

Aus dem Physiologisch-Chemischen Institut der Johannes-Gutenberg-Universität
Mainz (damaliger Direktor: Prof. Dr. Dr. K. Lang)
und der Medizinischen Klinik und Poliklinik der Universität Göttingen,
Abteilung für Gastroenterologie und Stoffwechselkrankheiten

Die Fettsäurezusammensetzung von Gewebslipiden beim Rotbarsch (*Sebastes viviparus*)^{1) 2)}

Von W. V. Reimold und K. Lang

Mit 5 Abbildungen und 2 Tabellen

(Eingegangen am 16. Mai 1971)

Fischöle zeichnen sich durch einen besonderen Reichtum an Polyenfettsäuren aus. Hier sind besonders die Eicosapentaensäure ($C_{20}:5 \omega 3$), die Docosapentaensäure ($C_{22}:5 \omega 3$) und Docosahexaensäure ($C_{22}:6 \omega 3$) zu nennen (7, 27, 34). Muttersubstanzen für die wichtigsten im Tierreich und beim Menschen vorkommenden Polyenfettsäuren sind die $\omega 6$ - $\Delta 9,12$ -Oktadekadiensäure (Linolsäure) und die $\omega 3$ - $\Delta 9,12,15$ -Oktadekatriensäure (Linolensäure). Linol- und Linolensäure können nur im Pflanzenreich synthetisiert werden. Die Seetiere nehmen mit der Nahrung (Plankton) vorwiegend Fettsäuren der $\omega 3$ -Familie und nur in geringer Menge solche der $\omega 6$ -Familie auf (26). Der Reichtum der Seetierlipide an Polyenfettsäure beruht deshalb nicht auf einer De-novo-Synthese (36).

Die Linolsäure stellt für Mensch und Tier einen essentiellen Nahrungsfaktor dar, während die Linolensäure nur teilweise Linolsäure-Mangelsymptome verhüten oder beseitigen kann (28). Polyenfettsäuren sind wichtige Zellbausteine, die in Membranen und Mikrostrukturen, vor allem in den Phosphatiden gefunden werden. Je komplizierter die Aufgaben einer Zelle sind, desto höher ist ihr Phosphatidgehalt und damit auch ihr Polyenfettsäureanteil, ein ausreichendes Angebot der Muttersubstanzen in der Nahrung vorausgesetzt. Polyenfettsäuren, die nicht sofort als Zellbausteine benötigt werden, werden gespeichert oder metabolisiert. Die einzelnen Organe und Gewebe unterscheiden sich wesentlich in ihrer Fettsäurezusammensetzung. In Abhängigkeit von der Jahreszeit wechselt der Polyenfettsäuregehalt der Seetierlipide (34). Außerdem beeinflussen Temperatur und Wassertiefe die Fettsäurezusammensetzung der Fischlipide (34). Die Fettsäurezusammensetzung von Körperölen und Organlipiden wurde bisher bei verschiedenen Seetieren untersucht (2, 4, 6, 12-17, 29, 31, 38-41).

¹⁾ Kleiner Rotbarsch, red fish, Norway haddock.

²⁾ Dem Margarine-Institut für gesunde Ernährung danken wir für die Gewährung eines Stipendiums.

Bei *Sebastus viviparus* wurden die Polyenfettsäuren der einzelnen Gewebe nicht untersucht. Im Folgenden berichten wir über die Fettsäurezusammensetzung von 11 verschiedenen Rotbarschgeweben.

Untersuchungsmaterial und Methodik

1. Untersuchung der Gewebslipide von *Sebastus viviparus*

Kleine Rotbarsche wurden von dem Fischereimotorschiff „Fritz Hohmann“ der Reederei Kämpf & Co. KG, Bremerhaven, im Januar 1966 angelandet³⁾. Die Fische stammen aus dem Seegebiet zwischen Grönland-West und der Küste von Labrador. Sie wurden sofort nach dem Fang tiefgefroren und erst zur Untersuchung aufgetaut.

Bei 10 Rotbarschen wurden Organe und Gewebsproben entnommen, gewogen und mit Chloroform-Methanol (2:1, v/v) extrahiert (5).

Die extrahierten Gewebslipide wurden in Petroleumbenzin aufgenommen, getrocknet (über Na_2SO_4) und nach Erreichen von Gewichtskonstanz gewogen.

Verseifung der extrahierten Lipide unter N_2 am Rückflußkühler mit 0,5 n methanolischer KOH. Abscheidung der Fettsäuren mit 10%iger H_2SO_4 (v/v). Extraktion der Fettsäuren mit Petroleumbenzin, Trocknung über Na_2SO_4 (11). Veresterung der Fettsäuren mit frisch hergestelltem Diazomethan (3), Lösung der Fettsäuremethylester in Hexan.

Die Bestimmung der Fettsäurezusammensetzung erfolgte gaschromatographisch. Für eine Analyse wurden 5 μl Fettsäuremethylester in einen Gaschromatographen, Modell GC 2A mit Thermotrac der Firma Beckman, eingespritzt.

Doppelkolonne 6 ft., 1/8" ID, belegt mit 16,5% DEGS auf Chromosorb W 42/60 mesh. Ofentemperatur: Programm 9 min 150°C isotherm, dann Aufheizen in 25 bis 30 sec auf 200°C, anschließend 200°C isotherm. Detektor: WLD, Brückenstrom 200 mA, Zelltemperatur 220°C. Einlaßheizung 275°C. Trägergas 20 psi (42 ml/min) H_2 reinst.

Ein Teil der Fettsäuren wurde durch Vergleich der Retentionszeit mit bekannten Testsubstanzen identifiziert (1, 9). Zur Festlegung von Kettenlänge und Zahl der Doppelbindungen von zunächst unbekannten Fettsäuren wurden die Fettsäuren des Rotbarschöles fraktioniert und näher untersucht (siehe unten).

Eichung und Korrektur der Peakflächen, die nach der Formel Höhe mal Breite in halber Höhe bestimmt wurden, erfolgte nach Ermittlung von Eichfaktoren für die einzelnen Fettsäuren unter Anwendung der ÄKL-Eichregel (37) und quantitativen Gemischen des Hormel-Institutes Austin, Min., USA. Der durchschnittliche Fehler für die Bestimmung der Hauptkomponenten betrug 3%.

2. Analytik von Fettsäuren aus Rotbarschkörperöl³⁾

Zur Herstellung des Rotbarschöles (Dezember 1964) wurde vorwiegend kleiner Rotbarsch genommen. Die Fische wurden sofort nach dem Fang auf See tiefgefroren und erst zur Verarbeitung aufgetaut. Nach dem Kochen der ganzen Fische bei 95°C wurde der daraus gewonnene Schneckenpreßsaft durch Zentrifugieren in die Wasser- und Ölphase getrennt. Das so gewonnene Öl wurde bei -20°C aufbewahrt.

Jeweils 10 g Rotbarschkörperöl wurden unter N_2 mit 1 n methanolischer KOH verseift (11). Das Unverseifbare wurde mit einem Perforator in Diaethyläther aus der alkalischen Seifenlösung entfernt (11). Nach dem Ansäuern mit 10% H_2SO_4 (v/v) (bei 0°C) wurden die Fettsäuren mit Petroleumbenzin extrahiert und über Na_2SO_4 getrocknet.

³⁾ Die untersuchten Rotbarsche und das Rotbarschkörperöl wurden von Herrn Dr. Wagenitz in Firma Fr. Wilhelms, Bremerhaven, freundlicherweise kostenlos zur Verfügung gestellt.

Nach Entfernung des Lösungsmittels wurden die Fettsäuren in Aceton aufgenommen und bei -20°C getrennt (18). Im Niederschlag (Fraktion 1) befanden sich vorwiegend gesättigte Fettsäuren, im Überstand (Fraktion 2) die ungesättigten.

Fraktion 2 wurde nach Entfernen des Lösungsmittels bei -20°C in 0,5 n äthanolischer KOH in zwei weitere Fraktionen aufgeteilt. Im Überstand (Fraktion 2.1) waren vorwiegend Polyene und im Niederschlag (Fraktion 2.2) vorwiegend Monoene enthalten.

Nach teilweiser Einengung der äthanolischen KOH-Lösung der Fraktion 2.1 am Wasserstrahlvakuum und Auffüllung auf das ursprüngliche Volumen mit H_2O konnte bei -20°C eine feste, dunkelbraune, kristalline Oberphase (Fraktion 2.1.1) und eine flüssige Unterphase (Fraktion 2.1.2) gewonnen werden. In der Unterphase wurden die Polyene weiter angereichert.

Die so gewonnenen Fraktionen der Rotbarschfettsäuren wurden nach Rückgewinnung der Fettsäuren folgendermaßen weiter untersucht.

Bildung von Hg-Addukten der Fettsäuremethylester modifiziert nach der Methode von Wagner und Pohl (42). Etwa 250 mg Fettsäuremethylester wurden mit 7 g Hg-Acetat, 0,5 ml CH_3COOH , 1,25 ml H_2O und 125 ml CH_3OH geschüttelt und dann 48 Stunden bei 20°C aufbewahrt. Extraktion der Hg-Addukte nach Entfernung des Methanols (i. V., N_2 , 20°C) mit 30 ml Chloroform und Entfernung von Essigsäureresten durch Waschen mit 5×20 ml H_2O , Trocknung über Na_2SO_4 , Einengen auf 1 ml.

Dünnschicht-Chromatographie der Hg-Addukte. Platten 20×20 cm. 9 g Kieselgel G (Merck Nr. 7731) + 21 g Kieselgur G (Merck Nr. 8129) + 60 ml H_2O . Trocknung 180 min bei 80°C , Schichtdicke 300 μ . Fließmittel Isobutanol-Ameisensäure-Wasser (100:0,5:15,7, v/v/v), 10 Stunden bei 4°C . Es wurden verschiedene Fraktionen von Hg-Addukten gewonnen, die verschiedenen Polyenfettsäuregruppen entsprachen. Trennung entsprechend den Doppelbindungen. Rückgewinnung der Fettsäuremethylester nach Spaltung der Hg-Addukte mit HCl. TLC-Fraktion + 3 ml 3% NH_4SCN + 0,4 ml 37% HCl + H_2O ad 15 ml. Nach einer Stunde Extraktion der Fettsäuremethylester mit Petroleumbenzin Trocknung über Na_2SO_4 .

Die TLC-Fraktionen wurden gaschromatographisch auf einer präparativen Kolonne weiter getrennt. Modell 400, F & M, Hewlett Packard. Präparative Kolonne 6 ft, $\frac{1}{4}$ " ID, 20% ÄGS auf Chromosorb. Detektor: FID, Temperatur 240°C . Ofentemperatur 180°C isotherm. Einlaßheizung 290°C . Trägergas N_2 . Probenmenge 50 μl , Dämpfung 64×10^2 . Die Fettsäuremethylester wurden in einer Kühlfalle (Methanol -30°C) aufgefangen. Trennung entsprechend der Kettenlänge. Anschließend analytische Gaschromatographie der einzelnen Fraktionen.

Ein aliquoter Teil wurde zur Feststellung der Kettenlänge hydriert. 10 mg Fettsäuremethylester wurden mit 20 mg PtO_2 (Degussa, Hanau) in 10 ml Eisessig in H_2 -Atmosphäre in einer Mikrohydrierapparatur Typ HYD (Fa. Sartorius, Darmstadt) geschüttelt. Der Wasserstoff wurde über Platinoxid in einer Puricat-Gasreinigungspatrone Typ 2,0 (Gasdurchsatz 0,1 m^3/h) (Fa. Degussa, Hanau) gereinigt. Nach 30 min Vorhydrierung des Katalysators wurde die Fettsäuremethylesterprobe durch Zurückziehen eines Magnetstabes in die saure Katalysatorlösung gebracht und 45 min geschüttelt. Neutralisation der Essigsäure mit 1 M NaHCO_3 , Extraktion der hydrierten Fettsäureester mit Hexan, anschließend analytische Gaschromatographie.

Zur Festlegung der Zahl der Doppelbindungen wurden Fettsäuremethylester mit 21% KOH-Glykol 15 min bei 180°C unter N_2 isomerisiert (8) und anschließend UV-Spektren aufgenommen.

Zum Ausschluß von trans-Fettsäuren wurden die Fettsäuremethylester in KBr in einem IR-Spektrometer der Fa. Beckman untersucht.

Ergebnisse

1. Analytik des Rotbarschöles und der Rotbarschfettsäuren

Ein Gaschromatogramm der Fettsäuren des Rotbarschkörperöles zeigt Abb. 1. Folgende Fettsäuren stellen die Hauptkomponenten dar: $C_{14}:0$, $C_{16}:0$, $C_{18}:1$, $C_{20}:1$, $C_{22}:1$, $C_{20}:5$, $C_{22}:6$.

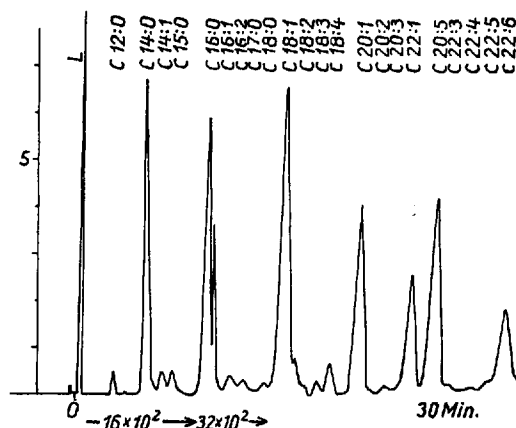


Abb. 1. Gaschromatogramm der Fettsäuremethylester aus Rotbarschöl. F & M 400, Kolonne 6 ft, 3% AGS, Temperaturprogramm 130–200° C, 5° C/min. FID 192–210° C, Trägergas N_2 .

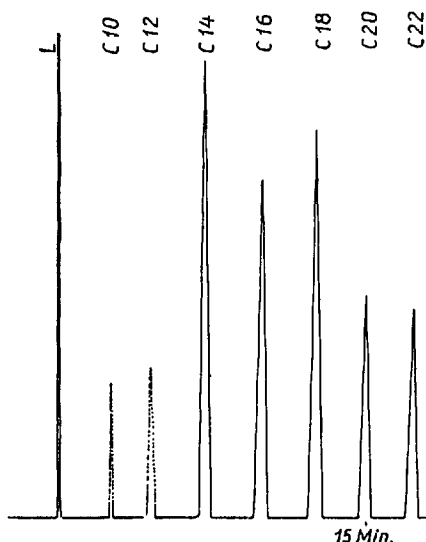


Abb. 2. Gaschromatogramm der hydrierten Fettsäuremethylester aus Rotbarschöl. Beckman GC 2A, Kolonne 6 ft, 18,5% DEGS, Temperaturprogramm 120–220° C, 10° C/min. WLD, Brückenstrom 200 mA, Zelltemperatur 220° C, Trägergas H_2 . Gestrichelte Peaks: Testsubstanzen C_{14} u. C_{12} .

Durch Alkaliisomerisierung von Rotbarschfettsäuren wurde nachgewiesen, daß im Rotbarschöl Hexaen-, Pentaen-, Tetraen-, Trien- und Dien-säuren vorkommen (Abb. 2).

Nach Hydrierung von Rotbarschfettsäuremethylestern wurden $C_{14}:0$, $C_{16}:0$, $C_{17}:0$, $C_{18}:0$, $C_{20}:0$, $C_{22}:0$ und $C_{26}:0$ nachgewiesen. Ein entsprechendes Gaschromatogramm zeigt Abb. 3.

Das Fehlen von trans-Fettsäuren wurde IR-spektrographisch festgestellt (Abb. 4).

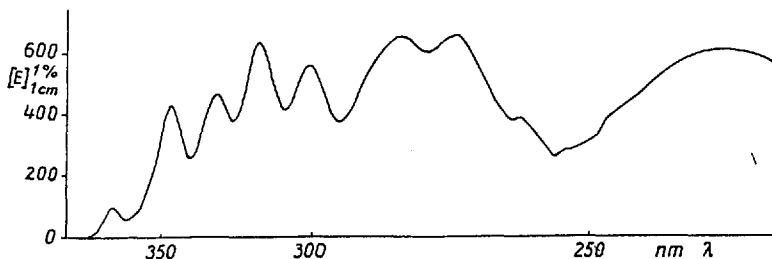


Abb. 3. UV-Spektrum der mit 21% KOH-Glycol isomerisierten Rotbarschfettsäuren. Spektralphotometer Zeiss, MQ mit Registriereinrichtung. Isomerisierung unter N_2 bei $180^\circ C$ 15 min.

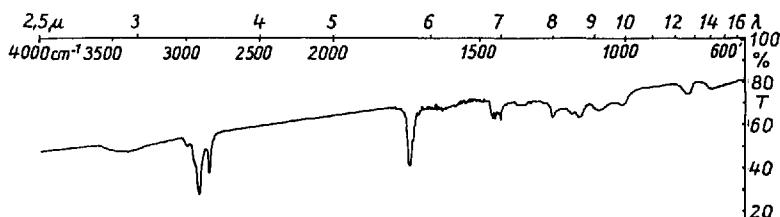


Abb. 4. IR-Spektrum der Rotbarschfettsäuren. KBr-Preßling. Beckmann-Spektrometer.

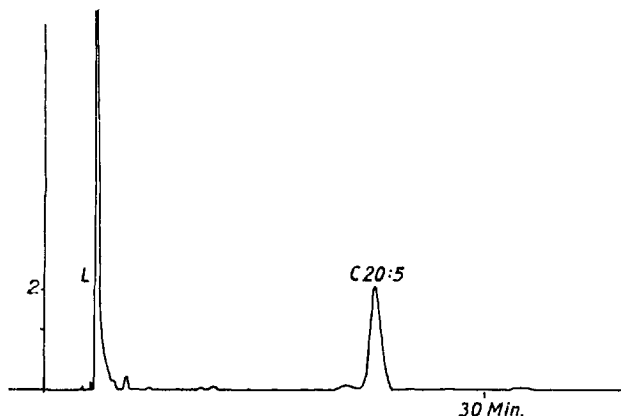


Abb. 5. Isolierung von Elcosapentaensäure ($\omega 3$) aus Rotbarschöl. Gaschromatogramm. F & M 400, 3% ÄGS, $130-200^\circ C$ $5^\circ C/min$.

Nach Tiefkühlfraktionierung wurden die einzelnen Fraktionen dünn-schichtchromatographisch entsprechend dem Grad der Ungesättigtheit und anschließend mit der präparativen Gaschromatographie weiter getrennt. Anschließend analytische Untersuchung wie oben.

Durch Kombination der einzelnen Fraktionierungsschritte konnten Gruppentrennungen erreicht werden. Dabei zeigte sich, daß $C_{20}:4$ und $C_{22}:1$ im Gaschromatogramm annähernd die gleichen Retentionszeiten hatten.

In Abb. 5 ist als Beispiel eine aus Rotbarschöl isolierte Polyenfettsäure abgebildet. Es handelt sich um $\omega 3$ -Eicosapentaensäure ($C_{20}:5$).

2. Gewebslipide bei *Sebastus viviparus*

In Tab. 1 sind Angaben über die extrahierten Gewebslipide von 10 Rotbarschen zusammengefaßt. Von den Geweben (Muskulatur und Fettgewebe) wurden gleiche aliquote Mengen von 10 Fischen gepoolt, ebenso wurden die Organe vollständig entnommen und gepoolt, gewogen und extrahiert.

Tab. 1

	Gewebs- probe g	Farbe der extra- hierten Lipide	Konsistenz der extra- hierten Lipide	Extra- hierte Lipide g	Prozentualer Lipidgehalt g/100 g
Mesenterialfett	46,0	hell- gelb	dünn- flüssig	40,0	86,9
Epididymalfett	45,9	mittel- gelb	dick- flüssig	40,0	87,1
Rote Muskulatur	42,2	mittel- gelb	mittel	3,3	7,9
Weißer Muskulatur	65,6	hell- gelb	mittel	1,9	2,9
Braunes Fettgewebe	14,3	dunkel- gelb	mittel	10,0	69,9
Zentralnervensystem	80,3	farblos	dünn- flüssig	52,0	64,8
Herz	59,2	dunkel- braun	dick- flüssig	1,8	3,0
Leber	397,8	rot- braun	dünn- flüssig	90,0	22,6
Milz	19,7	dunkel- braun	dick- flüssig	0,6	3,2
Niere	14,5	dunkel- braun	dick- flüssig	0,4	3,1
Testes	81,2	farblos/ hellgelb	dünn- flüssig	10,0	12,3

Den größten Fettgehalt weisen das Fettgewebe, das Zentralnervensystem und die Leber auf, während Muskulatur, Herz, Milz und Niere nur einen geringen Lipidgehalt haben.

Die Farbe der extrahierten Lipide ist unterschiedlich. Während Mesenterialfett und weiße Muskulatur hellgelb gefärbte Lipide hatten, waren die rote Muskulatur mittelgelb, das braune Fettgewebe dunkelgelb und die Lipide von Herz, Milz, Niere dunkelbraun, die der Leber rotbraun gefärbt. Die Gehirnlipide waren farblos.

Aus unveröffentlichten Untersuchungen unseres Arbeitskreises war uns bekannt, daß sich die Farbe des Rotbarschöles mindestens aus drei Komponenten, die sich säulenchromatographisch trennen lassen, zusammensetzt. Es handelt sich hierbei um einen roten und zwei gelbe Farbstoffe. Offenbar sind die einzelnen Farbstoffe auf die einzelnen Gewebe und Organe verschieden verteilt. Ebenso differierte die Konsistenz der extrahierten Lipide. Die Lipide aus Milz und Niere waren dickflüssig, die der Herz- und Skelettmuskulatur mittlerer Konsistenz, dagegen die von ZNS, Hoden, Mesenterial- und Epididymalfett dünnflüssig.

Entsprechend den Unterschieden in Lipidgehalt, Farbe und Konsistenz der Lipide fanden wir eine unterschiedliche Fettsäurezusammensetzung der Organlipide (Tab. 2).

Den höchsten Polyenfettsäuregehalt wies die Leber auf. Bezogen auf die Gesamtfettsäuren fanden wir hier 23,7 % Docosaheptaensäure, 18,8 % Docosapentaensäuren ($\omega 3 + \omega 6$), wobei sich die beiden isomeren Säuren wie 1:2 verhielten. Auch Herz, Niere, ZNS, Testes und Epididymalfett hatten einen hohen Anteil an Docosaheptaensäuren, der zwischen 9,0 und 5,7 % lag. Die übrigen untersuchten Gewebe hatten einen Anteil von unter 5 %. Im Vergleich zur Leber enthielten die übrigen Gewebe und Organe nur geringe Mengen an Docosapentaensäuren. Die entsprechenden Werte schwankten zwischen 1 und 3 %, wobei im Fettgewebe, in der Muskulatur, in ZNS, Milz und Leber der Anteil der $\omega 3$ -Docosapentaensäure niedriger lag als der der isomeren $\omega 6$ -Säure. Im Myokard überwog dagegen die $\omega 3$ -Docosapentaensäure gegenüber der $\omega 6$ -Säure. Niere und Testes enthielten nur $\omega 3$ - und keine $\omega 6$ -Docosapentaensäure.

Den höchsten Gehalt an Eicosapentaensäuren ($\omega 3$) fanden wir im ZNS, Myokard, Testes, Milz, Niere und in der roten Muskulatur (16,7–11,2 %), während weiße Muskulatur, Fettgewebe und Leber nur 9,2–7,5 % $C_{20}:5 \omega 3$ enthielten.

C_{20} - und C_{22} -Tetraensäuren fanden wir vor allem im Fettgewebe und in der Muskulatur, während von den untersuchten Organen nur die Leber wesentliche Mengen (8,8 % $C_{22}:4 \omega 6$) enthielt.

Eicosatriensäure fanden wir nur in Spuren in den Geweben und Organen. Auch der Gehalt an Linolensäure war kleiner als wir erwartet hatten. Im Mesenterialfett fanden wir 6,2 %, im Myokard 1,8 % und in den übrigen Geweben weniger als 1 %.

Unter den Diensäuren hatte Linolsäure den größten Anteil. Den höchsten Gehalt trafen wir in der weißen Muskulatur (12,3 %), im Myokard 4,5 % und in der Niere 5 % an. Dagegen konnten wir $C_{18}:2$, $C_{20}:2$ und $C_{22}:2$ nur in geringen Mengen oder Spuren nachweisen.

Von den Monoensäuren entfiel der Hauptanteil auf Ölsäure. In der Milz war mit 41,7 % der höchste Ölsäuregehalt. Dann folgten Testes (27,9 %), Epididymalfett (24,3 %), Niere, Herz, Muskulatur und die übrigen Gewebe. In der Leber waren entsprechend dem höheren Gehalt an Polyensäuren nur 12,7 % Ölsäure enthalten.

Tab. 2

Fettsäure	Ca: b	ωc	Mesen- terial- Fett	Epidi- dymal- Fett	Rote Musku- latur	Weißer Musku- latur	Braun- Fett- gewebe	Zentr.- Nerven- system	Milz	Leber	Niere	Testes
	8:0		0,0	0,7	0,1	0,3	0,4	0,4	0,8	0,4	0,7	0,1
	10:1		0,0	0,1	0,01	0,08	0,01	0,2	0,3	0,0	0,4	0,01
	11:0		0,0	0,3	0,1	0,06	0,07	0,0	0,0	0,0	0,0	0,2
	11:1		0,0	0,0	0,0	0,06	0,05	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
	12:0		0,4	4,2	0,1	0,2	0,5	0,1	0,1	0,1	0,1	0,2
	13:0		0,0	0,0	0,04	0,1	0,04	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
	14:0		3,0	3,8	4,3	3,8	5,0	4,0	1,1	0,5	2,4	3,5
	14:1		0,1	0,5	0,6	0,4	0,7	0,4	0,4	0,0	0,0	0,5
	15:0		0,3	0,4	0,3	0,2	0,2	0,4	0,6	0,0	0,9	0,2
	15:1		0,0	0,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
	16 br		0,06	0,01	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,12
	16:0		5,6	15,2	13,4	12,8	10,8	8,6	11,3	3,2	11,8	17,0
	16:1		6,0	9,0	8,3	5,7	10,4	8,9	3,7	3,9	8,7	5,7
	16:2		0,0	0,5	0,2	0,0	0,3	0,8	1,4	0,0	0,3	0,4
	17:0		0,2	0,0	0,0	0,5	0,9	1,1	0,0	0,3	0,1	0,8
	18 br		0,0	0,04	0,08	0,1	0,2	2,2	1,5	0,8	0,9	1,1
	18:0		0,6	0,0	0,6	0,0	1,1	0,9	2,5	0,6	4,4	0,7
	18:1	ω 9	12,0	24,3	22,0	20,3	19,8	16,3	21,3	12,7	22,4	27,9
	18:2	ω 6	1,8	2,8	1,8	12,3	1,8	1,9	4,5	1,5	5,0	1,8
	18:3	ω 6	1,1	1,2	0,9	0,3	0,4	0,6	2,1	0,8	0,9	0,5
	18:3	ω 3	6,2	0,6	0,6	0,2	0,3	0,7	1,8	0,8	0,6	0,5
	20:1	ω 9	12,5	15,8	20,2	17,6	20,7	13,4	11,3	7,2	13,6	14,2
	20:2		0,8	0,0	0,5	0,0	0,5	0,0	1,6	0,9	0,3	0,2
	20:3	ω 3	0,0	0,0	0,3	0,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,2	0,04
	22:1		5,8	0,9	0,6	0,3	0,0	2,3	2,3	0,1	0,6	1,7
	20:4	ω 6	14,7	0,0	10,4	9,3	14,0	16,7	14,8	7,5	13,2	14,7
	20:5	ω 3	8,9	8,0	11,2	9,2	7,2	16,7	14,8	7,5	13,2	14,7
	22:4	ω 6	6,0	1,3	0,3	0,7	0,4	1,7	1,1	8,8	0,2	0,3
	24:1		4,1	0,2	0,0	0,0	0,0	3,4	0,0	0,0	0,0	0,0
	22:5	ω 6	0,5	1,0	1,1	1,1	0,9	1,1	1,1	12,4	0,0	0,0
	22:5	ω 3	0,9	0,9	0,2	0,2	0,3	0,4	1,9	6,4	0,8	1,4
	22:6	ω 3	4,7	6,8	1,8	3,0	2,6	6,4	9,0	23,7	7,8	5,7
	24: x		1,9	1,3	0,1	0,3	0,3	3,0	1,3	1,7	1,0	0,4
	24: x		0,0	0,0	0,0	0,2	0,0	0,7	2,0	2,0	0,8	0,1
	26: x		1,9	0,0	0,0	0,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,4

+ (16:4?)

+ (18:4?)

+ (21:5?)

Von den anderen Monoensäuren hatte Eicosamonoensäure die höchsten Prozentwerte erreicht. Sie kam in allen Geweben und Organen mit 10–20 % vor.

Die Konzentration an Docosamonoensäure und Palmitoleinsäure lag dagegen in allen Organen niedriger.

Unter den gesättigten Fettsäuren dominierte Palmitinsäure. Epididymalfett und Testes hatten den höchsten Anteil (15,2–17 %), während die Leber nur 3,2 % enthielt. Der Myristinsäuregehalt betrug meist 2,5–5 %. Leber und Myokard lagen mit 0,5 und 1,1 % am niedrigsten.

Diskussion

Fischöle sind von verschiedenen Arbeitsgruppen hinsichtlich ihrer Fettsäurezusammensetzung und ernährungsphysiologischen Eigenschaften untersucht worden. Besonders häufig wurden hierbei die Lipide von Heringen, Sardinen, Dorsch und Wal analysiert (4, 10, 19, 20, 22, 23, 24, 30, 35, 43). Großes Interesse fanden die Leberöle verschiedener Spezies wegen ihres Reichtums an Polyenfettsäuren (12, 18, 21, 25, 26, 32, 33). Da die Fettsäurezusammensetzung der Leberlipide im Vergleich zu anderen Organen und Geweben bei Seetieren am meisten untersucht wurde, wollen wir für den Vergleich der Rotbarschlipide mit denen anderer Fische die Leberlipide in den Mittelpunkt stellen.

Im Vergleich zum Rotbarschleberöl hat das Dorschleberöl nur halb so viel Docosahexaensäure (23,7 % bei *Sebastus viviparus*, 10–12 % Dorschleberöl, 22,5 % im Heringsleberöl) (26).

Während in den Rotbarschlipiden 12,4 % $C_{22}:6 \omega 6$ und 6,4 % $C_{22}:5 \omega 3$ vorkommen, findet man im Dorschleberöl nur 1–2 % dieser Polyensäuren (25). Klenk und Eberhagen (21) stellten als Hauptbestandteil des Dorschleberöles (76 % der eingesetzten Polyensäuren) die $\omega 3$ -Eicosapentaensäure fest. Im Dorschleberöl sind 8–10 % Eicosapentaensäure und im Rotbarschleberextrakt 7,5 % enthalten.

Bemerkenswert scheint uns das reichliche Vorkommen einer Eicosatetraensäure im Rotbarschfettgewebe und in den Lipiden der Muskulatur. Im Sardinenöl wurde ebenfalls eine $C_{20}:4 \omega 6$ -Säure nachgewiesen (41). Auch im Heringsöl wurden wesentliche Mengen von $C_{20}:4$ gefunden (26).

Triensäuren konnten wir nur in Spuren in Rotbarschgeweben nachweisen. $C_{20}:3$ war unter 0,5 % in den Organen enthalten, $C_{18}:3$ kam mit 0,5 bis 2 % in den verschiedenen Geweben vor. Lediglich im Mesenterialfett fanden wir 6,2 % $C_{18}:3 \omega 3$. Offenbar wird mit der Nahrung aufgenommene Linolensäure durch bei den Fischen sehr aktive Enzymsysteme in Polyenfettsäuren umgewandelt. Auch im Dorschleberöl und Heringsöl kommen nur geringe Mengen an $C_{18}:3 \omega 6$ beziehungsweise $\omega 3$ vor (25, 26).

Diensäuren fanden wir in den Rotbarschlipiden mit den Kettenlängen C_{16} , C_{18} und C_{20} . Besonders auffällig war der unterschiedliche Gehalt der Muskulatur an $C_{18}:2$. Während in der weißen Muskulatur 12,3 % dieser Fettsäure vorkamen, waren in der roten Muskulatur nur 1,2 % enthalten. Eine unterschiedliche Fettsäurezusammensetzung zwischen roter und weißer Muskulatur wurde auch bei Heringen beschrieben. Diese betraf jedoch besonders den Gehalt an $C_{22}:1$ (22,1 % für weiße und 10,5 % für rote Muskulatur bei Heringen) (26). Unterschiedliche Fettsäurezusammensetzungen

zwischen weißer und roter Muskulatur sowie zwischen weißem und braunem Fettgewebe entsprechen unterschiedlichen Funktionen im Stoffwechsel, die im einzelnen noch nicht untersucht worden sind. Entsprechendes gilt für die unterschiedliche Fettsäurezusammensetzung der Organe, die von Spezies zu Spezies und je nach Umweltbedingungen beim einzelnen Fisch schwankt. Im kalten Wasser nehmen die Polyenfettsäuren bei den Fischen zu, in größerer Wassertiefe nehmen sie ab. Im Winter und in den Sommermonaten nehmen die Polyenfettsäuren und Monoensäuren zu, in den dazwischen liegenden Monaten dagegen ab (25, 34).

Manche Fische haben besonders viele verzweigte Fettsäuren. So ist die Familie der Delphine durch isovaleriansäurehaltige Triglyceride charakterisiert (34). In den Rotbarschlipiden kommen nur geringe Mengen an verzweigten Fettsäuren vor.

Die Leber von *Squalus acanthias* (dogfish) enthält große Mengen an Eicosa- und Docosamonoensäuren und nur kleine Mengen an Polyenfettsäuren (32, 33). In Rotbarschgeweben sind 10–20 % Eicosamonoensäuren, 0–6 % Docosamonoensäuren und 12–28 % $C_{18}:1$ enthalten. Eine Sonderstellung nimmt die Rotbarschmilz mit 41,4 % Ölsäure ein.

Unter den gesättigten Fettsäuren C_{14} , C_{16} und C_{18} dominiert die Palmitinsäure in Rotbarschgeweben und bei zahlreichen anderen Seetierspezies. Am wenigsten Palmitinsäure enthält die Rotbarschleber (3,2 %), während in den Heringleberlipiden 21,5 % enthalten sind (26).

Bei den meisten Fischen wird $C_{16}:0$ vor allem in die Position 2 der Triglyceride eingebaut, während in die Position 3 vor allem langkettige Fettsäuren wie Docosensäure eingebaut werden. Die Polyensäuren $C_{20}:5$, $C_{22}:5$ und $C_{22}:6$ werden ebenfalls bevorzugt in Position 2 der Seetiertriglyceride angetroffen. Entsprechende Untersuchungen an Rotbarschlipiden stehen noch aus.

Zusammenfassung

Beim kleinen Rotbarsch (*Sebastus viviparus*) wurden Lipidgehalt und Fettsäurezusammensetzung von 11 Geweben untersucht. Den größten Fettgehalt haben Fettgewebe, Zentralnervensystem und Leber.

Die Leber wies den höchsten Polyenfettsäuregehalt auf. Sie enthält 23,7 % Docosahexaensäure und 18,8 % Docosapentaensäure. In Herz, Niere, ZNS und Testes sind zwischen 9,0 und 5,7 % Docosahexaensäure enthalten.

Den höchsten Gehalt an Eicosapentaensäure besaßen ZNS, Myokard, Testes, Milz, Niere und rote Muskulatur (16,7–11,2 %). Weiße Muskulatur, Fettgewebe und Leber enthielten nur 9,2–7,5 % Eicosapentaensäure. C_{20} - und C_{22} -Tetraensäuren konnten vor allem im Fettgewebe, in der Muskulatur und in der Leber nachgewiesen werden. Eicosatriensäure war nur in Spuren in den Organen enthalten. Der Gehalt an Linolensäure betrug im Mesenterialfett 6,2 %, im Myokard 1,8 % und in den übrigen Geweben weniger als 1 %.

Den höchsten Gehalt an Linolsäure fanden wir in der weißen Muskulatur (12,3 %), im Myokard 4,5 % und in der Niere 5,0 %. Andere Diensäuren konnten nur in Spuren nachgewiesen werden.

Von den Monoensäuren entfiel der Hauptanteil auf Ölsäure, in der Milz waren 41,7 % der Gesamtfettsäuren Ölsäure. Testes hatten 27,9 %, das Epididymalfett hatte 24,3 %. In der Leber waren entsprechend dem höheren Gehalt an Polyensäuren nur 12,7 % Ölsäure enthalten.

Eicosamonoensäure kam in allen Organen mit 10–20 % vor.

Unter den gesättigten Fettsäuren dominierte Palmitinsäure. Epididymalfett und Testes hatten den höchsten Anteil (15,2–17 %). Die Konzentrationen in Leber und Myokard lagen am niedrigsten (0,5–1,1 %).

Die Ergebnisse werden mit der Fettsäurezusammensetzung anderer Seetierlipide aus der Literatur verglichen.

Literatur

1. Ackmann, R. G., *J. Gas Chrom.* **2**, 173 (1964). – 2. Ahrens, E. H., W. Insull, J. Hirsch, W. Stoffel, M. L. Peterson, J. W. Farquhar, T. Miller, H. J. Thomasson, *Lancet* **1959/I**, 115. – 3. de Boer, Th., H. J. Dacker, *Recueil Trav. chim. Pays-Bas* **73**, 229 (1954). – 4. Bottino, N. R., *J. Lip. Res.* **12**, 24 (1971). – 5. Folch, J., M. Lees, G. H. S. Stanley, *J. biol. Chem.* **226**, 497 (1957). – 6. Fricker, A., *Z. Ernährungswiss.* **5**, 31 (1964). – 7. Gruger, E. H. jr., R. W. Nelson, M. E. Stansby, *J. Amer. Oil Chem. Soc.* **41**, 662 (1964). – 8. Holman, R. T., H. Hayes, *Analyt. Chem.* **30**, 1422 (1958). – 9. Holman, R. T., J. J. Rahm, *Progr. Chem. Fats Lipids* **9**, 44 (1966). – 10. Jajcew, U., *Fette, Seifen, Anstrichm.* **60**, 1051 (1958). – 11. Kaufmann, H. P., *Analyse der Fette und Fettprodukte* (Berlin, Göttingen, Heidelberg 1958). – 12. Kaufmann, H. P., T. H. Khoe, *Fette, Seifen, Anstrichm.* **66**, 590 (1964). – 13. Kaufmann, H. P., T. Miyakawa, *Fette, Seifen, Anstrichm.* **60**, 469 (1958). – 14. Kaufmann, H. P., Z. E. Shoeb, *Fette, Seifen, Anstrichm.* **63**, 609 (1961). – 15. Kaufmann, H. P., I. G. Thieme, *Fette, Seifen, Anstrichm.* **57**, 45 und 132 (1955). – 16. Khoe, T. H., *Arch. Fischereiwiss.* **13**, 9 (1962). – 17. Klenk, E., *Untersuchungen über die Chemie und den Stoffwechsel der Polyenfettsäuren* (Berlin 1967). – 18. Klenk, E., W. Bongard, *Z. physiol. Chem.* **292**, 51 (1953). – 19. Klenk, E., H. Brockerhoff, *Z. physiol. Chem.* **307**, 272 (1957). – 20. Klenk, E., H. Brockerhoff, *Z. physiol. Chem.* **310**, 153 (1958). – 21. Klenk, E., D. Eberhagen, *Z. physiol. Chem.* **307**, 42 (1957). – 22. Klenk, E., D. Eberhagen, *Z. physiol. Chem.* **328**, 180 (1962). – 23. Klenk, E., F. Lindlar, *Z. physiol. Chem.* **299**, 74 (1955). – 24. Klenk, E., H. Steinbach, *Z. physiol. Chem.* **316**, 31 (1959). – 25. Lambertsen, G., O. R. Braekkan, *Fiskeridirektoratets Skrifter Bergen, Serie teknol. undersøkelser* **4**, Nr. 11 (1965). – 26. Lambertsen, G., O. R. Braekkan, *Fiskeridirektoratets Skrifter Bergen, Serie teknol. undersøkelser* **4**, Nr. 13 (1965). – 27. Lang, K., *Fed. Proc.* **20**, 115 (1961). – 28. Lang, K., *Arch. Fischereiwiss.* **13**, 1 (1962). – 29. Lasker, R., G. H. Theilacker, *J. Lip. Res.* **3**, 60 (1962). – 30. Lesch, P., *Clin. Chim. Acta* **25**, 269 (1969). – 31. Lovern, J. A., *The composition of the depot fat of aquatic animals*. Dept. Sci. Ind. Res. Br. Food Invest. Spec. Report. Nr. 51 (London 1942). – 32. Malins, D. C., C. R. Houle, *Proc. Soc. Expt. Biol. Med.* **108**, 126 (1961). – 33. Malins, D. C., J. C. Wekell, C. R. Houle, *J. Lip. Res.* **6**, 100 (1965). – 34. Malins, D. C., J. C. Wekell, *Progr. Chem. Fats Lipids* **10**, 339 (1967). – 35. Peifer, J. J., W. O. Lundberg, S. Ishio, E. Warmanen, *Arch. Biochem. Biophys.* **110**, 270 (1965). – 36. Reiser, R., B. Stevenson, M. Kayama, R. B. Choudhuri, D. W. Hood, *J. Amer. Oil Chem. Soc.* **40**, 507 (1963). – 37. Seher, A., R. Kühnast, *Fette, Seifen, Anstrichm.* **67**, 754 (1965). – 38. Stoffel, W., E. H. Ahrens, *J. Amer. Oil Chem. Soc.* **660** (1958). – 39. Stoffel, W., E. H. Ahrens, *J. Lip. Res.* **1**, 139 (1960). – 40. Toyama, Y., T. Tsuchiya, *J. Soc. Chem. Ind. Japan* **30**, 116 und 207 (1927). – 41. Toyama, Y., Y. Iwata, K. Fujimura, *Fette, Seifen, Anstrichm.* **61**, 846 (1959). – 42. Wagner, H., P. Pohl, *Biochem. Z.* **340**, 337 (1964). – 43. Wood, J. D., J. Biely, *Canad. J. Biochem. Physiol.* **38**, 19 (1960).

Anschrift der Verfasser:

Dr. med. W. V. Reimold, Abteilung für Gastroenterologie und Stoffwechselkrankheiten, Medizinische Klinik und Poliklinik der Universität, 34 Göttingen, Humboldtallee 1, und Prof. Dr. Dr. K. Lang, 7812 Bad Krozingen, Schwarzwaldstr. 71