

**INFORME DE IDENTIFICACIÓN Y DIFERENCIACIÓN
DE ESPECIES COMUNES DE PESCADO EN FRESCO Y EN
CONSERVA POR ELECTROFORESIS EN CELLOGEL RS
DE SUS PROTEINAS MUSCULARES**

Bernardo DE LLOBET COLLADO*

Monte Buciero 12 , 2006

pp. 225-238

ISSN ISSN 1138-9680

D.L. SA-242-1998

Director: Rafael Palacio Ramos

Introducción

MOREL (1974), por electroforesis en Cellogel RS, diferencia varias especies de pescado: la sardina (*Sardina pilchardus*), el arenque (*Cuslea aren-gus*), el boquerón (*Eugraulis encrasicolus*), el listado (*Euthimnus pelamys*), la alosa (*Alosa alosa*), la caballa (*Scomber scombrus*), el atún (*Thunnus thynnus*), el bacalo (*Gadus callrias*) y la merluza (*Merluccius merluccius*). También MOREL (1977) diferencia estas especies en gel de poliacrilamida y por electroenfoque (hemos de advertir de que cuando no se diga expresamente, nos estaremos refiriendo a las proteínas musculares).

BASTOS y otros (1975), en acetato de celulosa, diferencian especies del género *Lutjanus*. PICHOT y POLLANRD (1970), en el mismo soporte, estudian las proteínas del cristalino de varias especies de la familia de los espáridos, centrántidos (sargos) y escómbridos. Y de los escómbridos, también en gel de poliacrilamida, GUTIÉRREZ (1968), en acetado de celulosa y en papel, se ocupa de las proteínas solubles del cristalino de la población de atunes. En gel de almidón, TSUYUQUEI y ROBERT (1965) estudian las proteínas musculares, hemoglobinas de varias especies de eslamobranquios, holocéfalos y teleostomos. ADAMO y TSUYUQUI (1975) dirigen su atención a las mioglobinas de varias especies de salmonoideos.

BUTH y otros, en varios trabajos (1977), estudian diversas enzimas de músculo, hígado y cerebro de especies de los géneros *Moxotoma*, *Hoburnia*, *Hypentelium*, y del subgénero *Microperca*; les asignan locus cromosómicos y estudian la variación y evolución genética de cada género. Estudios del mismo tipo realizan WOLFE y BRASON (1978) sobre LDH de ojo, músculo y corazón y de la fosfoglucomutasa de especies del género *Etheostomo*, subgénero *Catonotus*.

En gel de almidón y por electroenfoque, FERGUSON y otros (1980) estudian diversas enzimas de músculo, corazón, ojo, cerebro, e hígado en poblaciones de trucha marrón (*Salmo trutta L.*) y les asignan locus cromosómicos. Finalmente en gel de almidón HAMOIR y otros (1980) se ocupan de las LDH, mioglobinas, parvoalbúminas, identificando estas últimas en el electroforegrama. De músculo blanco y cardíaco de *Protopterus dolloi*, *Channichthys rhinoceratus*, *Notothenia magellanica*, *Champscephalus gunnari* y carpa (*Cyprinus carpius*).

En gel de poliacrilamida, ARIAS (1973) diferencia especies del género *Diplodus* (sargos), descubriendo una especie o raza nueva que en estudios

taxonómicos anteriores se confundía con el *Diplodus annularis*; por otra parte diferencian especies del género *Merluccius*. HUAI-JEN-TSAIY y RONG-TSYONG YANG (1975) estudian las proteínas de músculo y corazón de túnidos y caballas. EDMMONS y SIMONS (1971 y 1973) estudian la tetrazolio oxidasa de sangre, músculo y corazón del atún de dos poblaciones, una del Golfo de Vizcaya y otra del Atlántico Noroeste, con el fin de saber si pertenecen a la misma o distinta especie, concluyendo que pertenecen a la misma. THOMPSON y COTIN (1980) se ocupan del mismo problema estudiando otros enzimas de corazón, músculo e hígado de dicho atún de las citadas poblaciones.

KIMUA y otros (1981), en gel de poliacrilamida con SDS, estudian las proteínas de elevado peso molecular: “conectina” y la actina y miosina, identificándolas en el electroforegrama de la carpa y la caballa japonesa (*Scomber japonicus*). HASHIMOTO y otros (1979), también en gel de poliacrilamida con SDS, dedican su atención a las proteínas de músculo, a su composición y las identifican en sardina y caballa.

HURIAUX y FOLCANT (1979) se ocupan de las proteínas musculares de carpa e identifican en el electroforegrama las cadenas de miosina. GOSELIN-REY y otros (1978) estudian las parvoalbúminas de varias especies de ciprínidos. SULLIVAN y otros (1974) comparan parvoalbúminas de músculo blando de *Cynoscion regalis*, *Leiostomus xanthurus*, *Menricirrhus americanus* y *Pomotamus saltatrix*. LEHKY y STEIN (1978), estudian las parvoalbúminas de músculo de perca (*Perca fluviatilis*).

Con pescado cocido MACKIE (1968), por electroforesis en gel de poliacrilamida de las proteínas musculares, diferencia el arenque, el salmón (*Salmo salar*) y la platija (*Platichthys flesus*). Y en 1977, diferencia especies de gádidos.

Los estudios sobre pescado en conserva son también escasos. MOREL (1974), por electroforesis en cellogel RS de la proteínas musculares diferencia la sardina, el arenque, el listado, el bacalao, el boquerón. Y en 1977 igualmente los diferencia por electroenfoque. Todo con pescado en conserva. Por estas dos técnicas, MACKIE (1977) distingue varios pescados comunes en conserva y también diferencia la caballa atlántica de la japonesa, el bonito del atún y especies de salmonoideos.

En este trabajo, una de las cinco especies tratadas es el chicharro (*Trachurus trachurus*), que apenas se menciona en la bibliografía, así en MOREL, en sus estudios de pescado en fresco, pero no en los de conserva. Otra cuestión que aquí se aborda y que no se hace en la bibliografía es el estudio de las proteínas en conserva de sardina con otras presentaciones distintas del aceite: tomate, picante y escabeche.

En fresco y en conserva, se ha utilizado como soporte cellogel RS en el que hay muchos menos estudios y en el caso de conserva, el único el de

MOREL presenta dudas según ARIAS. Se ha escogido dicho soporte porque, aunque en él el poder de resolución es menor que en gel de pliacrilamida, sin embargo es una técnica más sencilla que se adapta mejor a nuestra finalidad.

El objetivo de este trabajo es contribuir al estudio, revisión y puesta a punto de un método para saber de un modo científico si unos pescados en conserva corresponden a la especie que se anuncia: sardina o chicharro, atún o caballa.

El motivo inicial es defender la calidad, evitar los fraudes y el deterioro del mercado al poner en conserva un pescado de una especie distinta, de calidad inferior lógicamente y más barata que la anunciada. Esto especialmente, con miras a la exportación a la Unión Europea.

Este es uno de los muchos objetivos del Instituto Español de Oceanografía, organismo autónomo del Estado en cuyos laboratorios se hicieron estos análisis.

En un primer momento los análisis se hicieron con pescado en fresco como prólogo a los de conserva.

Materiales y métodos. Pescado en fresco

El método, con modificaciones, está basado en el MOREL.

Las muestras de pescado procedían del mercado, de la pescadería Campanero y se recogían a primera hora de la mañana y no presentaban duda de frescura al observar ojos, agallas, etc. Inmediatamente eran trasladadas al Instituto, sito en su proximidad.

Extracción de proteínas

Se tomaban 15 g. de músculo dorsal blanco, del que se extraían sus proteínas con un volumen igual de tampón $\text{PO}_4\text{H}_2\text{Na} / \text{PO}_4\text{HNa}_2$ de pH 7,8; el conjunto se homogeneizaba en una trituradora de aspas e inmediatamente se centrifugaba la mezcla a 3.500 r.p.m., durante 20 minutos.

Las tiras de cellogel de Tris-glicocola de pH 8,8 se secaban después entre papel de filtro y se disponían en la cubeta de electroforesis en la que también se encontraba la mencionada solución tampón que se preparaba disolviendo en H_2O , hasta 1l., 7g. de Tris y 16g. de Gly.

Análisis de proteínas

Del sobrenadante de la centrifugación, se tomaban 0,02 ml. de las proteínas solubles con aplicador especial y se extendían en la tira de cellogel RS a 2cm. del puente catódico ya que a ese pH las proteínas están cargadas negativamente. Se disponían 2 tiras.

La separación duraba 100 minutos bajo una diferencia de potencial de 300 V. y con una intensidad de 2,5 a 3 mA. por tira.

Acabado el desarrollo electroforético se sumergían las tiras 5 minutos en una solución compuesta en nuestro caso por 0,5g. de colorante negro-

amido en 40ml. de $\text{H-CH}_2\text{OH}$, 10ml. de $\text{CH}_3\text{-COOH}$ y 50 ml. de H_2O destilada.

Posteriormente eran decoloradas en cuatro baños formados por 25 ml. de $\text{H-CH}_2\text{OH}$, 2,5 ml. de $\text{CH}_3\text{-COOH}$ y 22,5 de H_2O .

Finalmente, eran transparentadas en los siguientes pasos:

1. Las tiras se mantenían 1 minuto aproximadamente en un baño de $\text{H-CH}_2\text{OH}$ anhidro.

2. En un baño compuesto por 22,5 ml. de $\text{H-CH}_2\text{OH}$, 3,5 ml. de $\text{CH}_3\text{-COOH}$ y 0,5 ml. de glicerina, se sumergían cerca de 1 minuto.

3. Se colocaban en una placa de vidrio y se metían en una estufa de 50°C hasta que quedaban transparentes las tiras.

El número de análisis efectuados fue de cinco para cada tipo de pescado. En cada uno dos tiras.

El criterio seguido en cuanto al número de análisis ha sido el de dejar de hacerlos cuando se constataba una constancia en los desarrollos electroforéticos.

También se realizó en las mismas condiciones electroforesis de suero humano.

Resultados y discusión

Los desarrollos electroforéticos, se presentan en las fotografías de la páginas 7 y 8 y en los diagramas de la página 231 y las movibilidades electroforéticas en la tabla de la página 232.

El electroforegrama de la caballa es el que menos bondad presenta. Los que más son los del atún y boquerón (página 231).

Las bandas son netas. Algunas muy intensas como la primera de la sardina, la segunda del atún y la cuarta del chicharro y la caballa.

En el atún la primera banda ha corrido hacia el cátodo.

El chicharro presenta la última banda muy separada de las otras.

El boquerón presenta la banda con mayor movilidad.

Estas electroforesis tienen un buen poder de resolución. Cada especie tiene un electroforegrama típico y bien diferenciado de las otras.

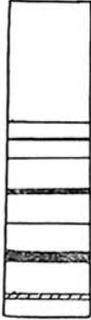
Materiales y métodos. Pescado en conserva

En cuanto al pescado en conserva, por haber sido descabezado, eviscerado, etc, es mucho más difícil reconocerlo a simple vista.

Por otra parte, las proteínas que se van a analizar electroforéticamente han sufrido alteraciones al recibir la conserva un tratamiento de esterilización y mantener el pescado en medio aceitoso. Los electroforegramas no pueden ser como los de pescado en fresco.

Al principio se siguió el tratamiento MOREL.

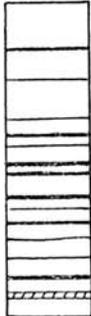
FRESCO



Sardina



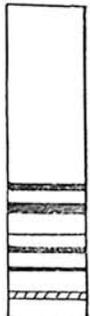
Chicharro



Bocarte

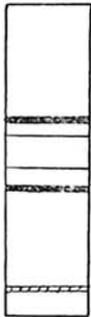


Atún

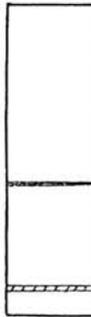


Caballa

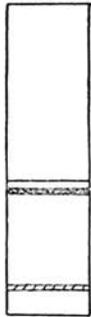
CONSERVA



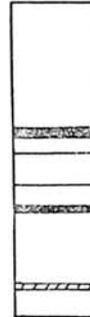
Sardina en aceite



Chicharro en escabeche

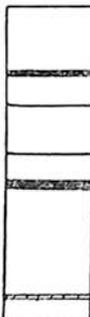


Atún en aceite

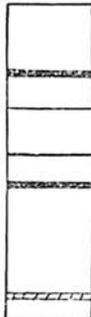


Caballa en aceite

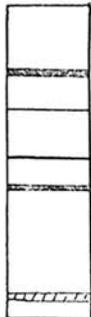
con Cl₃C-COOH (TCA)



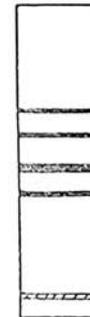
en aceite



en tomate



picante



escabeche

sin Cl₃C-COOH (TCA)

sardinas

(diagramas con la misma escala las longitudes)

MOVILIDADES ELECTROFORÉTICAS DE LOS PESCADOS EN FRESCO														
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	
Sardina	0,800	1,200	1,900	2,600	3,000									1
	0,270	0,400	0,630	0,870	1,000									2
	0,170	0,250	0,400	0,540	0,625									3
	0,185	0,280	0,440	0,600	0,700									4
Chicharro	0,700	1,200	1,500	2,200	2,600	2,800	4,000							1
	0,175	0,300	0,375	0,550	0,650	0,700	1,000							2
	0,145	0,250	0,310	0,460	0,540	0,580	0,830							3
	0,160	0,280	0,350	0,500	0,600	0,650	0,930							4
Bocarte	0,400	0,900	1,200	1,500	1,800	2,000	2,400	2,600	2,800	3,200	3,500	4,200	4,800	1
	0,080	0,190	0,250	0,310	0,375	0,420	0,500	0,540	0,580	0,670	0,730	0,880	1,000	2
	0,080	0,190	0,250	0,310	0,375	0,420	0,500	0,540	0,580	0,670	0,730	0,880	1,000	3
	0,100	0,210	0,280	0,350	0,420	0,460	0,560	0,600	0,650	0,740	0,810	0,980	1,200	4
Atún	-0,200	0,200	0,800	1,200	1,400	1,700	2,100	3,200	3,300					1
	-0,060	0,060	0,240	0,360	0,420	0,515	0,640	0,970	1,000					2
	-0,040	0,040	0,170	0,250	0,290	0,350	0,440	0,670	0,690					3
	-0,040	0,040	0,180	0,280	0,325	0,400	0,490	0,740	0,770					4
Caballa	0,600	1,100	1,200	1,800	2,100									1
	0,285	0,520	0,570	0,860	1,000									2
	0,125	0,230	0,250	0,370	0,440									3
	0,120	0,260	0,280	0,420	0,490									4

Los números de las filas representan:

1. Movilidad propia en cm.
2. Relación entre la movilidad de una banda con la de la banda del electroforegrama más alejada.
3. Relación entre la movilidad de una banda con la de la banda que más ha corrido: la 13 del boquerón 4,8 cm.
4. Relación entre la movilidad de una banda con la movilidad de la banda de las albúminas de suero humano (4,3 cm).

Se tomaban 15 g. de músculo dorsal blanco, se quitaba el aceite y en el caso de las sardinas en tomate, se lavaban con agua destilada.

Extracción de proteínas

A los 15g. se añadían 25ml. de $\text{NH}_2\text{-CO-NH}_2$ y se homogeneizaban con la trituradora y se guardaba la mezcla hasta el día siguiente en que se centrifugaba durante 20 minutos a 3.500 r.p.m.

2 tiras de cellogel RS de 4 x 17 se colocaban durante 25 minutos en una solución tampón de TRIS-EDTA- BO_3H_3 de un pH 8,9, secándose después y se disponían en la cubeta del electroforesis que tenía la misma disolución

tampón. La disolución se preparaba disolviendo hasta 1l. De H₂O destilada 42g. de TRIS, 3,7 de EDTA y 3,5 de BO₃H₃.

La cubeta se introducía en un baño de hielo.

Análisis de proteínas

Del sobrenadante de la centrifugación, se tomaban 0,02ml. y se extendían en la tira de cellogel RS a 2cm. Del cátodo ya que a ese pH las proteínas están cargadas negativamente. Se disponían dos tiras.

El desarrollo electroforético duraba 140 minutos bajo una diferencia de potencial de 275V. y con una intensidad de 3,5-4 mA. por tira.

El teñido, decolorado y transparentado se hacían de la misma forma que con el pescado en fresco.

Como resultado se obtuvieron en la mayoría de las especies unos electroforegramas con muchas colas, bastantes bandas no eran netas.

Entonces se modificó el procedimiento añadiendo al sobrante de la centrifugación 5 ml. de TCA (CCl₃-COOH) de 200g/l, es decir, 1 g. de dicho ácido, para producir una precipitación parcial de las proteínas. Se formaba un precipitado y se volvía a centrifugar durante 20 minutos a 3.500 r.p.m. Del sobrante se tomaban 0,02 ml. y se extendían sobre las tiras de cellogel RS de 2,5 x 17, siguiéndole a continuación exactamente el mismo procedimiento que antes.

	Sin TCA	Con TCA
Sardina en aceite	5	3
Sardina en tomate	2	1
Sardina en picante	1	0
Sardina en escabeche	3	-
Chicharro en escabeche	4	2
Atún en aceite	5	3
Caballa en aceite	4	3

El número de análisis realizados fue tal hasta que se tuvo constancia en los electroforegramas. En la tabla siguiente, se indica el número realizado.

Las latas de sardina y atún fueron encargadas y garantizadas por la casa Massó de Vigo. Las de chicharro y caballa eran respectivamente de marca "El centauro" y de Conservas "Ecurís". En éstas no se ve posibilidad de fraude por ser los pescados de calidad inferior.

Resultados y discusión

Los desarrollos electroforéticos se ofrecen en fotografías en las páginas 13 y 14 y en los diagramas de la página 231. Las movilidades electroforéticas en la tabla de la página 234.

El número de bandas en conserva es menor que en fresco y aún menor en el tratamiento de TCA.

Hay algunas bandas más intensas, como la primera de la sardina y del atún. La única banda del chicharro es clara pero muy débil. Todo esto en TCA.

Sin TCA					
	1	2	3	4	
Sardina en aceite	2,20	2,70	3,50	4,10	1
Sardina en tomate	0,54	0,66	0,85	1,00	2
Sardina en picante	0,52	0,64	0,83	0,98	3
Sardina en escabeche	2,20	2,60	3,30	3,60	1
	0,61	0,72	0,92	1,00	2
	0,52	0,62	0,78	0,86	3
Chicharro	2,20	2,50	3,10	3,90	1
	0,56	0,64	0,80	1,00	2
	0,52	0,60	0,74	0,93	3
Atún	2,40	2,40	4,20		1
	0,48	0,57	1,00		2
	0,48	0,57	1,00		3
Caballa	1,70	2,20	2,80	3,60	1
	0,47	0,61	0,78	1,00	2
	0,40	0,52	0,67	0,86	3

Los números de las filas corresponden a:

1. Movilidad de la banda en cm.
2. Relación con la movilidad de la banda que más ha corrido en su electroforegrama.
3. Relación con la movilidad de la banda que más ha corrido de todas: la banda 3ª del atún 4,2 (o 4ª de la sardina 3,4 con TCA).

Movilidades electroforéticas de los pescados en conserva

Sin TCA, las movilidades de las bandas de los electroforegramas de sardina, en aceite, tomate y picante son las mismas así como su intensidad. En escabeche, no se ha modificado el número de bandas (4) pero sí su movilidad e intensidad.

Con TCA					
	1	2	3	4	
Sardina	1,80	2,00	3,00	3,40	1
Sardina en aceite	0,53	0,59	0,88	1,00	2
Sardina en tomate	0,53	0,59	0,88	1,00	3
Chicharro	1,90				1
	1,00				2
	0,56				3
Atún	1,80	2,00			1
	0,90	1,00			2
	0,53	0,59			3
Caballa	1,50	1,90	2,40	2,70	1
	0,55	0,70	0,89	1,00	2
	0,44	0,56	0,70	0,80	3

En el tratamiento con TCA, se diferencian perfectamente las sardina del chicharro y el atún de la caballa que es lo que nos interesaba; sin embargo, no hay diferencia clara entre la sardina y la caballa en aceite, pues presentan electroforegramas parecidos; y tampoco la hay entre el atún y el chicharro, pues ambos tienen una banda de movilidad similar, siendo la segunda banda del atún apenas perceptible.

Conclusiones

1. Esta técnica del electroforesis en cellogel RS, resuelve bien las proteínas de pescado en fresco y ese método es bueno y suficiente para diferenciar las especies comunes de pescado en fresco.

2. Para pescado en conserva, dicha técnica y con el método descrito utilizando TCA resuelve también sus proteínas y nos diferencia claramente la sardina del chicharro y el atún de la caballa.

3. El tomate, y el picante no modifican los electroforegramas en comparación con los de la sardina en aceite. Sin embargo, la sardina en escabeche presenta un electroforegrama diferente.

Bibliografía

MOREL (1974). *Identificación de especies de poissons par electrophoree de proteines de muscl. Scine et peche*, (234): 1-19

BONNET M. PICHOT P. (1970). *Etude comparative par electrophorese de Scomber scombrus et Scomber colias. Rev Trav. Inst. Peches marit.*, 34(1): 73-80.

PICHOT P. POLLARD A. (1970), *Etude electrophoretique des proteins du cristalin de sparides et centracanthides mediterraneens. Rev. Trav. Inst. Peches. Marit.* 34 (1) 81-88.

GUTIÉRREZ M (1969). *Estudio electroforéntico de las proteínas solubles de tres zonas del cristalino del atún Thunnus Thynnus. Inv. Pesq.*, 33(1) 149-161.

BASTOS J.R., FERNÁNDEZ VIEIRA G.H. Y BECERRA F.J. (1975). *Electroforese de proteínas de músculo de peixes do genero Lutjanus bloch. Arq. Ceien. Mar.*, 15 (1): 49-51.

TSUYUKI, ROBERTS Y VANSTONE W.E. (1965). *Comparativa electrophorograms of muscle myogens and blood hemoglobins y marine and fresh water vertebrates and thrie application to biochemical sistematics. Fish. Res. Bd.*, 22(1): 203-213.

AMANO Y TSUYUQUI H. (1975). *Studies on myoglobins of salmonids. Bull. Jap. Soc. of Scient. Fisheries.*, 41(8): 885-94.

WOLFE W. Y BRASON B. *Lactate dehydrogenase isozymes in six species of darters in the subgenus Catonatus Agassiz (Percidae: Etheostomati-ni). The Anu. Midl. Nat.*, 102(2): 392-394.

FELLER G. Y HAMOIR G. (1981), *La diferenciación des proteíns sarcoplasmiques de deux especies des poisson depurvues d'hémoglobine, Chamsocephalus gunnari et Chaunichthys rhinoceratus et d'une espèce de formule sanguine normale, Notothenia magellanica. Cybium*, 3^a serie, 5(1): 75-79.

GERDAY CH., JORIS B., GERARDIN-OTHIERS N., GRODENT V. Y VANDELLE P. (1981). *Sarcoplasmic differentiation od head muscles of the carp, Cyprinus carpio (pises, cypriniformes). Molecular Phisiology*, 1^o 45-48.

HAMOIR H. Y GERANDIN OTHIERS N. (1980). *Differentiation of the sarcoplasmic proteíns of while yellowih and cardiac muscles of an antartic hemoglobin-free fish, Chamsocephalus gunnari. Com Biochem. Phisiol.*, 65-B: 199-206.

HAMOIR H. Y GERANDIN OTHIERS (1979). *The sarcoplasmic proteíns of white-muscle of an antartic hemoglobin-free fish, Camprocephalus gunnari. Comp. Biochem. Phisyol.* 64(b): 17-23.

TAGGART J., FERGUSON A. Y MASON F. M. (1981). *Genetic variation in irish populations of brown trout (Salmo trutta L.): electrophoretic analysis of allozymes*. Comp. Bioch. Physiol, 69 (b): 393-412.

BUTH D. (1977). *Alcohol dehydrogenase variability in Hypertelium nigricans*. Biochem. Syst and Acol., 5: 61-63.

BUTH D. (1977). *Biochemical Identification of moxostoma rhothoecum*. Biochem. Syst. and Acol, 5: 57-60.

BUTH D. (1979). *Creatine Kinase variability in moxotoma macrolepidotum (cypriniformes catostonidae)*. Copeia 1: 152-154.

BuTH D., BURR B. Y SCHENCK (1980). *Electrophoretic evidende for relationship and differentiation among members of the Bercid subfemis microperca*. Biochem. Syst. and Acol, 8: 297-304.

BUTH D. (1979). *Genetic relationship among the torrent suckers, genus Thoburnia*. Biochem. Syst. and Ecol, 7: 311-346.

MuNILLA T. MATALLANAS J. (1979). *Estudios electroforéntico de las proteínas musculares de algunas especies del género Raja (rajiformes, rajideos)*. Cahiers de Biol. Mar. XX: 165-170.

ARIAS E. (1973). *La electroforesis de disco en la identificación de peces y del grado de frescura del pescado. Suplemento de publicaciones técnicas del Pari. J. Cierva., 2: 3-109.*

JONES B.W. Y MACKIE I.M. (1969). *An application do electrophoretic análisis of muscle myogens to taxonomic studies in the genus merluccius Com*. Biochem. Physiol., 32: 267-273.

HUAI-TEN TSAI Y RONG.TSANG YANG (1975). *Electropherograms y muscle extracts of tunas from the water around Taiwan*. Act. Ocean. Taiwan. Scienc.

EDMUNDS P.H. Y SAMMONS J.I. (1971). *Gema polymorphisme od tetrazolium oxidase in fluibiu tuna, Thunnus thynnus, from the Western North Atlantic Ocean*. Bull. Mar. Scine., 30(3): 727-731.

KIMURA S., MIYAKIT, TAKEMA Y., KUBOTA M. (1981). *Electrophoretic analysis of connectin from the muscles of aquatic animals*. Bull. Jap. Soc. Scient. Fish., 47(6): 787-791.

HASHIMOTO K., WATABE S., KONO M. Y SHIRO K. (1979). *Muscle protein composition of sardine and mackerel*. Bull. Jap. Soc. Scient. Fish., 45(11): 1.435-1.441.

HURIAUX F. AND FOCANT B. (1978). *effect y some factors on the molecular weight determination of a light chain (LC) of carp (Cyprinus carpio L.) Skeletal muscle myosin by SDS- polacrylamide gel electrophoresis*. Comp. Biochem. Physiol., 618: 195-198.

GOSELIN-REY C., PIRONT ANDIE, GERDAY CH. (1977). *polymorphism of parvalbumins and tissue distribution. Characterization of component isolated from red muscle of Cyprinus carpio-L*. Bioch. Bioph. Acta., 532: 294- 304.

SULLIVAN B., BONAVENTURA J., BONAVENTURA C., PENNELL L., ELLIOTT J., BOYUM R., LANIBIE W. (1975). *The structure and evolution of parvalbumines*. J.Mol.Evol., 5: 103-116.

LEHKY P. Y STEINT E. (1978). *Perch muscle parvalbumin: general characterization and magnesium-binding properties*. Comp. Biochem. Physiol., 63B: 253- 259.

MACKIE J.M. (1968). *Species identification of cooked fish by disc. Analyst.*, 93: 458-460.

MOREL M. (1977). *Identification des especies de poisson par electroforesis en gel de polyacrilamide*. Science et Peche., 275: 1-14.

MACKIE J.M. Y JONES B.M. (1979). *The use of electrophoresis of the water-soluble (sarcoplasmic) proteins of fish muscle to differentiate the closely related species of hake (Merluccius sp.)* Comp. Biochem. Physiol., 59 B: 95-98.

NERENBERG S.T. *Electroforesis*. Ed. Jims. Barcelona.

* Este trabajo fue presentado como Tesina en el Departamento de Bioquímica de la Facultad de Ciencias Químicas de la Universidad Complutense, donde fue leída y aprobada el año 1981.

Nota aclaratoria: El ADN, las proteínas, etc., son específicas en cada especie animal. El análisis de las proteínas sigue siendo el método más sencillo para diferenciar las distintas especies. Las proteínas (nos estamos refiriendo a las de músculo, la “carne de pescado”) se modifican al recibir diversos tratamientos en las conservas, lo que permite distinguir los mismos en las mismas, así como evitar el posible fraude.

Quiero expresar mi gratitud a D. José María Turnay y a D. Miguel Oliver, antiguos directores fallecidos del Instituto Español de Oceanografía (I.É.O.); a D. Antonio de Meneses, de dicho Instituto, a cuyas órdenes trabajé; a la familia Collado, especialmente a D. Alejandro Collado Otero; a mi familia pequeña, mi mujer Eva y mis hijos. En recuerdo de mi hermano Alejandro. A la memoria de mi padre Francisco de Lobet.