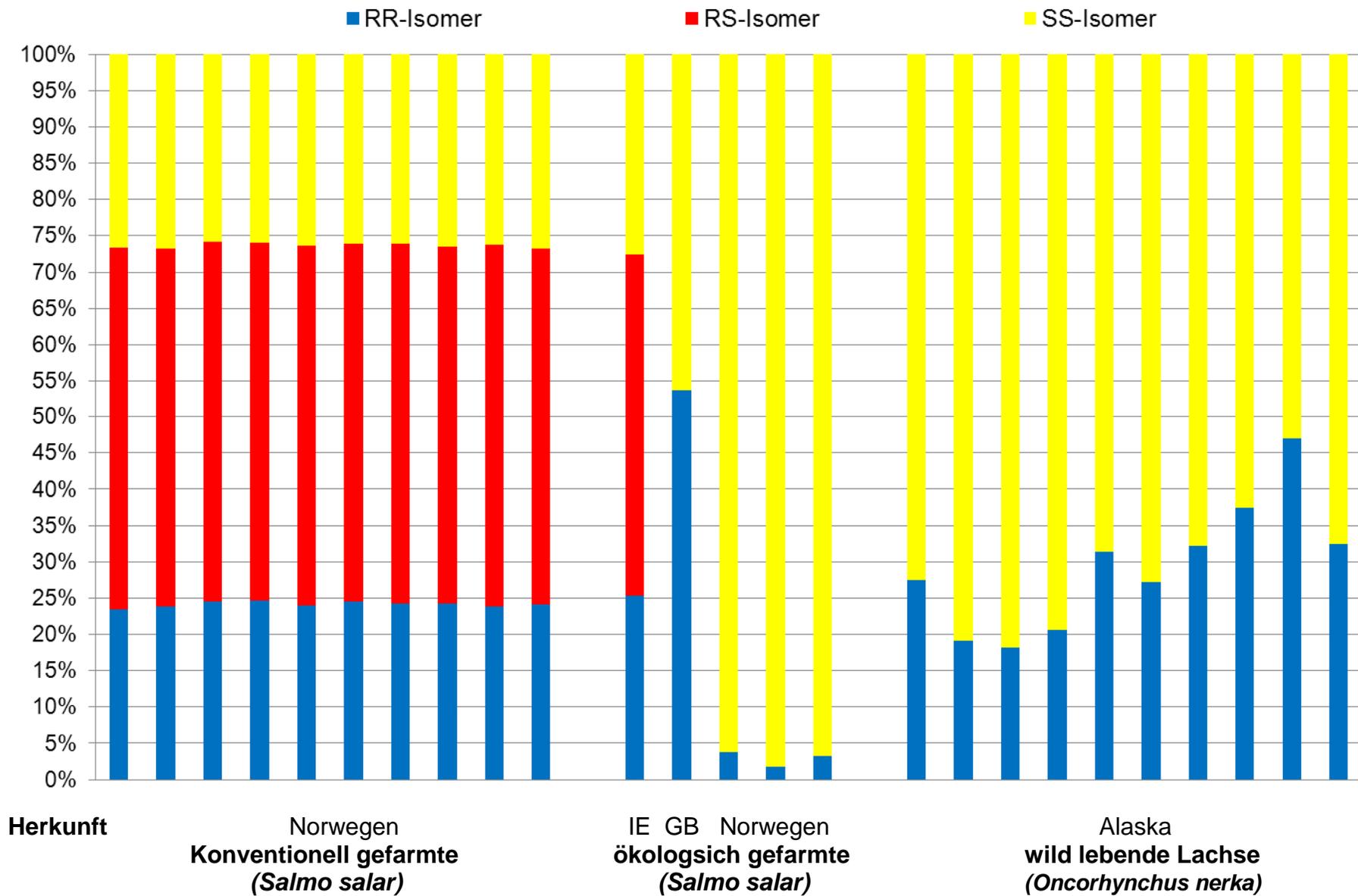


Abb. 4.5.1.3: Prozentuale Verteilung der Astaxanthinisomere im Graved Lachs

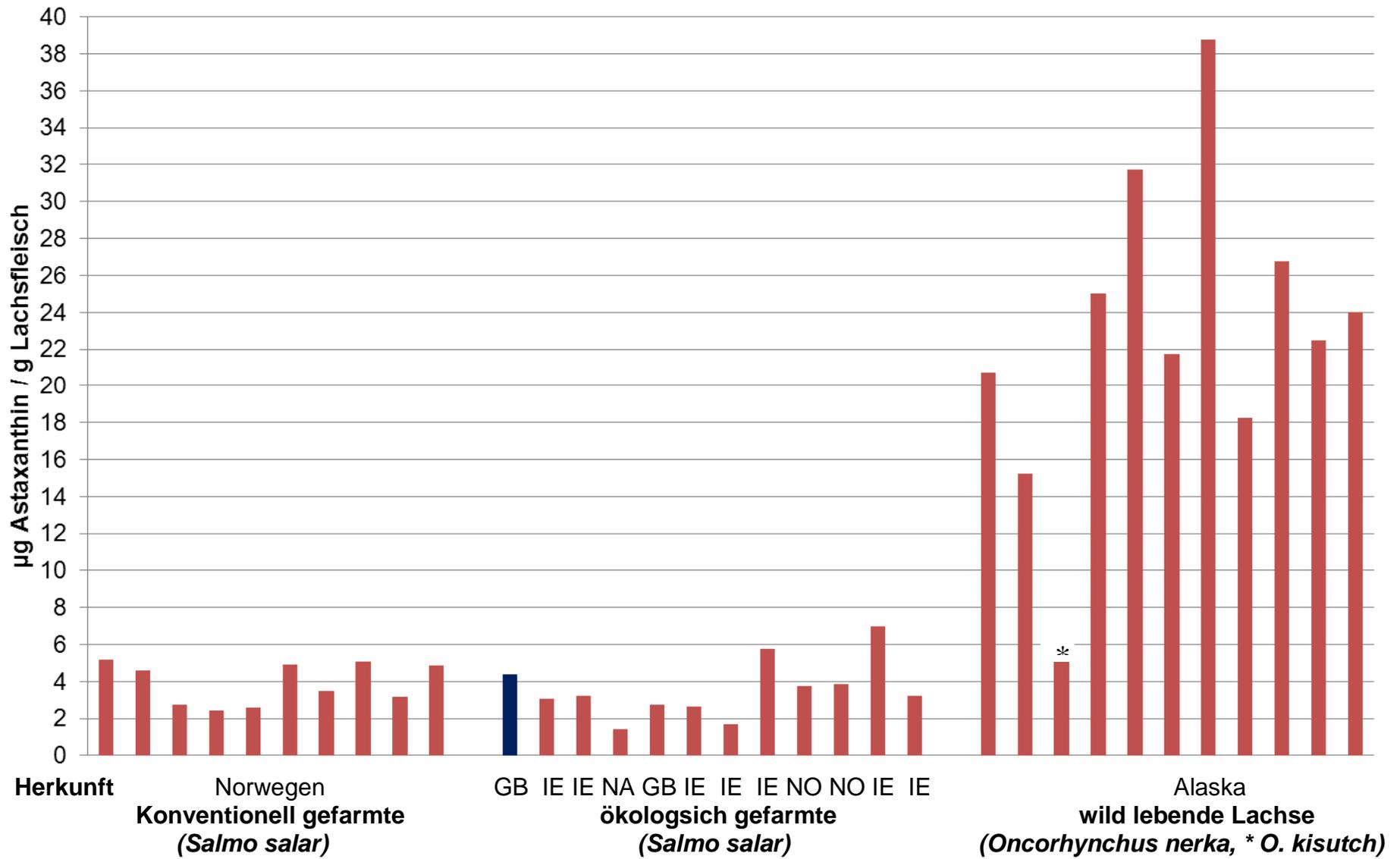


Abb. 4.5.1.4: Astaxanthingehalte (µg/g) von Räucherlachs

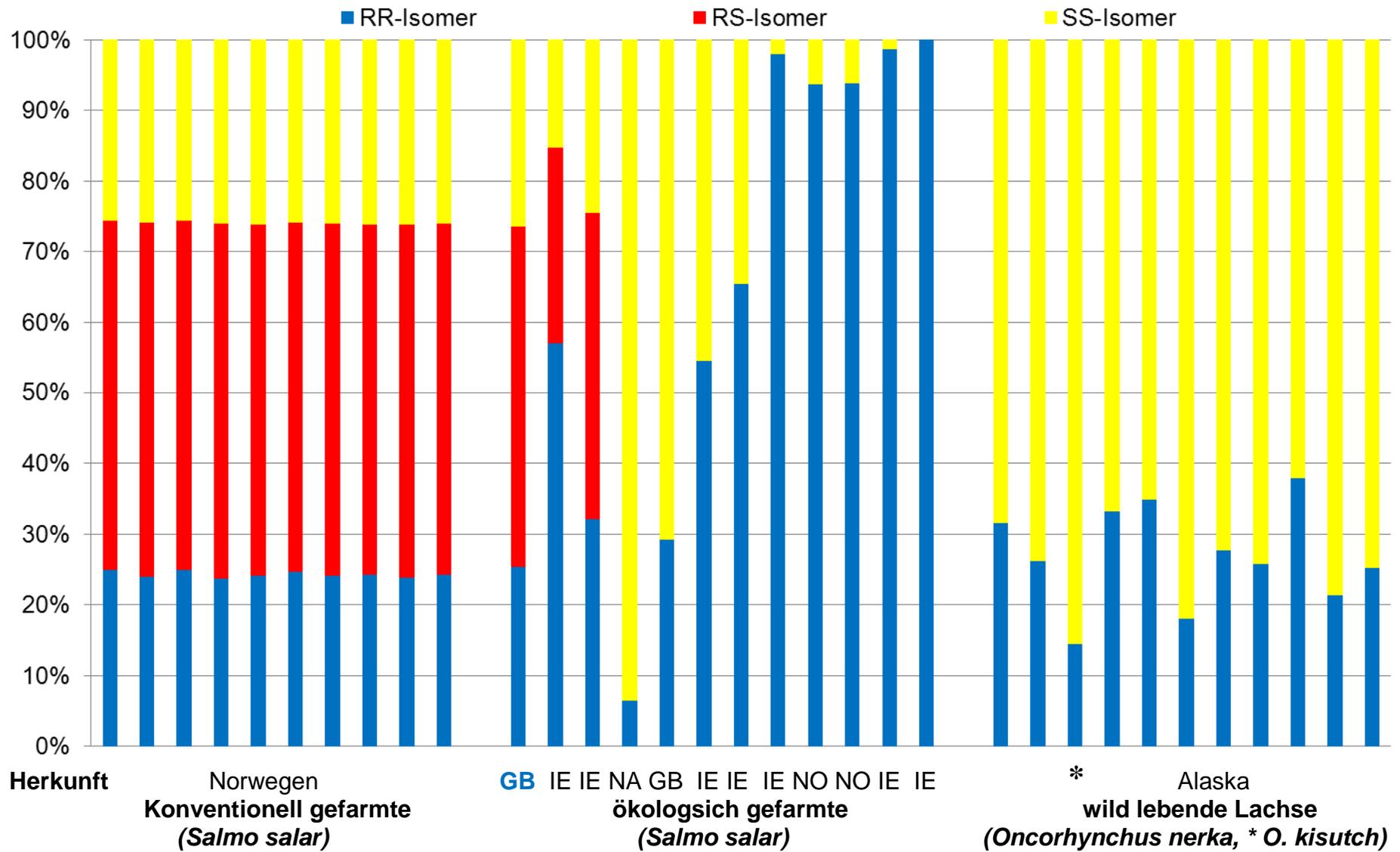


Abb. 4.5.1.5: Prozentuale Verteilung der Astaxanthinisomere im Räucherlachs

Tab. 4.5.1.1: Zusammenfassung der Carotinoidwerte aller untersuchten Graved- und Räucher-Lachsproben

	Konventionell gefarmte Lachse	Ökologisch gefarmte Lachse	Wild lebende Lachse
Fischart	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>	<i>Oncorhynchus nerka</i> 1x <i>O. kisutch</i>
Herkunft	Norwegen	Irland, Schottland, Norwegen, Nordatlantik	Alaska
Anzahl	20	16	21
All-trans Astaxanthin (µg/g)			
Mittelwert ± Std	4,03 ^a ± 1,03	3,35 ^a ± 1,95	19,83 ^b ± 7,62
Minimum	2,43	1,03	6,63 (<i>O. kisutch</i>)
Maximum	5,80	7,70	38,75
Astaxanthin-Isomere			
3 R, 3`R-Isomer (%)			
Mittelwert ± Std	24,2 ± 0,4	51,0 ± 37,6	28,0 ± 7,9
Minimum	23,4	1,8	14,4 (<i>O. kisutch</i>)
Maximum	24,9	100	47,0
3 R, 3`S-Isomer (%)			
Mittelwert ± Std	49,7 ± 0,3	7,4 ± 16,3	≤ 1
Minimum	49,1	≤ 1%	
Maximum	50,3	47,2	
3 S, 3`S-Isomer (%)			
Mittelwert ± Std	26,1 ± 0,3	41,6 ± 37,8	72,0 ± 7,9
Minimum	25,6	≤ 1%	53,0
Maximum	26,8	98,2	85,6 (<i>O. kisutch</i>)
Canthaxanthin (µg/g)			
Minimum - Maximum	< 0,1 (in 18 Proben) 0,1 – 0,18 (in 2 Proben)	< 0,1 (in 10 Proben) 0,1 – 1,38 (in 6 Proben)	< 0,1 (alle Proben)

One way analysis of variance (Dunn`s Methode): Bei unterschiedlichen Buchstaben liegt ein signifikanter Unterschied vor.

4.5.2 Bachforellen

Alle ökologisch aufgezogenen Bachforellen enthielten weder Asta- noch Canthaxanthin. Auch in den konventionell gefarmten Bachforellen konnte kein Canthaxanthin nachgewiesen werden, in vielen ließ sich auch kein Astaxanthin nachweisen.

Lediglich bei einem konventionell arbeitenden Erzeugerbetrieb (Abb. 4.5.2.1) waren geringe Menge Astaxanthin in allen Tieren enthalten. Dabei enthielten die geräucherten Tiere (MW±SD: 0,2±0,1 µg/g) deutlich weniger als die frischen Fische (MW±SD: 0,8±0,5 µg/g). Das durchschnittliche Astaxanthin-Isomerenverhältnis von 29 % RR : 45 % RS : 26 % SS im Fischfilet, spricht für den Einsatz von synthetischem Astaxanthin zum Futter (Abb. 4.5.2.2).

In einzelnen Bachforellen aus zwei weiteren konventionellen Betrieben waren ebenfalls geringe Mengen synthetisches Astaxanthin nachweisbar.

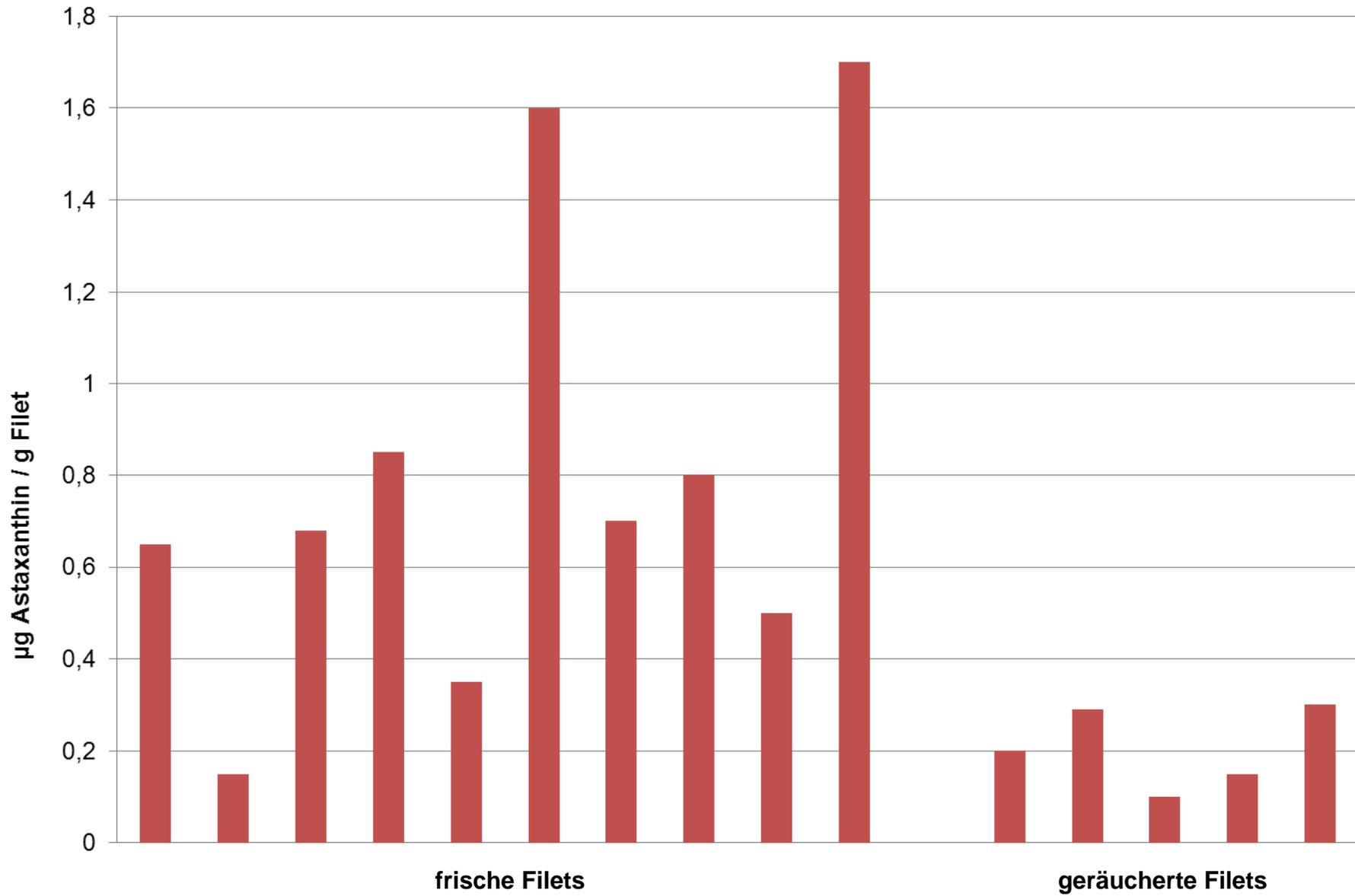


Abb. 4.5.2.1: Astaxanthingehalte (µg/g) von Bachforellenfilets eines konventionellen Erzeugerbetriebes

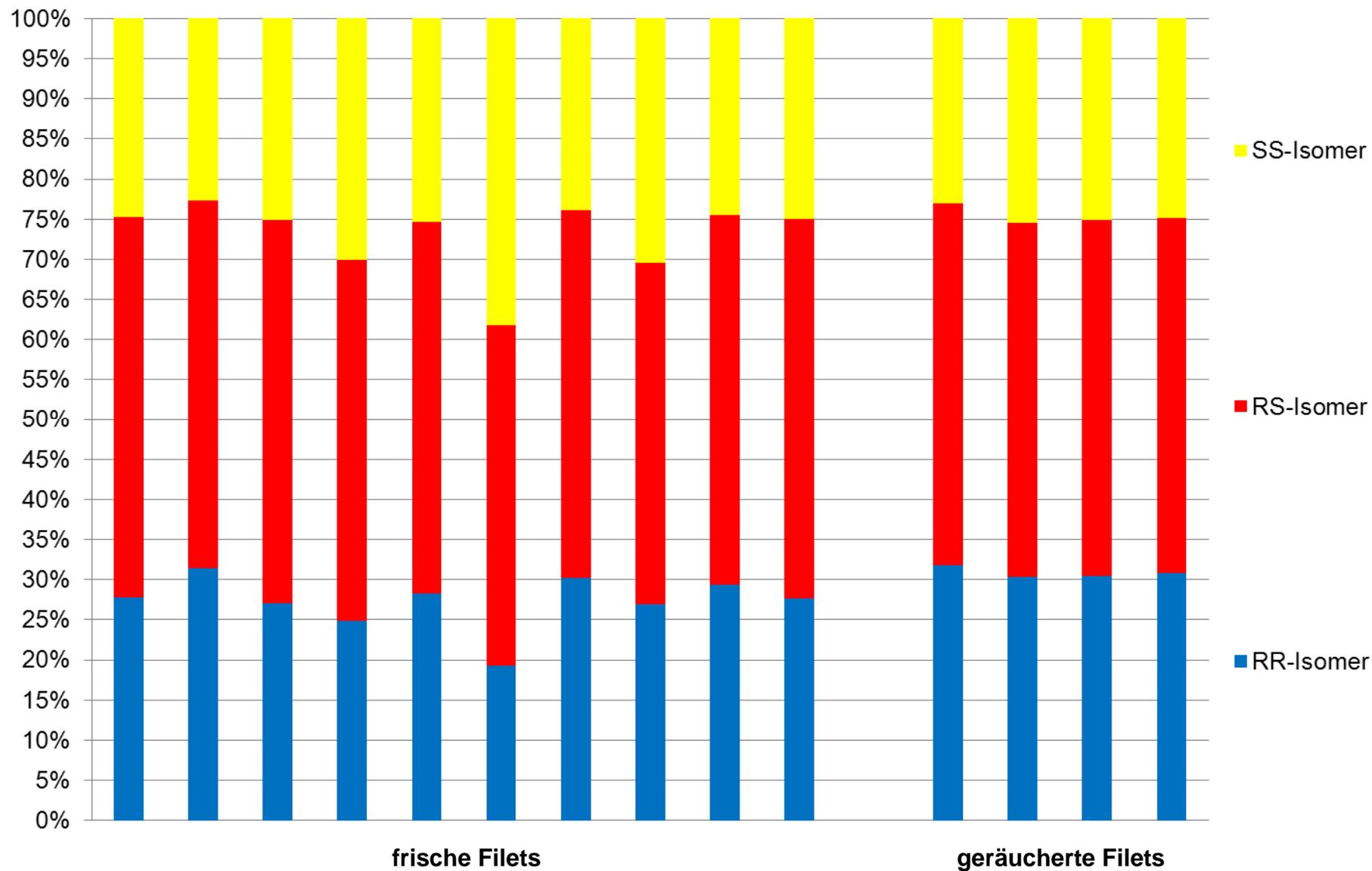


Abb. 4.5.2.2: Prozentuale Verteilung der Astaxanthinisomere in konventionell erzeugten Bachforellen eines Erzeugerbetriebes

4.5.3 Garnelen

In keiner Garnelenfleischprobe war Canthaxanthin nachweisbar. Alle Proben enthielten Astaxanthin, von dem nur der freie, d.h. der nicht veresterte Anteil quantitativ bestimmt wurde. Die Gehalte an freiem Astaxanthin sowie das Astaxanthinisomerenmuster aller untersuchten 77 Warmwassergarnelenproben sind in den Säulendiagrammen getrennt nach Produktionsart dargestellt.

Abb. 4.5.3.1 zeigt deutlich, wie stark die Gehalte an freiem Astaxanthin im Fleisch der Garnelen schwankten. Dies gilt sowohl für die verschiedenen *Penaeus*-arten als auch für die verschiedenen Produktionsweisen.

Die prozentuale Verteilung der RR-, RS- und SS-Isomere des freien Astaxanthins im Garnelenfleisch ist in Abb. 4.5.3.2 dargestellt. Die Bilder, die sich für die ökologisch und konventionell gefarmten sowie für die wild lebenden Tiere ergaben, ähneln sich sehr. Es scheint egal zu sein, um welche *Penaeus*-Art es sich handelt, wie sie produziert wird (Tab. 4.5.3.1 und 4.5.3.2) und in welchem Gebiet der Erde sie produziert wird. Das durchschnittliche Isomerenverhältnis aller Proben betrug 17 % RR : 38 % Meso : 45 % SS. Da die wild lebenden sowie die gezüchteten Garnelen unterschiedliches Futter gefressen haben, muss eine Metabolisierung und Racemisierung der mit dem Futter verabreichten Carotinoide stattgefunden haben (Schiedt et al., 1991, Boonyaratpalin, 2001).

Schiedt et al. (1991) hat nachweisen können, dass *Penaeus japonicus* im Futter enthaltenes optisch reines 3S,3`S-Astaxanthin zur Meso- und 3R,3`R-Form racemisiert, sodass vom freien Astaxanthin die 3R,3`R:Meso:3S,3`S-Formen im Verhältnis von 13:43:44 enthalten waren. Bei verestertem Astaxanthin lagen die Isomere etwa im Verhältnis 1:2:1 vor, das Verhältnis war also zugunsten der meso-Form verschoben.

Untersuchungen von Latscha (1989) an wild lebenden *Penaeus*-arten ergaben, dass *P. vannamei* und *P. monodon* die 3R,3`R:Meso:3S,3`S-Formen im Verhältnis von 23:44:32 bzw. 19:45:36 enthalten. Diese Verteilung konnte durch unsere Ergebnisse weitgehend bestätigt werden.

Tab. 4.5.3.1: Zusammenstellung der Astaxanthinwerte von *Penaeus monodon* und *L. vannamei* - nach Aufwuchsform sortiert

	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>Litopenaeus vannamei</i>		<i>Penaeus monodon</i>	<i>Penaeus monodon</i>	<i>Penaeus monodon</i>
Aufzuchtform	ökologisch	konventionell		ökologisch	konventionell	wild
Herkunftsland	Costa Rica, Ecuador	China, Indonesien, Thailand, Vietnam		Bangladesch, Vietnam	Bangladesch, Vietnam	FAO 34 & 71
All-trans Astaxanthin (µg/g)						
Mittelwert ± Std	1,22 ± 0,39	1,47 ± 0,66		2,60 ± 0,91	1,41 ± 0,75	1,34 ± 0,50
Minimum	0,53	0,58		1,43	0,40	0,73
Maximum	1,75	3,00		3,75	3,53	1,88
Astaxanthin-Isomere						
3 R, 3`R-Isomer (%)						
Mittelwert ± Std	16,1 ± 0,9	16,7 ± 0,9		15,2 ± 0,9	14,4 ± 1,2	17,7 ± 2,6
Minimum	15,2	15,5		13,8	12,6	15,0
Maximum	18,8	18,1		16,3	16,9	21,3
3 R, 3`S-Isomer (%)						
Mittelwert ± Std	36,3 ± 0,7	37,3 ± 0,8		38,2 ± 0,6	37,3 ± 1,5	38,8 ± 1,3
Minimum	35,4	35,7		37,4	33,8	36,5
Maximum	37,2	38,7		39,3	40,6	40,8
3 S, 3`S-Isomer (%)						
Mittelwert ± Std	47,6 ± 1,1	45,9 ± 1,0		46,6 ± 1,3	48,2 ± 2,0	43,6 ± 3,5
Minimum	45,7	43,2		44,7	44,7	38,3
Maximum	48,9	47,0		48,7	52,0	48,6
Probenanzahl	14	13		11	14	7

FAO 34: Mittlerer Ostatlantik; FAO 71: Westpazifik

Tab. 4.5.3.2: Zusammenstellung der Astaxanthinwerte - nach Garnelenarten sortiert

	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>Penaeus monodon</i>	<i>Metapenaeus spp. & Fenneropenaeus spp</i>
Aufzuchtform	ökologisch & konventionell	ökologisch & konventionell & wild	wild
Herkunftsland	Costa Rica, Ecuador, China, Indonesien, Thailand, Vietnam	Bangladesch, Vietnam, FAO 34 & 71	FAO 51 & 57, Pazifik
All-trans Astaxanthin (µg/g)			
Mittelwert ± Std	1,34 ± 0,54	1,80 ± 0,95	0,47 ± 0,33
Minimum	0,53	0,40	0,18
Maximum	3,00	3,75	1,35
Astaxanthin-Isomere			
3 R, 3`R-Isomer (%)			
Mittelwert ± Std	16,4 ± 0,9	15,4 ± 1,9	21,1 ± 3,9
Minimum	15,2	12,6	16,1
Maximum	18,8	21,3	31,7
3 R, 3`S-Isomer (%)			
Mittelwert ± Std	36,8 ± 0,9	37,9 ± 1,3	39,2 ± 2,2
Minimum	35,4	33,8	34,9
Maximum	38,7	40,8	43,5
3 S, 3`S-Isomer (%)			
Mittelwert ± Std	46,8 ± 1,3	46,7 ± 2,8	39,6 ± 4,5
Minimum	43,2	38,3	29,6
Maximum	48,9	52,0	46,3
Probenanzahl	27	32	18

FAO 34: Mittlerer Ostatlantik; FAO 51: Westlicher Indischer Ozean; FAO 57: Östlicher Indischer Ozean; FAO 71: Westpazifik

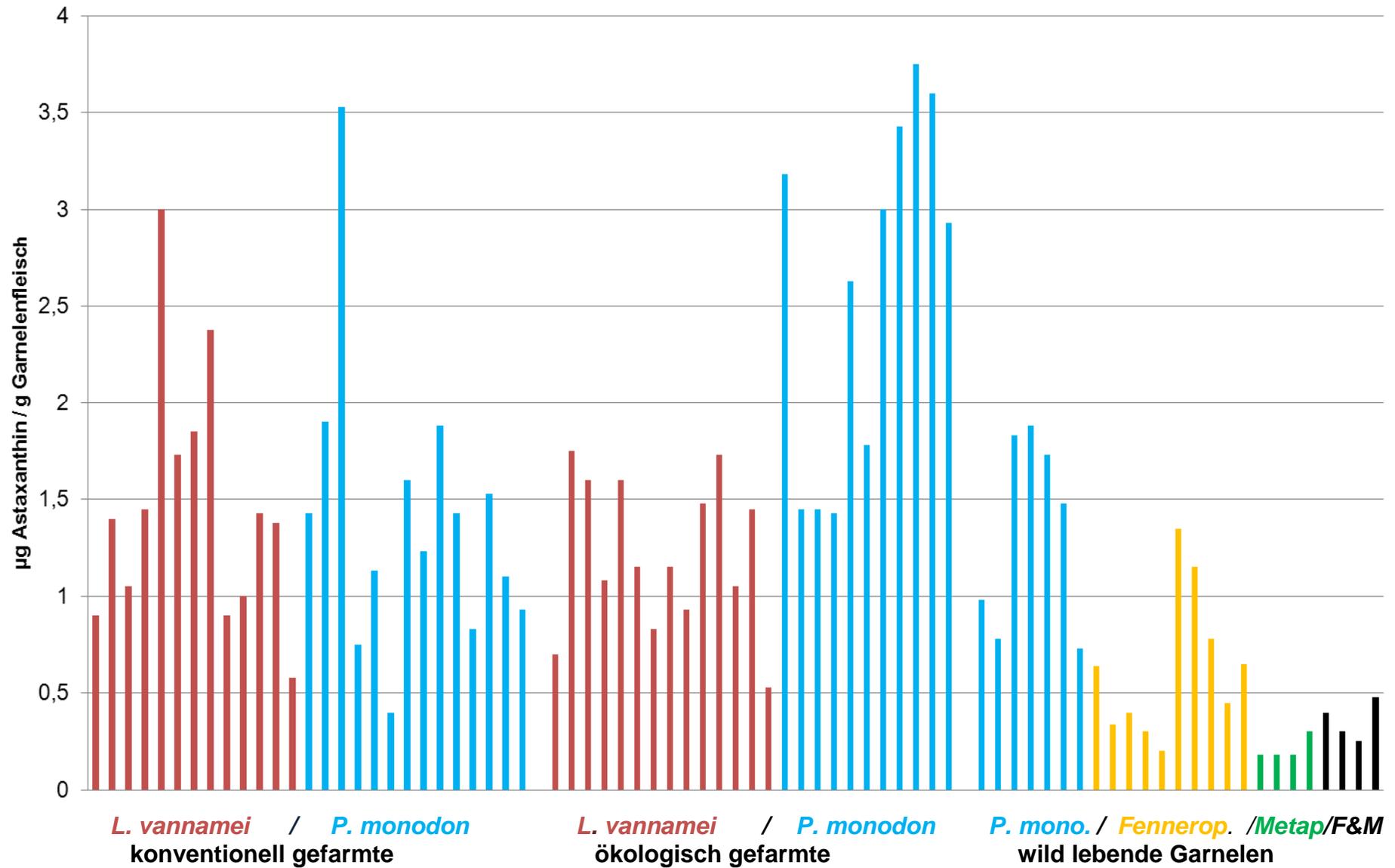


Abb. 4.5.3.1: Astaxanthingehalte (µg/g) aller untersuchten Garnelen

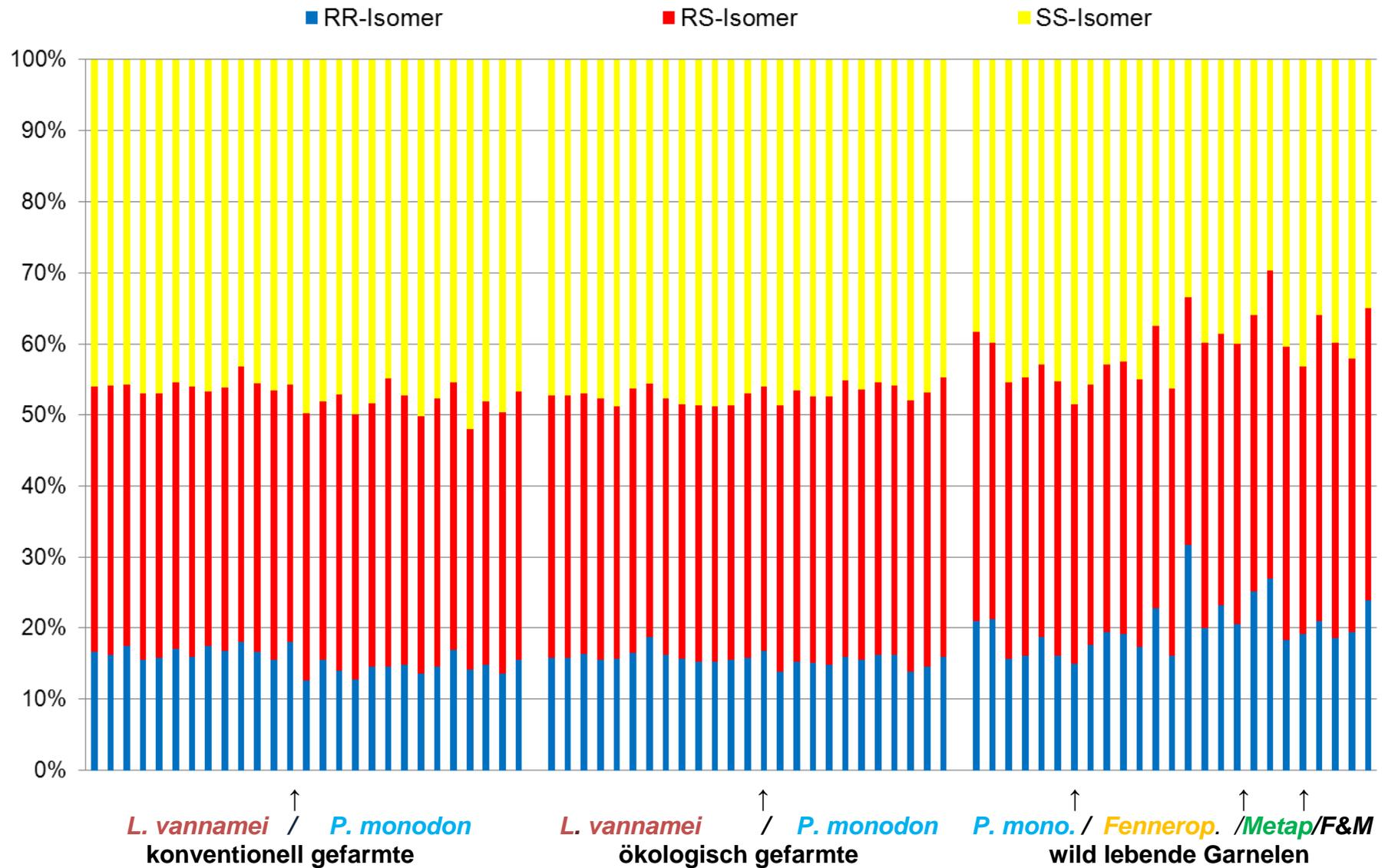


Abb. 4.5.3.2: Prozentuale Verteilung der Astaxanthinisomere in allen untersuchten Garnelen

4.6 Multivariate Datenanalyse

Die multivariate Datenanalyse zur Identifizierung der Produktionsweise wurde nur für die Fischereierzeugnisse durchgeführt, bei denen der Einsatz einer einzelnen Analysenmethode nicht für eine vollständige Differenzierung der Proben ausreichte. Bei Lachs, Bachforelle und Pangasius konnten sowohl mit der Stabilisotopen- als auch mit der Fettsäureanalyse jeweils mittels eines oder der Kombination von zwei Parametern einer Analysenmethode alle Proben der korrekten Herkunft zugeordnet werden. Bei Doraden und Garnelen war eine vollständige Differenzierung der drei Herkünfte wild, ökologisch oder konventionell weder mittels der Kombination von zwei Parametern einer Analysenmethode, noch durch Verknüpfung von zwei analytischen Verfahren möglich. So umfasste die mit Hilfe der Partial-Least-Squares-Diskriminanzanalyse (PLS-DA) durchgeführte multivariate Datenanalyse nur die beiden letztgenannten Spezies.

4.6.1 Doraden

Die PLS-DA der Stabilisotopen-Daten umfasste nur die 3 Parameter $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$, $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$, da $\Delta\delta^{13}\text{C}$ in diesem Zusammenhang lediglich redundante Informationen enthält. Das Ergebnis der Analyse ist in Abb. 4.6.1.1 dargestellt. Wie bereits in Abschnitt 4.3.4 anhand der Kombination von $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ mit $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ gezeigt (Abb. 4.3.4.1), führt auch die Berücksichtigung aller drei der o. a. Parameter zwar zu einer korrekten Identifizierung der wilden Doraden, jedoch ist auch hier eine zuverlässige Unterscheidung zwischen ökologisch bzw. konventionell gefarmten Doraden nicht möglich. Lediglich 75 % der konventionellen und 85 % der ökologischen Doraden wurden richtig klassifiziert.

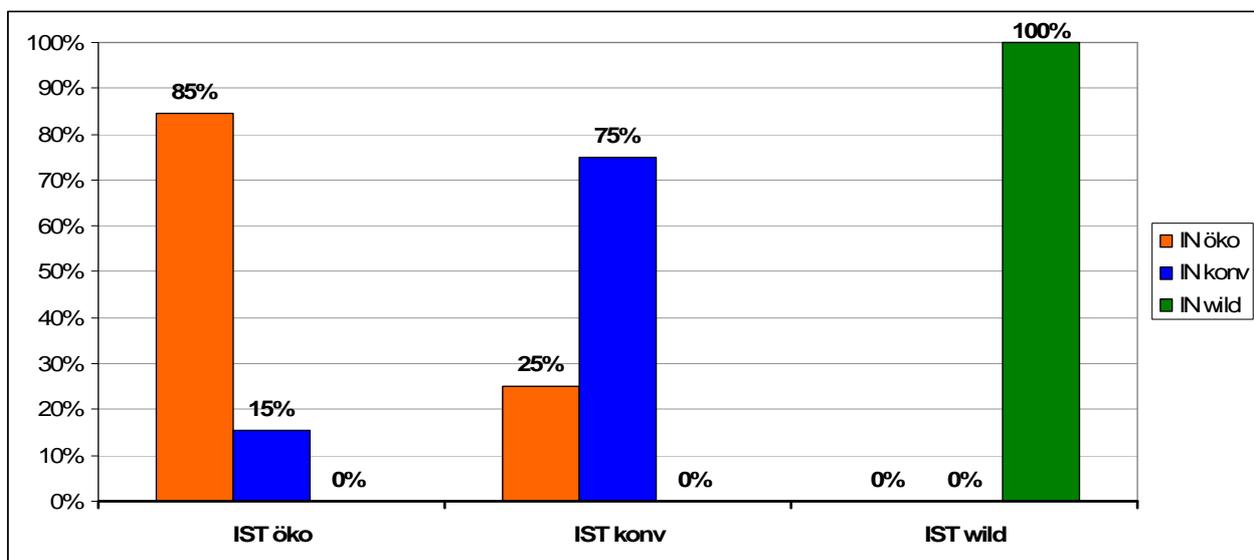


Abb. 4.6.1.1: Zuordnung von Doraden verschiedener Herkunft zur Produktionsweise mittels PLS-DA von Stabilisotopen (n = 3 Faktoren, korrekte Zuordnung gesamt 83 %)

Während, wie in Abschnitt 4.4.4 dargestellt, wilde Doraden bereits mit Hilfe der Fettsäure C20:1n9 von gefarmten unterschieden werden konnten, führt die Kombination mit nur einer weiteren Fettsäure (C22:5n3, vgl. Abb. 4.4.4.1 bzw. C18:2n6, vgl. Abb. 4.4.4.2) zu einer weitgehenden aber dennoch unvollständigen Differenzierung ökologischer und konventioneller Tiere. Die PLS-DA der gesamten Fettsäuren-Daten ermöglichte dagegen eine zu 100 % korrekte Zuordnung der Produktionsweise (Abb. 4.6.4.2).

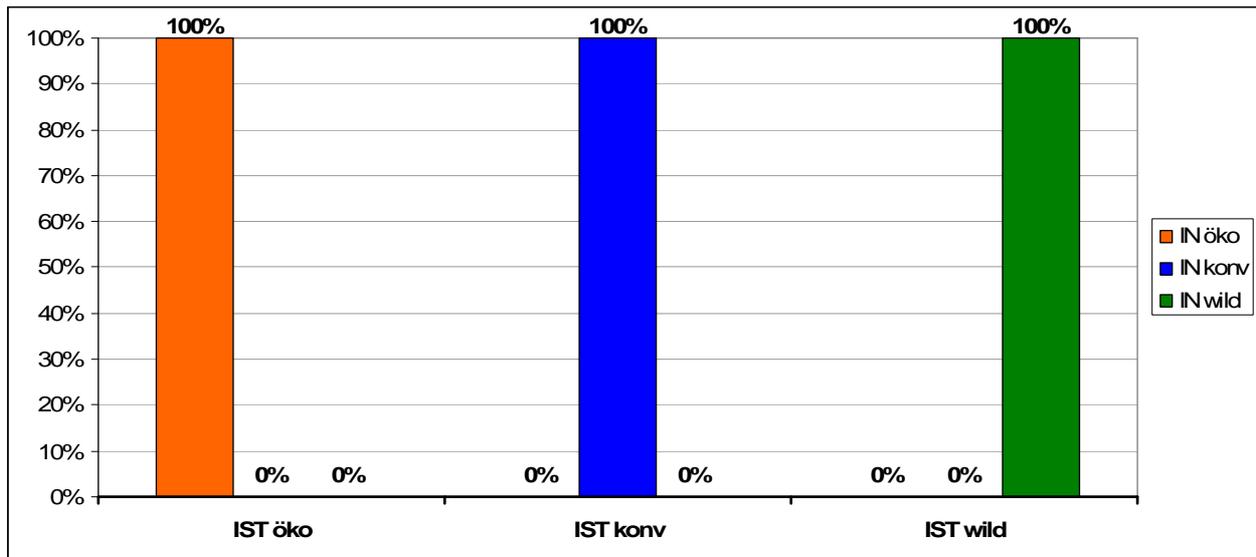


Abb. 4.6.1.2: Zuordnung von Doraden verschiedener Herkunft zur Produktionsweise mittels PLS-DA von Fettsäuren (n = 6 Faktoren, korrekte Zuordnung gesamt 100 %)

4.6.2 Garnelen

Keine der unter Abschnitt 4.3 bis 4.5 diskutierten Einzelmethoden war in der Lage, unabhängig von der Spezies zwischen allen drei Herkünften – wild, ökologisch und konventionell – zu unterscheiden. Deswegen wurden mit der PLS-DA alle möglichen methodischen Kombinationen getestet, auch wenn diese teilweise aufgrund des analytischen Aufwands in der Praxis kaum einen realistischen Ansatz darstellen.

Die Analyse der gesamten Fettsäure-Daten erlaubte eine zu 87 % korrekte Eingruppierung (Abb. 4.6.2.1), wobei in jeder der drei Gruppen falsche Zuordnungen vorkamen. Im Sinne einer Bio-Authentifizierung gab es aber keine falsch positiven Zuordnungen konventionell gefarmter oder wilder Garnelen als ökologisch gefarmte Tiere.

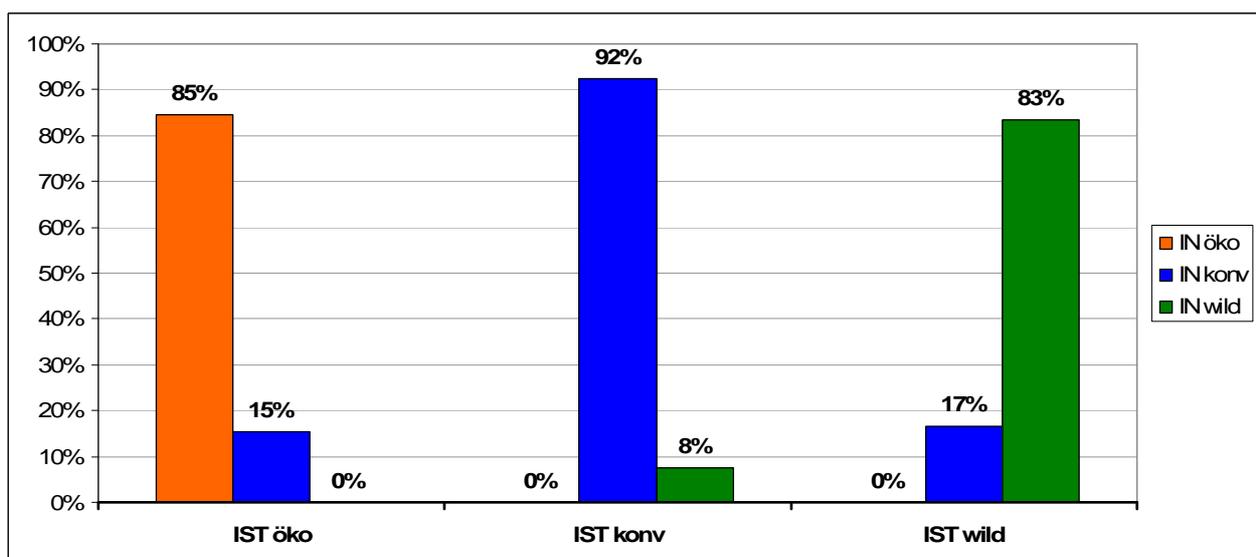


Abb. 4.6.2.1: Zuordnung von Garnelen verschiedener Herkunft und Art zur Produktionsweise mittels PLS-DA von Fettsäuren (n = 2 Faktoren, korrekte Zuordnung gesamt 87 %)

Die zusätzliche Einbeziehung der Stabilisotope zu den Fettsäuren verbesserte die Trefferquote von 87 % nicht (Abb. 4.6.2.2), führte aber zu der falsch positiven Einstufung einer konventionell gefarmten Probe als ökologisch. Trotz des höheren analytischen Aufwands bietet dieses Modell also keinen verbesserten Nutzen. Daraus lässt sich schließen, dass die beiden analytischen Verfahren ähnliche Informationen liefern. Wie in Abschnitt 4.3.5 gezeigt sind die Stabilisotopen-Daten aber nicht gänzlich ohne Aussagekraft.

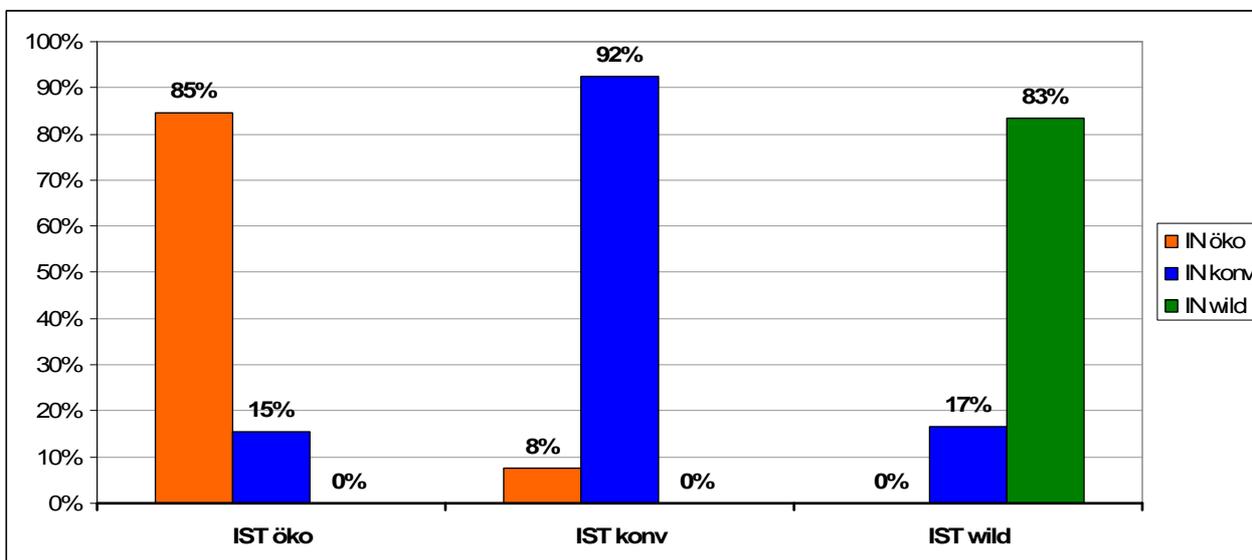


Abb. 4.6.2.2: Zuordnung von Garnelen verschiedener Herkunft und Art zur Produktionsweise mittels PLS-DA von Stabilisotopen und Fettsäuren (n = 2 Faktoren, korrekte Zuordnung gesamt 87 %)

Die Kombination der Fettsäuren mit den Ergebnissen der Carotinoid-Analytik (Astaxanthin-gehalt und Isomerenmuster) ermöglicht bei insgesamt 92 % richtiger Zuordnung bereits eine 100-prozentige Erkennung der ökologisch gefarmten Garnelen (Abb. 4.6.2.3). Lediglich die Unterscheidung konventionell gefarmter und wilder Garnelen ist unvollständig. Eine Überprüfung einer Bio-Deklaration wäre also möglich.

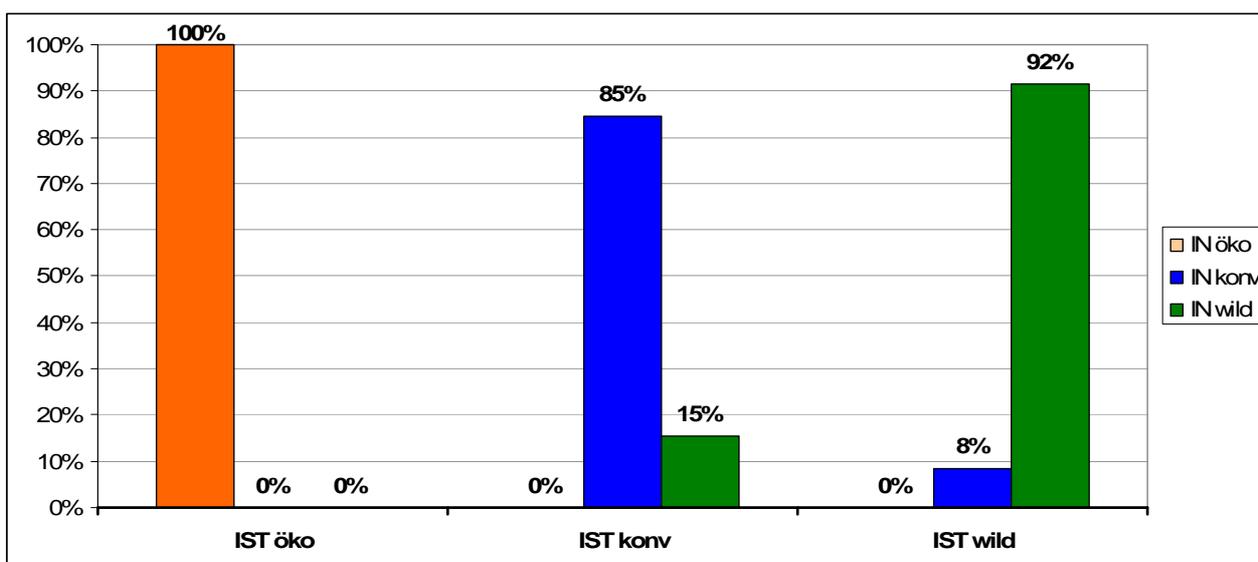


Abb. 4.6.2.3: Zuordnung von Garnelen verschiedener Herkunft und Art zur Produktionsweise mittels PLS-DA von Fettsäuren und Carotinoiden (n = 4 Faktoren, korrekte Zuordnung gesamt 92 %)

Die Verwendung von Stabilisotopen und Carotinoiden für die PLS-DA erlaubte bei einer leicht geringeren Quote von insgesamt 87 % korrekter Zuordnungen zwar auch eine richtige Einstufung aller ökologisch gefarmten Garnelen (Abb. 4.6.2.4), aber ein Teil der konventionell gefarmten Garnelen wurde bei diesem Modell der ökologischen Gruppe zugeordnet. Die Kombination von Stabilisotopen mit Carotinoiden ist folglich weniger gut für das Ziel einer Bio-Authentifizierung geeignet als die von Fettsäuren mit Carotinoiden.

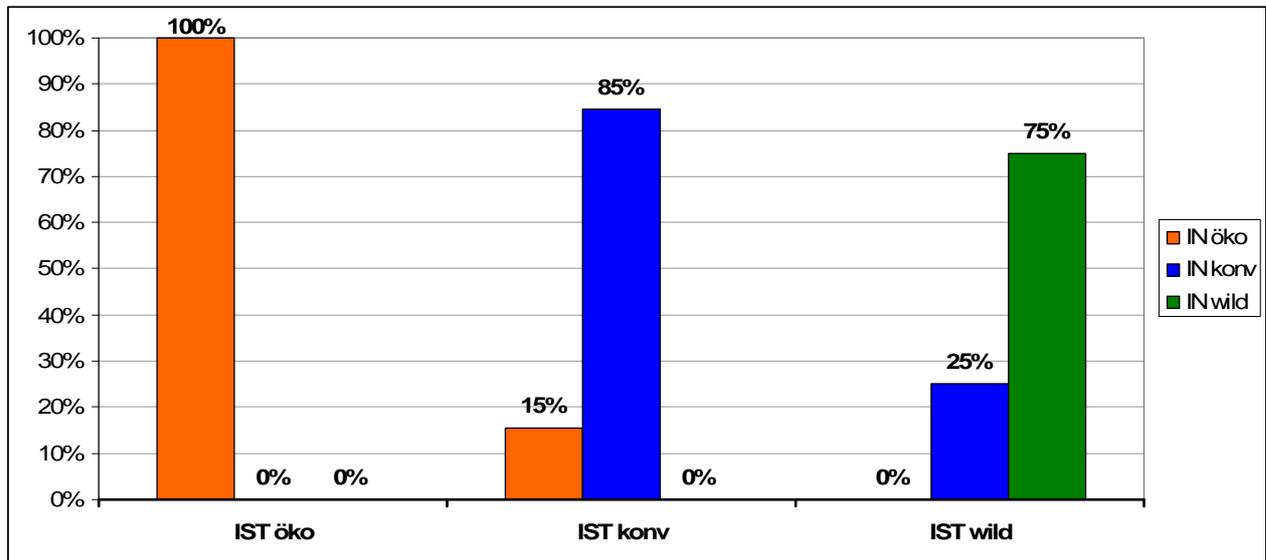


Abb. 4.6.2.4: Zuordnung von Garnelen verschiedener Herkunft und Art zur Produktionsweise mittels PLS-DA von Stabilisotopen und Carotinoiden (n = 6 Faktoren, korrekte Zuordnung gesamt 87 %)

Die gemeinsame PLS-DA von Stabilisotopen, Fettsäuren und Carotinoiden konnte das in Abb. 4.6.2.3 gezeigte Ergebnis nicht verbessern, wobei sich hier auch ein für die Praxis unrealistisch hoher analytischer Aufwand ergeben hätte. Während allein die Stabilisotope bei Art unabhängiger Betrachtung nur Unterschiede zwischen wilden und ökologisch gefarmten Garnelen aufzeigten, lieferte die PLS-DA mit Hilfe von Fettsäuren und Carotinoiden dagegen ein Modell zur Authentifizierung von Bio-Garnelen (Abb. 4.6.2.3).

Betrachtet man die für die Garnelen gewonnenen Analysendaten artenspezifisch, ergibt sich ein etwas anderes Bild. Wie in den Abschnitten 4.3.5 und 4.4.5 gezeigt, können für Garnelen der Art *Litopenaeus vannamei* sowohl mittels der Stabilisotope (Abb. 4.3.5.3), als auch mit Hilfe der Fettsäuren (Abb. 4.4.5.2 und 4.4.5.3) ökologisch von konventionell gefarmten Tieren unterscheiden werden. Wilde *Litopenaeus vannamei* waren allerdings nicht im Probenumfang enthalten.

Bei den Garnelen der Art *Penaeus monodon* konnte mit der Kombination von zwei Fettsäuren eine weitgehende Differenzierung zwischen ökologisch und konventionell gefarmten Tieren erreicht werden (Abb. 4.4.5.1), nicht aber der gefarmten von den wilden Garnelen. Die PLS-DA aller Fettsäuren ergab bei Berücksichtigung aller drei Herkunftsebenen eine Trefferquote von 60 %, wobei lediglich 2/3 der ökologisch und 1/3 der konventionell gefarmten Garnelen richtig zugeordnet wurden. Wurden jedoch nur die gefarmten Tiere modelliert (Abb. 4.6.2.5), wurden insgesamt 92 % der Proben korrekt eingruppiert (83 % der ökologisch und 100 % der konventionell gefarmten).

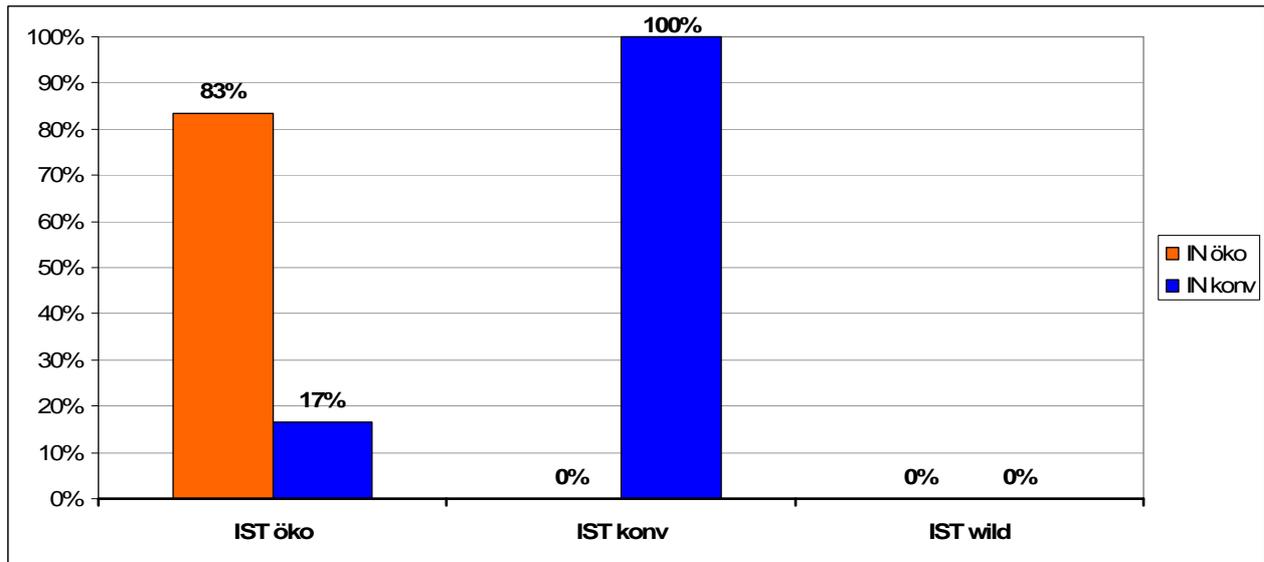


Abb. 4.6.2.5: Zuordnung gefarmer Garnelen der Art *Penaeus monodon* zur Produktionsweise mittels PLS-DA von Fettsäuren (n = 1 Faktor, korrekte Zuordnung gesamt 92 %)

Eine höhere Gesamtzahl an korrekt zugeordneten Proben konnte auch mit keiner der drei möglichen methodischen 2er-Kombinationen aus Stabilisotopen, Fettsäuren und Carotinoiden erzielt werden. Nur die PLS-DA unter Verwendung der Daten aus allen drei Analysenverfahren erbrachte eine 100-prozentig korrekte Zuordnung bzw. Unterscheidung zwischen ökologisch und konventionell gefarmten Garnelen der Art *Penaeus monodon* (Abb. 4.6.2.6).

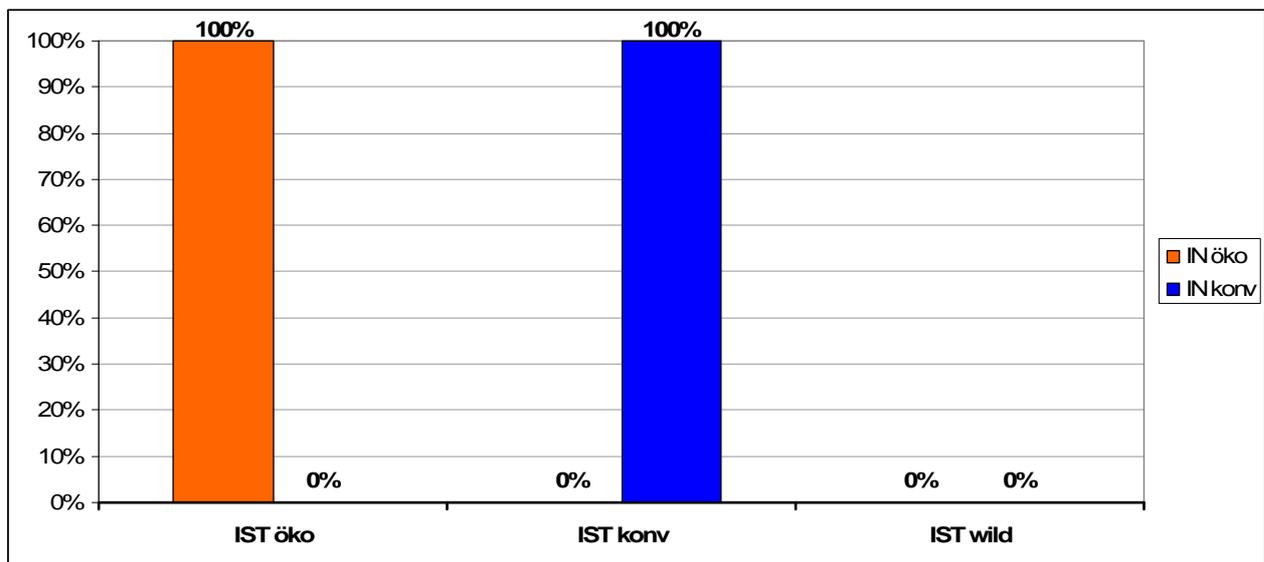


Abb. 4.6.2.6: Zuordnung gefarmer Garnelen der Art *Penaeus monodon* zur - Produktionsweise mittels PLS-DA von Stabilisotopen, Fettsäuren und Carotinoiden (n = 1 Faktor, korrekte Zuordnung gesamt 100 %)

Bei Einbeziehung der Daten von wild aufgewachsenen *Penaeus monodon* konnte weder mit mehrdimensionalen Daten einer Methode (n > 2), noch durch Kombination

von zwei oder gar allen drei Analyseverfahren eine vollständige Differenzierung zwischen den drei Herkünften erzielt werden.

Die artenspezifische PLS-DA der Art *Penaeus monodon* lieferte also nur unter Vernachlässigung der Wildgarnelen und Kombination von 3 Analyseverfahren eindeutige Ergebnisse hinsichtlich der Authentifizierung von Bio-Produkten. Dagegen war hierfür bei *Litopenaeus vannamei* keine multivariate Modellierung erforderlich. Ein fast vergleichbar gutes Ergebnis (1 falsche Zuordnung) war bei *Penaeus monodon* allerdings auch schon durch Kombination von Docosapentaen- und α -Linolensäure erreichbar (Abb. 4.4.5.1).

5. Nutzen und Verwertbarkeit der Ergebnisse

5.1 Stabilisotope

Die Analyse stabiler Isotope zeigte einige deutliche Zusammenhänge zwischen der Zusammensetzung des Futters und der der Fischereierzeugnisse auf. Bei den Salmoniden (Lachse und Forellen) sowie Pangasius hatten ökologisch erzeugte Produkte höhere Werte von $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ als konventionelle, während dies nicht für Doraden galt. Für die Abgrenzung von Wildbeständen waren auch $\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ (Lachs) oder $\Delta\delta^{13}\text{C}$ (Garnele) hilfreich. Gefarmte Garnelen der Art *Litopenaeus vannamei* konnten mittels $\Delta\delta^{13}\text{C}$ und $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ in ökologisch und konventionell separiert werden. Außerdem erlaubte die Kombination von $\Delta\delta^{13}\text{C}$ mit der Fettsäure C20:1n9 bei Doraden eine weitgehende Unterscheidung ökologisch von konventionell erzeugten Produkten.

Insbesondere bei fettreichen Fischen wie Lachs war der Einfluss einer Gabe pflanzlicher Futterfette deutlich an den Fischlipiden zu erkennen. Außerdem spiegelte sich die Nahrungsketten bezogene Herkunftsebene des Futters in den δ -Werten der Proteinfraction wider. In den meisten Fällen lieferte die Stabilisotopenanalytik somit geeignete Daten zur Authentifizierung ökologischer Fischereierzeugnisse.

Innerhalb der zwei bzw. drei Gruppen, die jeweils eine Aufwuchsart repräsentieren, zeigte sich allerdings eine deutliche Variation der Einzelproben, die einerseits die Schwankung zwischen Individuen einer Art und andererseits auch die Variation der Nahrungsgrundlage widerspiegelt. Insbesondere im Bereich des Aquakulturfutters ist die potenzielle Variabilität hoch.

Trotz der zeitlich und regional gestreuten Probenahme kann also nicht mit Sicherheit davon ausgegangen werden, dass die gesamte maximal mögliche Schwankung erfasst wurde. Es handelt sich folglich um eine aktuelle Momentaufnahme. Da die Schwankungsbereiche der Stabilisotope teilweise ohnehin eng beieinander liegen, erscheint es nicht sinnvoll, aus den in diesem Projekt ermittelten Daten feste Grenzwerte einzelner Parameter für die Authentifizierung ökologischer Fischereierzeugnisse abzuleiten.

5.2 Fettsäuren

Die Fettsäuren-Zusammensetzung variierte innerhalb einer Spezies deutlich von Tier zu Tier. Dies erschwerte eine klare Unterscheidung zwischen der konventionellen und der ökologischen Aufzuchtform vor allem bei Doraden und Garnelen.

Beim Lachs war eine Unterscheidung der drei Aufwuchsformen bereits allein anhand der Linolsäure möglich, was im Gegensatz zu früheren Untersuchungen durch eine aktuell veränderte Futtermittelzusammensetzung mit besonders hohen Anteilen pflanzlicher Fette in der konventionellen Zucht verursacht wird. Bei Pangasius erlaubte die Kombination von Ölsäure und α -Linolensäure eine klare Differenzierung ökologisch und konventionell gefarmter Tiere, während die Unterscheidung bei Bachforellen mit Hilfe von Ölsäure und Gondosäure zwar vollständig aber nur knapp ausfiel.

Ökologisch und konventionell gefarmte Doraden ließen sich auch mit verschiedenen Kombinationen von Fettsäuren nicht überlappungsfrei differenzieren. Nur die PLS-DA aller Fettsäuren führte zu einer korrekten Zuordnung. Ökologisch erzeugte Garnelen zeigten lediglich bei artspezifischer Betrachtung Unterschiede zu konventionellen Tieren, aber nicht zu wilden.

Insgesamt ist festzuhalten, dass die Futtermittel einen entscheidenden Einfluss auf die Zusammensetzung der Fettsäuren ausüben, was sich u.a. bei der wiederholten Beprobung der Bachforellen erkennen lässt. Neben der Artzugehörigkeit tragen nicht nur die Nahrungsquelle bzw. die Futtermittel, sondern auch der Aufwuchsart, die Jahreszeit, der biologische Zyklus sowie die Aufzuchtform zur Variation des Fettsäurenmusters bei.

Trotz der in diesem Projekt beobachteten Schwankung der Fettsäurenmuster ist also für einige Arten eine gute bis zufriedenstellende Erkennung der Aufwuchsform möglich. Wie bereits im Abschnitt 5.1 ausgeführt legt die – insgesamt noch höher anzunehmende – Variabilität der Fettsäurenmuster jedoch nahe, keine starren Grenzwerte für eine Unterscheidung festzulegen. Somit hat sich die Fettsäureanalyse zwar als teilweise gut geeignetes Werkzeug für die Authentifizierung ökologischer Fischereierzeugnisse erwiesen, muss aber in ihrer numerischen Anwendung individuell angepasst werden.

5.3 Carotinoide

Die Untersuchung auf Carotinoide ist grundsätzlich nur sinnvoll bei rotfleischigen Fischarten und Krebstieren.

Nach dem europäischen Futtermittelrecht ist der Zusatz von Asta- und Canthaxanthin ausschließlich beim Futter für Lachse und Forellen zugelassen. Dabei dürfen in ökologisch arbeitenden Aquakulturen nur natürliche Astaxanthinquellen, in konventionell arbeitenden Betrieben aber auch synthetische Pigmente verwendet werden.

Bei Salmoniden (Lachsen und Forellen) entspricht das Astaxanthin-Isomerenmuster des Fischfleisches dem des Futters. Enthält das Futter synthetisches Astaxanthin, das aus Kostengründen in der konventionellen Fischzucht eingesetzt wird, so unterscheiden sich diese Tiere deutlich von ihren wild aufgewachsenen Artgenossen. Bei der ökologischen Aufzucht von Salmoniden kommen mittlerweile aber verschiedene natürliche Astaxanthinquellen zum Einsatz. Bei Verwendung der Hefe *Phaffia rhodozyma* und des Bakteriums *Paracoccus carotinifaciens* ist eine Unterscheidung der Tiere sowohl von konventionell gefarmten wie auch von wildlebenden Tieren möglich. Wurde hingegen Garnelenschrot verfüttert, so ähneln diese Fische den mit

synthetischem Astaxanthin gefütterten. Darüber hinaus wurden auch Biolachse gefunden, die nicht sicher von Wildlachsen zu unterscheiden waren.

Bei den untersuchten Garnelenarten ist eine Unterscheidung der Produktionsweise anhand des Astaxanthin-Isomerenmusters nicht möglich, da diese offensichtlich in der Lage sind, die Struktur der mit der Nahrung aufgenommenen Carotinoide zu verändern.

5.4 Kombinierte Verfahren

Die Kombination mehrerer Analyseverfahren erhöht den messtechnischen Aufwand erheblich. Nach den vorliegenden Ergebnissen ergibt sich kein Vorteil gegenüber der jeweils besten Einzelmethode, d.h. der Analyse von Stabilisotopen, Fettsäuren oder Carotinoiden. In Zweifelsfällen oder bei grenzwertigen Befunden könnte sich der Aufwand nur im Einzelfall lohnen. Selbst im Falle der Garnelen ergibt sich keine zufriedenstellende Diagnostik.

5.5 Fazit

Die Carotinoid-Analytik rotfleischiger Fischarten liefert nicht immer klare Ergebnisse. Bei Garnelen ist sie offensichtlich nicht anwendbar. Da Bachforellen in Aquakultur überwiegend kein Astaxanthin-haltiges Futter erhalten, ist eine Authentifizierung ökologischer Produkte hier auch nicht möglich. Bei ökologisch erzeugtem Lachs ist je nach Astaxanthin-Quelle eine eindeutige Authentifizierung nicht in allen Fällen möglich. Somit können für die Praxis keine eindeutigen Klassifizierungsparameter vorgegeben werden.

Die Ergebnisse der Stabilisotopen- und Fettsäurenanalytik zeigen eine prinzipiell gute Eignung für die Bestimmung der Produktionsweise, sind aber aufgrund der beobachteten hohen Variabilität und anzunehmenden längerfristigen Schwankungen nicht für die Festsetzung starrer Grenzwerte für ökologische Fischereierzeugnisse geeignet. Die in diesem Projekt gefundenen Grenzen sind also nicht direkt praktisch anwendbar. Vielmehr sollten in der Praxis der Lebensmittelüberwachung zukünftig jeweils aktuelle empirische Schwellenwerte ermittelt oder ggf. auch abweichende Kombinationen von Variablen der o.a. Analysenverfahren eingesetzt werden. Bei Verwendung laborspezifischer Datenbanken lässt darüber hinaus die Problematik analytischer Vergleichbarkeit vermeiden, die sich aus gesetzgeberisch festgelegten Werten ergäbe.

6. Erreichte Ziele und Ausblick

Frühere Untersuchungen an Bio-Lachs hatten einige viel versprechende Ansätze für die Unterscheidung von Erzeugnissen aus ökologischer und konventioneller Aquakultur erbracht. Das vorliegende Projekt befasste sich mit der Frage, inwieweit auch für andere Fischereierzeugnisse Kriterien für die Authentifizierung ökologischer Produkte ermittelt werden können.

Unter Abschnitt 1.2.2 wurden folgende Fragenstellungen zur Klärung im Rahmen des Projekts formuliert:

- Lassen sich die etablierten analytischen Verfahren der Analyse von Stabilisotopen, Fettsäuren und Carotinoiden auch für den Bio-Nachweis bei anderen Fischarten aus Aquakultur nutzen?
- Sind für verschiedene Fischarten unterschiedliche Parameter oder ggf. Kombinationen geeignet, die sich mit Hilfe der o.a. Methoden bestimmen lassen?
- Können jeweils charakteristische Schwellenwerte für Bio-Produkte definiert werden?
- Können die identifizierten Parameter auch bei verarbeiteten Produkten wie geräucherter oder gebeiztem Fisch angewendet werden?
- Bieten die eingesetzten Methoden der instrumentellen Analytik ausreichendes Potenzial für den Einsatz im Rahmen der amtlichen Produktkontrolle und des Verbraucherschutzes?

Die o.a. dargestellten Ergebnisse zeigen, dass für alle im Projekt untersuchten Fischarten (Lachs, Bachforelle, Pangasius, Dorade) mit Hilfe der Stabilisotopen- und / oder Fettsäurenanalytik Möglichkeiten bestehen, ökologische Aquakulturprodukte von konventionellen oder wild gefangenen abzugrenzen. Lediglich bei Garnelen besteht in Abhängigkeit von der Spezies nur eine eingeschränkte Unterscheidbarkeit. Die Carotinoid-Analytik erwies sich als nicht immer eindeutig hinsichtlich einer Authentifizierung ökologischer Lachserzeugnisse.

Der Herkunftszuordnung liegen bei allen Fischarten vergleichbare Prinzipien zugrunde, die die Einflüsse bestimmter Nahrungsbestandteile in der Fischzusammensetzung abbilden. Allerdings zeigte sich, dass je nach Nahrungserfordernissen und Physiologie für jede Fischart spezifische Kriterien zur Abgrenzung der Aufwuchsformen zum Tragen kommen. Insbesondere hinsichtlich der Lipidzusammensetzung waren meist unterschiedliche Fettsäuren zur Diskriminierung geeignet. Bei den Stabilisotopen traten zwar bei mehreren Fischarten gleiche Unterscheidungsparameter wie $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$, $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ oder $\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ auf, aber das numerische Niveau der einzelnen Herkunft war artspezifisch jeweils unterschiedlich.

Der für Lachs und Bachforellen untersuchte Einfluss einer Verarbeitung des Rohfisches ergab, dass die ermittelten Unterscheidungskriterien durch Räuchern oder Beizen (Graved Lachs) nicht erkennbar beeinflusst werden. Eine Zuordnung zur Aufwuchsweise und somit eine Authentifizierung von Bio-Produkten ist also sowohl für rohen als auch für entsprechend verarbeiteten Fisch möglich.

Die Stabilisotopen- und Fettsäurezusammensetzung unterliegt einer hohen Variabilität, die längerfristig auch durch potenzielle Anpassungen des Futtermittelmarktes beeinflusst wird. Obwohl anhand einer über einen größeren Zeitraum aus diversen Quellen zusammengestellten Probenauswahl die prinzipielle Eignung der o.a. analytischen Verfahren für eine weitreichende Bestimmung der Produktionsweise gezeigt werden konnte, sollten die aktuell ermittelten Schwellenwerte für Bio-Produkte nicht als starre Grenzen in das Lebensmittelrecht überführt werden.

Die Ergebnisse dieses Projekts demonstrieren dennoch, dass insbesondere die Stabilisotopen- und Fettsäureanalytik grundsätzlich hohes Potenzial für den Einsatz im Rahmen der amtlichen Produktkontrolle besitzen. Allerdings sollten in der Praxis der Lebensmittelüberwachung zukünftig jeweils aktuelle empirische Schwellenwerte oder

ggf. auch abweichende Kombinationen von Variablen der o.a. Analysenverfahren für die Authentifizierung ermittelt und angewandt werden.

Insgesamt ist das Ziel einer Bereitstellung von Werkzeugen zur Authentifizierung ökologischer Fischereierzeugnisse damit erreicht worden, auch wenn es nicht empfehlenswert ist, die numerischen Kriterien direkt in die Praxis zu überführen. Hier besteht für zukünftige Anwender folglich noch Bedarf zur Ermittlung einer jeweils aktuell geeigneten Datenbasis.

7. Zusammenfassung

Das durchgeführte FuE-Projekt untersuchte die Eignung validierter Methoden der instrumentellen Analytik für die Unterscheidung von ökologisch und konventionell gefarmten Speisefischen sowie von wilden Beständen. Insgesamt wurden 245 rohe sowie 75 verarbeitete Erzeugnisse aus Bachforellen, Lachs, Pangasius, Doraden sowie Garnelen analysiert, die über einen Zeitraum von 18 Monaten jeweils aus verschiedenen Quellen beschafft und hinsichtlich der deklarierten Spezies überprüft wurden. Zur Differenzierung der bis zu drei Herkünfte „ökologisch“, „konventionell“ oder „wild“ wurde die Zusammensetzung der Stabilisotope, Fettsäuren und Carotinoide analysiert.

Stabilisotope

Die Stabilisotopensignatur von Lachserzeugnissen wies charakteristische Unterschiede zwischen verschiedenen Aufwuchsbedingungen auf. Während zur Abgrenzung der konventionellen Aquakultur bereits die tieferen $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ -Werte genügten, konnten die in $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ ähnlichen Tiere aus ökologischer Aquakultur bzw. wilder Herkunft erst durch Vergleich von $\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ unterschieden werden. Somit ermöglichte die Kombination von $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$ die gleichzeitige korrekte Zuordnung der drei Herkünfte. Allerdings reichte für die Unterscheidung der beiden Aquakulturformen auch schon die Bestimmung von $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ in der fettfreien Trockenmasse. Die Verarbeitungsweise des Lachsfleisches (Graved Lachs oder Räucherlachs) ließ keine spezifischen Tendenzen erkennen und war der Unterscheidung der Herkunft nicht hinderlich.

Wie beim Lachs konnte auch bei den Bachforellen die ökologische von der konventionellen Aquakultur durch Kombination von $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ unterschieden werden. Das Räuchern hatte keinen erkennbaren Einfluss auf die Stabilisotopensignatur und die Unterscheidbarkeit der Herkunft. Ebenso ließ sich Pangasius durch Bestimmung von $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ in der fettfreien Trockenmasse der ökologischen bzw. konventionellen Aufzucht zuordnen, wobei bereits $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ alleine ausreichend war.

Doraden aus Aquakultur zeigten keine charakteristischen Unterschiede der Stabilisotopensignatur zwischen ökologischer und konventioneller Aufzucht, ließen sich jedoch insgesamt gut von wilden Doraden verschiedener Arten unterscheiden. Jedoch ermöglichte die Kombination von $\Delta\delta^{13}\text{C}$ mit dem Gehalt der Fettsäure C20:1n9 mit einer Ausnahme eine fast komplette Unterscheidung zwischen wilden, ökologischen und konventionellen Doraden. Das erfordert allerdings neben der Fettsäureanalyse zusätzlich zwei Isotopenanalysen ($\delta^{13}\text{C}_{\text{FTM}}$ und $\delta^{13}\text{C}_{\text{Fett}}$) zur Ermittlung von $\Delta\delta^{13}\text{C}$.

Bei den Garnelen waren die über alle Arten zusammengefassten Daten äußerst variabel, so dass eine generelle Unterscheidung der drei Herkünfte nicht möglich war. Lediglich zwischen wilden und ökologisch gefarmten Garnelen war eine Differenzierung mit Hilfe der Kombination aus $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und $\Delta\delta^{13}\text{C}$ erkennbar. Eine weitreichende aber unvollständige Unterscheidung zwischen wilden Garnelen und Garnelen aus Aquakultur konnte durch Kombination von $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ mit der Linolsäure (C18:2n6) gezeigt werden. Die separate Betrachtung der einzelnen Garnelenarten erlaubte lediglich bei *Litopenaeus vannamei* die Differenzierung zwischen ökologisch und konventionell gefarmten Tieren mit Hilfe von $\delta^{15}\text{N}_{\text{FTM}}$ und $\Delta\delta^{13}\text{C}$.

Ingesamt zeigte die Stabilisotopenanalytik deutliche Zusammenhänge zwischen der Nahrungsgrundlage und der Zusammensetzung von Fischereierzeugnissen auf, die häufig eine Authentifizierung ökologischer Produkte ermöglichen. Dazu tragen einerseits sowohl die Nahrungsketten bezogene Herkunftsebene des Futters als auch der Einfluss von Fetten aus Agrarpflanzen bei. Auch wenn bei verschiedenen Fischarten ähnliche Unterscheidungs-Merkmale gefunden wurden, waren dennoch die numerischen Grenzen artspezifisch.

Aufgrund der beobachteten hohen Variabilität der Isotopensignaturen ist es allerdings selbst für einzelne Arten nicht sinnvoll, starre Grenzwerte für eine bestimmte Aufwuchsform, insbesondere der ökologischen, festzulegen. Neben einer erweiterten individuumsbezogenen Schwankung können über längere Zeiträume vor allem nahrungsbedingte Abweichungen zu anderen Grenzziehungen führen, die dann besser anhand aktuellen Probenmaterials angepasst werden sollten.

Fettsäuren

Das Fettsäuremuster konventionell gefarmter Lachse zeigte vergleichsweise hohe Gehalte der Fettsäuren Ölsäure, Linolsäure und α -Linolensäure, die durch einen erhöhten Anteil an Pflanzenölen im Futter verursacht werden. Gleichzeitig sinkt dadurch der Gehalt der ernährungsphysiologisch wichtigen omega-3-Fettsäuren Docosahexaensäure (DHA) und Eicosapentaensäure (EPA) im Vergleich zu ökologisch gefarmlachsem sowie wildem Lachs erheblich, die sich stärker ähnelten. Eine deutliche Unterscheidung ökologischen und konventionellen Farmlachses sowie Wildlachses gelang allerdings nur anhand der Linolsäure, wobei dieser Befund unabhängig von der Verarbeitungsweise (Räucher- oder Graved Lachs) des Fischfilets ist.

Ökologisch und konventionell gefarmte Bachforellen ließen sich durch eine Kombination der Gehalte von Ölsäure und Gondosäure sowohl bei rohen als auch geräucherten Filets unterscheiden. Hier zeigte sich aber deutlich der Einfluss verschiedener Betriebe und Futtermittel auf die Lipidzusammensetzung der Fische. Aufgrund der dementsprechend großen Variation lagen die Grenzen zwischen dem ökologischen und konventionellen Bereich eng beieinander.

Pangasius aus ökologischer und konventioneller Aquakultur ließ sich mittels Ölsäure nur knapp, anhand der Kombination von Ölsäure und α -Linolensäure aber relativ klar differenzieren.

Alle wilden Doraden ließen sich von gefarmten z.B. anhand der Gehalte von Stearinsäure oder Linolsäure gut unterscheiden, wobei es sich überwiegend um andere Doraden-Arten als die in der Aquakultur verwendeten handelte. Eine vollständige Differenzierung ökologisch von konventionell gefarmten Doraden (alle *Sparus aurata*) war aber auch mit verschiedenen Kombinationen von zwei Fettsäuren nicht möglich. Nur die PLS-DA aller Fettsäuren erlaubte eine korrekte Zuordnung zu den drei Aufwuchsformen.

Für eine geeignete Herkunftsbestimmung bei Garnelen müssen die einzelnen Arten getrennt betrachtet werden. Dennoch konnte für Garnelen der Art *P. monodon* mittels der Kombination von Docosapentaen- und α -Linolensäure nur knapp und mit einer Ausnahme zwischen ökologisch und konventionell gefarmten Tieren unterschieden

werden. Aufgrund der hohen Variation bei Wildgarnelen dieser Art waren diese aber nicht von Farmgarnelen zu unterscheiden. Farmgarnelen der Art *Litopenaeus vannamei* ließen sich anhand der gesättigten Fettsäuren Pentadecansäure oder Heptadecansäure einer ökologischen bzw. konventionellen Aufzucht zuordnen.

Insgesamt zeigte sich, dass die Fettsäureanalytik gute Ansätze zur Authentifizierung ökologischer Fischereierzeugnisse bietet. Für einige Arten fiel die Abgrenzung zur konventionellen Aquakultur oder Wildbeständen allerdings relativ knapp oder unvollständig aus, wobei die Unterscheidungsmerkmale für jede Art andere waren. Aufgrund der hohen Variabilität der Fettsäurezusammensetzung, die neben der Schwankung zwischen einzelnen Individuen vor allem unterschiedliche Nahrungs- und Umgebungsbedingungen widerspiegelt, lassen sich allerdings keine festen Grenzwerte für einzelne Aufwuchsbedingungen ableiten.

Carotinoide

Das zumeist fettärmere Muskelfleisch wildlebender Lachse der Gattung *Oncorhynchus* wies gegenüber dem gefarmter Atlantischer Lachse (*Salmo salar*) deutlich höhere Gehalte an Astaxanthin auf. In den Wildlachspalten überwog bekanntermaßen das SS-Isomer gegenüber dem RR-Isomer, während die meso-(RS)-Form nicht enthalten war. In keinem Wildlachserzeugnis konnte Canthaxanthin nachgewiesen werden.

Die Astaxanthinisomerenverteilung in allen untersuchten konventionellen Lachsproben ließ auf den Einsatz von synthetischem Astaxanthin (RR:RS:SS ca. 1:2:1) zum Futter schließen.

Bei den ökologisch aufgezogenen Lachsen wurden offensichtlich verschiedene Astaxanthinquellen dem Futter beigemischt. Dies führte zu sehr unterschiedlichen Isomerenverteilungen. Enthielt das Biofutter die Hefe *Phaffia rhodozyma* oder das Bakterium *Paracoccus carotinifaciens*, so unterschieden sich diese Lachse deutlich sowohl von konventionell gefarmten wie auch von wildlebenden Lachsen. Wurden sie aber mit Garnelenschrot gefüttert, so war eine Unterscheidung von konventionell gefarmten Lachsen nicht möglich. Darüber hinaus kamen auch Isomerenverteilungen vor, die auf wildlebende Lachse schließen lassen könnten. Bei ökologisch erzeugten Lachsen ist somit eine eindeutige Zuordnung zu einer bestimmten Produktionsweise nur anhand der Carotinoiduntersuchung nicht immer möglich.

Bei der Aufzucht von Bachforellen wurde nicht von allen Betreibern astaxanthinhaltige Nahrung verfüttert. Lediglich ein konventionell arbeitender Erzeugerbetrieb setzte Futter mit synthetischem Astaxanthin ein, was sich in der Isomerenverteilung des Muskelfleisches widerspiegelte.

Die Carotinoid-Untersuchung der Garnelenproben führte unabhängig von der Garnelenart, dem Herkunftsland und der Produktionsweise zu einer sehr einheitlichen Isomerenverteilung des freien Astaxanthins. Dies ist damit zu erklären, dass Garnelen in der Lage sind, Carotinoide zu metabolisieren und zu racemisieren. Somit ist eine Unterscheidung von wild lebenden, konventionell und ökologisch gefarmten Garnelen anhand ihrer Astaxanthin-Isomerenverteilung nicht möglich.

Tab. 7.1 enthält die gemittelten prozentualen Astaxanthin-Isomerenverteilungen im Muskelfleisch aller untersuchten Lachs- und Bachforellenerzeugnisse sowie der Garnelen.

Tab. 7.1: Gemittelte Astaxanthin-Isomerenverteilung im Muskelfleisch von Lachsen, Bachforellen und Garnelen

Produktionsart	vermutete Astaxanthinquelle	Isomerenverteilung RR : RS : SS
Lachse		
konventionell gefarmt	synthetisches Astaxanthin	24 : 50 : 26
ökologisch gefarmt	Hefe (<i>Phaffia rhodozyma</i>)	97 : 0 : 3
	Bakterien (<i>P. carotinifaciens</i>)	4 : 0 : 96
	Garnelenschrot	38 : 39 : 23
	Unbekannt	51 : 0 : 49
Wild	natürliches Futter	28 : 0 : 72
Bachforellen		
konventionell gefarmt	synthetisches Astaxanthin	29 : 45 : 26
Garnelen		
konventionell gefarmt		
➤ <i>L. vannamei</i>		17 : 37 : 46
➤ <i>P. monodon</i>		15 : 37 : 48
ökologisch gefarmt		
➤ <i>L. vannamei</i>		16 : 36 : 48
➤ <i>P. monodon</i>		15 : 38 : 47
Wild		
➤ <i>Metap. & Fennerop.</i>	natürliches Futter	21 : 39 : 39
➤ <i>P. monodon</i>	natürliches Futter	18 : 39 : 44

Fazit

Die Ergebnisse der vorliegenden Arbeiten haben die prinzipielle Eignung der angewandten Analysenverfahren für eine weitreichende Bestimmung der Produktionsweise gezeigt. Allerdings erlaubte die Carotinoidanalytik bei ökologisch erzeugtem Lachs nicht immer eine eindeutige Authentifizierung. Außerdem war bei Garnelen keine Unterscheidung von wild gefangenen, konventionell und ökologisch gefarmten Tieren anhand ihrer Astaxanthin-Isomerenverteilung möglich.

Hinsichtlich der hohen Variabilität der Stabilisotopen- und Fettsäurezusammensetzung ist die Festsetzung von Grenzwerten für ökologische Fischereierzeugnisse trotz der beobachteten Unterscheidbarkeit nicht sinnvoll, da die teilweise engen Grenzbereiche längerfristigen Veränderungen unterliegen können. Vielmehr sollten in der Praxis der Lebensmittelüberwachung zukünftig jeweils aktuelle empirische Schwellenwerte oder ggf. auch abweichende Kombinationen von Variablen der o.a. Analysenverfahren ermittelt werden.

8. Literaturverzeichnis

- Ackman RG, Takeuchi T (1986) Comparison of fatty acids and lipids of smolting hatchery-fed and wild Atlantic salmon *Salmo salar*. *Lipids* 21:117-120
- Alasalvara C, Taylor KDA, Zubcovb E, Shahidic F, Alexis M (2002) Differentiation of cultured and wild sea bass (*Dicentrarchus labrax*): total lipid content, fatty acid and trace mineral composition. *Food Chemistry* 79:145–150
- Aquakultur Jahrbuch (2010/2011a) Top ten der Krustentierarten. 128-144
- Aquakultur Jahrbuch (2010/2011b) Pangasius. 120-123
- Aursand M, Mabon F, Martin G (2000) Characterization of farmed and wild salmon (*Salmo salar*) by a combined use of compositional and isotopic analyses. *J. Am. Oil Chem. Soc.* 77:659-666
- Aursand M, Standal IB, Prael A, McEvoy L, Irvine J, Axelson DE (2009) ¹³C NMR pattern recognition techniques for the classification of atlantic salmon (*Salmo salar* L.) according to their wild, farmed, and geographical origin. *J. Agric. Food Chem.* 5:3444–3451
- Bahar B, Monahan FJ, Moloney AP, O’Kiely P, Scrimgeour CM, Schmidt O (2005) Alteration of the carbon and nitrogen stable isotope composition of beef by substitution of grass silage with maize silage. *Rapid Commun. Mass Spectrom.* 19:1937–1942
- Bell JG, Henderson RJ, Tocher DR, McGhee F, Dick JR, Porter A, Smullen RP, Sargent JR (2002) Substituting fish oil with crude palm oil in the diet of Atlantic salmon (*Salmo salar*) affects muscle fatty acid composition and hepatic fatty acid metabolism. *J Nutr* 132:222-230
- Bell JG, Preston T, Henderson RJ, Strachan F, Bron JE, Cooper K, Morrision DJ (2007) Discrimination of wild and cultured European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) using chemical and isotopic analyses. *J. Agric. Food Chem.* 55:5934-5941
- Bell JG, Tocher DR, Henderson RJ, Dick JR, Crampton VO (2003) Altered fatty acid compositions in Atlantic salmon (*Salmo salar*) fed diets containing linseed and rapeseed oils can be partially restored by a subsequent fish oil finishing diet. *Am Soc Nutr Sci:* 2793-2801
- Bjerkeng B (1997) Chromatographic analysis of synthesized astaxanthin – A handy tool for the ecologist and the forensic chemist? *The Progressive Fish-Culturist* 59:129-140
- Blanchet C, Lucas M, Julien P, Morin R, Gingras S, Dewailly E (2005) Fatty acid composition of wild and farmed Atlantic salmon (*Salmo salar*) and rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Lipids* 40:529-531
- BLE (2012) Verzeichnis der Handelsbezeichnungen für Erzeugnisse der Fischerei und Aquakultur. Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung. www.ble.de
- BÖL (2010a) Betriebsauswertung ökologisch und konventionell wirtschaftende Aquakulturbetriebe (FKZ 08OE017)
- BÖL (2010b) Marktanalyse für ökologische Aquakulturerzeugnisse (FKZ 08OE034)
- Boonyaratpalin M, Thongrod S, Supamattaya K, Britton G, Schlipalius LE (2001) Effects of β-carotene source, *Dunaliella salina*, and astaxanthin on pigmentation, growth, survival and health of *Penaeus monodon*. *Aquaculture Research* 32 (Suppl. 1):182-190

Busetto ML, Moretti VM, Moreno-Rojas JM, Caprino F, Giani I, Malandra R, Bellagamba F, Guillou C (2008) Authentication of Farmed and Wild Turbot (*Psetta maxima*) by Fatty Acid and Isotopic Analyses Combined with Chemometrics. J. Agric. Food Chem. 2008, 56:2742–2750

Cline E (2012) Marketplace substitution of Atlantic salmon for Pacific salmon in Washington State detected by DNA barcoding. Food Research International 45:388-393.

Davies SJ (2008) Kapitel 18: Colouration and flesh quality in farmed salmon and trout. In: Improved farmed fish quality, Ed. O Lie, CRC Press:446-470

Dempson JB, Power M (2004) Use of stable isotopes to distinguish farmed from wild Atlantic salmon, *Salmo salar*. Ecology of Freshwater Fish 13:176-184

Deutsche Gesellschaft für Fettforschung (DGF) (1998) DGF-Einheitmethode C-VI-11d, Fettsäuremethylester (Alkalische Umesterung). Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft mbH, Stuttgart

Deutsche Gesellschaft für Fettforschung (DGF) (2000) DGF-Einheitmethode C-VI-10a, Gaschromatographie: Analyse der Fettsäuren und Fettsäureverteilung. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft mbH, Stuttgart

EFSA (2007/1) Safety and efficacy of Carophyll® Stay-Pink (astaxanthin dimethyldisuccinate) as feed additive for salmon and trout. The EFSA Journal 574:1-25

EFSA (2007/2) Safety and efficacy of Panaferd-AX (red carotenoid-rich bacterium *Paracoccus carotinifaciens*) as feed additive for salmon and trout. The EFSA Journal 546:1-30

Fallah AA, Saei-Dehkordi SS, Nematollahi A (2011) Comparative assessment of proximate composition, physicochemical parameters, fatty acid profile and mineral content in farmed and wild rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). Int J Food Sci Technol 46:767-773

FAO Fishery Statistic (2012) www.fao.org/fishery/statistics/en

Fisch-Informationszentrum (FIZ) www.fischinfo.de

FischMagazin (2001) Wolfsbarsch (*Dicentrarchus labrax*) und Goldbrassen (*Sparus aurata*). Heft 3:125-131

FischMagazin (12/2002 bis 10/2003) Serie über Garnelen

FischMagazin (9/2009 bis 3/2010) Serie über Wolfsbarsche und Doraden

FischMagazin (10/2010 bis 5/2011) Serie über Pangasius

FischMagazin (2011) Technologische Fortschritte stabilisieren Aquakulturproduktion. Heft 3:46-51

Grigorakis K, Alexis MN, Taylor KDA, Hole M (2002) Comparison of wild and cultured gilthead sea bream; composition, appearance and seasonal variations. Int J Food Sci Technol 37:477-484

Grigorakis K, Taylor KDA, Alexis MN (2003) Organoleptic and volatile aroma compounds comparison of wild and cultured gilthead sea bream (*Sparus aurata*): sensory differences and possible chemical basis. Aquaculture 225:109-119

- Hamilton MC, Hites RA, Schwager SJ, Foran JA, Knuth BA, Carpenter DO (2005) Lipid composition and contaminants in farmed and wild salmon. *Environ. Sci. Technol.* 39:8622-8629
- IOFGA, Organic Food and Farming Standards in Ireland (1/2012)
- Ju ZY, Deng D-F, Dominy WD, Forster IP (2011) Pigmentation of Pacific White Shrimp, *Litopenaeus vannamei*, by dietary astaxanthin extracted from *Haematococcus pluvialis*. *J of the World Aquaculture Society* 42:633-644
- Karl H, Meyer C (2002) Untersuchungen zur Qualität von Doraden auf dem deutschen Markt. *Inf Fischwirtsch Fischereiforsch* 49:20-24
- Karl H, Lehmann I, Rehbein H, Schubring R (2010) Composition and quality attributes of conventionally and organically farmed Pangasius fillets on the German market. *Intern J Food Sci & Technol* 45:56-66
- Kennedy BP, Chamberlain CP, Blum JD, Nislow KH, Folt CL (2005) Comparing naturally occurring stable isotopes of nitrogen, carbon, and strontium as markers for the rearing locations of Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 62:48-57.
- Latscha T (1989) The role of astaxanthin in shrimp pigmentation. *Advances in Tropical Aquaculture. Aquacop Ifremer Actes de Colloque* 9:319-325
- Lees M, Thomas F (2008) Chapter 23: Confirming the origin of wild and farmed fish, in: *Improving farmed fish quality*. Ed. O. Lie, CRC Press:565-584
- Lenas D, Chatziantoniou S, Nathanailides C, Triantafillou D (2011a) Comparison of wild and farmed sea bass (*Dicentrarchus labrax L*) lipid quality. *Procedia Food Science* 1:1139 – 1145
- Lenas DS, Triantafillou DJ, Chatziantoniou S, Nathanailides C (2011b) Fatty acid profile of wild and farmed gilthead sea bream (*Sparus aurata*). *J. Verbr. Lebensm.* 6:435–440
- Lura H, Sægvog H (1991) A method of separating offspring from farmed and wild Atlantic salmon (*Salmo salar*) based on different ratios of optical isomers of astaxanthin. *Can J Fish Aquat Sci* 48:429-433
- Martinez I, Standal IB, Axelson DE, Finstad B, Aursand M (2009) Identification of the farm origin of salmon by fatty acid and HR ¹³C NMR profiling. *Food Chemistry* 116:766–773
- Matsuno T, Maoka M, Katsuyama M, Ookubo M, Katagiri K, Jimura H (1984) The occurrence of enantiomeric and meso-astaxanthin in aquatic animals. *Bull Jpn Soc Sci Fish* 50:1589-1592
- Megdal PA, Craft NA, Handelman GJ (2009) A simplified method to distinguish farmed (*Salmo salar*) from wild salmon: Fatty acid ratios versus astaxanthin chiral isomers. *Lipids* 44:569-576
- Miller D, Jessel A, Mariani S (2011) Seafood mislabeling: comparison of two western European case studies assist in defining influencing factors, mechanisms and motives. *Fish and Fisheries* DOI: 10.1111/j.1467-2979.2011.00426.x
- Molkentin J, Meisel H, Lehmann I, Rehbein H (2007) Identification of organically farmed Atlantic salmon by analysis of stable isotopes and fatty acids. *Eur. Food Res. Technol.* 224:535-543
- Molkentin J (2013) Applicability of organic milk indicators to the authentication of processed products. *Food Chemistry* 137:25-30

- Moreno-Rojas JM, Serra F, Giani I, Moretti VM, Reniero F, Guillou C (2007) The use of stable isotope ratio analyses to discriminate wild and farmed gilthead sea bream (*Sparus aurata*). *Rapid Commun. Mass Spectrom.* 21:207–211
- Moreno-Rojas JM, Tulli F, Messina M, Tibaldi E, Guillou C (2008) Stable isotope ratio analysis as a tool to discriminate between rainbow trout (*O. mykiss*) fed diets based on plant or fish-meal proteins. *Rapid Commun. Mass Spectrom* 22:3706–3710
- Moretti VM, Mentasti T, Bellagamba F, Luzzana U, Caprino F, Turchini GM, Giant I, Valfrè F (2006) Determination of astaxanthin stereoisomers and colour attributes in flesh of rainbow trout (*O. mykiss*) as a tool to distinguish the dietary pigmentation source. *Food Additives and Contaminants* 23:1056-1063
- Morrison DJ, Preston T, Bron JE, Hemderson RJ, Cooper K, Strachan F, Bell JG (2007) Authenticating production origin of gilthead sea bream (*Sparus aurata*) by chemical and isotopic fingerprinting. *Lipids* 42:537–545
- Naturland Richtlinien für die Ökologische Aquakultur (5/2010)
- Olaizola M (2007) The production and health benefits of astaxanthin. In Barrow C and Shahidi F (eds): *Marine Nutraceuticals and Functional Foods*. CRC Press:321-343
- Orban E, Navigato T, Di Lena G, Casini I, Marzetti A (2003) Differentiation in the lipid quality of wild and farmed sea bass (*Dicentrarchus labrax*) and gilthead sea bream (*Sparus aurata*). *J Food Sci* 68:128-132
- Orban E, Navigato T, Lena GD, Masci M, Casini I, Gambelli L, Caproni R (2008) New trends in the seafood market. Sutchi catfish (*Pangasius hypophthalmus*) fillets from Vietnam: Nutritional quality and safety aspects. *Food Chem* 110:383-389
- Ostermeyer U, Schmidt T (2004) Differentiation of wild salmon, conventionally and organically farmed salmon. *Deutsche Lebensmittel-Rundschau* 100:437-444
- Piwernetz D (2011) Praktikertipps zum Filetieren und Beizen von Lachsen und anderen Fischarten. *Fischer & Teichwirt* 2:49-50
- Putnam M (1991) A review of the nature, function, variability, and supply of pigments in salmonid fish. In Pauw, N De and Joyce, J (eds): *Aquaculture and the Environment*. European Aquaculture Society Special Publication No 16:245-263
- Rehbein H (2005) Identification of the fish species of raw or cold-smoked salmon and salmon caviar by single-strand conformation polymorphism (SSCP) analysis. *Eur. Food Res. Technol.* 220:625-532
- Rehbein H, Müller-Hohe E, Hanel R (2009) Falsche Fische - ein Bericht über die Schwierigkeiten der Identifizierung einer „Seezunge“. *Inf. Fischereiforsch.* 56:35-40
- Rehbein H, Näumann G, Stumme B (2011) Differenzierung von Pangasius (*Pangasius hypophthalmus*) und Asiatischem Rotflossenwels (*Hemibagrus wyckioides*) durch Protein- und DNA-Analyse. *Inf. Fischereiforsch.* 58:13-19
- Rezzi S, Giani I, Heberger K, Axelson DE, Moretti VM, Reniero F, Guillou C (2007) Classification of Gilthead Sea Bream (*Sparus aurata*) from ¹H NMR Lipid Profiling Combined with Principal Component and Linear Discriminant Analysis. *J. Agric. Food Chem.* 55:9963–9968
- Sachindra NM, Bhaskar N, Mahendrakar NS (2005) Carotenoids in different body components of Indian shrimps. *J Sci Food Agric* 85:167-172

- Saglik S, Alpaslan M, Gezgin T, Cetintürk K, Tekina A, Güven KC (2003) Fatty acid composition of wild and cultivated gilthead seabream (*Sparus aurata*) and sea bass (*Dicentrarchus labrax*) Eur. J. Lipid Sci. Technol. 105:104–107
- SAS Institute Inc. (2009) SAS OnlineDoc® 9.2. Cary, NC
- Schiedt K, Leuenberger FJ, Vecchi M (1981) Natural occurrence of enantiomeric and meso-astaxanthin 5. Ex wild salmon (*Salmo salar* and *Oncorhynchus*). Helv Chim Acta 64:449-457
- Schiedt K, Bischof S, Glinz E (1991) Recent progress on carotenoid metabolism in animals. Pure & Appl. Chem 63:89-100
- Schiedt K, Bischof S, Glinz E (1993) Kapitel 15: Metabolism of carotenoids and *in vivo* racemization of (3S,3'S)-Astaxanthin in the crustacean Penaeus. In: Methods in Enzymology Carotenoids Part B 214:148-168
- Schiefenhövel K, Rehbein H (2010) Identification of tropical shrimp species by RFLP and SSCP analysis of mitochondrial genes. Arch. Lebensmittelhyg. 61:50-56
- Schiefenhövel K, Rehbein H (2011) Identification of barramundi (*Lates calcarifer*) and tilapia (*Oreochromis* spp.) fillets by DNA- and protein-analytical methods. J. Verbr. Lebensm. 6:203-214
- Schröder V, Garcia de Leaniz C (2011) Discrimination between farmed and free-living invasive salmonids in Chilean Patagonia using stable isotope analysis. Biol. Invasions 13:203-213
- Serrano R, Blanes MA, Orero L (2007) Stable isotope determination in wild and farmed gilthead sea bream (*Sparus aurata*) tissues from the western Mediterranean. Chemosphere 69:1075–1080
- Shahidi F, Metusalach, Brown JA (1998) Carotenoid pigments in seafoods and aquaculture. Crit Rev Food Sci & Nutr 38:1-67
- Smedes F (1999) Determination of total lipid using non-chlorinated solvents. Analyst 124:1711-1718.
- Storebakken T, Foss P, Austreng E, Liaaen-Jensen S (1985) Carotenoids in diets for salmonids: II. Epimerization studies with astaxanthin in Atlantic salmon. Aquaculture 44:259-269
- Thomas F, Jamin E, Wietzerbin K, Guérin R, Lees M, Morvan E, Billault I, Derrien S, Moreno-Rojas JM, Serra F, Guillou C, Aursand M, McEvoy L, Prael A, Robins RJ (2008) Determination of origin of Atlantic salmon *Salmo salar*. The use of multiprobe and multielement isotopic analyses in combination with fatty acid composition to assess wild or farmed origin. J. Agric. Food Chem. 56:989-997
- Tobias RD. An Introduction to Partial Least Squares Regression, SAS Institute Inc., Cary, NC
- Torstensen BE, Bell JG, Rosenlund G, Henderson RJ, Graff IE, Tocher DR, Lie O, Sargent JR (2005): Tailoring of Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) flesh lipid composition and sensory quality by replacing fish oil with a vegetable oil blend. J Agric Food Chem 53:10166-10178
- Trocino A, Xiccato G, Majolini D, Tazzoli M, Bertotto D, Pascoli F, Palazzi R (2012) Assessing the quality of organic and conventionally-farmed European sea bass (*Dicentrarchus labrax*). Food Chem 131:427-433

Turujman SA, Wamer WG, Wie RR, Albert RH (1997) Rapid liquid chromatographic method to distinguish wild salmon from aquacultured salmon fed synthetic astaxanthin. J. AOAC Intern. 80:622-632

Van Ruth S, Villegas B, Akkermans W, Rozijn M, van der Kamp H, Koot A (2010) Prediction of the identity of fats and oils by their fatty acid, triacylglycerol and volatile compositions using PLS-DA. Food Chemistry 118:948-955

Van Vliet T, Katan MB (1990) Lower ratio of n-3 to n-6 fatty acids in cultured than in wild fish. Am. J. Clin. Nutr. 51:1-2

VdSf (Verband deutscher Sportfischer e.V.): www.vdsf.de

Verordnung (EG) Nr. 1831/2003 des Europäischen Parlamentes und des Rates vom 22.9.2003 über Zusatzstoffe zur Verwendung in der Tierernährung

Verordnung (EG) Nr. 889/2008 der Kommission mit Durchführungsvorschriften zur Verordnung (EG) Nr. 834/2007 des Rates über die ökologische/biologische Produktion und die Kennzeichnung von ökologischen/biologischen Erzeugnissen hinsichtlich der ökologischen/ biologischen Produktion, Kennzeichnung und Kontrolle

Verordnung (EG) Nr. 775/2008 der Kommission vom 4.8.2008 zur Festlegung der Rückstandshöchstgehalte für den Futtermittelzusatzstoff Canthaxanthin zusätzlich zu den in der Richtlinie 2003/7/EG enthaltenen Bedingungen

Westermeier R (2001) Electrophoresis in Practice, 3rd ed. Wiley-VCH, Weinheim: 277

Whyte JNC, Travers D, Sherry KL (1998) Deposition of astaxanthin isomers in Chinook salmon (*Onc. tshawytscha*) fed different sources of pigment. Canadian Technical Report of Fisheries and Aquatic Sciences 2206

www.deutschesee.de

www.deutschesee.de/verantwortung/wissenswertes/pangasius-bei-deutsche-see.html

www.followfish.de

Yanar Y, Celik M, Yanar M (2004) Seasonal changes in total carotenoid contents of wild marine shrimps (*Penaeus semisulcatus* and *Metapenaeus monoceros*) inhabiting the eastern Mediterranean. Food Chem 88:267-269

Yuan J-P, Peng J, Yin K, Wang J-H (2011) Potential health-promoting effects of astaxanthin: A high-value carotenoid mostly from microalgae. Mol Nutr Food Res 55:150-165

9. Wissenstransfer

Die auf der Stabilisotopen-Analytik basierenden Ergebnisse des Projekts wurden im September 2012 auf dem "Joint European Stable Isotopes Users Meeting" in Leipzig präsentiert. Die JESIUM befasste sich in 2012 unter anderem mit Verfahren zur Überprüfung der Authentizität von Lebensmitteln.

Im März 2013 wird in Hamburg im Rahmen einer öffentlichen Vortragsveranstaltung der „Forschungsgemeinschaft Fisch“ über Biofisch-Erzeugnisse ein vollständiger Überblick über die Resultate dieses Projekts präsentiert. Die Veranstaltung steht sowohl Vertretern der Industrie, von Untersuchungslaboratorien als auch interessierten Verbrauchern offen

Darüber hinaus sind weitere Vorträge auf wissenschaftlichen Tagungen sowie die Verbreitung der Ergebnisse auf öffentlichen Messen (z.B. Grüne Woche 2013) vorgesehen.

In ausführlicherer Form erfolgt die Veröffentlichung der Projektergebnisse außerdem durch mehrere Beiträge in wissenschaftlichen Fachzeitschriften und praxisnahen Journalen, u.a. ist ein Beitrag im „Journal für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit“ geplant.

Ein bestehender Info-Flyer des MRI über die Authentifizierung von Bio-Lachs wird entsprechend der aktuellen Projektergebnisse überarbeitet und bei diversen Veranstaltungen in Umlauf gebracht.

10. Anhang Probenlisten

Die Listen im Anhang beinhalten sämtliche im Rahmen des Projekts beschafften Fischereierzeugnisse. Der in der ersten Spalte genannte Probenname weist im ersten Teil auf das Kaufdatum hin. Darüber hinaus sind die Produktionsweise, die deklarierte geografische Herkunft und Spezies sowie die identifizierte Spezies aufgeführt. Proben, deren deklarierte Spezies nicht überprüft wurde, sind grau hinterlegt. Die Spezies konnte in diesen Fällen allerdings aus entsprechend parallel bezogenen Proben geschlossen werden. Verschiedene Spezies sind farblich unterschiedlich gekennzeichnet.

10.1 Lachs

Tab. 10.1.1: Graved Lachs

Probenname	Produktion	Herkunft	deklarierte Spezies	identifizierte Spezies
22.1.11/WilGraLa/Frie	Wild	Alaska	<i>Oncorhynchus nerka</i>	<i>Oncorhynchus nerka</i>
18.4.11/WilGraLa/Frie	Wild	Alaska	<i>Oncorhynchus nerka</i>	<i>Oncorhynchus nerka</i>
12.8.11/WilGraLa/Frie	Wild	Alaska	<i>Oncorhynchus nerka</i>	<i>Oncorhynchus nerka</i>
1.9.11/WilGraLa/Frie	Wild	Alaska	<i>Oncorhynchus nerka</i>	<i>Oncorhynchus nerka</i>
19.9.11/WilGraLa/Frie	Wild	Alaska	<i>Oncorhynchus nerka</i>	<i>Oncorhynchus nerka</i>
26.9.11/WilGraLa/Frie	Wild	Alaska	<i>Oncorhynchus nerka</i>	<i>Oncorhynchus nerka</i>
28.11.11/WilGraLa/Frie	Wild	Alaska FAO 67	<i>Oncorhynchus nerka</i>	<i>Oncorhynchus nerka</i>
28.11.11/WilGraLa/St	Wild	Alaska FAO 67	<i>Oncorhynchus nerka</i>	<i>Oncorhynchus nerka</i>
3.1.12/WilGraLa/St	Wild	Alaska FAO 67	<i>Oncorhynchus nerka</i>	<i>Oncorhynchus nerka</i>
3.1.12/WilGraLa/Frie	Wild	Alaska	<i>Oncorhynchus nerka</i>	<i>Oncorhynchus nerka</i>
30.3.11/BioGraLa/Bim	Öko	Irland	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
5.4.11/BioGraLa/Deu	Öko	Schottland	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
24.11.11/BioGraLa/Deu/ 1	Öko	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
24.11.11/BioGraLa/Deu/ 2	Öko	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
24.11.11/BioGraLa/Deu/ 3	Öko	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
17.11.10/KonGraLa/Frei	Kon	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
17.11.10/KonGraLa/Frie	Kon	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
17.11.10/KonGraLa/Su	Kon	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
17.11.10/KonGraLa/Wij	Kon	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
17.11.10/KonGraLa/Lai	Kon	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
18.4.11/KonGraLa/Frei	kon	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
18.4.11/KonGraLa/Su	kon	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
18.4.11/KonGraLa/Frie	kon	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
18.4.11/KonGraLa/Wij	kon	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
18.4.11/KonGraLa/Kr	kon	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>

Tab. 10.1.2: Räucher-Lachs

Probenname	Produktion	Herkunft	deklarierte Spezies	identifizierte Spezies
18.11.10/WilRäuLa/Frei	Wild	FAO 67	<i>Oncorhynchus nerka</i>	Oncorhynchus nerka
18.11.10/WilRäuLa/Frie	Wild	Alaska	<i>Oncorhynchus kisutch</i>	Oncorhynchus kisutch
18.11.10/WilRäuLa/Be	Wild	FAO 67	<i>Oncorhynchus nerka</i>	Oncorhynchus nerka
20.11.10/WilRäuLa/St	Wild	Alaska	<i>Oncorhynchus nerka</i>	Oncorhynchus nerka
20.11.10/WilRäuLa/Yu	Wild	Alaska	<i>Oncorhynchus nerka</i>	Oncorhynchus nerka
11.2.11/WilRäuLa/Frei	Wild	Alaska	<i>Oncorhynchus nerka</i>	Oncorhynchus nerka
18.4.11/WilRäuLa/St	Wild	Alaska, FAO 67	<i>Oncorhynchus nerka</i>	Oncorhynchus nerka
18.4.11/WilRäuLa/Frei	Wild	Alaska, FAO 67	<i>Oncorhynchus nerka</i>	Oncorhynchus nerka
18.4.11/WilRäuLa/Su	Wild	Alaska	<i>Oncorhynchus nerka</i>	Oncorhynchus nerka
18.4.11/WilRäuLa/Kr	Wild	Nord-Ost-Pazifik	<i>Oncorhynchus nerka</i>	Oncorhynchus nerka
15.8.11/WilRäuLa/Su	Wild	Alaska	<i>Oncorhynchus nerka</i>	Oncorhynchus nerka
17.11.10/BioRäuLa/Frie	Öko	Irland	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
17.11.10/BioRäuLa/Kr	Öko	Irland	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
17.11.10/BioRäuLa/Re	Öko	Irland	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
20.11.10/BioRäuLa/Biv	Öko	Schottland	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
22.11.10/BioRäuLa/Bim	Öko	Irland	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
31.3.11/BioRäuLa/Vid	Öko	Schottland	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
18.4.11/BioRäuLa/No	Öko	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
18.4.11/BioRäuLa/Bib	Öko	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
18.4.11/BioRäuLa/Kr	Öko	Irland	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
12.8.11/BioRäuLa/Re	Öko	Irland	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
29.02.12/bioRäuLa/Biv 1	Öko	Irland	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
29.02.12/bioRäuLa/Biv 2	Öko	Nordatlantik	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
17.11.10/KonRäuLa/Del	Kon	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
17.11.10/KonRäuLa/Su	Kon	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
17.11.10/KonRäuLa/Seg	Kon	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
17.11.10/KonRäuLa/St	Kon	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
17.11.10/KonRäuLa/Kr	Kon	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
18.4.11/KonRäuLa/Del	kon	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
18.4.11/KonRäuLa/Frie	kon	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
18.4.11/KonRäuLa/Su	kon	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
18.4.11/KonRäuLa/Seg	kon	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>
18.4.11/KonRäuLa/Kr	kon	Norwegen	<i>Salmo salar</i>	<i>Salmo salar</i>

10.2 Bachforellen

Tab. 10.2.1: Ökologisch gefarmte Bachforellen (roh)

Probenname	Produktion	Betrieb	deklarierte Spezies	identifizierte Spezies
9.9.10/BioBF/Ni/Gr/1	Öko	D	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
9.9.10/BioBF/Ni/Gr/2	Öko	D	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
9.9.10/BioBF/Ni/Gr/5	Öko	D	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
9.9.10/BioBF/Ni/Gr/6	Öko	D	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
9.9.10/BioBF/Ni/Gr/9	Öko	D	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
17.11.10/BioBF/BY/We/1	Öko	E	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
17.11.10/BioBF/BY/We/2	Öko	E	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
17.11.10/BioBF/BY/We/3	Öko	E	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
17.11.10/BioBF/BY/We/4	Öko	E	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
17.11.10/BioBF/BY/We/5	Öko	E	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
17.11.10/BioBF/BW/Nu/1	Öko	F	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
17.11.10/BioBF/BW/Nu/2	Öko	F	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
17.11.10/BioBF/BW/Nu/3	Öko	F	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
17.11.10/BioBF/BW/Nu/4	Öko	F	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
17.11.10/BioBF/BW/Nu/5	Öko	F	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
13.9.11/BioBF/Gr/1	Öko	D	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
13.9.11/BioBF/Gr/2	Öko	D	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
13.9.11/BioBF/Gr/3	Öko	D	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
13.9.11/BioBF/Gr/4	Öko	D	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
13.9.11/BioBF/Gr/5	Öko	D	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/BioBF/We/1	Öko	E	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salvelinus fontinalis</i>
30.9.11/BioBF/We/2	Öko	E	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salvelinus fontinalis</i>
30.9.11/BioBF/We/3	Öko	E	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salvelinus fontinalis</i>
30.9.11/BioBF/We/4	Öko	E	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salvelinus fontinalis</i>
30.9.11/BioBF/We/5	Öko	E	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salvelinus fontinalis</i>
30.9.11/BioBF/Nu/1	Öko	F	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/BioBF/Nu/2	Öko	F	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/BioBF/Nu/3	Öko	F	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/BioBF/Nu/4	Öko	F	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/BioBF/Nu/5	Öko	F	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>

Tab. 10.2.2: Konventionell gefarmte Bachforellen (roh)

Probenname	Produktion	Betrieb	deklarierte Spezies	identifizierte Spezies
14.10.10/KonBF/Ni/1	Kon	A	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
14.10.10/KonBF/Ni/2	Kon	A	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
14.10.10/KonBF/Ni/3	Kon	A	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
14.10.10/KonBF/Ni/4	Kon	A	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
14.10.10/KonBF/Ni/5	Kon	A	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
16.11.10/KonBF/FR/Th/1	Kon	B	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
16.11.10/KonBF/FR/Th/2	Kon	B	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
16.11.10/KonBF/FR/Th/3	Kon	B	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
16.11.10/KonBF/FR/Th/4	Kon	B	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
16.11.10/KonBF/FR/Th/5	Kon	B	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
16.11.10/KonBF/SAWic/1	Kon	C	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
16.11.10/KonBF/SAWic/2	Kon	C	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
16.11.10/KonBF/SAWic/3	Kon	C	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
16.11.10/KonBF/SAWic/4	Kon	C	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
16.11.10/KonBF/SAWic/5	Kon	C	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/KonBF/Ae/Ni/1	Kon	A	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/KonBF/Ae/Ni/2	Kon	A	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/KonBF/Ae/Ni/3	Kon	A	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/KonBF/Ae/Ni/4	Kon	A	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/KonBF/Ae/Ni/5	Kon	A	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/KonBF/Th/1	Kon	B	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/KonBF/Th/2	Kon	B	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/KonBF/Th/3	Kon	B	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/KonBF/Th/4	Kon	B	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/KonBF/Th/5	Kon	B	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/KonBF/Wic/1	Kon	C	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/KonBF/Wic/2	Kon	C	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/KonBF/Wic/3	Kon	C	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/KonBF/Wic/4	Kon	C	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/KonBF/Wic/5	Kon	C	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>

Tab. 10.2.3: Gefarmte Bachforellen (geräuchert)

Probennname	Produktion	Betrieb	deklarierte Spezies	identifizierte Spezies
13.9.11/bioRäuBF/Gr/1	Öko	D	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
13.9.11/bioRäuBF/Gr/2	Öko	D	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
13.9.11/bioRäuBF/Gr/3	Öko	D	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
13.9.11/bioRäuBF/Gr/4	Öko	D	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
13.9.11/bioRäuBF/Gr/5	Öko	D	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/BioRäuBF/We/1	Öko	E	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salvelinus fontinalis</i>
30.9.11/BioRäuBF/We/2	Öko	E	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salvelinus fontinalis</i>
30.9.11/BioRäuBF/We/3	Öko	E	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salvelinus fontinalis</i>
30.9.11/BioRäuBF/We/4	Öko	E	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salvelinus fontinalis</i>
30.9.11/BioRäuBF/We/5	Öko	E	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salvelinus fontinalis</i>
30.9.11/BioRäuBF/Nu/1	Öko	F	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/BioRäuBF/Nu/2	Öko	F	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/KonRäuBF/Ae/Ni/1	Kon	A	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/KonRäuBF/Ae/Ni/2	Kon	A	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/KonRäuBF/Ae/Ni/3	Kon	A	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/KonRäuBF/Ae/Ni/4	Kon	A	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
30.9.11/KonRäuBF/Ae/Ni/5	Kon	A	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
8.02.12/konRäuBF/Wic/1	Kon	C	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
8.02.12/konRäuBF/Wic/2	Kon	C	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
8.02.12/konRäuBF/Wic/3	Kon	C	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
8.02.12/konRäuBF/Wic/4	Kon	C	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>
8.02.12/konRäuBF/Wic/5	Kon	C	<i>Salmo trutta f. fario</i>	<i>Salmo trutta</i>

10.3 Pangasius

Tab. 10.3.1: Ökologisch gefarmer Pangasius

Probenname	Produktion	Herkunft	deklarierte Spezies	identifizierte Spezies
7.4.11/BioPan/Vi/1	Öko	Vietnam	<i>P.spp.</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
7.4.11/BioPan/Vi/2	Öko	Vietnam	<i>P.spp.</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
19.9.11/BioPan/Deu/1	Öko	Vietnam	<i>P.spp.</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
19.9.11/BioPan/Deu/2	Öko	Vietnam	<i>P.spp.</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
19.9.11/BioPan/Deu/3	Öko	Vietnam	<i>P.spp.</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
26.9.11/BioPan/Deu/ 1	Öko	Vietnam	<i>P.spp.</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
26.9.11/BioPan/Deu/ 2	Öko	Vietnam	<i>P.spp.</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
24.11.11/BioPan/Deu/1	Öko	Vietnam	<i>P.spp.</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
24.11.11/BioPan/Deu/2	Öko	Vietnam	<i>P.spp.</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
24.11.11/BioPan/Deu/3	Öko	Vietnam	<i>P.spp.</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
3.1.12/BioPan/Deu	Öko	Vietnam	<i>P.spp.</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
23.12.11/BioPan/Deu	Öko	Vietnam	<i>P.spp.</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
24.1.12/BioPan/Deu	Öko	Vietnam	<i>P.spp.</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.2.12/BioPan/Deu/1	Öko	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.2.12/BioPan/Deu/2	Öko	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.2.12/BioPan/Deu/3	Öko	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.2.12/BioPan/Deu/4	Öko	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.2.12/BioPan/Deu/5	Öko	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.2.12/BioPan/Deu/6	Öko	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.2.12/BioPan/Deu/7	Öko	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.2.12/BioPan/Deu/8	Öko	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.2.12/BioPan/Deu/9	Öko	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.2.12/BioPan/Deu/10	Öko	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.2.12/BioPan/Deu/11	Öko	Vietnam	<i>P.spp.</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.2.12/BioPan/Deu/12	Öko	Vietnam	<i>P.spp.</i>	<i>P. hypophthalmus</i>

Tab. 10.3.2: Konventionell gefarmter Pangasius

Probenname	Produktion	Herkunft	deklarierte Spezies	identifizierte Spezies
7.4.11/KonPan/Vi /Pool	Kon	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
16.6.11/KonPan/Fe	kon	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
16.6.11/KonPan/Gol	kon	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
15.8.11/KonPan/Deu	Kon	Vietnam	<i>P. spp.</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
15.8.11/KonPan/Fe	kon	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
15.8.11/KonPan/Cos	kon	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
16.8.11/KonPan/Cos	kon	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.9.11/KonPan/Fe/1	kon	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.9.11/KonPan/Fe/2	kon	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.9.11/KonPan/Cos/1	kon	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.9.11/KonPan/Cos/2	kon	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.9.11/KonPan/Gug /1	kon	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.9.11/KonPan/Gug /2	kon	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.9.11/KonPan/Ew/1	kon	Vietnam	<i>P.spp.</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.9.11/KonPan/Ew/2	kon	Vietnam	<i>P.spp.</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.9.11/KonPan/Ew/3	kon	Vietnam	<i>P.spp.</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.9.11/KonPan/Ew/4	kon	Vietnam	<i>P.spp.</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.9.11/KonPan/Ew/5	kon	Vietnam	<i>P.spp.</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
1.9.11/KonPan/Ew/6	kon	Vietnam	<i>P.spp.</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
19.9.11/KonPan/Fe/1	kon	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
19.9.11/KonPan/Fe/2	kon	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
19.9.11/KonPan/Cos/1	kon	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
19.9.11/KonPan/Cos/2	kon	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
19.9.11/KonPan/Viv/1	kon	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
19.9.11/KonPan/Viv/2	kon	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
22.12.11/KonPan/Ig	kon	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>
22.12.11/KonPan/Oc	kon	Vietnam	<i>P. hypophthalmus</i>	<i>P. hypophthalmus</i>

10.4 Doraden

Tab. 10.4.1: Wild gefangene Doraden

Probenname	Produktion	Herkunft	deklarierte Spezies	identifizierte Spezies
11.11.10/WilDor/Om/1	Wild	Oman	?	<i>Cheimerius nufar</i>
11.11.10/WilDor/Om/2	Wild	Oman	?	<i>Cheimerius nufar</i>
11.11.10/WilDor/Om/3	Wild	Oman	?	<i>Pagrus caeruleostictus</i>
11.11.10/WilDor/Om/4	Wild	Oman	?	<i>Cheimerius nufar</i>
11.11.10/WilDor/Om/5	Wild	Oman	?	<i>Pagrus caeruleostictus</i>
5.4.11/WilDor/Deu/1	Wild	Frankreich	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>
5.4.11/WilDor/Deu/2	Wild	Frankreich	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>
5.4.11/WilDor/Deu/3	Wild	Frankreich	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>
25.11.11/WilDor/Deu/1	Wild	?	<i>Sparus aurata</i>	<i>Pagrus pagrus</i>
25.11.11/WilDor/Deu/2	Wild	?	<i>Sparus aurata</i>	<i>Pagrus pagrus</i>
25.11.11/WilDor/Yi	Wild	Atlantik	<i>Sparus aurata</i>	<i>Pagrus caeruleostictus</i>

Tab. 10.4.2: Ökologisch gefarmte Doraden

Probenname	Produktion	Herkunft	deklarierte Spezies	identifizierte Spezies
5.4.11/BioDor/Deu/1	Öko	Griechenland	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>
5.4.11/BioDor/Deu/2	Öko	Griechenland	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>
5.4.11/BioDor/Deu/3	Öko	Griechenland	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>
5.4.11/BioDor/Deu/4	Öko	Griechenland	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>
5.4.11/BioDor/Deu/5	Öko	Griechenland	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>
3.2.12/bioDor/Deu/1	Öko	Griechenland	<i>Sparus spp.</i>	<i>Sparus aurata</i>
3.2.12/bioDor/Deu/2	Öko	Griechenland	<i>Sparus spp.</i>	<i>Sparus aurata</i>
3.2.12/bioDor/Deu/3	Öko	Griechenland	<i>Sparus spp.</i>	<i>Sparus aurata</i>
3.2.12/bioDor/Deu/4	Öko	Griechenland	<i>Sparus spp.</i>	<i>Sparus aurata</i>
3.2.12/bioDor/Deu/5	Öko	Griechenland	<i>Sparus spp.</i>	<i>Sparus aurata</i>
3.2.12/bioDor/Deu/6	Öko	Griechenland	<i>Sparus spp.</i>	<i>Sparus aurata</i>
3.2.12/bioDor/Deu/7	Öko	Griechenland	<i>Sparus spp.</i>	<i>Sparus aurata</i>
3.2.12/bioDor/Deu/8	Öko	Griechenland	<i>Sparus spp.</i>	<i>Sparus aurata</i>
3.2.12/bioDor/Deu/9	Öko	Griechenland	<i>Sparus spp.</i>	<i>Sparus aurata</i>
3.2.12/bioDor/Deu/10	Öko	Griechenland	<i>Sparus spp.</i>	<i>Sparus aurata</i>
3.2.12/bioDor/Deu/11	Öko	Griechenland	<i>Sparus spp.</i>	<i>Sparus aurata</i>
3.2.12/bioDor/Deu/12	Öko	Griechenland	<i>Sparus spp.</i>	<i>Sparus aurata</i>
3.2.12/bioDor/Deu/13	Öko	Griechenland	<i>Sparus spp.</i>	<i>Sparus aurata</i>
3.2.12/bioDor/Deu/14	Öko	Griechenland	<i>Sparus spp.</i>	<i>Sparus aurata</i>
3.2.12/bioDor/Deu/15	Öko	Griechenland	<i>Sparus spp.</i>	<i>Sparus aurata</i>
3.2.12/bioDor/Deu/16	Öko	Griechenland	<i>Sparus spp.</i>	<i>Sparus aurata</i>
3.2.12/bioDor/Deu/17	Öko	Griechenland	<i>Sparus spp.</i>	<i>Sparus aurata</i>
3.2.12/bioDor/Deu/18	Öko	Griechenland	<i>Sparus spp.</i>	<i>Sparus aurata</i>
3.2.12/bioDor/Deu/19	Öko	Griechenland	<i>Sparus spp.</i>	<i>Sparus aurata</i>
3.2.12/bioDor/Deu/20	Öko	Griechenland	<i>Sparus spp.</i>	<i>Sparus aurata</i>

Tab. 10.4.3: Konventionell gefarmte Doraden

Probenname	Produktion	Herkunft	deklarierte Spezies	identifizierte Spezies
11.11.10/KonDor/GR/1	Kon	Griechenland	?	<i>Sparus aurata</i>
11.11.10/KonDor/GR/2	Kon	Griechenland	?	<i>Sparus aurata</i>
11.11.10/KonDor/GR/3	Kon	Griechenland	?	<i>Sparus aurata</i>
11.11.10/KonDor/GR/4	Kon	Griechenland	?	<i>Sparus aurata</i>
11.11.10/KonDor/GR/5	Kon	Griechenland	?	<i>Sparus aurata</i>
11.11.10/KonDor/GR/6	Kon	Griechenland	?	<i>Sparus aurata</i>
1.3.11/KonDor/GR/1	Kon	Griechenland	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>
1.3.11/KonDor/GR/2	Kon	Griechenland	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>
1.3.11/KonDor/GR/3	Kon	Griechenland	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>
1.3.11/KonDor/GR/4	Kon	Griechenland	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>
1.3.11/KonDor/GR/5	Kon	Griechenland	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>
5.4.11/KonDor/Deu/1	Kon	Griechenland	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>
5.4.11/KonDor/Deu/2	Kon	Griechenland	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>
5.4.11/KonDor/Deu/3	Kon	Griechenland	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>
5.4.11/KonDor/Deu/4	Kon	Griechenland	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>
5.4.11/KonDor/Deu/5	Kon	Griechenland	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>
15.8.11/KonDor/Cos	Kon	Türkei	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>
1.9.11/KonDor/Me/1	Kon	Türkei	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>
1.9.11/KonDor/Me/2	Kon	Türkei	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>
1.9.11/KonDor/Me/3	Kon	Türkei	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>
1.9.11/KonDor/Yi/1	Kon	?	?	<i>Sparus aurata</i>
1.9.11/KonDor/Yi/2	Kon	?	?	<i>Sparus aurata</i>
1.9.11/KonDor/Yi/3	Kon	?	?	<i>Sparus aurata</i>
22.11.11/KonDor/Ed	Kon	Türkei	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>
3.1.12/KonDor/Lao	Kon	Türkei	<i>Sparus aurata</i>	<i>Sparus aurata</i>

10.5 Garnelen

Tab. 10.5.1: Wild gefangene Garnelen

Probenname	Produktion	Herkunft	deklarierte Spezies	identifizierte Spezies
6.4.11/WilGar/Gou	Wild	FAO 51& 57	<i>Penaeus spp.</i>	<i>Metapenaeus spp.</i> , <i>Fenneropenaeus spp.</i>
17.6.11/WilGar/Fris	Wild	FAO 71	<i>Penaeus spp.</i>	<i>P. monodon</i>
17.6.11/WilGar/Bl	Wild	Pazifik	<i>Penaeus spp.</i>	<i>F. merguensis (FJ435646)</i>
15.8.11/WilGar/Es	Wild	Indischer Ozean	<i>Penaeus spp.</i>	<i>Fenneropenaeus spp.</i>
19.9.11/WilGar/Mo/1	Wild	FAO 51& 57	<i>Penaeus spp.</i>	<i>Fenneropenaeus spp.</i>
19.9.11/WilGar/Mo/2	Wild	FAO 51& 57	<i>Penaeus spp.</i>	<i>Fenneropenaeus spp.</i>
19.9.11/WilGar/Mo/3	Wild	FAO 51& 57	<i>Penaeus spp.</i>	<i>Fenneropenaeus spp.</i>
26.9.11/WilGar/Mo/1	Wild	FAO 51& 57	<i>Penaeus spp.</i>	<i>Metapenaeus spp.</i>
26.9.11/WilGar/Mo/2	Wild	FAO 51& 57	<i>Penaeus spp.</i>	<i>Metapenaeus spp.</i>
26.9.11/WilGar/Mo/3	Wild	FAO 51& 57	<i>Penaeus spp.</i>	<i>Metapenaeus spp.</i> , <i>Fenneropenaeus spp.</i>
26.9.11/WilGar/Mo/4	Wild	FAO 51& 57	<i>Penaeus spp.</i>	<i>Metapenaeus spp.</i> , <i>Fenneropenaeus spp.</i>
24.11.11/wilGar/Deu/1	Wild	FAO 34	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
24.11.11/wilGar/Deu/2	Wild	FAO 34	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
28.11.11/WilGar/Es	Wild	?	<i>Penaeus spp.</i>	<i>Metapenaeus spp.</i> , <i>Fenneropenaeus spp.</i>
3.1.12/WilGar/Mo	Wild	FAO 51& 57	<i>Penaeus spp.</i>	<i>Metapenaeus spp. (ensis, affinis)</i>
3.1.12/WilGar/Bl	Wild	Pazifik	<i>Penaeus spp.</i>	<i>Fenneropenaeus spp.</i>
24.01.12/WilGar/Mo	Wild	FAO 51 und 57	<i>Penaeus spp.</i>	<i>Metapenaeus spp.</i>
24.01.12/WilGar/Es	Wild	Indischer Ozean	<i>Penaeus spp.</i>	<i>Fenneropenaeus spp.</i>
24.01.12/WilGar/Bl	Wild	Pazifik	<i>Penaeus spp.</i>	<i>Fenneropenaeus spp.</i>
24.01.12/WilGar/Fris/ 1	Wild	FAO 71	<i>Penaeus spp.</i>	<i>P. monodon</i>
24.01.12/WilGar/Fris/ 2	Wild	FAO 71	<i>Penaeus spp.</i>	<i>P. monodon</i>
24.01.12/WilGar/Fris/ 3	Wild	FAO 71	<i>Penaeus spp.</i>	<i>P. monodon</i>
24.01.12/WilGar/Fris /4	Wild	FAO 71	<i>Penaeus spp.</i>	<i>P. monodon</i>
9.02.12/WilGar/Mo	Wild	FAO 51& 57	<i>Penaeus spp.</i>	<i>Fenneropenaeus spp.</i>
22.02.12/wilGar/Mo	Wild	FAO 51& 57	<i>Penaeus spp.</i>	<i>Fenneropenaeus spp.</i>

Tab. 10.5.2: Ökologisch gefarmte Garnelen

Probenname	Produktion	Herkunft	deklarierte Spezies	identifizierte Spezies
1.4.11/BioGar/Fo/A	Öko	Vietnam	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
1.4.11/BioGar/Fo/B	Öko	Vietnam	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
4.4.11/BioGar/Bip	Öko	Ecuador	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>
6.4.11/BioGar/Gub	Öko	Bangladesch	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
7.4.11/BioGar/Deu	Öko	Ecuador	<i>Penaeus spp.</i>	<i>L. vannamei</i>
16.6.11/BioGar/Al	Öko	Costa Rica	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>
16.6.11/BioGar/Na	Öko	Bangladesch	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
12.8.11/BioGar/Fo	Öko	Bangladesch	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
1.9.11/BioGar/Wa/1	Öko	Bangladesch	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
1.9.11/BioGar/Wa/2	Öko	Bangladesch	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
1.9.11/BioGar/Ri/1	Öko	Ecuador	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>
1.9.11/BioGar/Ri/2	Öko	Ecuador	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>
19.9.11/BioGar/Wa/1	Öko	Bangladesch	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
19.9.11/BioGar/Wa/2	Öko	Bangladesch	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
19.9.11/BioGar/Ri/1	Öko	Ecuador	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>
19.9.11/BioGar/Ri/2	Öko	Ecuador	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>
26.9.11/BioGar/Ri/1	Öko	Ecuador	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>
26.9.11/BioGar/Ri/2	Öko	Ecuador	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>
26.9.11/BioGar/Wa/1	Öko	Bangladesch	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
26.9.11/BioGar/Wa/2	Öko	Bangladesch	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
24.11.11/bioGar/Deu	Öko	Ecuador	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>
28.11.11/BioGar/Bip	Öko	?	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>
28.11.11/BioGar/Fo	Öko	?	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>
23.12.11/BioGar/Bip	Öko	Ecuador	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>
23.12.11/BioGar/Ri	Öko	Ecuador	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>

Tab. 10.5.3: Konventionell gefarmte Garnelen

Probenname	Produktion	Herkunft	deklarierte Spezies	identifizierte Spezies
17.6.11/KonGar/Fris	Kon	Thailand	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>
17.6.11/KonGar/BI	Kon	Vietnam	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
15.8.11/KonGar/Fe	Kon	Thailand	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>
15.8.11/KonGar/Sew	Kon	Bangladesch	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
15.8.11/KonGar/Lao	Kon	Bangladesch	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
15.8.11/KonGar/Ses	Kon	Bangladesh	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
16.8.11/KonGar/Cos	Kon	Thailand	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>
1.9.11/KonGar/Ses	Kon	Bangladesh	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
1.9.11/KonGar/Lao	Kon	Bangladesh	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
1.9.11/KonGar/BI/1	Kon	Vietnam	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
1.9.11/KonGar/BI/2	Kon	Vietnam	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
6.9.11/KonGar/TS	Kon	Bangladesch	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
6.9.11/KonGar/Ew	Kon	Bangladesch	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
6.9.11/KonGar/Is	Kon	Bangladesch	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
6.9.11/KonGar/lc	Kon	Vietnam	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>
6.9.11/KonGar/Con	Kon	Vietnam	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
14.9.11/konGar/Ep/1	Kon	Bangladesch	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
14.9.11/konGar/Ep/2	Kon	China	<i>Penaeus spp.</i>	<i>L. vannamei</i>
14.9.11/konGar/Ep/3	Kon	Indonesien	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>
14.9.11/konGar/Ep/4	Kon	Vietnam	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>
14.9.11/konGar/Ep/5	Kon	Bangladesch	<i>Penaeus monodon</i>	<i>P. monodon</i>
19.9.11/KonGar/Cos/1	Kon	Thailand	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>
19.9.11/KonGar/Cos/2	Kon	Thailand	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>
19.9.11/KonGar/Cos/3	Kon	Thailand	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>
19.9.11/KonGar/Cos/4	Kon	Indonesien	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>
19.9.11/KonGar/Fe/1	Kon	Thailand	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>
19.9.11/KonGar/Fe/2	Kon	Thailand	<i>Litopenaeus vannamei</i>	<i>L. vannamei</i>

