

ISSN 0872 - 914X

# PUBLICAÇÕES AVULSAS DO IPIMAR

N.º 19, 2008

## CRUSTÁCEOS: EXPLORAÇÃO, BIOQUÍMICA, CONSERVAÇÃO E APROVEITAMENTO DE SUB-PRODUTOS

RUI ROSA  
MARIA LEONOR NUNES





As **PUBLICAÇÕES AVULSAS DO IPIMAR** destinam-se à divulgação de trabalhos originais e de síntese que, pela sua natureza, se não enquadram nas outras séries do IPIMAR e ainda à reedição e tradução de obras de reconhecido interesse para as ciências aquáticas e as pescas.

Esta colecção substitui as anteriores “Publicações avulsas” do INIP.

**Edição**

IPIMAR  
Avenida de Brasília  
1449-006 LISBOA  
Portugal

**Corpo Editorial**

Francisco Ruano - Coordenador  
Aida Campos  
Fátima Cardador  
Irineu Batista  
Miguel Gaspar  
Maria José Brogueira  
Maria Manuel Martins  
Rogélia Martins

As instruções para os autores estão disponíveis no sítio do IPIMAR  
<http://ipimar-iniap.ipimar.pt>  
ou podem ser solicitadas aos membros do Corpo Editorial desta publicação.

**Permuta e Vendas**

IPIMAR/ Núcleo de Apoio à Gestão e ao Utente (NAGU)

Todos os direitos reservados.  
Nenhuma parte desta publicação pode ser reproduzida sem autorização  
escrita do editor

**CRUSTÁCEOS:  
EXPLORAÇÃO, BIOQUÍMICA, CONSERVAÇÃO E  
APROVEITAMENTO DE SUB-PRODUTOS**

**Rui Rosa  
Maria Leonor Nunes**

**Título:** Crustáceos: Exploração, Bioquímica, Conservação e Aproveitamento de Sub-produtos  
**Autores:** Rui Rosa, Maria Leonor Nunes  
**Editor:** IPIMAR  
**Capa:** Luís Catalan  
**Composição e Impressão:** Palmigráfica  
**Depósito Legal:** 287 140 / 08  
**ISSN:** 0872-914X  
**Tiragem:** 500 exemplares

**Referência Bibliográfica:**

ROSA, R.; NUNES, M. L., 2008 - Crustáceos: Exploração, Bioquímica, Conservação e Aproveitamento de Sub-produtos. **Publicações Avulsas do IPIMAR**, 19, 152 p.

## ÍNDICE GERAL

<b>Nota prévia</b> .....	5
<b>Abreviaturas</b> .....	7
<b>Capítulo 1. Exploração do recurso</b> .....	9
1.1. Nível mundial .....	9
1.2. Nível nacional .....	16
<b>Capítulo 2. Biologia e ecologia de crustáceos da costa portuguesa</b> .....	21
2.1. Lagostim .....	22
2.2. Gamba rosa .....	25
2.3. Camarão vermelho .....	26
2.4. Lavagante .....	28
2.5. Lagosta .....	30
2.6. Santola .....	32
2.7. Sapateira .....	33
2.8. Navalheira .....	35
2.9. Camarão-de-Quarteira .....	36
2.10. Camarão-mouro .....	37
2.11. Camarão-branco-legítimo .....	39
2.12. Caranguejo-verde .....	41
2.13. Pilado .....	43
<b>Capítulo 3. Bioquímica</b> .....	47
3.1. Água .....	47
3.2. Compostos azotados .....	48
3.2.1. Proteínas .....	50
3.2.1.1. Sarcoplásmicas .....	50
3.2.1.2. Miofibrilares .....	50
3.2.1.3. Estroma .....	51
3.2.2. Aminoácidos .....	52
3.2.3. Compostos azotados não proteicos .....	57
3.3. Lípidos .....	59
3.3.1. Acilgliceróis .....	60
3.3.2. Fosfolípidos .....	60
3.3.2.1. Glicerofosfolípidos .....	60
3.3.2.2. Esfingolípidos .....	61
3.3.3. Esteróis .....	62
3.3.4. Ácidos gordos .....	63
3.4. Glúcidos .....	71

3.4.1. Monossacarídeos .....	71
3.4.2. Oligo e polissacarídeos .....	71
3.5. Sais minerais e vitaminas .....	73
<b>Capítulo 4. Alterações <i>post-mortem</i></b> .....	75
4.1. Alterações <i>post-mortem</i> .....	75
4.1.1. Alterações sensoriais .....	75
4.1.2. Alterações físicas e bioquímicas .....	78
4.1.3. Alterações microbiológicas .....	80
4.2. Melanose .....	81
<b>Capítulo 5. Manuseamento e conservação</b> .....	87
5.1. Manuseamento .....	87
5.2. Manuseamento e transporte de crustáceos vivos .....	89
5.3. Conservação .....	92
5.3.1. Refrigeração .....	92
5.3.2. Atmosfera modificada .....	95
5.3.3. Congelação .....	96
<b>Capítulo 6. Valorização de sub-produtos pela indústria</b> .....	99
6.1. Quitina e quitosano .....	100
6.1.1. Ocorrência, estrutura e propriedades físico-químicas .....	100
6.1.2. Aplicações .....	105
6.1.2.1. Medicina e veterinária .....	106
6.1.2.2. Cosméticos .....	111
6.1.2.3. Indústria alimentar .....	111
6.1.2.4. Indústria biotecnológica .....	114
6.1.2.5. Outras aplicações .....	116
6.2. Carotenóides .....	116
6.2.1. Ocorrência, estrutura e propriedades físico-químicas .....	116
6.2.2. Funções biológicas nos crustáceos .....	119
6.2.3. Aplicações .....	122
6.2.3.1. Indústria alimentar .....	122
6.2.3.2. Rações .....	124
6.2.3.3. Outras aplicações .....	126
6.3. Carotenoproteínas, proteínas e enzimas .....	126
<b>Referências</b> .....	128
<b>Agradecimentos</b> .....	152

## NOTA PRÉVIA

---

O consumo de crustáceos tem aumentado a nível mundial graças à produção da aquacultura que tornou possível a distribuição a nível global de muitas espécies que eram apenas consumidas localmente. Em Portugal, a situação é idêntica, tendo-se registado nos últimos anos uma procura crescente que se manifesta no consumo de um elevado número de espécies que são comercializadas vivas, em refrigerado e em congelado.

Este tipo de produto, quer proveniente da pesca quer da aquacultura, apresenta problemas particulares ao nível do manuseamento e conservação tanto a bordo como em terra, pois trata-se de uma matéria prima muito frágil e perecível que exige o cumprimento de procedimentos adequados. Para além da utilização na alimentação, os crustáceos, nomeadamente o exoesqueleto, apresentam um vasto leque de utilizações, algumas das quais de grande importância económica.

Em Portugal, os crustáceos são usados na confecção de um elevado número de pratos, alguns dos quais bem enraizados na gastronomia tradicional e, por outro lado, associados a muitos eventos e festivais.

Deste modo, é propósito deste trabalho dar a conhecer as principais características da biologia das espécies de crustáceos mais abundantes, os aspectos a ter em consideração no que respeita à qualidade, alguns dos problemas associados ao manuseamento e conservação e formas de aproveitamento de subprodutos da transformação.



## ABREVIATURAS

---

- µg – Micrograma
- AAE - Aminoácidos essenciais
- AAL - Aminoácidos livres
- AANE - Aminoácidos não-essenciais
- AALE - Aminoácidos livres essenciais
- AALNE - Aminoácidos livres não-essenciais
- ABVT - Azoto básico volátil total
- AC - Atmosfera controlada
- ADP - Difosfato de adenosina
- AGL - Ácidos gordos livres
- AMP - Monofosfato de adenosina
- AR - Ácido retinóico
- ARA - Ácido araquidónico
- ATMA - Azoto de trimetilamina
- ATP - Trifosfato de adenosina
- CC - Comprimento da carapaça
- DAG - Diacilgliceróis
- DHA - Ácido docosahexaenóico
- EAM - Embalagem em atmosfera modificada
- EC - Ésteres de colesterol
- EPA - Ácido eicosapentaenóico
- EV - Embalagem sob vácuo
- FAO - *Food and Agriculture Organization*
- FDA - *Food and Drug Administration*
- HC - Hidrocarbonetos
- Hx - Hipoxantina
- IAA - Índice de aminoácidos
- IAAE - Índice dos aminoácidos essenciais
- ICES - *International Council for the Exploration of the Sea*
- IGS - Índice gonadossomático (IGS)
- IMP - Inosina monofosfato
- Ino - Inosina
- IUPAC - *The International Union of Pure and Applied Chemistry*
- MAG - Monoacilgliceróis
- MH - Hormona da muda
- MIH - Hormona inibidora da muda
- MUFA - Ácidos gordos monoinsaturados
- OTMA - Óxido de trimetilamina

PCB - Bifenilos policlorados  
ppb - Partes por bilião  
PPO - Sistema polifenoxidase  
PUFA - Ácidos gordos polinsaturados  
SFA - Ácidos gordos saturados  
SGS - Estabilização por solubilização gasosa  
St - Esteróis  
TAC - *Total Allowable Catch*  
TAG - Triacilgliceróis  
TMA - Trimetilamina  
ton - Toneladas  
UFA - Ácidos gordos insaturados  
Ufc - Unidades formadoras de colónias

## CAPÍTULO 1. EXPLORAÇÃO DO RECURSO

### 1.1. Nível mundial

O sector da pesca, integrando a captura, transformação e comercialização do pescado, constitui, em muitas regiões, uma actividade fundamental cuja relevância transcende os aspectos puramente económicos uma vez que o seu contributo social e o seu papel como fonte de subsistência apresentam inegável importância e significado. O consumo é bastante diferente de zona para zona devido a aspectos culturais, proximidade de zonas pesqueiras e abundância de recursos, apresentando-se na figura 1.1 a utilização *per capita* destes produtos a nível mundial.

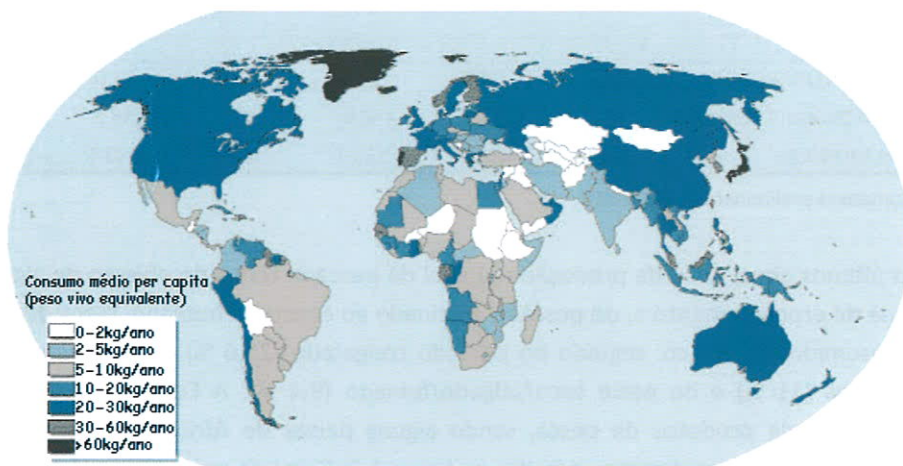


Figura 1.1. Utilização *per capita* dos produtos da pesca a nível mundial (adaptado de FAO, 2007).

Nas últimas duas décadas registaram-se em muitos países alterações significativas neste sector, motivadas, principalmente, pela diminuição dos recursos pesqueiros devido a um crescente esforço de pesca e a dificuldades de acesso a pesqueiros fora das respectivas zonas económicas exclusivas. Assim, cerca de 30 % das espécies actualmente comercializadas estão sobre-exploradas enquanto que 44 % estão no limite de exploração, situação que levou as várias organizações internacionais a propor medidas de conservação conducentes a uma pesca responsável. Todavia, estas medidas não tiveram ainda repercussões positivas no estado dos recursos pesqueiros. Relativamente à produção, é de referir que nos últimos anos se registou, a nível mundial, um aumento que resultou do desenvolvimento do sector da aquacultura que, em 2005, contribuiu com cerca de 34 % do total da produção (Tabela 1.1). No que respeita à utilização, cerca de 71 % tem sido utilizado para consumo humano enquanto que o restante é transformado, maioritariamente, em farinhas e óleos para uso não alimentar.

Tabela 1.1. Valores da produção da pesca e aquacultura mundial.

Produção (ton x 10 <sup>3</sup> )	2000	2001	2002	2003	2004	2005 <sup>a</sup>
<b>Marinha</b>						
Captura	86,8	84,2	84,5	81,5	85,8	84,2
Aquacultura	14,3	15,4	16,5	17,3	18,3	18,9
Total	101,1	99,6	101,0	98,8	104,1	103,1
<b>Águas interiores</b>						
Captura	8,8	8,9	8,8	9,0	9,2	9,6
Aquacultura	21,2	22,5	23,9	25,4	27,2	28,9
Total	30,0	31,4	32,7	34,4	36,4	38,5
TOTAL CAPTURAS	95,6	93,1	93,3	90,5	95,0	93,8
TOTAL AQUACULTURA	35,5	37,9	40,4	42,7	45,5	47,8
TOTAL MUNDIAL	131,1	131,0	133,7	133,2	140,5	141,6

<sup>a</sup> Estimativas preliminares (FAO, 2007).

Nos últimos anos, 60 % da produção mundial de pescado tem sido objecto de alguma forma de processamento e, do pescado destinado ao consumo humano, cerca de 54 % é consumido em fresco, seguido do pescado congelado (25,6 %), conservas e semi-conservas (11 %) e do peixe seco/salgado/fumado (9,4 %). A Europa é o principal importador de produtos da pesca, sendo alguns países de África e do Oriente os principais fornecedores como se ilustra na figura 1.2. Como se pode observar na figura 1.3, a evolução da produção mundial de crustáceos tem vindo a ter uma tendência crescente, semelhante ao da produção total mundial, ocorrendo um acréscimo mais acentuado a partir de meados da década de 80, altura em que o sector da aquacultura se começou a expandir para este recurso (Fig. 1.3b).

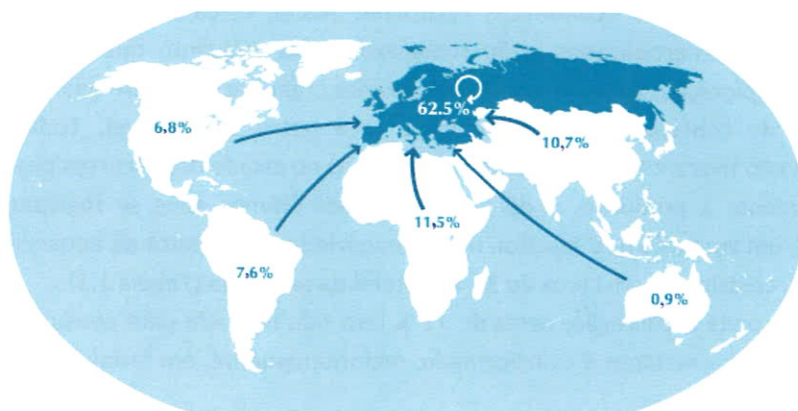


Figura 1.2. Importações europeias de produtos da pesca (adaptado de FAO, 2007).

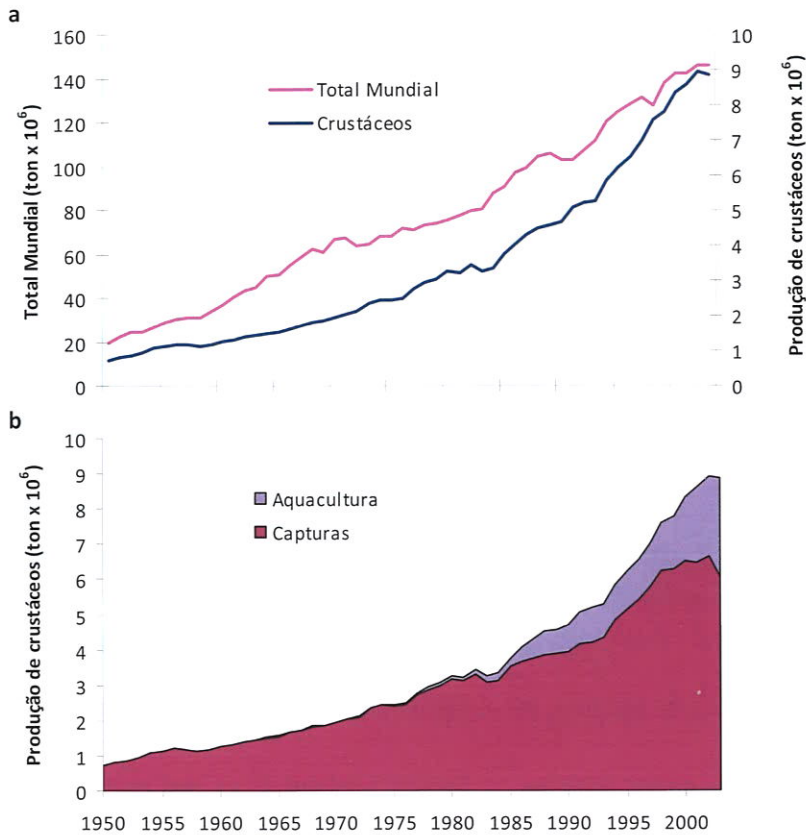


Figura 1.3. a) Produção mundial total (ton x 10<sup>6</sup>) vs produção mundial de crustáceos (ton x 10<sup>6</sup>) entre 1950 e 2003; b) Evolução das capturas e da aquacultura (ton x 10<sup>6</sup>) mundiais de crustáceos entre 1950 e 2003 (Fonte: Fishstat 05).

Em 2003, a produção de crustáceos mundial representou cerca de 7 % (8,8 milhões de toneladas) do total mundial (133 milhões de toneladas). Dentro da produção de crustáceos, 68 % foram provenientes de capturas (cerca de 6 milhões de toneladas) enquanto que 32 % foram provenientes da aquacultura (cerca de 2,8 milhões de toneladas). A maior parte das capturas mundiais de crustáceos em 2003 foi realizada no continente asiático (71 %; cerca de 4,3 milhões de toneladas). É relevante salientar que na Ásia, de 1985 até 2003, as capturas aumentaram 120 %. O restante das capturas foi obtido na América do Norte (15 %; cerca de 900 mil toneladas), na Europa (7 %; cerca de 430 mil toneladas) e na América do Sul (3,5 %; cerca de 210 mil toneladas) (Fig. 1.4). No que diz respeito aos principais países que exploram estes mananciais, a China encontra-se no topo, sendo responsável por cerca de 43 % das capturas mundiais em 2003 (Fig. 1.5). Os principais recursos explorados são o camarão akiami (*Acetes japonicus*, Fig. 1.6; cerca de 620 mil toneladas), camarão-barbudo do Pacífico (*Trachypenaeus curvirostris*, Fig. 1.6; cerca de 430 mil toneladas) e caranguejo

gazami (*Portunus trituberculatus*, Fig. 1.6; cerca de 310 mil toneladas). O segundo país mais importante é a Índia, sendo o recurso principal o camarão-tigre-gigante (*Penaeus monodon*, Fig. 1.6; cerca de 200 mil toneladas). O terceiro país é a Indonésia, em que os dois principais recursos explorados são os caranguejos nadadores (*Portunus* sp., cerca de 140 mil toneladas; incluindo *Portunus pelagicus*) e o camarão-banana (*Penaeus merguensis*, Fig. 1.6; cerca de 72 mil toneladas).

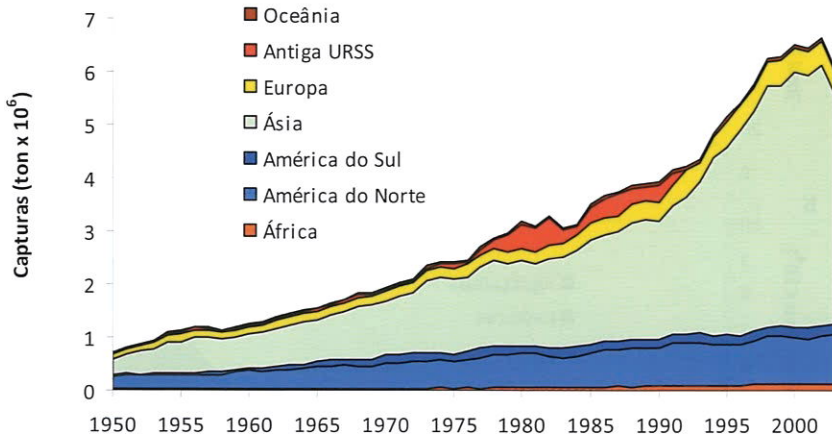


Figura 1.4. Capturas de crustáceos, por continente, entre 1950 e 2003 (tonx10<sup>6</sup>) (Fonte: Fishstat 05).

Para além dos países asiáticos, o Canadá também é um dos grandes exploradores deste recurso haliêutico, nomeadamente do caranguejo das neves (*Chionoecetes opilio*, Fig. 1.7; cerca de 97 mil toneladas) e camarões pandalídeos (e.g. *Pandalus borealis*, Fig. 1.7; cerca de 87 mil toneladas). A Gronelândia também faz parte do grupo dos dez, explorando quase exclusivamente camarões pandalídeos (e.g. *Pandalus borealis*; cerca de 137 mil toneladas).

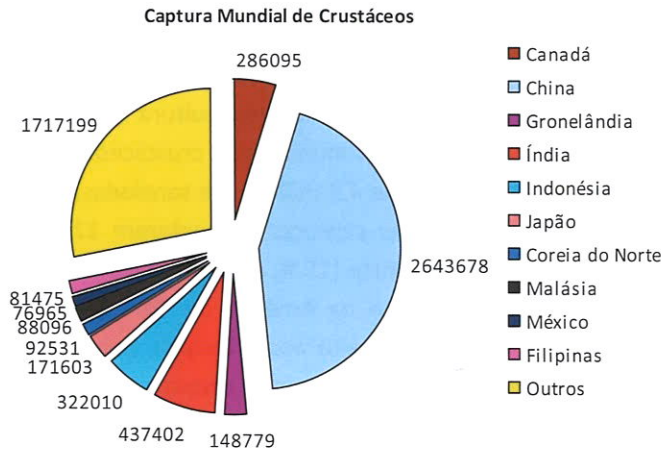


Figura 1.5. Capturas de crustáceos (ton) dos dez principais países produtores em 2003 (Fonte: Fishstat 05).

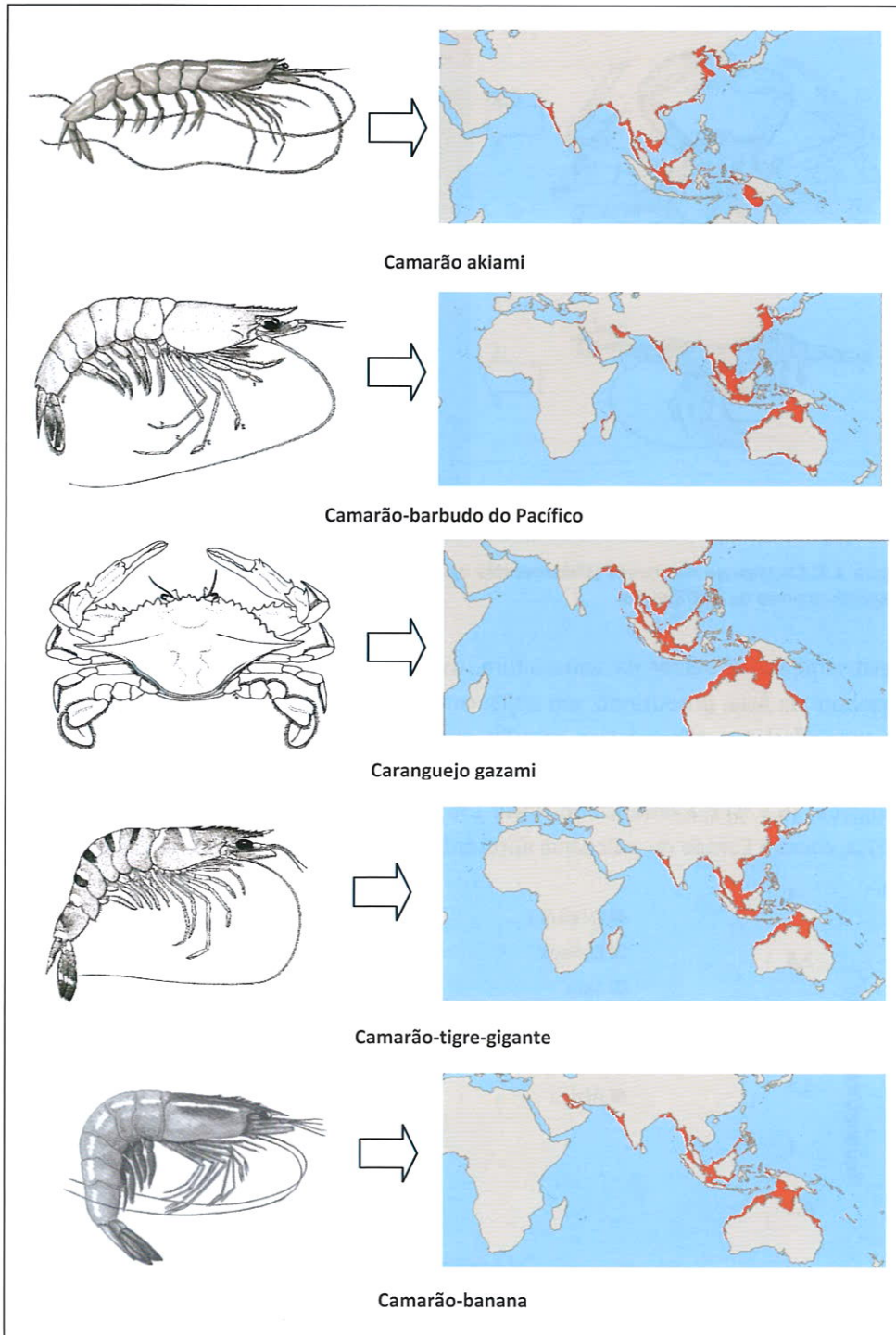


Figura 1.6. Camarão akiami (*Acetes japonicus*), camarão-barbudo do Pacífico (*Trachypenaeus curvirostris*), caranguejo gazami (*Portunus trituberculatus*), camarão-tigre-gigante (*Penaeus monodon*) e camarão-banana (*Penaeus merguensis*) e respectivas áreas de distribuição.

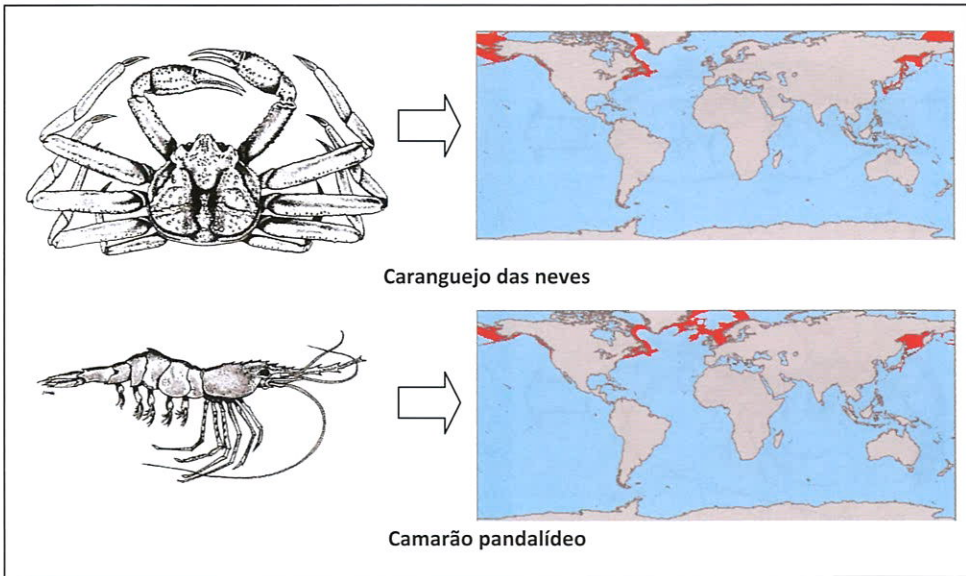


Figura 1.7. Caranguejo das neves (*Chionoecetes opilio*) e camarão pandalídeo (*Pandalus borealis*) e respectivas áreas de distribuição.

Relativamente ao sector da aquacultura, os principais países produtores também se localizam na Ásia, produzindo, em 2003, cerca de 88 % do total (cerca de 2,5 milhões de toneladas). De salientar que, de 1975 até esta data, a produção asiática aumentou cerca de 10000 vezes. A América do Sul teve uma produção de cerca de 182 mil toneladas (6,5 %) e a América do Norte 136 mil toneladas (4,8 %). Por último, tanto a África, como a Europa ou a Oceânia apresentam produções inferiores a 0,3 % (Fig. 1.8).

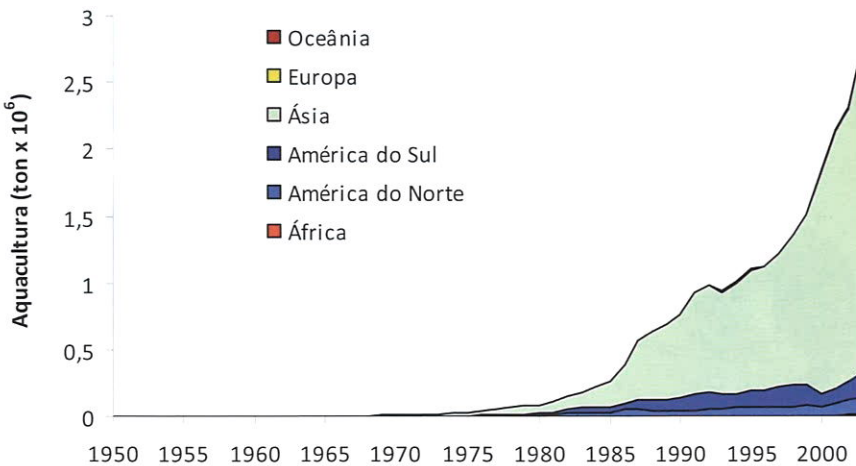


Figura 1.8. Produção de crustáceos em aquacultura (ton x 10<sup>6</sup>), por continente, entre 1950 e 2003 (Fonte: Fishstat 05).

Em relação aos países produtores, destaca-se novamente a China com uma produção de 1,3 milhões de toneladas, o que representa 48 % do total (Fig. 1.9). As principais espécies cultivadas são: caranguejo-chinês do rio (*Eriocheir sinensis*; Fig. 1.10; cerca de 370 mil toneladas), camarão-das-patas-brancas (*Penaeus vannamei*, Fig. 1.10; cerca de 300 mil toneladas), camarão-carnudo (*Penaeus chinensis*; Fig. 1.11; cerca de 190 mil toneladas), camarão-oriental do rio (*Macrobrachium nipponense*; cerca de 100 mil toneladas) e o camarão-gigante do rio (*Macrobrachium rosenbergii*; Fig. 1.11; cerca de 87 mil toneladas).

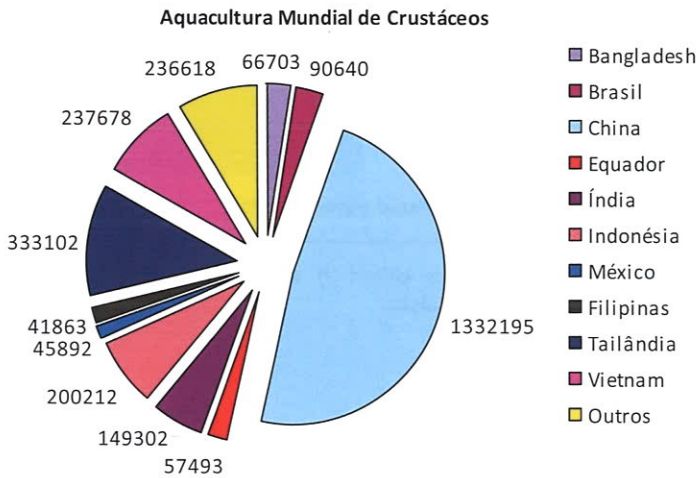


Figura 1.9. Produção de crustáceos (ton) em aquacultura nos dez principais países produtores do mundo em 2003 (Fonte: Fishstat 05).

O segundo maior produtor foi a Tailândia com 333 mil toneladas (12 %), principalmente com o cultivo de *Penaeus monodon* (Fig 1.7; cerca de 176 mil toneladas) e *Penaeus vannamei* (Fig. 1.10; cerca de 120 mil toneladas). Para além dos países asiáticos, dentro dos dez maiores produtores mundiais encontram-se o Brasil e o México, produzindo quase exclusivamente *Penaeus vannamei* (cerca de 90 e 45 mil toneladas, respectivamente).

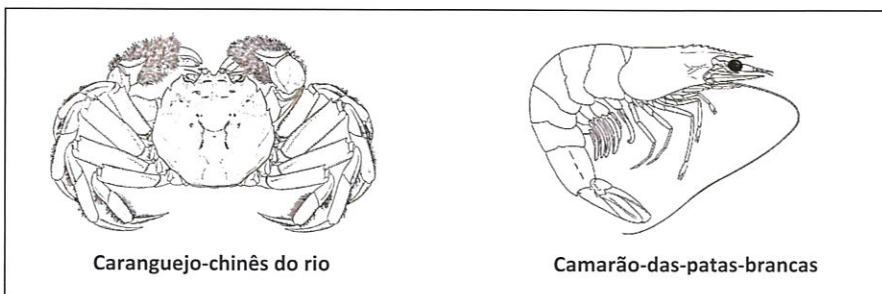


Figura 1.10. Caranguejo-chinês do rio (*Eriocheir sinensis*) e camarão-das-patas-brancas (*Penaeus vannamei*).

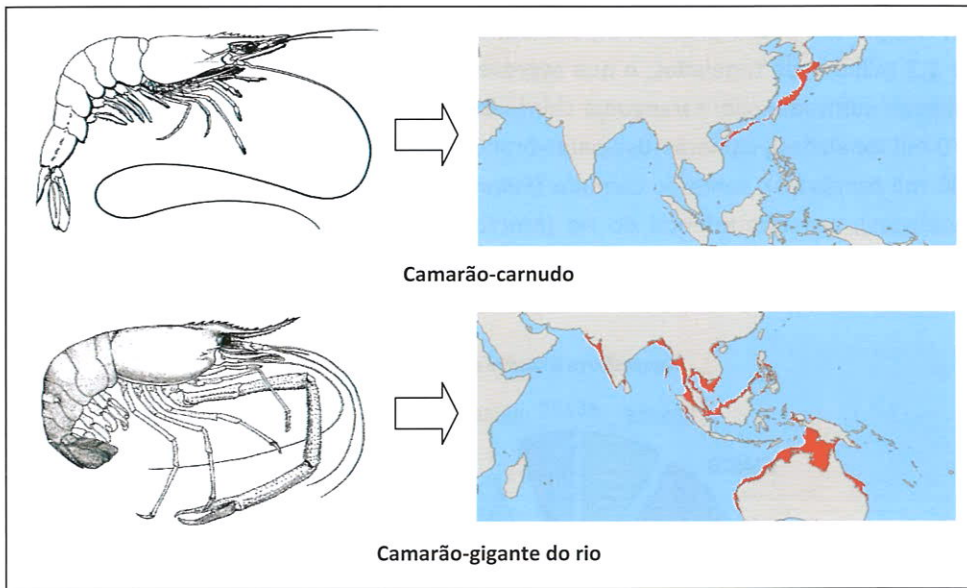


Figura 1.11. Camarão-carnudo (*Penaeus chinensis*) e camarão-gigante do rio (*Macrobrachium rosenbergii*) e respectivas áreas de distribuição.

## 1.2. Nível nacional

A produção pesqueira nacional registou um crescimento regular até ao início da década de 70, período a partir do qual manifestou uma tendência decrescente pronunciada, ainda que com um ligeiro crescimento em meados da década de 80 (Fig. 1.12). Nos últimos anos, esta tendência deveu-se, em parte, à aplicação de medidas de gestão para salvaguardar os “stocks” de várias espécies que incluíram a redução da frota, assim como alterações decorrentes da cessação/diminuição da actividade em alguns pesqueiros internacionais. A quebra ocorrida no volume de pescado desembarcado foi compensada pelo aumento dos preços médios, o que contribuiu para uma relativa estabilização do valor do produto. Dado que a produção interna é insuficiente para satisfazer as necessidades de pescado, tem-se recorrido à captura em pesqueiros externos e às importações. De facto, para suprir as necessidades internas de pescado, as importações têm vindo a aumentar a um ritmo idêntico. As exportações de matérias-primas e produtos, por seu lado, têm registado alguma irregularidade. A actividade da frota de pesca decorre essencialmente em três segmentos – cerco, arrasto e polivalente – tendo sido o cerco responsável, nos últimos anos, pelo maior volume de capturas (cerca de 55 %), seguindo-se a produção das embarcações polivalentes e, por último, o arrasto.

No que diz respeito à evolução das capturas nacionais de crustáceos, tal como se pode ver na figura 1.12, de 1955 até finais da década de 70 ocorreu um decréscimo acentuado na exploração destes mananciais. É de salientar que neste período a frota

dirigida a este recurso era composta maioritariamente por arrastões espanhóis (com permissão para pescar dentro das 12 milhas).

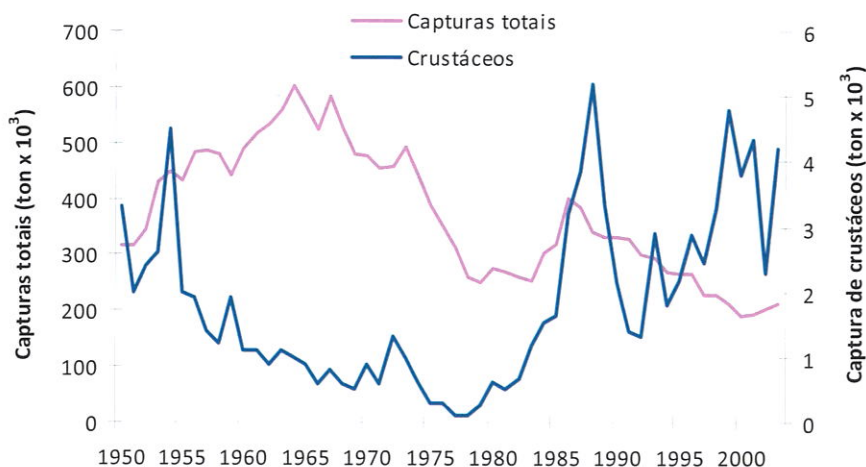


Figura 1.12. Capturas totais nacionais (ton x 10<sup>3</sup>) vs capturas nacionais de crustáceos (ton x 10<sup>3</sup>) entre 1950 e 2003 (Fonte: Fishstat 05).

Na década de 60, os baixos rendimentos levaram ao abandono dos pesqueiros portugueses e à procura de melhores capturas no Norte de África. Em 1973, o limite de licenças para a frota portuguesa era de 15. Foi só a partir de 1977 que a frota portuguesa começou a aumentar e a espanhola autorizada a pescar fora das 12 milhas (em 1983 ocorreu o fim do Acordo de Pesca entre Portugal e Espanha).

A partir dos anos 80, a redução das capturas de peixe deu novamente um impulso à pesca de crustáceos em Portugal, tendo o pico máximo sido atingido no ano de 1988 (com cerca de 5100 toneladas). Este pico deveu-se ao direccionamento e intensificação da frota pesqueira para a exploração do lagostim, *Nephrops norvegicus* (Fig. 1.13).

Após a queda acentuada das capturas entre 1988 e 1990, começou a haver um aumento na exploração da gamba, *Parapenaeus longirostris*. Este recurso parece apresentar um comportamento cíclico, com períodos de grande abundância alternados com períodos de baixos rendimentos sendo, consequentemente, os rendimentos da pesca dependentes da força do recrutamento. O pico máximo obtido em 1999 foi resultante não só de um recrutamento excepcional mas também do direccionamento do esforço de pesca, representando 49 % do total capturado (cerca de 2300 toneladas).

Em 2003, a gamba foi o recurso mais capturado (cerca de 1950 toneladas), seguido pelo lagostim (cerca de 480 toneladas), caranguejo-verde (*Carcinus maenas*; com cerca de 250 toneladas) e o camarão vermelho (*Aristeus antennatus*; com cerca de 120 toneladas).

É importante salientar, que o esforço exercido sobre o “stock” da gamba aumentou nos últimos anos em resultado do declínio da abundância do lagostim. Efectivamente,

a avaliação do lagostim feita a nível nacional pelo IPIMAR (no âmbito do Grupo de Trabalho do ICES – *International Council for the Exploration of the Sea*), com base em: i) análises das tendências das capturas, CPUE e esforço de pesca, ii) análises de coortes em comprimentos ou idades, iii) índices de abundâncias de campanhas científicas, revelaram que a biomassa e o recrutamento do “stock” do lagostim estão muito baixos e que a mortalidade por pesca excessiva afecta principalmente os machos. Como medida de gestão, a redução do TAC total tem sido recomendada desde 1987. Todavia, os TAC adoptados continuam a ser superiores aos níveis de capturas possíveis de atingir.

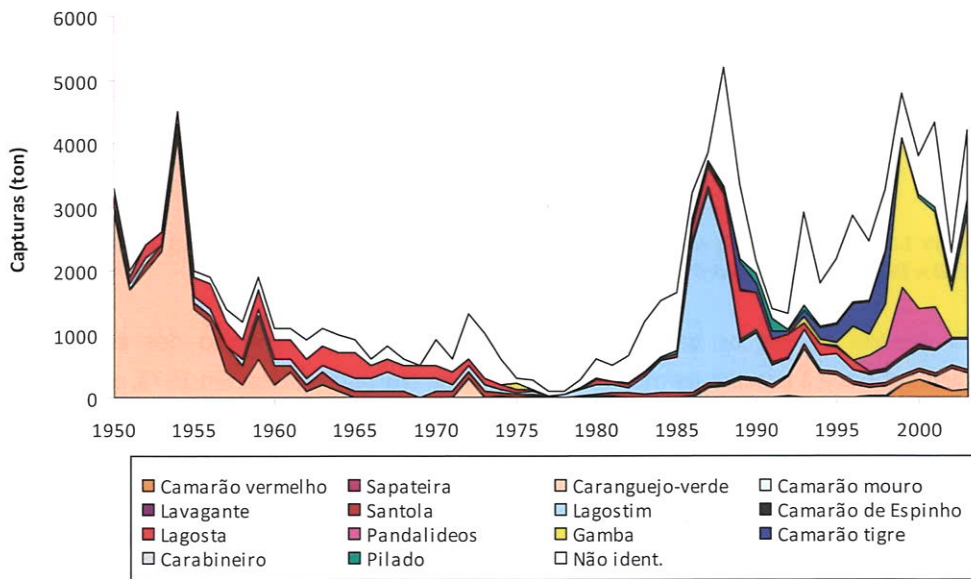


Figura 1.13. Capturas nacionais (ton) dos diferentes recursos de crustáceos entre 1950 e 2003 (Fonte: Fishstat 05).

Actualmente é imperativo reduzir o esforço de pesca para garantir a sustentabilidade destes mananciais, nomeadamente através da redução do número de licenças de pesca, limitação do poder de pesca dos arrastões, redução do número de dias no pesqueiro e/ou estabelecimento de épocas de defeso (nos períodos de recrutamento). Na Tabela 1.2 estão discriminados os tamanhos mínimos para as espécies de crustáceos de valor comercial.

Tabela 1.2. Tamanhos mínimos para diferentes espécies de crustáceos (Fonte: DGPA).

Nome vulgar	Nome científico	Tamanho mínimo	Legislação aplicável
Camarão-branco-legítimo	<i>Palaemon serratus</i>	60 (a)	
Camarão-de-Quarteira	<i>Penaeus (Melicertus) kerathurus</i>	30 (b)	Portaria nº 27/2001, de 15 de Janeiro
Camarão-mouro	<i>Crangon crangon</i>	50 (a)	
Camarão vermelho	<i>Aristeus antennatus</i>	94 (a)	
Caranguejo-verde	<i>Carcinus maenas</i>	29 (b)	
Gamba	<i>Parapenaeus longirostris</i>	50	
		94 (a)	
		24 (b)	
Lagostas	<i>Palinurus</i> spp.	95 (b)	Regulamento (CE) nº 850/98, do Conselho, de 30 de Março de 1998, e Portaria nº 27/2001, de 15 de Janeiro (na redacção dada pela Portaria nº 402/2002, de 18 de Abril)
Lagostim	<i>Nephrops norvegicus</i>	70 (a)	Regulamento (CE) nº 850/98, do Conselho, de 30 de Março de 1998, e Portaria nº 27/2001, de 15 de Janeiro
Lavagante	<i>Homarus gammarus</i>	20 (b)	
Navalheiras	<i>Necora puber</i>	85 (b)(c)	Portaria nº 27/2001, de 15 de Janeiro
Santola europeia	<i>Maja squinado</i>	50 (a)	
Sapateira	<i>Cancer pagurus</i>	120	Regulamento (CE) nº 850/98, do Conselho, de 30 de Março de 1998 (d), e Portaria nº 27/2001, de 15 de Janeiro

(a) Comprimento total.

(b) Comprimento da carapaça ou cefalotórax.

(c) A partir de 1 de Janeiro de 2002, o comprimento da carapaça aplicável é de 87 mm.

(d) O nº 5 e a figura 4A (santola europeia) do Anexo XIII deste Regulamento foram alterados, respectivamente, pelos nºs 7 e 8 do artigo 1º do Regulamento (CE) nº 308/1999, do Conselho, de 8 de Fevereiro de 1999.



## CAPÍTULO 2. BIOLOGIA E ECOLOGIA DE CRUSTÁCEOS DA COSTA PORTUGUESA

---

Actualmente estão descritas mais de 30 000 espécies de crustáceos a nível mundial, as quais são predominantemente marinhas. A ordem dos decápodes assume grande relevância tanto pelo grande número de espécies, como pela grande variedade de formas, englobando os Natantia (camarões) e os Reptantia (lagostins, lagostas, caranguejos e eremitas).

Em todos os decápodes, os primeiros três pares de apêndices torácicos estão modificados e ligados à mastigação (maxilípedes) e os restantes cinco (daí o nome Decapoda) para a locomoção (pereópodes) (Fig. 2.1). Nos decápodes nadadores (Natantia), o abdómen possui apêndices com longas sedas (pleópodes) que funcionam como órgãos natatórios. Na maioria dos casos, os sexos são separados (embora haja casos de hermafroditismo) e os gâmetas são expelidos pelos órgãos copuladores dos machos e pelos oviductos das fêmeas. A fecundação é quase sempre externa. Os crustáceos Peneídeos são os únicos a libertarem directamente os ovos fecundados para a água, ficando nos restantes decápodes fixos aos pleópodes (Fig. 2.2).

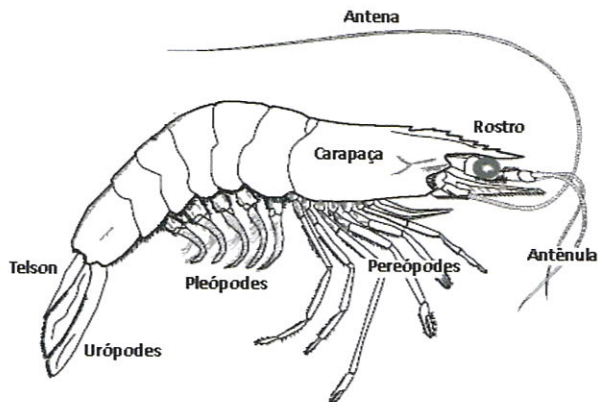


Figura 2.1. Anatomia externa geral de um crustáceo decápode.

A presença de um exoesqueleto nos crustáceos leva a que tenham de efectuar mudas periódicas a fim de permitir o crescimento corporal. A muda é também designada de exuviação ou ecdysis e é um dos processos fisiológicos mais complexos e fascinantes deste grupo taxonómico. A cutícula, segregada pela epiderme, é composta por várias camadas distintas: a epicutícula, a camada mais exterior, fina e composta por lipoproteínas; a exocutícula, situada logo por baixo da epicutícula, constituída por proteínas, sais de cálcio e quitina (ver Capítulo 4.3.2); e finalmente a endocutícula,

composta por duas subcamadas, a camada principal constituída por muita quitina, pouca proteína e muito calcificada e a camada membranosa, muito fina constituída por quitina e proteínas. Embora a muda seja controlada hormonalmente (pelos órgãos X e Y, através da produção da hormona inibidora da muda, MIH, e da hormona da muda, MH, respectivamente) é normalmente estimulada por factores abióticos, como a temperatura e o fotoperíodo. A seguir, neste capítulo, discutir-se-ão alguns aspectos da biologia e ecologia das principais espécies de crustáceos com valor comercial na costa continental portuguesa.

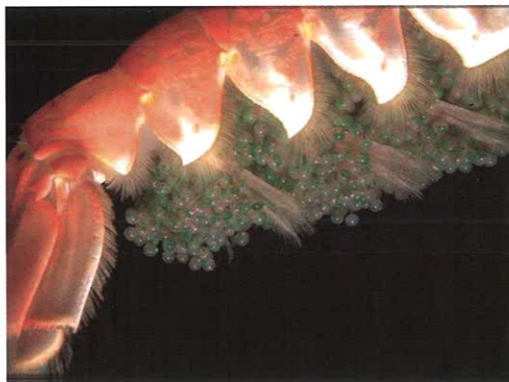


Figura 2.2. Abdómen do lagostim, *Nephrops norvegicus*, com os ovos fecundados fixos aos pleópodes.

### 2.1. Lagostim

O lagostim, *Nephrops norvegicus* (Linnaeus, 1758) (Fig. 2.3), é uma espécie boreal com uma área de distribuição ampla, que inclui o Atlântico Nordeste (desde a Islândia até Marrocos) e o Mar Mediterrâneo (Maynou e Sardà, 1997) (Fig. 2.4), e vive nos fundos vasosos (Fig. 2.6) da plataforma e talude continental, entre 200 e 800 m de profundidade (Moura *et al.*, 1998).

As características reprodutivas do lagostim apresentam variações latitudinais significativas, nomeadamente, na duração do período de incubação dos ovos (6 meses no Mediterrâneo e 10 meses na Islândia), na maturação sexual e na época de postura (anual ou bianual) (Relini *et al.*, 1998; Mori *et al.*, 2001). No entanto, estudos comparativos demonstraram não haver diferenças geográficas significativas entre o número de ovos (entre 800-5000 ovos, Farmer, 1975) e o tamanho individual das fêmeas (Morizur, 1981; Abelló e Sardà, 1982).

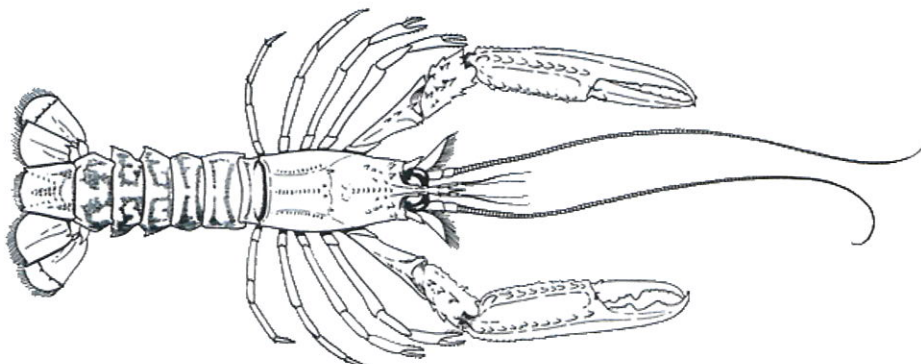


Figura 2.3. Lagostim, *Nephrops norvegicus*.

Na costa portuguesa, o lagostim tem um pico de reprodução no Verão (Agosto-Setembro) (Figueiredo e Barraca, 1963; Figueiredo, 1982) e a variação temporal do índice gonadossomático (IGS) obtida por Rosa e Nunes (2002a) parece ser concordante com esse padrão (Fig. 2.5). Neste estudo, a maturação de *Nephrops norvegicus* revelou a ocorrência de um aumento lento do peso do ovário até ao estado 3 (E3), seguido de um aumento rápido até ao estado 4 (escala de maturação de Farmer, 1975). Este aumento significativo do IGS com a maturação dos oócitos foi, posteriormente, seguido por um decréscimo devido à reabsorção de oócitos (Estado 5). Esta reabsorção pode ser atribuída a vários factores (e.g. falta de fertilização, privação de alimento, controlo hormonal ou desenvolvimento insuficiente para desovar) e parece constituir um mecanismo de conservação/reciclagem de nutrientes (Tuck *et al.*, 1997). A primeira maturação ocorre geralmente quando os indivíduos têm cerca de 30 mm de comprimento da carapaça.

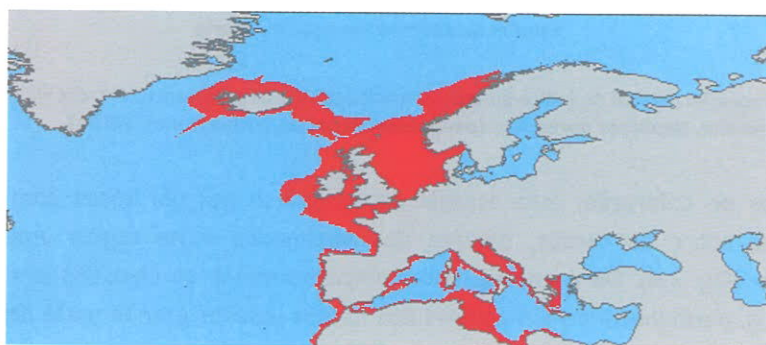


Figura 2.4. Distribuição geográfica do lagostim, *Nephrops norvegicus*.

No que diz respeito ao desenvolvimento embrionário e larvar desta espécie, poucos estudos foram realizados desde a revisão feita por Farmer (1975). O período larvar dura, aproximadamente, 34 dias, o pós-larvar 254 dias e o recrutamento ocorre após

um ano (Hillis, 1979; Sardà, 1995). O crescimento é feito por mudas sucessivas e os machos atingem, em geral, comprimentos maiores do que as fêmeas. Tal deve-se ao facto das fêmeas não poderem efectuar mudas no período em que transportam os ovos (durante 6 a 7 meses; Fig. 2.2).

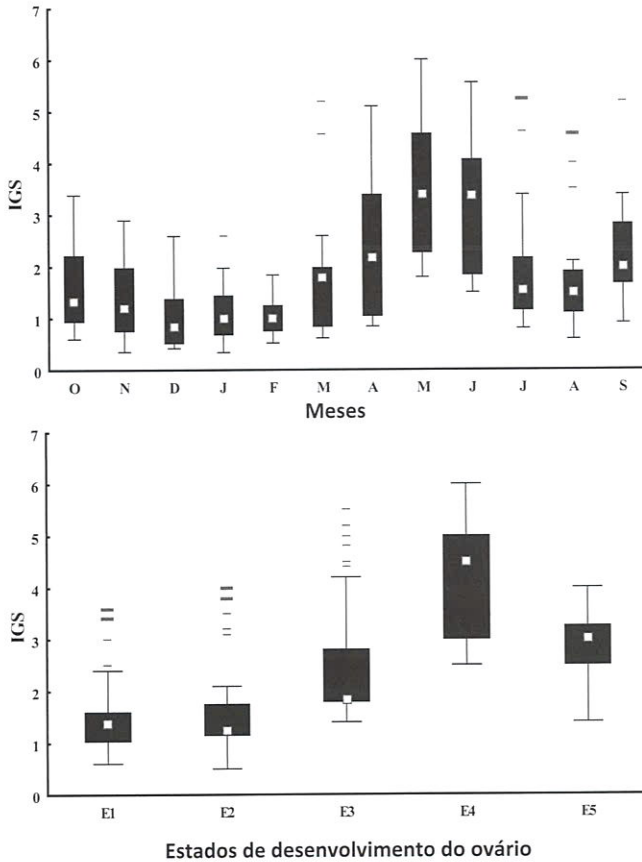


Figura 2.5. Evolução mensal do índice gonadosomático (IGS) e nos diferentes estados de maturação sexual do lagostim, *Nephrops norvegicus* (dados compilados de Rosa e Nunes, 2002a).

Em termos de coloração, esta espécie caracteriza-se por ser rósea com bandas alaranjadas sobre os carpos, dactilos dos quelípodes e na região anterior do cefalotórax (Fig. 2.6). Do ponto de vista comportamental, os lagostins são animais sedentários, permanecendo em galerias nos fundos vasosos grande parte do tempo, saindo durante o crepúsculo para se alimentarem. É uma espécie predadora generalista de eufausiáceos, crustáceos decápodes, peixes e moluscos (Cristo e Cartes, 1998). O facto do lagostim apresentar uma baixa frequência alimentar e uma capacidade de suportar o metabolismo basal sem a ingestão de macro-alimentos (Sardà e Valladares, 1989) levanta questões importantes sobre a sua ecologia bentónica que importa esclarecer.

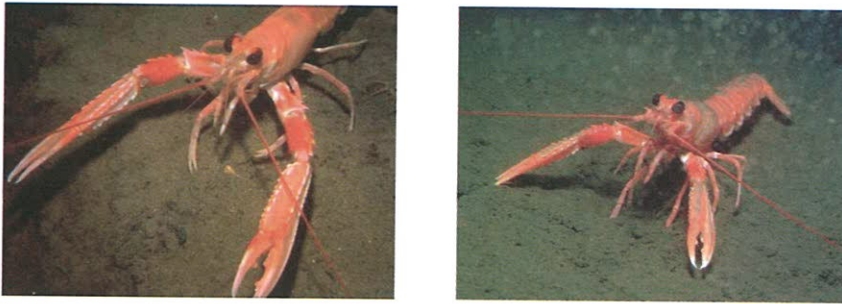


Figura 2.6. Lagostins em substratos vasosos.

## 2.2. Gamba rosa

A gamba rosa, *Parapenaeus longirostris* (Lucas, 1846) (Fig. 2.7), é um peneídeo com uma distribuição geográfica que se estende desde o norte de Espanha até Angola, incluindo o Mar Mediterrâneo (Pérez-Farfante, 1982) (Fig. 2.8).

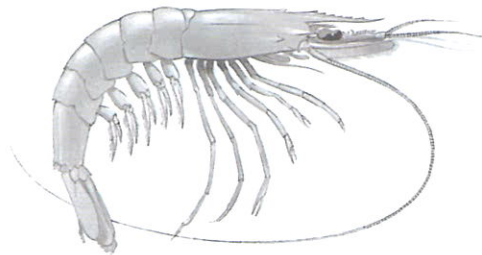


Figura 2.7. Gamba rosa, *Parapenaeus longirostris*.

É uma espécie demersal de fundos areno-vasosos ou vaso-arenosos, que se pode encontrar entre 100 e 700 m, sendo mais frequente entre 100 e 300 m. Tem um ciclo de vida típico de um peneídeo de profundidade. Após a eclosão dos ovos, a larva migra para a superfície onde permanece com vida planctónica durante cerca de dois meses até à fase de pós-larva.



Figura 2.8. Distribuição geográfica da gamba rosa, *Parapenaeus longirostris*.

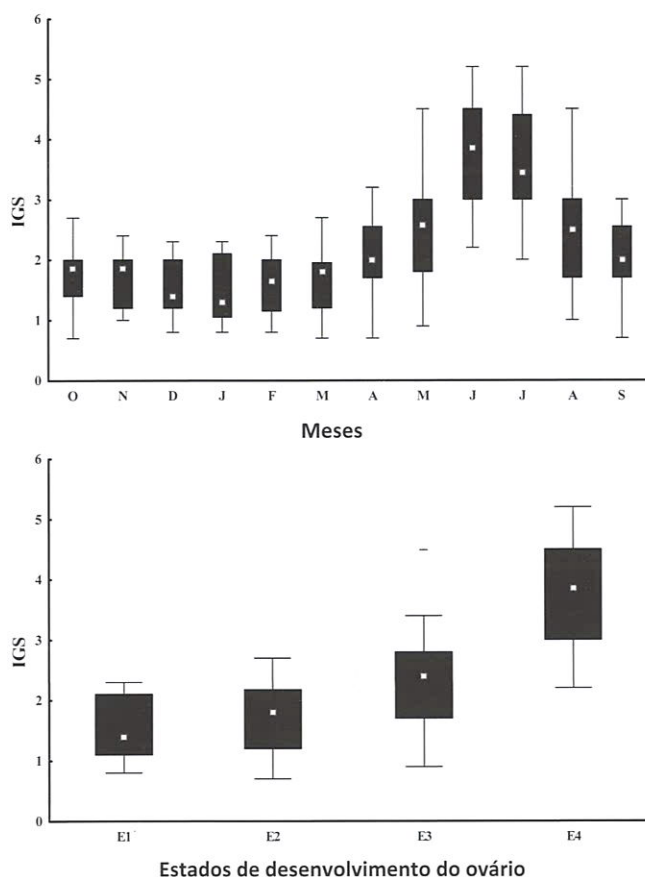


Figura 2.12. Evolução mensal do índice gonadosomático (IGS) e nos diferentes estados de maturação sexual do camarão vermelho, *Aristeus antennatus* (dados compilados de Rosa e Nunes, 2003b).

#### 2.4. Lavagante

O lavagante europeu, *Homarus gammarus* (Linnaeus, 1758) (Fig. 2.13), é uma espécie com uma ampla área de distribuição, desde a Noruega até Marrocos (Triantafyllidis *et al.*, 2005). A sua distribuição também inclui as áreas costeiras e ilhas do Mar Mediterrâneo, embora seja menos abundante do que

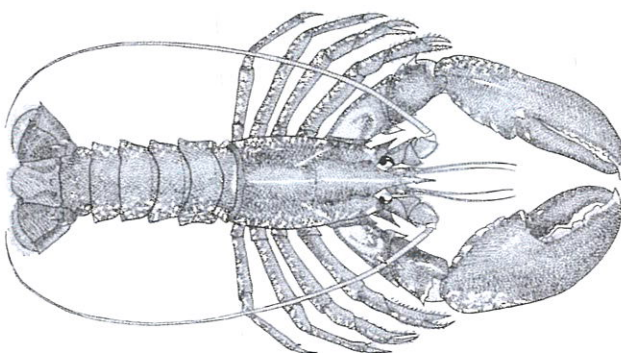


Figura 2.13. Lavagante europeu, *Homarus gammarus*.

no Atlântico (Fig. 2.14). É de salientar que esta espécie não ocorre no Mar Báltico devido à salinidade mais baixa e às temperaturas extremas.

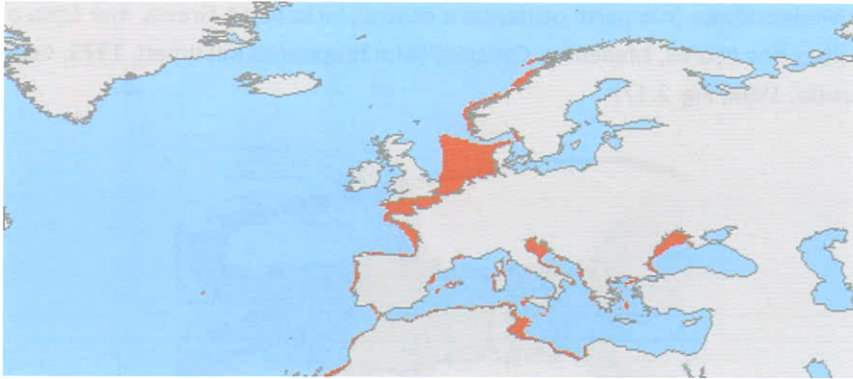


Figura 2.14. Distribuição geográfica do lagavante europeu, *Homarus gammarus*.

Esta espécie pode ser encontrada entre 0 e 150 m (da plataforma continental), mas sobretudo entre a zona de entre-marés e 50 m (Holthuis, 1991). São organismos nocturnos e sedentários que vivem sobretudo em substratos rochosos (anfractuosidades rochosas), podendo atingir 50 cm de comprimento total e 5 a 6 kg de peso total. Apresentam uma coloração amarelada na região ventral e manchas negras azuladas densas na região dorsal (sobretudo na carapaça e segmentos abdominais) (Fig. 2.15).



Figura 2.15. Lagavantes em substratos rochoso e vasoso.

As fêmeas podem ser encontradas com ovos durante todo o ano, mas a postura é geralmente efectuada nos meses de Julho e Agosto (Lizárraga-Cubedo *et al.*, 2003). A incubação dos ovos demora cerca de 11 meses, altura em que medem cerca de 1,5 a 2 mm de diâmetro (Zariquiey-Álvarez, 1968).

## 2.5. Lagosta

A lagosta europeia, *Palinurus elephas* (Fabricius, 1787) (Fig. 2.16), é um decápode de águas temperadas, ocorrendo desde a Noruega até à costa de Marrocos, incluindo o Mar Mediterrâneo (nas parte ocidental e central, incluindo a Grécia, mar Egeu e Líbia) e as ilhas dos Açores, Madeira e Canárias (Moraitopoulou-Kassimati, 1973; Ceccaldi e Latrouite, 1994; Fig. 2.17).

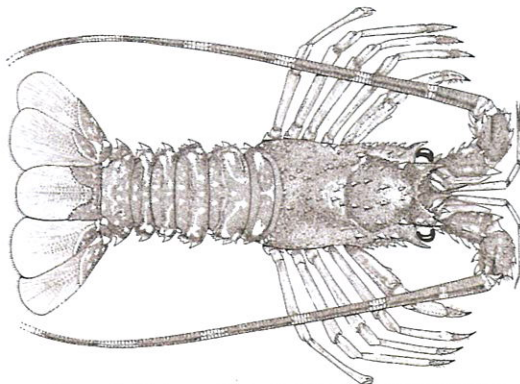


Figura 2.16. Lagosta europeia, *Palinurus elephas*.

É uma espécie que se encontra preferencialmente em fundos rochosos circalitorais e ocorre entre 5 e 160 m de profundidade, sendo mais comum entre 10 e 70 m (Holthius, 1991). Estes organismos são mais activos durante a noite, altura em que se movimentam para se alimentar, estando de dia em cavidades obscuras (Ledoyer, 1968). As grandes migrações típicas das espécies das Caraíbas não foram detectadas na espécie europeia, embora a densidade costeira diminua com o final do período de reprodução, voltando a aumentar na Primavera.

O tamanho máximo que esta espécie pode alcançar é de 60 cm de comprimento total, sendo, no entanto, mais frequente entre 40 e 50 cm. Em termos de comprimento da carapaça, podem atingir 8,5 a 19,3 cm nos machos e 8 a 18 cm nas fêmeas.

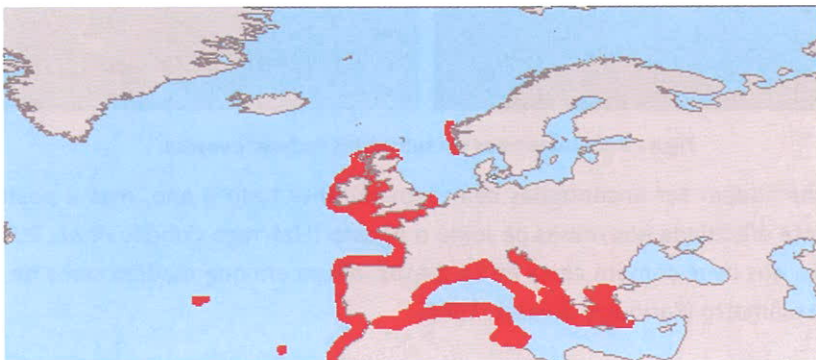


Figura 2.17. Distribuição geográfica da lagosta europeia, *Palinurus elephas*.

Esta espécie tem uma coloração castanha-violeta com manchas amarelas espalhadas por todo o corpo e linhas longitudinais esbranquiçadas nos pereópodes (Fig. 2.18).

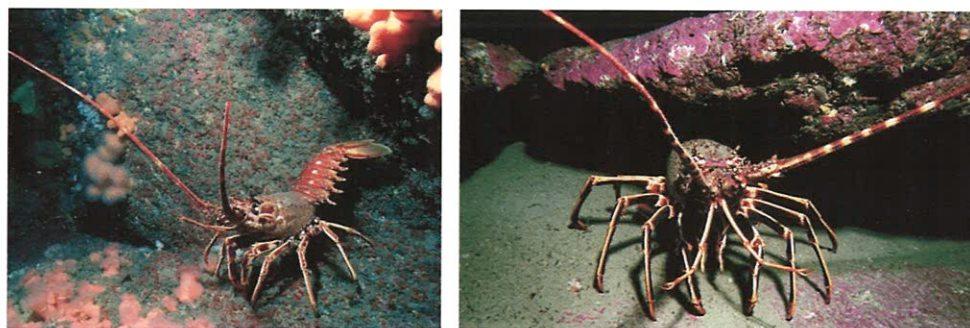


Figura 2.18. Lagostas em substratos rochosos.

O tamanho em que atinge a maturidade sexual é dependente da latitude. Quanto mais para norte mais tarde se verifica a primeira maturação (há registos de animais maturos com 21 cm em latitudes baixas e animais com 35 cm nas latitudes mais elevadas). No Mediterrâneo, segundo Goñi *et al.* (2003), as fêmeas são sexualmente maduras com cerca 7,6 cm de comprimento da carapaça e os machos com 8,3 cm.

A fecundidade é dependente do tamanho da fêmea. Por exemplo, à mesma latitude, a desova de um animal de 23 cm poderá ser de 13 mil ovos, mas será de 134 mil ovos quando atingir um comprimento de 34 cm. No máximo uma fêmea poderá pôr até 250 mil ovos.

No que diz respeito à reprodução, esta parece ocorrer entre Agosto e Outubro e o tempo de incubação dos ovos no Atlântico é de 9 meses (Mercer, 1973), enquanto que no Mediterrâneo é de apenas 5 meses, reflectindo provavelmente as temperaturas mais quentes das águas (Hunter, 1999).

A eclosão dos ovos (com cerca de 1,1 mm) dá-se principalmente no fim da Primavera início do Verão do ano seguinte e as larvas resultantes da eclosão (filossomas) são pelágicas e planctónicas. O assentamento das larvas ocorre passado 6 meses a um ano no Atlântico e 5 meses no Mediterrâneo. Embora os dados sejam insuficientes, sabe-se que esta espécie tem uma grande longevidade (podendo atingir 14 anos). Consequentemente, o crescimento lento, a taxa de reprodução moderada e a grande longevidade, classifica a lagosta como possuindo uma estratégia ecológica do tipo “k” (ao contrário, os animais do tipo “r”, e.g. insectos, possuem baixa longevidade, taxas de reprodução elevadas e crescimento muito rápido).

## 2.6. Santola

A santola europeia, *Maja squinado* senso lato (Fig. 2.19), foi recentemente subdividida em duas espécies: *Maja brachydactyla* Balss, 1922, para a costa Atlântica e *Maja squinado* (Herbst, 1788) para o Mar Mediterrâneo (ver Neumann, 1998). A sua distribuição geográfica estende-se desde a Noruega até à costa NO africana, incluindo a Islândia e o Mar Mediterrâneo (Ingle, 1980) (Fig. 2.20). É uma espécie que habita o sub-tidal até aos 50 m de profundidade, em substratos rochosos e arenosos. Os seus movimentos são não-direccionais e lentos (menos de 10 m por dia) (Bernárdez *et al.*, 2000). No entanto, após a maturação sexual e a muda terminal podem-se movimentar mais e para águas mais profundas (Freire e González-Gurriarán, 1998).



Figura 2.19. Santola, *Maja squinado* senso lato.

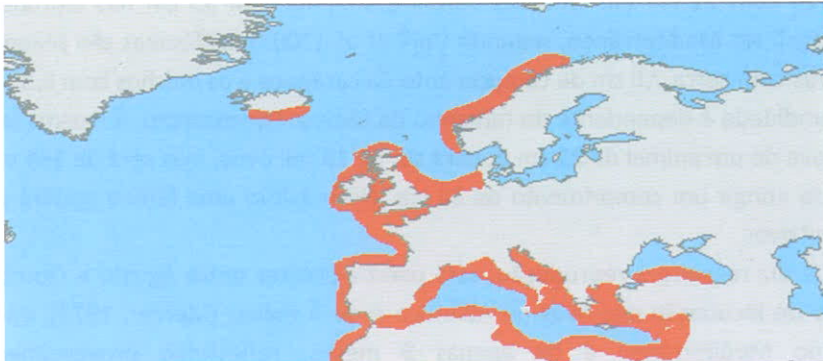


Figura 2.20. Distribuição geográfica da santola, *Maja squinado* senso lato.

De facto, o seu ciclo de vida é complexo, mudando os seus habitats e as suas características comportamentais consoante a fase de crescimento e o período do seu ciclo. A muda terminal divide o ciclo em duas fases: um período de crescimento inicial com uma fase larvar e juvenil curtas e um segundo período, reprodutivo, em que o animal não cresce (Sampedro *et al.*, 1999 e 2003).

Em termos morfológicos, estes animais são caracterizados por terem uma carapaça bastante convexa com espinhos na sua extremidade (Fig. 2.21). Apresentam uma coloração avermelhada ou acastanhada e o corpo está muitas vezes coberto por algas. A dieta desta espécie é composta por algas Laminariaceae, *Corallina* sp., moluscos (chitons, gastrópodes e bivalves), equinodermes e ascídias (Bernárdez *et al.*, 2000). Esta composição varia com a abundância sazonal das presas e está altamente dependente da muda.



Figura 2.21. Santolas em substratos rochosos.

### 2.7. Sapateira

A sapateira, *Cancer pagurus* Linnaeus, 1758 (Fig. 2.22), é uma espécie do Atlântico NE, desde a costa de Marrocos até à Noruega (70 °N), sendo mais comum no Mar do Norte. Também existem registos (mas antigos) desta espécie no Mar Mediterrâneo (e.g. nas costa de Marselha, Nápoles e na Grécia) (Fig. 2.23).

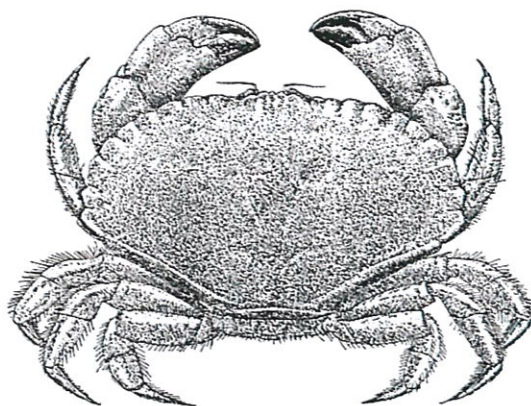


Figura 2.22. Sapateira, *Cancer pagurus*.

São organismos epi-bentónicos, principalmente de substratos rochosos ou de fundos vasosos (geralmente mais profundos). Podem-se encontrar desde a zona entre-marés até 100 m de profundidade. Os machos podem atingir um comprimento total entre 5 a 27 cm enquanto que as fêmeas entre 5 e 19 cm. O macho atinge a maturidade sexual com 11 cm enquanto que a fêmea com 11,5 cm.

Estes animais são característicos pela grande carapaça oblonga, que tem nas margens fronto-laterais 10 lóbulos redondos, pelos robustos quelípodes (“pinças”) com as pontas escuras e pela coloração vermelha-acastanhada (Fig. 2.24). A cópula ocorre na Primavera e Verão, logo depois das fêmeas efectuarem as mudas (Brown e Bennett, 1980). Estas enterram-se carregando os ovos durante 6 a 9 meses e as larvas eclodem

no final da Primavera (Thompson *et al.*, 1995). A fecundidade das fêmeas varia entre 0,25 e 3 milhões de ovos por fêmea, dependendo do tamanho (Bennett, 1995). De acordo com Naylor *et al.* (1999), as fêmeas enterradas podem armazenar esperma e, conseqüentemente, produzir larvas viáveis na época reprodutiva seguinte sem haver a cópula ou muda. No Mar do Norte, as fêmeas podem migrar para águas mais profundas para libertarem as larvas e depois voltarem para águas menos profundas para se alimentarem (Nichols *et al.*, 1982).

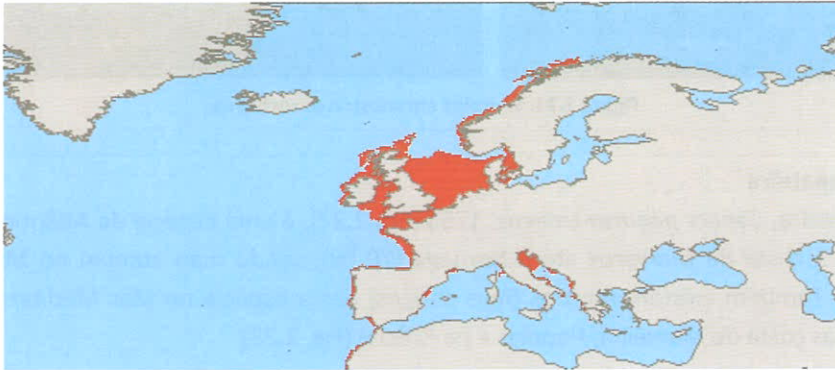


Figura 2.23. Distribuição geográfica da sapateira, *Cancer pagurus*.

Os juvenis assentam na zona de entre-marés no final do Verão início do Outono e permanecem aí até atingirem 6-7 cm (cerca de 3 anos), altura em que se movem para zonas do sub-tidal (Regnault, 1994). As taxas de crescimento variam com a idade e o sexo. Entre o quarto e o oitavo ano, os machos crescem cerca de 1 cm de CC por ano enquanto que as fêmeas 0,5 cm. A partir do oitavo ano, a taxa de crescimento abranda, até atingir 2 mm/ano durante o 16º e 18º ano de vida nos machos e 0,1 mm/ano no caso das fêmeas (Bennett, 1979; Brown e Bennett, 1980).

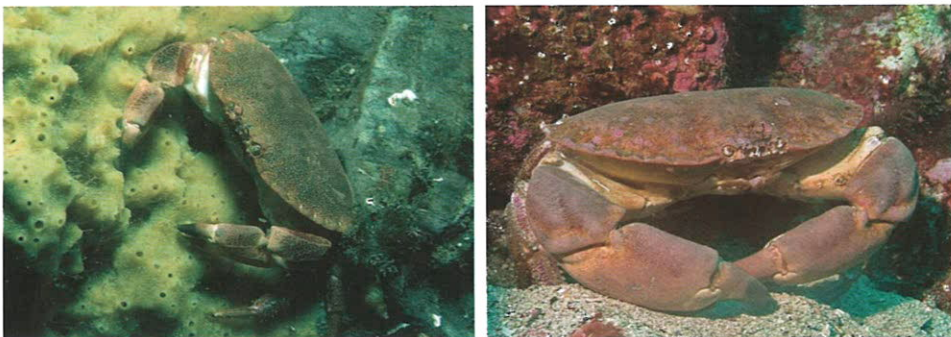


Figura 2.24. Sapateiras em substratos rochosos.

São predadores activos, consumindo crustáceos (*Carcinus maenas*, *Porcellana platycheles*, *Pisidia longicornis*, *Pilumnus hirtellus*, *Galathea squamifera* e mesmo

conspécíficos) (Lawton, 1989), moluscos (*Nucella lapillus*, *Littorina littorea*, *Ensis* spp., *Mytilus edulis*, *Cerastoderma edule*, *Ostrea edulis*) (Lawton e Hughes, 1985; Mascaró e Seed, 2001). A sapateira escava buracos largos para ter acesso aos bivalves e é noturna, presumivelmente para se proteger de predadores como o peixe lobo, o bacalhau e as focas (Skajaa *et al.*, 1998).

## 2.8. Navalheira

A navalheira, *Necora puber* (Linnaeus, 1767) (Fig 2.25) é uma espécie com uma área de distribuição que se estende desde a Noruega até à costa NO Africana (sendo mais rara no Mar Mediterrâneo Ocidental) (Fig 2.26).

É uma espécie bentónica de fundos rochosos, arenosos e vasosos pouco profundos (desde a zona de entre-marés até geralmente 30-40 m)

que pode atingir 8 cm de comprimento total. Segundo Hearn (2004), 50 % da população das ilhas Orkney (Reino Unido) encontra-se sexualmente madura a partir de 4,3 cm de CC no caso das fêmeas e 5,3 cm no caso dos machos. As fêmeas ovígeras são observadas entre Janeiro e Julho, com um pico na Primavera. A sua fecundidade varia entre 5000 e 278 000 ovos, variando com o tamanho.



Figura 2.25. A navalheira, *Necora puber*.



Figura 2.26. Distribuição geográfica da navalheira, *Necora puber*.

Esta espécie tem uma coloração azulada com tons acastanhados, a carapaça com uma textura ligeiramente aveludada, quelípodos fortes e idênticos e os olhos vermelhos (Fig. 2.27).

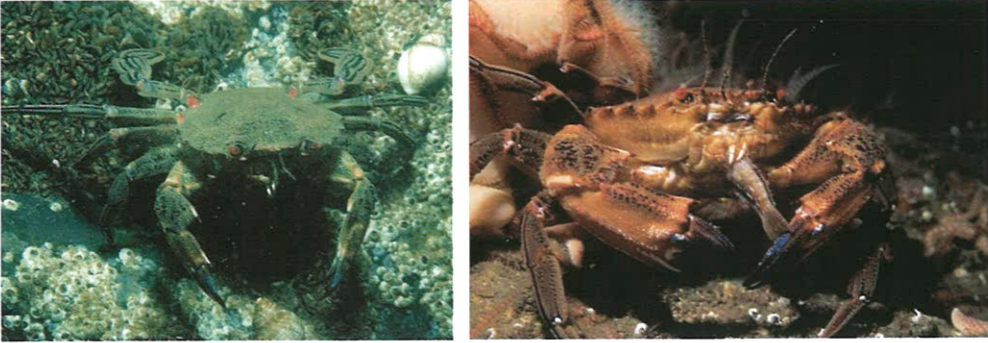


Figura 2.27. Navalheiras.

### 2.9. Camarão-de-Quarteira

O camarão-de-Quarteira (camarão tigre ou gamba manchada), *Penaeus (Melicertus) kerathurus* (Forskäl, 1775) (Fig. 2.28), é um peneídeo com uma área de distribuição que vai desde o sul de Inglaterra até Angola, incluindo o Mar Mediterrâneo (Fig. 2.29).

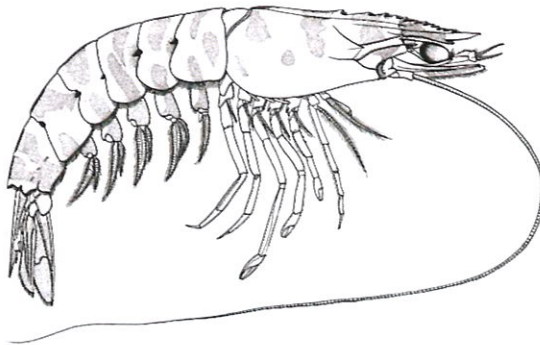


Figura 2.28. Camarão-de-Quarteira, *Penaeus (Melicertus) kerathurus*.

É uma espécie demersal, frequente nas águas costeiras marinhas e salobras, sobre fundos arenosos ou areno-vasosos, entre 0,5 m e 90 m de profundidade, sendo mais frequente até 40 m (Holthuis, 1980). Os machos podem atingir 18 cm de comprimento total enquanto que as fêmeas podem atingir 22 cm, sendo o comprimento médio dos machos entre 10 e 14 cm e o das fêmeas entre 13 e 17 cm. A postura desta espécie realiza-se entre Maio e Novembro, durante a noite, e os ovos ficam depositados no fundo envolvidos num invólucro gelatinoso que pode conter mais de um milhão de ovos (Lagardère, 1971). As pós-larvas são geralmente encontradas na foz dos rios e zonas lagunares.



Figura 2.29. Distribuição geográfica do camarão-de-Quarteira, *Penaeus (Melicertus) kerathurus*.

Têm uma coloração parda, com bandas mais escuras em cada segmento abdominal (excepção do sexto segmento com duas bandas) e as antenas, pereópodes e sedas dos urópodes rosa e com a extremidade do exopódito dos urópodes azul vivo (Fig. 2.30).



Figura 2.30. Camarão-de-Quarteira num substrato areno-vasoso.

### 2.10. Camarão-mouro

O camarão-mouro (camarão preto ou negro), *Crangon crangon* (Linnaeus, 1758) (Fig. 2.31), é uma espécie com uma grande área de distribuição que vai desde o Mar Branco (Rússia) até à costa de Marrocos, incluindo os mares Báltico, Mediterrâneo e Negro (Fig. 2.32).

É uma espécie costeira epi-bentónica, presente em águas marinhas e salobras, podendo ocorrer desta a zona de entre-marés até 130 m de profundidade, sendo mais frequente até 20 m (Holthuis, 1980), onde se podem encontrar densidades de 60 indivíduos por m<sup>2</sup> (nos picos do Verão; Beukema, 1992). Vive em fundos arenosos e vasosos e é característica das biocenoses de fundos de areia fina e bem calibrada

(de preferência entre 125 e 710  $\mu\text{m}$ ), onde se encontra geralmente enterrada só com os olhos e as antenas fora do sedimento (Pinn e Ansell, 1993). O seu comportamento é influenciado pela luz, alimentando-se geralmente de noite, excepto em zonas de muita turbidez (Lloyd e Yonge, 1947).

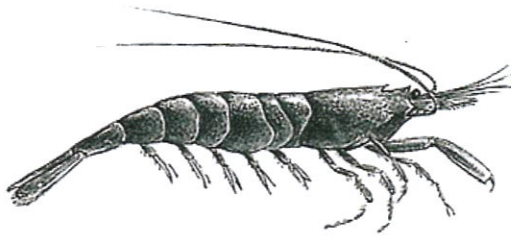


Figura 2.31. Camarão-mouro, *Crangon crangon*.

A idade máxima desta espécie é de 3 anos, embora a larga maioria da população esteja na classe do 1º ano, 10-20 % no segundo e o resto no terceiro (Oh *et al.*, 1999). O assentamento das larvas ocorre entre Maio e Julho de modo a preda os “blooms” de copépodes, o principal item alimentar nos primeiros estados bentónicos (Boddeke *et al.*, 1986). Também efectuam migrações para áreas de *nursery* de modo a se protegerem dos predadores e a terem mais disponibilidade alimentar. No entanto, após 2-3 semanas regressam novamente para águas mais profundas (Cattrijsse *et al.*, 1997). No que diz respeito aos adultos, estes efectuam migrações horizontais para águas profundas de Novembro a Março de modo a evitarem as salinidades mais baixas das zonas costeiras (Boddeke, 1989).

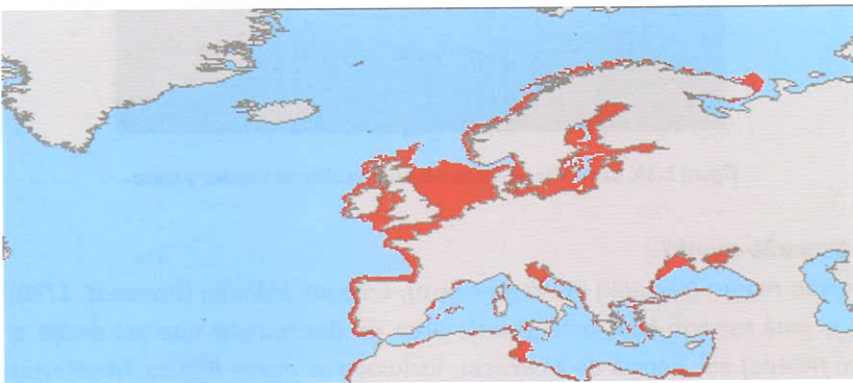


Figura 2.32. Distribuição geográfica do camarão-mouro, *Crangon crangon*.

Relativamente à reprodução, Boddeke (1989) propôs que esta espécie era hermafrodita protândrica com machos maduros entre 30-55 mm e fêmeas maiores que 44 mm. Os machos reproduziam-se uma vez e depois mudavam para fêmeas (demorando 2 meses para isso acontecer). No entanto, outros autores afirmam que

os machos são apenas mais pequenos e com uma menor longevidade do que as fêmeas. O facto das abundâncias dos machos variarem sazonalmente de um modo significativo (de 6 a 82 % num ano; Abbott e Perkins, 1977) parece sugerir mortalidades diferenciadas entre sexos ou a mudança de sexo por parte dos machos. A maturidade parece ocorrer no segundo ano de vida nas regiões mais setentrionais e no primeiro ano nas regiões meridionais da distribuição, quando os machos têm mais de 30 mm de comprimento total e as fêmeas mais de 44 mm. Os picos da reprodução ocorrem entre Abril e Agosto e Outubro/Novembro, quando as fêmeas transportam os ovos (cerca de 4500 ovos) durante 4 a 13 semanas, dependendo da temperatura (Boddeke, 1989). As larvas que eclodem dos ovos de Inverno são maiores do que as que eclodem dos ovos de Verão, nomeadamente 2,44 mm de comprimento vs 2,14 mm (Boddeke, 1982), presumivelmente para melhorar a sobrevivência durante a fase do ano em que a produtividade planctónica é baixa. Têm uma coloração acinzentada, mais ou menos escura, e apresentam uma faixa escura sobre a parte posterior do quarto segmento abdominal (Fig. 2.33).



Figura 2.33. Camarão-mouro, *Crangon crangon*.

*Crangon crangon* é um predador activo, consumindo poliquetas, peixes, moluscos e pequenos artrópodes (Dolmer *et al.*, 2001; Kamermans e Huitema, 1994; Oh *et al.*, 1999), mas também pode alimentar-se de algas especialmente de *Ulva lactuca* e *Ulva intestinalis* (Oh *et al.*, 2001).

### 2.11. Camarão-branco-legítimo

O camarão-branco-legítimo (ou camarão de Espinho), *Palaemon serratus* (Pennant, 1777) (Fig. 2.34), é uma espécie com uma distribuição geográfica que se estende desde a Dinamarca até Marrocos, incluindo os mares Mediterrâneo e Negro (Fig. 2.35).

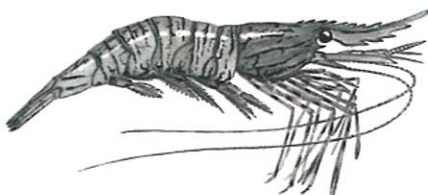


Figura 2.34. Camarão-branco-legítimo, *Palaemon serratus*.

Esta espécie está presente na zona infra-litoral, em substratos rochosos com algas e *Zostera* ou em anfractuosidades escuras, até 40 m de profundidade (Udekem d'Acoz, 1999). O seu comprimento varia entre 7,5 e 11 cm e as fêmeas ovígeras estão presentes durante todo o ano, tendo os ovos cerca de 0,6 mm (Lagardère, 1971; Calado e Narciso, 2000). Segundo Guerao e Ribera (2000), a abundância de *P. serratus* no Mediterrâneo Ocidental é marcadamente sazonal, com picos no final do Verão e início do Outono. O seu ciclo reprodutivo inicia-se no final do Outono quando se encontram as primeiras fêmeas maduras.

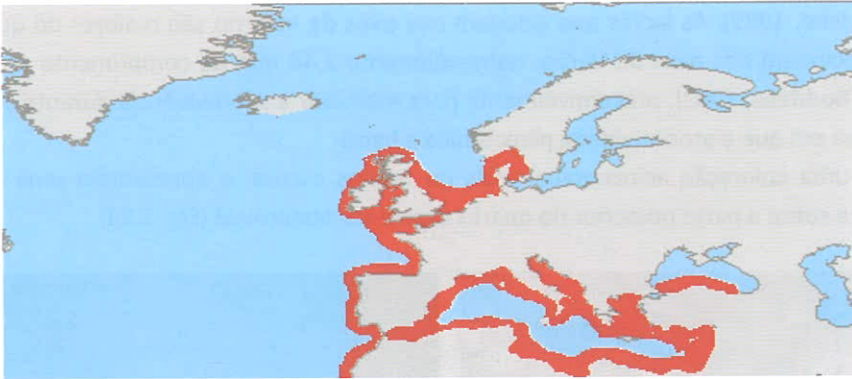


Figura 2.35. Distribuição geográfica do camarão-branco-legítimo, *Palaemon serratus*.

O corpo é quase transparente e apresenta na carapaça listas vermelhas que se estendem desde o bordo anterior até ao bordo posterior. Os segmentos abdominais apresentam listas transversais e pontuações vermelhas escuras. O telson e pedúnculos antenares apresentam também manchas avermelhadas (Fig. 2.36).

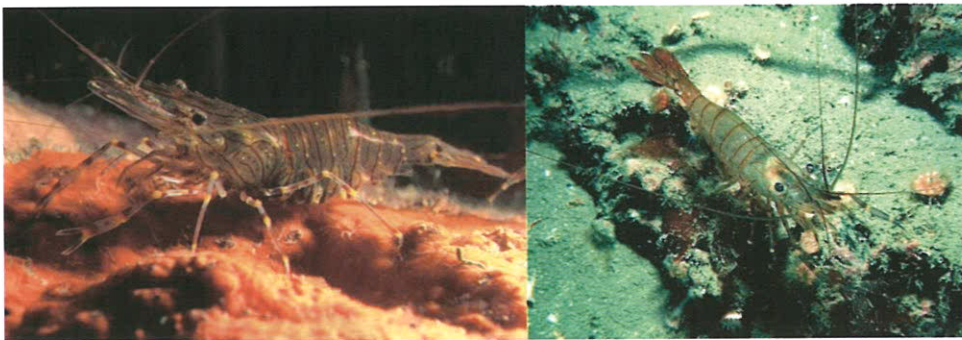


Figura 2.36. Camarão-branco-legítimo, *Palaemon serratus*.

*P. serratus* é uma espécie omnívora, alimentando-se principalmente de algas (*Laminaria* e *Rhodophyceae*), pequenos crustáceos e de uma pequena proporção de moluscos e poliquetas (Lagardère, 1971).

### 2.12. Caranguejo-verde

O caranguejo-verde, *Carcinus maenas* (Linnaeus, 1758) (Fig. 2.37), é uma espécie nativa da costa atlântica europeia e do Norte de África, desde a Noruega até à Mauritânia (Almaça, 1962, 1982; Fig. 2.38).

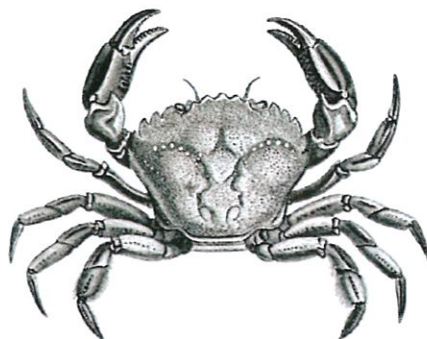


Figura 2.37. Caranguejo-verde, *Carcinus maenas*.

A sua plasticidade ambiental é grande e por isso tem vindo a invadir outras zonas do mundo, nomeadamente as costas da África do Sul, Austrália, Japão e as costas atlântica e do Pacífico dos Estados Unidos da América (Behrens Yamada *et al.*, 2005). O caranguejo foi introduzido na costa oeste do Atlântico no início do século XIX, ocorrendo em New Jersey e Cape Cod. Em 1960, já se tinha espalhado por toda a Nova Escócia. O primeiro registo na costa Oeste dos Estados Unidos foi em 1989 na Baía de S. Francisco. Desde a sua descoberta na Califórnia, já se verificou também em Oregon em 1997, Washington em 1998 e ilha de Vancouver (Canadá) em 1998. Análises genéticas provaram que as populações de S. Francisco provieram das da costa Este da América do Norte (Geller *et al.*, 1997).

Em 1999, esta espécie foi observada pela primeira vez na Austrália e em 1993 colonizou a ilha da Tasmânia (Thresher, 1997). Pensa-se que as introduções foram feitas através das águas dos balastos ou do transporte de organismos vivos de aquacultura. De acordo com análises genéticas, existem actualmente algumas provas sobre a existência de híbridos entre *C. maenas* e *C. aestuarii* na África do Sul e no Japão.

Esta espécie pode ser encontrada em diferentes habitats (como nas zonas de entre-marés rochosa e arenosa, estuários, sapais, etc.), uma vez que consegue tolerar grandes variações de salinidade. Embora seja essencialmente de zonas pouco profundas pode ser encontrada até 60 m de profundidade.

O caranguejo-verde aumenta 20-33 % o seu tamanho por muda (Klein Breteler, 1975) e demora cerca de 10 mudas até atingir 20 mm de comprimento da carapaça no primeiro ano. Após o primeiro ano pode ter mais do que uma muda por ano se as condições forem ideais, mas o número de mudas diminui quando a maturação é

alcançada (Crothers, 1967). O tamanho máximo que os machos atingem é cerca de 86 mm de comprimento total, enquanto que nas fêmeas é de 70 mm. A maturação ocorre nos machos com cerca de 25-30 mm enquanto que nas fêmeas é com 15-30 mm.



Figura 2.38. Distribuição geográfica inicial do caranguejo-verde, *Carcinus maenas*.

A duração da época de reprodução está intimamente relacionada com a localização geográfica. Por exemplo, fêmeas ovíferas podem ser encontradas durante todo o ano no Sul de Inglaterra, entre Janeiro e Abril/Maio no Canal de Bristol e apenas na Primavera no Norte da Escócia (Ingle, 1980). Nas zonas onde existe uma época de reprodução definida, as fêmeas juntam-se em determinados locais onde os machos competem para copular (van der Meeren, 1994).

As fêmeas permanecem enterradas durante 4 meses, dependendo da temperatura, antes da eclosão dos ovos na Primavera/Verão. As fêmeas nos estuários migram para a foz para libertar as larvas durante a noite em águas com maior salinidade (Queiroga, 1996). A sul da sua área de distribuição, as larvas são libertadas também no Inverno quando as águas são mais frias (Sprung, 2001). Segundo Crothers (1967), esta espécie só se reproduz a temperaturas inferiores a 18 °C. O máximo de fecundidade registado para esta espécie foi de 185 000 ovos e 10 anos de longevidade.

Tem uma coloração muito variada (Fig. 2.39), desde o verde-escuro até ao laranja ou vermelho. Estas variações de cor podem ser devidas aos diferentes habitats ou a diferentes fases no ciclo de vida. Por exemplo, os juvenis apresentam um grande número de padrões distintos de manchas. Segundo Dittmann e Villbrandt (1999) a ocorrência de colorações vermelhas pode estar relacionada com o período de acasalamento e é causada pela fotodegradação do pigmento verde do exoesqueleto. Adicionalmente, os caranguejos vermelhos apresentam uma carapaça mais grossa que lhes dá também uma maior protecção durante conflitos intra-específicos. No

entanto, parecem apresentar taxas metabólicas mais altas e ter menor tolerância a alterações de salinidade e de temperatura do que os de coloração verde.



Figura 2.39. Caranguejo-verde, *Carcinus maenas*, com diferentes tipos de coloração da carapaça.

São predadores vorazes, tendo preferência por bivalves (amêijoas, ostras e mexilhão), poliquetas e outros pequenos crustáceos e parecem ser responsáveis por alterações das comunidades de invertebrados na zona de entre-marés à escala mundial. De facto, segundo especialistas, se a distribuição e abundância de *C. maenas* na costa do Pacífico dos E.U.A. aumentar, o seu impacto ecológico nas comunidades nativas e o impacto económico na produção de marisco (e.g. *Cancer magister* e bivalves) deverá ser avassalador (Hunt e Behrens Yamada, 2003).

### 2.13. Pilado

O pilado, *Polybius henslowii* Leach, 1820 (Fig. 2.40), é uma espécie com uma distribuição desde as Ilhas Britânicas até à costa de Marrocos, incluindo as ilhas dos Açores, das Canárias e a parte ocidental do Mar Mediterrâneo (até Malta) (Fig. 2.41).

É uma espécie pelágica que pode ser encontrada entre 2 e 1200 m de profundidade e que é conhecida por formar grandes grupos. Efectivamente, segundo González-Gurriarán e Olaso (1987) este caranguejo pode constituir cerca de 90 % de toda a biomassa presente na plataforma continental da Galiza, atingindo valores de cerca 200 000 caranguejos (2,5 toneladas de biomassa) por hora de arrasto. No entanto, nas águas mais costeiras as densidades médias são de 0,21 a 16,6 caranguejos por 100 m<sup>2</sup> (González-Gurriarán *et al.*, 1991). Em Portugal, o pilado (Fig. 2.42) é capturado, por exemplo, como *by-catch* da pesca dos crustáceos de

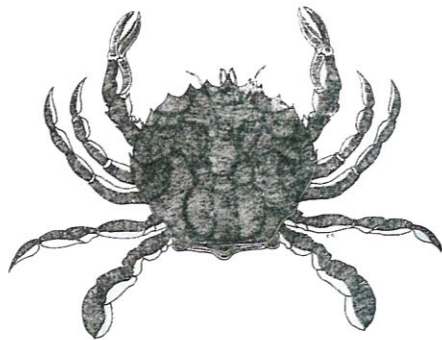


Figura 2.40. Pilado, *Polybius henslowii*.

profundidade na costa algarvia, juntamente com o verdinho (*Micromesistius poutassou*), o peixe mini-saia (*Capros aper*) e o apara-lápis (*Macroramphosus* sp.) (Monteiro *et al.*, 2001).



Figura 2.41. Distribuição geográfica do pilado, *Polybius henslowii*.

Embora não seja um membro permanente da fauna dos ecossistemas marinhos costeiros, esta espécie entra em zonas neríticas, perto da superfície, em grupos muito dispersos. Este comportamento migratório peculiar desta grande biomassa marinha levou à criação de uma pesca dirigida em Portugal e Espanha, para posterior utilização como fertilizante. Os bons resultados levaram a um crescimento desta pescaria de modo a satisfazer a procura, embora a partir do final da 2ª Guerra Mundial, o pilado tenha sido substituído por fertilizantes químicos. No entanto, em alguns locais de Portugal (e.g. Praia da Aguda) esta actividade continuou e desenvolveu-se apesar da emergência de novas tecnologias.



Figura 2.42. Pilado, *Polybius henslowii*.

Em toda a sua distribuição, os cardumes de *Polybius* em águas costeiras são maioritariamente encontrados na Península Ibérica e águas adjacentes (Della Croce, 1961). Deste modo, não é estranho verificar que o pilado seja apenas referenciado como um importante item alimentar para as populações de gaivotas *Larus argentatus* em Portugal (Luís, 1982) e no Mar Cantábrico (Alvarez-Laó e Méndez, 1995; Munilla, 1997). Recentemente, o pilado também foi implicado na ecologia alimentar da tartaruga *Caretta caretta* no Norte de África (Ocana e Loshuertos, 2005).



## CAPÍTULO 3. BIOQUÍMICA

A composição bioquímica da parte edível dos produtos da pesca, incluindo os crustáceos, varia consideravelmente de espécie para espécie e, mesmo entre indivíduos da mesma espécie, registam-se diferenças que decorrem do grau de maturação sexual, idade, sexo, meio ambiente, época do ano e disponibilidade alimentar (Sainclivier, 1983).

Os principais constituintes dos crustáceos são a água (65 a 85 %), as proteínas (12 a 23 %) e os lípidos (0,1 a 5,2 %) que, em conjunto, representam cerca de 98 % do total da fracção edível. Os restantes 2 a 3 % são constituídos por compostos minoritários entre os quais se salientam os sais minerais (0,8 a 2,0 %), os glúcidos (0,1 a 3,0 %) e as vitaminas.

### 3.1. Água

A água é o principal constituinte do músculo dos crustáceos, variando, em geral, entre 65,0 e 85,0 % em função da espécie, profundidade e época do ano. Antes da muda, a percentagem de água situa-se perto de 85 %, enquanto que nas outras fases é cerca de 75 %. Na figura 3.1 encontram-se representadas as variações mensais no teor em água do músculo (parte edível) do lagostim, gamba e camarão vermelho.

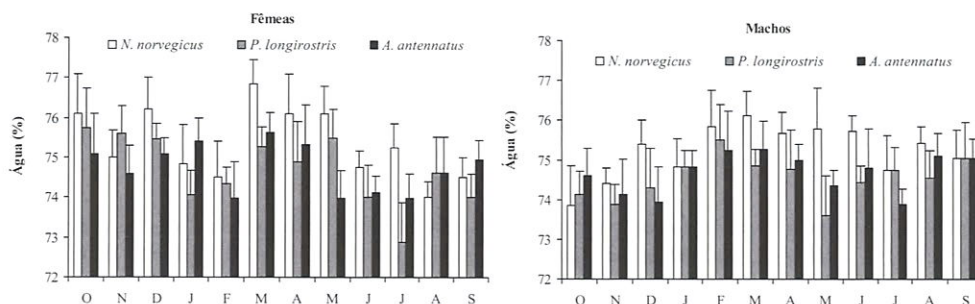


Figura 3.1. Variações mensais do teor em água (% peso húmido) no músculo de machos e fêmeas do lagostim, *Nephrops norvegicus*, da gamba, *Parapenaeus longirostris* e do camarão vermelho, *Aristeus antennatus* (dados compilados de Rosa e Nunes, 2002a,b; 2003a,b).

Numa mesma espécie, este teor varia na razão inversa do teor lipídico (para a maior parte das espécies a soma destes dois constituintes é cerca de 80 %), sendo esta variação mais notória durante a época de postura, em que ocorre uma depleção das reservas energéticas e, conseqüentemente, um aumento na percentagem de água nos tecidos. A soma dos teores da água e dos lípidos encontra-se relacionada com a percentagem de proteína de acordo com a seguinte relação linear: Água (%) + Lípidos (%) = 98,8 - 1,01 x Proteína (%). Após a captura, a água é, em grande parte, responsável pela alteração da textura do músculo uma vez que afecta a conformação

e a reactividade das proteínas e, por outro lado, está envolvida em interacções proteínas-lípidos-solutos.

### 3.2. Compostos azotados

Os compostos azotados que se encontram na parte muscular dos crustáceos são constituídos, essencialmente, por proteínas (80 a 90 %) e substâncias azotadas não proteicas. As proteínas são macromoléculas de elevada massa molecular, constituídas basicamente por carbono, hidrogénio, oxigénio e azoto, embora possam conter igualmente enxofre e fósforo, e em menor percentagem, ferro, cobre e magnésio. Este constituinte é o mais estável, em termos percentuais, em comparação com os lípidos e a água. Os crustáceos apresentam geralmente um teor proteico entre 12 e 23 % (Fig. 3.2) e as proteínas do músculo podem dividir-se em três grupos: proteínas miofibrilares estruturais (actina, miosina, tropomiosina e actomiosina), que constituem 70-80 % do conteúdo total de proteínas; proteínas sarcoplasmáticas (mioglobina, globulina e enzimas), que contribuem com 25 a 30 % do total de proteínas e proteínas do estroma que correspondem a 3 % do total.

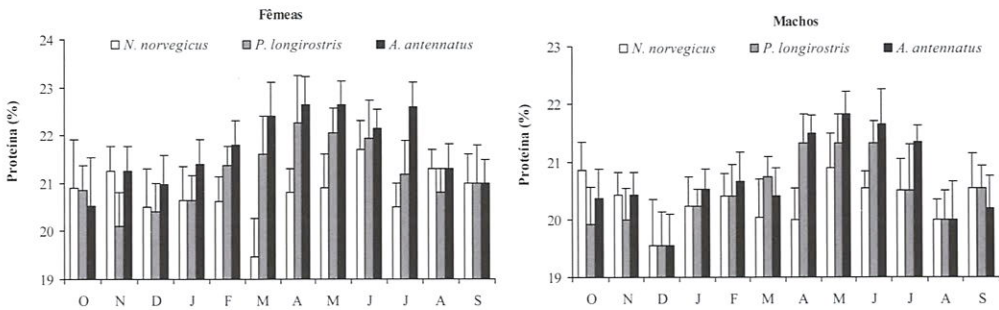


Figura 3.2. Variações mensais do teor em proteína (% peso húmido) no músculo de machos e fêmeas do lagostim, *Nephrops norvegicus*, da gamba, *Parapenaeus longirostris* e do camarão vermelho, *Aristeus antennatus* (dados compilados de Rosa e Nunes, 2002a,b; 2003a,b).

Os compostos azotados não proteicos compreendem substâncias de baixa massa molecular solúveis em água, entre as quais se salientam as bases voláteis (amoníaco, metilamina, dimetilamina e trimetilamina), o óxido de trimetilamina, a creatina, os aminoácidos livres (Tabela 3.1), os nucleótidos, as bases purínicas e a ureia. Esta fracção constitui cerca de 9 a 18 % do azoto total. Estes compostos influenciam as características sensoriais e têm um papel relevante na deterioração do pescado, incluindo os crustáceos (ver Capítulo 4.1).

Tabela 3.1. Perfil dos aminoácidos livres (mg/100 g peso húmido) do músculo do lagostim, *Nephirops norvegicus*, da gamba, *Parapenaeus longirostris* e do camarão vermelho, *Aristeus antennatus* (dados compilados de Rosa e Nunes, 2003c, 2004b, 2005).

Aminoácidos livres	Lagostim		Gamba		Camarão vermelho	
	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão
<b>Essenciais (AAE)</b>						
Treonina	94,4 ± 9,2	25,0 ± 8,6	55,9 ± 8,8	53,9 ± 4,8	95,2 ± 12,1	23,6 ± 6,1
Metionina	58,7 ± 7,0	31,8 ± 13,3	42,5 ± 23,0	39,0 ± 6,1	56,9 ± 8,1	17,1 ± 3,3
Isoleucina	5,5 ± 0,7	18,7 ± 3,6	44,0 ± 2,9	47,5 ± 2,4	62,7 ± 6,6	2,3 ± 0,3
Leucina	92,2 ± 9,2	42,9 ± 16,0	78,7 ± 14,3	77,1 ± 4,6	118,3 ± 19,0	28,5 ± 7,0
Fenilalanina	18,9 ± 2,5	18,0 ± 12,5	23,6 ± 2,2	27,0 ± 2,8	48,9 ± 7,5	10,6 ± 3,0
Lisina	43,8 ± 4,1	23,1 ± 4,6	37,9 ± 7,9	36,6 ± 5,6	45,0 ± 5,2	19,2 ± 5,2
Valina	119,8 ± 11,6	52,5 ± 5,9	36,2 ± 10,9	60,6 ± 8,2	62,2 ± 4,6	29,1 ± 6,9
Histidina	114,0 ± 10,9	57,6 ± 12,1	67,8 ± 4,3	62,3 ± 5,7	157,8 ± 19,8	25,1 ± 5,6
Arginina	1434,3 ± 80,5	1202,7 ± 99,7	1201,3 ± 96,3	1023,4 ± 113,2	1328,4 ± 45,4	706,3 ± 68,5
Triptofano	n.d.	n.d.	n.d.	n.d.	n.d.	n.d.
Total AAEL	1981,6 ± 115,3	1447,3 ± 132,7	1587,9 ± 148,2	1388,4 ± 85,6	1930,4 ± 97,1	861,8 ± 105,7
<b>Não-essenciais (AAINE)</b>						
Fosfoserina	n.i.	n.i.	16,3 ± 1,8	14,5 ± 3,7	16,0 ± 2,3	2,1 ± 1,9
Taurina	204,3 ± 18,7	125,6 ± 19,4	751,2 ± 86,2	685,3 ± 99,6	272,3 ± 31,3	258,5 ± 48,4
Ácido aspártico	7,7 ± 2,7	5,5 ± 2,3	5,8 ± 1,2	6,5 ± 1,3	3,5 ± 0,9	n.d.
Serina	165,8 ± 15,9	63,2 ± 2,9	82,4 ± 13,3	88,3 ± 7,1	48,0 ± 5,3	40,3 ± 9,1
Asparagina	32,0 ± 3,1	94,3 ± 15,8	39,4 ± 15,7	77,5 ± 7,0	88,4 ± 8,9	31,5 ± 7,6
Ácido glutâmico	120,8 ± 11,8	53,3 ± 3,7	95,5 ± 8,4	58,2 ± 4,6	52,0 ± 3,8	28,9 ± 9,4
Glutamina	478,6 ± 42,3	135,2 ± 30,6	163,5 ± 26,6	162,4 ± 12,8	146,0 ± 17,6	132,0 ± 19,0
Glicina	555,3 ± 31,2	483,1 ± 35,0	633,2 ± 51,4	342,4 ± 58,3	430,9 ± 55,5	473,5 ± 36,6
Alanina	238,1 ± 22,0	95,7 ± 22,4	168,0 ± 6,6	264,5 ± 18,1	247,5 ± 27,4	153,0 ± 37,6
Ácido α – amino-n-butírico	7,5 ± 0,8	11,3 ± 4,8	6,6 ± 1,3	4,5 ± 1,6	17,0 ± 1,2	3,1 ± 1,5
Cistina	5,2 ± 1,0	4,5 ± 2,2	0,5 ± 0,3	0,3 ± 0,7	0,3 ± 0,3	3,4 ± 0,5
Tirosina	28,6 ± 3,0	20,3 ± 4,1	37,5 ± 2,4	42,3 ± 3,1	91,3 ± 19,3	19,7 ± 4,5
β -Alanina	n.d.	3,3 ± 0,6	1,3 ± 0,9	7,4 ± 1,7	n.d.	n.d.
Ácido β – Aminoisobutírico	10,0 ± 1,2	16,4 ± 6,3	1,7 ± 0,4	5,4 ± 1,5	19,6 ± 10,5	0,8 ± 1,3
Homocistina	0,4 ± 0,1	4,7 ± 2,2	n.d.	n.d.	6,5 ± 2,1	n.d.
Etanolamina	4,6 ± 0,3	2,5 ± 0,4	1,0 ± 0,4	0,7 ± 0,2	n.d.	n.d.
Ornitina	2,1 ± 0,4	2,8 ± 1,0	11,4 ± 2,3	8,3 ± 1,7	11,1 ± 1,5	2,1 ± 0,1
Carnosina	5,1 ± 0,5	4,9 ± 1,3	n.d.	n.d.	n.d.	n.d.
Hidroxi prolina	142,7 ± 17,8	67,9 ± 11,2	n.d.	n.d.	10,4 ± 3,8	4,0 ± 2,1
Prolina	1098,6 ± 86,7	903,1 ± 74,2	533,3 ± 49,8	555,7 ± 30,6	946,0 ± 55,1	429,1 ± 64,3
Total AAINE	3107,4 ± 408,1	2097,6 ± 114,3	2363,3 ± 147,8	2309,7 ± 123,5	2321,8 ± 78,9	1422,9 ± 97,7
Total AAL	5089,0 ± 537,4	3544,9 ± 99,7	3951,2 ± 95,6	3698,1 ± 265,8	4252,2 ± 137,1	2284,7 ± 123,5

n.d. – não determinado, n.i. – não identificado

### 3.2.1. Proteínas

#### 3.2.1.1. Sarcoplásmicas

Este termo refere-se, geralmente, a proteínas que se encontram no fluido extracelular ou em pequenas partículas do sarcoplasma. Esta fracção corresponde a 25-30 % do valor total de proteína e é formada por cerca de 100 proteínas diferentes, de baixa massa molecular, solúveis em água. A sua extracção pode ser feita com água ou soluções salinas de força iónica reduzida ( $I < 0,15$  M) a pH neutro.

A maior parte das proteínas sarcoplásmicas é constituída por enzimas, principalmente relacionadas com o processo de respiração, salientando-se a creatina quinase, a aldolase e o gliceraldeído-3-fosfato desidrogenase. Também fazem parte do sarcoplasma, a mioglobina (proteína responsável pelo transporte de oxigénio às células) e compostos solúveis não proteicos (aminoácidos e nucleótidos). Actualmente, as proteínas sarcoplásmicas são utilizadas em estudos de identificação e distinção de espécies, uma vez que todas as espécies apresentam padrões de bandas distintos quando separados por focagem isoelectrica. Deste modo, estas proteínas podem também ser utilizadas para distinguir diferentes estirpes ou stocks da mesma espécie.

Na Tabela 3.2 apresentam-se as massas moleculares das principais proteínas sarcoplásmicas do músculo de peixe e das respectivas subunidades polipeptídicas.

Tabela 3.2. Pesos moleculares das principais proteínas sarcoplásmicas do músculo de peixe.

Proteína ou subunidade polipeptídica	Massa molecular (Dalton)	Massa molecular das subunidades polipeptídicas (Dalton)
Creatina quinase	86 000 – 88 000	43 000-44 000
Aldolase	160 000	40 000
Gliceraldeído-3-fosfato desidrogenase	136 000 – 140 000	36 000-36 500
Mioglobina	17 000	----
Citocromo C	13 400	----

#### 3.2.1.2. Miofibrilares

As proteínas miofibrilares caracterizam-se por serem solúveis em soluções salinas de elevada força iónica ( $I > 0,5$  M) e são as principais constituintes das miofibrilas, que estão envolvidas no mecanismo de contracção do músculo. Representam 70 a 80 % do conteúdo proteico total do peixe e são responsáveis pela textura característica do músculo e pela capacidade de retenção de água<sup>1</sup>. Estas propriedades do músculo são bastante importantes para a indústria alimentar e no desenvolvimento de novos produtos (Goll *et al.*, 1977).

<sup>1</sup> A capacidade de retenção de água representa a percentagem de água que o músculo pode reter.

Consoante a sua função fisiológica, as proteínas miofibrilares classificam-se em proteínas contrácteis e proteínas reguladoras. As proteínas contrácteis são assim denominadas porque estão directamente envolvidas nos ciclos de contracção – relaxamento que se verificam nos músculos. Incluem a miosina (principal componente dos filamentos grossos, que perfaz 50 a 60 % do total das proteínas miofibrilares) e a actina (principal componente dos filamentos finos que perfaz 15 a 30 % da proteína miofibrilar do músculo). O modo como estes dois tipos de miofilamentos se encontram distribuídos na miofibrila origina zonas de estrutura diferente no seio do sarcómero<sup>2</sup> (bandas escuras – A e bandas claras - I), observáveis ao microscópio óptico sob a forma de estrias.

As proteínas reguladoras participam de uma forma indirecta no mecanismo de contracção muscular, uma vez que não estabelecem ligações com outras moléculas durante o ciclo de contracção-relaxamento. A tropomiosina e a troponina são as proteínas reguladoras com maior expressão no músculo de peixe e têm como característica principal o facto de conferirem ao sistema de proteínas contrácteis sensibilidade aos iões  $Ca^{2+}$ . Na Tabela 3.3. estão esquematizadas as propriedades estruturais das principais proteínas miofibrilares do músculo de peixe.

**Tabela 3.3 Propriedades estruturais das principais proteínas miofibrilares do músculo de peixe.**

Proteína ou subunidade polipeptídica	Teor na proteína total (%)	Teor nas miofibrilas (g/100 g)	Massa Molecular (Dalton)	Massa molecular das subunidades polipeptídicas (Dalton)	Número de subunidades polipeptídicas
<b>Miosina</b>	43	50-60	510 000		6
Cadeia pesada				200 000	2
LC1				20 700-25 000	1
LC2				19 000-20 000	2
LC3				16 000-16 500	1
<b>Actina</b>	22	15-30			
G-actina			42 000		
<b>Tropomiosina</b>		4-6	66 000		2
α-tropomiosina				34 000	1
β-tropomiosina				36 000	1
<b>Troponina</b>		4-6	72 000		3
Troponina C				17 000-18 000	1
Troponina I				21 000	1
Troponina T				37 000	1

### 3.2.1.3. Estroma

As proteínas do estroma permanecem insolúveis após a extracção das proteínas sarcoplásmicas e miofibrilares; por este facto são também designadas por proteínas insolúveis. O estroma engloba proteínas extracelulares, tecidos de ligação e proteínas

<sup>2</sup> As miofibrilas são compostas por estruturas cilíndricas idênticas entre si, chamadas sarcómeros, que constituem a unidade contráctil do músculo. Cada um é delimitado por uma membrana em forma de disco, designada membrana de Krau (linha Z).

de membrana e algumas proteínas miofibrilares não extraídas. Os tecidos de ligação são constituídos, fundamentalmente, por colagénio, elastina e reticulina, e ainda por algumas mucoproteínas globulares, lípidos e diversos mucopolissacáridos.

O constituinte mais estudado dos tecidos de ligação tem sido o colagénio. É uma glicoproteína de tipo fibroso com massa molecular de 300 000 Dalton (3 subunidades polipeptídicas de 100 000 Dalton), que participa na formação de tendões, ligamentos, cartilagens e diversas membranas. Tem como função manter a estrutura e rigidez do músculo e possui propriedades emulsificantes e ligantes. O teor em colagénio no pescado varia com a espécie, idade (tamanho) e grau de condição do indivíduo (dependente da disponibilidade alimentar).

O colagénio, sendo uma proteína constituída por poucos resíduos de aminoácidos essenciais, acrescenta pouco valor nutritivo ao pescado. No entanto, afecta significativamente a elasticidade, a integridade e outras propriedades reológicas do músculo do pescado.

### 3.2.2. Aminoácidos

Os aminoácidos são as unidades estruturais (monómeros) das proteínas e têm a seguinte estrutura geral (Fig. 3.3):

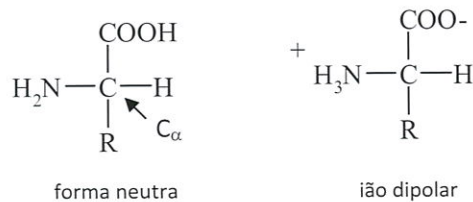


Figura 3.3. Estrutura geral de um  $\alpha$ -aminoácido.

O átomo de carbono saturado ( $C_\alpha$ ), ligado ao grupo amina ( $\text{NH}_2$ ), ao grupo carboxilo ( $\text{COOH}$ ) e a um átomo de H, é comum a todos os aminoácidos, enquanto a cadeia lateral (R) define a estrutura dos diferentes aminoácidos e varia no tamanho, forma, carga e reactividade. A fórmula geral é  $\text{RCH}(\text{NH}_2)\text{COOH}$ , em que R é um H, no caso da glicina, ou um grupo alifático, aromático ou heterocíclico nos restantes aminoácidos. A única excepção a esta fórmula geral é a prolina, pois o grupo  $\text{NH}_2$  é incorporado numa estrutura cíclica de quatro carbonos. A pH neutro, os aminoácidos encontram-se na forma de ião dipolar ou anfólito.

Cada aminoácido é designado, em regra, abreviadamente por três letras (com base nas primeiras três letras do seu nome) e de acordo com a polaridade de R é possível agrupar em três classes: (i) cadeia lateral sem carga e apolar (alanina, glicina, valina, leucina, isoleucina, prolina, fenilalanina, triptofano e metionina) (Fig. 3.4), (ii) cadeia lateral sem carga e polar (serina, treonina, cisteína, tirosina, asparagina e glutamina)

(Fig.3.5), (iii) cadeia lateral com carga (positiva: lisina, arginina e histidina ou negativa: ácidos aspártico e glutâmico) (Fig. 3.6).

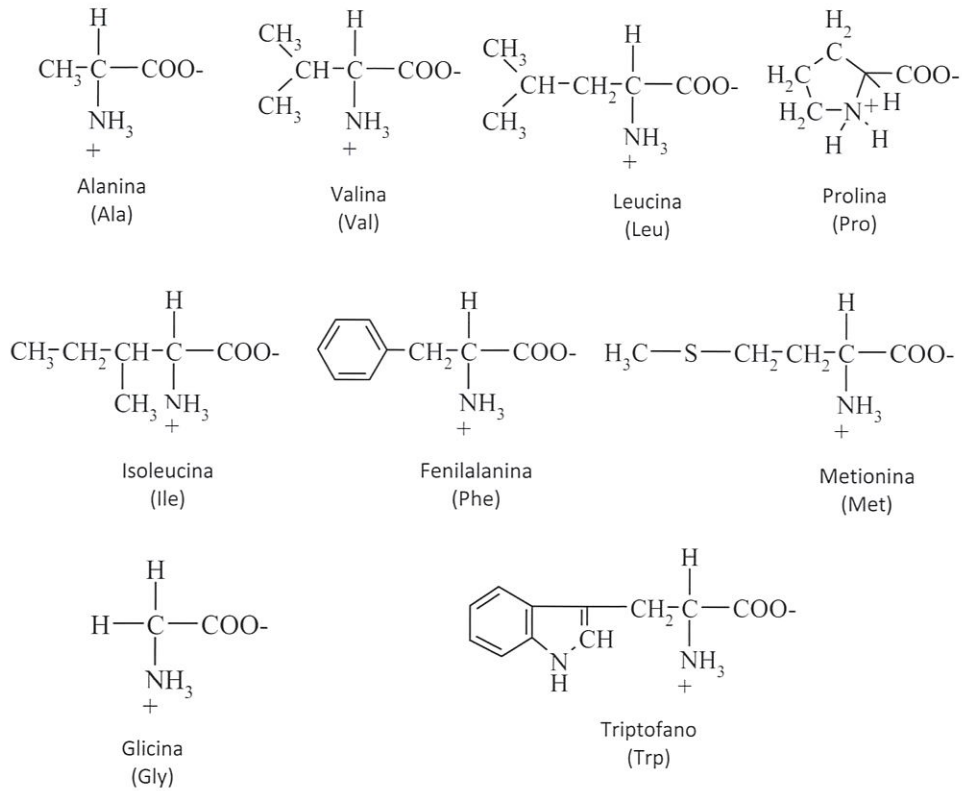


Figura 3.4. Estrutura química, nome e abreviatura dos diferentes aminoácidos com grupos R apolares.

Apenas 20 aminoácidos de ocorrência natural são encontrados em todas as proteínas (aminoácidos proteínogénicos), uma vez que somente estes fazem parte do código genético. Existem muitos outros aminoácidos que derivam dos anteriores por conversões enzimáticas ou por modificações pós-translacionais num polipéptido. Sob o ponto de vista nutricional, os aminoácidos podem dividir-se em essenciais e não essenciais, sendo os primeiros os que o organismo não pode sintetizar pelo menos em quantidades suficientes de forma a permitir a manutenção do equilíbrio azotado e a promoção do crescimento, devido à inexistência dos processos bioquímicos necessários à síntese das configurações químicas das cadeias estruturais destes compostos. Os essenciais são: valina, leucina, isoleucina, fenilalanina, triptofano, metionina, histidina, treonina, lisina e arginina (semi-essencial) e não essenciais – glicina, alanina, prolina, serina, cisteína, tirosina, asparagina, glutamina, ácido aspártico e ácido glutâmico.

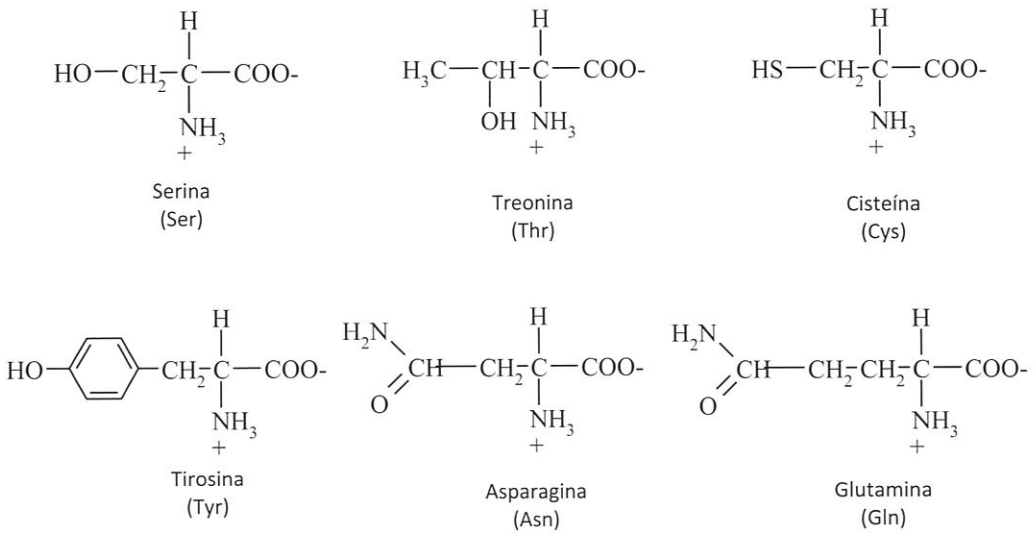


Figura 3.5. Estrutura química, nome e abreviatura dos diferentes aminoácidos com grupos R polares sem carga.

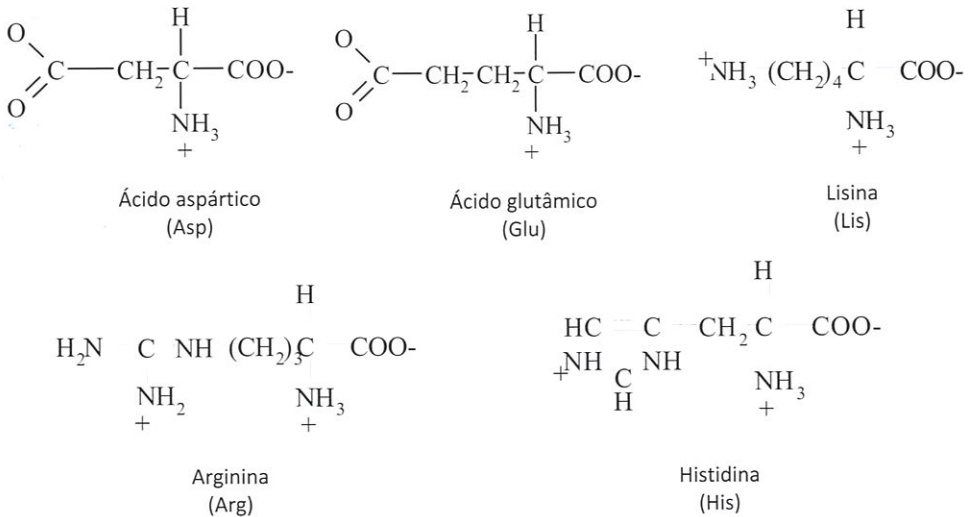


Figura 3.6. Estrutura química, nome e abreviatura dos diferentes aminoácidos com grupos R com carga.

Os aminoácidos não essenciais não são dispensáveis, pois são tão importantes como os essenciais e desempenham funções insubstituíveis nos processos fisiológicos do organismo. Todavia, o Homem pode viver sem que eles façam parte da dieta alimentar. A título de exemplo é de referir que a cisteína e a tirosina são indispensáveis ao organismo adulto mas não são essenciais, uma vez que o organismo humano obtém o primeiro a partir da metionina e o segundo da fenilalanina.

As proteínas dos crustáceos contêm todos os aminoácidos essenciais e apresentam um elevado valor biológico (Tabelas 3.4 e 3.5).

Tabela 3.4 Perfil dos aminoácidos totais (% peso húmido) do músculo do lagostim, *Nephrops norvegicus*, da gamba, *Parapenaeus longirostris*, e do camarão vermelho, *Aristeus antennatus* (dados compilados de Rosa e Nunes, 2004a).

Aminoácidos	Lagostim		Gamba		Camarão vermelho	
	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão
<b>Essenciais (AAE)</b>						
Treonina	0,6 ± 0,1	0,7 ± 0,0	0,7 ± 0,1	0,7 ± 0,1	0,6 ± 0,0	0,7 ± 0,0
Metionina	0,5 ± 0,0	0,5 ± 0,0	0,5 ± 0,0	0,5 ± 0,1	0,5 ± 0,0	0,6 ± 0,1
Isoleucina	0,6 ± 0,1	0,7 ± 0,1	0,7 ± 0,1	0,7 ± 0,1	0,6 ± 0,0	0,7 ± 0,1
Leucina	1,2 ± 0,1	1,4 ± 0,0	1,4 ± 0,1	1,4 ± 0,1	1,3 ± 0,1	1,5 ± 0,1
Fenilalanina	0,7 ± 0,0	0,7 ± 0,0	0,8 ± 0,1	0,8 ± 0,1	0,7 ± 0,0	0,8 ± 0,1
Histidina	0,3 ± 0,0	0,3 ± 0,0	0,4 ± 0,0	0,4 ± 0,0	0,3 ± 0,0	0,4 ± 0,0
Valina	0,8 ± 0,1	0,8 ± 0,1	0,8 ± 0,3	0,8 ± 0,0	0,7 ± 0,0	0,8 ± 0,1
Lisina	1,4 ± 0,1	1,5 ± 0,0	1,6 ± 0,2	1,7 ± 0,1	1,5 ± 0,1	1,7 ± 0,1
Arginina	2,2 ± 0,2	2,5 ± 0,2	1,8 ± 0,1	1,9 ± 0,1	1,7 ± 0,1	2,2 ± 0,3
Triptofano	n.d.	n.d.	n.d.	n.d.	n.d.	n.d.
Σ AAE	8,3 ± 0,5	9,1 ± 0,2	8,7 ± 0,6	8,9 ± 0,4	7,9 ± 0,3	9,4 ± 0,2
<b>Não-essenciais (AANE)</b>						
Ácido aspártico	1,7 ± 0,2	1,9 ± 0,0	1,8 ± 0,1	1,9 ± 0,1	1,7 ± 0,1	2,0 ± 0,1
Serina	0,7 ± 0,1	0,8 ± 0,0	0,5 ± 0,4	0,7 ± 0,0	0,6 ± 0,0	0,8 ± 0,0
Ácido glutâmico	2,6 ± 0,3	2,9 ± 0,0	1,9 ± 1,6	3,0 ± 0,3	2,7 ± 0,1	3,1 ± 0,2
Glicina	1,2 ± 0,08	1,4 ± 0,0	1,1 ± 0,0	1,2 ± 0,1	1,0 ± 0,1	1,4 ± 0,1
Alanina	0,9 ± 0,1	1,0 ± 0,0	1,0 ± 0,1	1,0 ± 0,1	0,9 ± 0,0	1,7 ± 0,1
Cistina	n.i.	n.i.	0,1 ± 0,0	0,0 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,0
Tirosina	0,6 ± 0,0	0,7 ± 0,0	0,6 ± 0,0	0,7 ± 0,1	0,6 ± 0,0	0,7 ± 0,1
Prolina	1,3 ± 0,3	1,8 ± 0,3	1,1 ± 0,1	1,0 ± 0,2	1,2 ± 0,3	1,4 ± 0,5
Σ AANE	9,0 ± 0,7	10,5 ± 0,4	8,1 ± 1,2	9,5 ± 0,6	8,8 ± 0,3	11,2 ± 0,1
AAE/AANE	0,9 ± 0,0	0,9 ± 0,1	1,1 ± 0,0	0,9 ± 0,0	0,9 ± 0,0	0,8 ± 0,0
Σ AAT	17,3 ± 1,4	19,6 ± 0,2	16,8 ± 1,1	18,4 ± 1,3	16,7 ± 0,7	20,6 ± 0,2

n.d. – não determinado; n.i. – não identificado

O índice químico (*chemical score*), o índice de aminoácidos (IAA) e o índice dos aminoácidos essenciais (IAAE) encontram-se descritos na Tabela 3.5. Os valores obtidos são semelhantes aos encontrados na literatura (se forem considerados os mesmos padrões). O aminoácido essencial que apresentar o menor valor para as duas primeiras razões é considerado como o aminoácido limitante, i.e., o composto cuja quantidade não é suficiente para manter o equilíbrio azotado e consequentemente, um crescimento adequado. Nas três espécies de crustáceos o aminoácido limitante foi a metionina. Efectivamente, os aminoácidos sulfurados são geralmente os principais aminoácidos limitantes nos produtos da pesca.

Tabela 3.5. Índice químico (*chemical score*), índice de aminoácidos (IAA) e índice dos aminoácidos essenciais (IAAE) obtidos no músculo do lagostim, *Nephrops norvegicus*, da gamba, *Parapenaeus longirostris* e do camarão vermelho, *Aristeus antennatus* (dados compilados de Rosa e Nunes, 2004a).

Amino acid	Padrão Ovo <sup>a</sup>						FAO/WHO/UNU 1985 <sup>b</sup>						Ovo - ratio <sup>c</sup> (log10)					
	Lagostim		Gamba		Camarão vermelho		Lagostim		Gamba		Camarão vermelho		Lagostim		Gamba		Camarão vermelho	
	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão
Treonina	71,1	70,5	80,3	75,1	73,9	72,8	91,0	90,2	102,8	96,1	94,6	93,1	1,9	1,9	1,9	1,9	1,9	1,9
Valina	66,1	58,8	70,6	64,8	62,0	60,5	91,3	81,1	97,5	89,5	85,7	83,5	1,8	1,8	1,85	1,8	1,8	1,8
Metionina	39,3	38,1	46,6	43,5	40,6	41,3	63,9	61,9	75,8	70,8	66,1	67,1	1,7	1,7	1,73	1,7	1,7	1,7
Isoleucina	53,3	52,9	62,0	58,4	56,7	55,4	83,8	83,2	97,4	91,9	89,2	87,1	1,7	1,7	1,79	1,8	1,8	1,7
Leucina	81,0	78,6	93,8	87,6	87,3	83,6	101,5	98,5	117,5	109,8	109,4	104,7	1,9	1,9	1,97	1,9	1,9	1,9
Fenilalanina	46,2	44,9	53,4	50,9	47,6	49,3	75,9	73,9	87,8	83,7	78,3	81,0	1,6	1,6	1,67	1,6	1,6	1,6
Lisina	114,1	112,3	137,1	128,4	125,5	121,6	146,4	144,1	176,0	164,7	161,0	156,1	2,1	2,1	2,14	2,1	2,1	2,1
	<i>Chemical Score</i>																	
	39,3	38,1	46,6	43,5	40,6	41,3	63,9	61,9	75,8	70,8	66,1	67,1	87,5	84,3	94,9	94,8	91,2	90,0
	IAA																	
	IAAE (anti log $\Sigma/7$ )																	

<sup>a</sup> de acordo com o método descrito por Block e Mitchell (1946)

<sup>b</sup> padrão da FAO/WHO/UNU (1985)

<sup>c</sup> de acordo com o método descrito por Oser (1951)

Os aminoácidos têm três funções diferentes num organismo: 1) precursores da síntese proteica e, por isso, a sua disponibilidade é crucial para a produção de tecidos musculares e conjuntivos, pigmentos respiratórios, enzimas e hormonas peptídicas; 2) fonte azotada para a síntese de compostos não-proteicos, incluindo coenzimas, ácidos nucleicos e nucleótidos e 3) substrato metabólico para a produção de energia. Nas fases embrionária e larvar lecitotrófica de alguns grupos de organismos marinhos, como os crustáceos, os aminoácidos livres desempenham um papel fulcral como fonte energética endógena (Rønnstad *et al.*, 1999; Rosa *et al.*, 2003), sendo o seu *pool* composto por precursores e/ou produtos de degradação do metabolismo proteico (Tabela 3.6). No citosol, estes compostos podem constituir até cerca de metade das moléculas osmoticamente activas e, conseqüentemente, desempenhar um papel significativo na osmorregulação (Charmantier *et al.*, 2001). As variações no teor dos aminoácidos livres que não podem ser sintetizados *de novo* reflectem a condição nutricional dos indivíduos.

### 3.2.3. Compostos azotados não proteicos

O termo compostos azotados não proteicos inclui os nucleótidos, os aminoácidos livres, péptidos, bases azotadas e ureia. Estas substâncias são responsáveis pelo sabor característico de cada espécie de pescado e contribuem para a degradação dos produtos da pesca.

Os nucleótidos contêm: 1) uma molécula de açúcar de cinco carbonos (pentose), 2) um ou mais grupos de fosfato (ácido fosfórico), 3) uma base azotada, que de um modo geral são purinas (mais de 90 % no pescado) que derivam da degradação da adenosina 5'-trifosfato (ATP). De facto, os nucleótidos mais abundantes no pescado são o ATP, a adenosina 5'-difosfato (ADP) e adenosina 5'-monofosfato (AMP), podendo estes serem utilizados como indicadores de frescura e da qualidade do pescado (ver Capítulo 4.1).

Tabela 3.6 Perfil dos aminoácidos livres (mg/100 g peso húmido) dos ovos do lagostim, *Nephrops norvegicus*, em diferentes estados de desenvolvimento embrionário (dados compilados de Rosa et al., 2003).

Aminoácidos livres (mg/100g)	Estados embrionários		
	I	II	III
<b>Essenciais (AALE)</b>			
Treonina	32,2 ± 5,4	81,5 ± 12,4	124,9 ± 32,3
Metionina	17,8 ± 2,9	33,3 ± 4,4	51,6 ± 11,8
Isoleucina	22,5 ± 4,4	38,6 ± 4,3	95,6 ± 25,4
Leucina	33,3 ± 3,1	55,1 ± 6,6	138,5 ± 22,4
Fenilalanina	8,9 ± 0,6	17,7 ± 2,6	44,0 ± 6,3
Lisina	192,5 ± 19,4	288,8 ± 49,4	404,7 ± 58,3
Valina	31,3 ± 4,4	63,5 ± 10,4	189,3 ± 17,6
Histidina	58,1 ± 10,3	68,2 ± 10,2	85,2 ± 10,6
Arginina	462,6 ± 46,8	660,0 ± 20,5	697,8 ± 46,1
Triptofano	n.d.	n.d.	n.d.
Σ AALE	859,2 ± 75,9	1306,7 ± 102,5	1831,6 ± 223,7
<b>Não-essenciais (AALNE)</b>			
Fosfoserina	15,4 ± 2,2	22,8 ± 4,7	18,4 ± 4,6
Taurina	600,7 ± 56,6	721,4 ± 60,8	794,2 ± 58,8
Fosfoetanolamina	12,0 ± 2,6	7,6 ± 0,8	21,9 ± 4,8
Ácido aspártico	39,6 ± 1,2	82,2 ± 8,1	92,8 ± 3,9
Serina	53,4 ± 9,1	88,1 ± 14,8	105,9 ± 24,5
Ácido glutâmico	163,0 ± 25,8	414,3 ± 73,8	683,3 ± 59,2
Glutamina	51,3 ± 8,3	123,7 ± 23,6	293,2 ± 62,9
Sarcosina	0,0 ± 0,0	1,2 ± 0,4	4,7 ± 0,9
Ácido α - aminoadípico	0,0 ± 0,0	6,4 ± 0,5	13,7 ± 2,3
Glicina	612,5 ± 78,4	1719,8 ± 152,0	2467,9 ± 234,0
Alanina	143,9 ± 15,1	333,7 ± 39,4	548,4 ± 60,0
Citrulina	8,3 ± 1,6	11,1 ± 2,8	19,6 ± 6,6
Ácido α - amino-n-butírico	3,1 ± 0,6	7,1 ± 1,8	20,2 ± 6,5
Cistina	0,6 ± 0,2	0,0 ± 0,0	2,1 ± 1,2
Cistationina	0,0 ± 0,0	9,5 ± 3,0	20,6 ± 5,1
Tirosina	55,1 ± 3,4	66,1 ± 4,3	93,7 ± 11,8
β -Alanina	13,2 ± 4,8	19,0 ± 1,3	31,3 ± 6,0
Ácido β - aminoisobutírico	13,0 ± 4,0	10,8 ± 3,1	18,0 ± 3,4
Homocistina	7,4 ± 3,5	24,0 ± 3,9	59,9 ± 9,1
Ácido γ - amino-n-butírico	2,7 ± 0,8	5,0 ± 1,2	11,0 ± 4,4
Ornitina	13,0 ± 2,6	15,8 ± 0,4	13,3 ± 3,6
Anserina	14,5 ± 5,0	8,5 ± 4,2	26,8 ± 3,4
Carnosina	9,7 ± 2,0	10,6 ± 0,3	10,4 ± 3,1
Hidroxiprolina	22,5 ± 6,9	30,2 ± 7,0	7,6 ± 0,5
Prolina	229,4 ± 35,7	442,3 ± 49,9	804,5 ± 73,0
Σ AALNE	2071,3 ± 209,0	4181,2 ± 318,5	6183,3 ± 154,6
Σ AAL	2930,5 ± 288,6	5487,9 ± 423,5	8015,0 ± 363,4

n.d. - não determinado

### 3.3. Lípidos

A designação lípidos é utilizada muitas vezes para referir óleos e gorduras, os quais se distinguem, essencialmente, pelo seu estado físico à temperatura ambiente – as gorduras são sólidas e os óleos líquidos.

Os lípidos são um dos maiores grupos de biomoléculas encontradas nos sistemas vivos. Embora exibam uma grande variedade estrutural, todos eles têm em comum o facto de serem extremamente hidrofóbicos. Estas moléculas têm como componentes estruturais os ácidos gordos, os isoprenóides, os álcoois, os açúcares e o ácido ortofosfórico. Desempenham várias funções biológicas importantes, tais como: i) formação de membranas celulares e manutenção da integridade estrutural e funcional (e.g. fosfolípidos, esteróis); ii) reservas energéticas de elevado valor calórico (e.g. triacilgliceróis); iii) sinalizadores intra e intercelulares (e.g. esteróides; eicosanóides, ácido retinóico); iv) isoladores térmicos (tecido adiposo sub-cutâneo) e eléctricos.

Os lípidos são, de todos os constituintes do pescado, aqueles cujo teor apresenta maiores oscilações. Todavia, nos crustáceos observam-se valores compreendidos, em regra, entre 0,1 e 3 % (nos crustáceos estudados variou entre 0,1 e 0,6 % – Fig. 3.7).

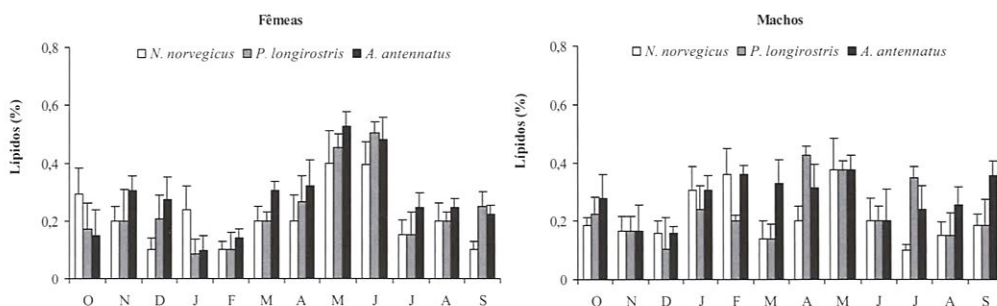


Figura 3.7. Variações mensais do teor em lípidos (% peso húmido) no músculo de machos e fêmeas do lagostim, *Nephrops norvegicus*, da gamba, *Parapenaeus longirostris* e do camarão vermelho, *Aristeus antennatus* (dados compilados de Rosa e Nunes, 2002a,b; 2003a,b).

A amplitude da variação do conteúdo lipídico depende de diversos factores bióticos, nomeadamente do estado de maturação sexual, sexo, reprodução e disponibilidade alimentar, e de factores abióticos como a temperatura da água, salinidade e profundidade.

Este grupo de substâncias orgânicas pode ser dividido em duas classes: (i) lípidos neutros, que incluem os acilgliceróis (tri-, di- e mono-), ácidos gordos livres, colesterol e outros esteróis e isoprenos bem como os respectivos ésteres e (ii) lípidos polares, em particular os fosfolípidos, também designados por lípidos estruturais uma vez que cumprem um importante papel na formação das membranas celulares; estes são maioritariamente constituídos por fosfatidilcolina, fosfatidiletanolamina, esfingomiélna e cardiolípinas.

Na Tabela 3.7 encontra-se sumariada a importância relativa de cada classe lipídica (valores obtidos por cromatografia de camada fina – TLC) no total lipídico (obtido com o processo de extração de Bligh e Dyer, 1959) de três espécies de crustáceos: lagostim, gamba e camarão vermelho.

Tabela 3.7. Teor de lípidos totais (% peso seco) e diferentes classes lipídicas (% lípidos totais) no músculo do lagostim, *Nephrops norvegicus*, da gamba, *Parapenaeus longirostris*, e do camarão vermelho, *Aristeus antennatus* (dados compilados de Rosa e Nunes, 2004a).

	Lagostim		Gamba		Camarão vermelho	
	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão
Lípidos totais	2,8 ± 0,3	3,2 ± 0,3	2,9 ± 0,3	3,4 ± 0,4	2,7 ± 0,3	2,8 ± 0,2
TAG	6,1 ± 2,8	7,3 ± 1,1	8,3 ± 3,1	9,5 ± 1,5	9,0 ± 1,5	8,7 ± 3,7
F	22,9 ± 3,7	25,4 ± 3,5	25,1 ± 3,5	26,2 ± 4,4	30,2 ± 4,4	29,9 ± 3,0
DAG	6,7 ± 0,4	6,9 ± 0,7	6,9 ± 0,7	6,3 ± 0,8	5,2 ± 0,8	5,7 ± 0,6
MAG	2,9 ± 0,1	2,6 ± 0,2	2,5 ± 0,2	3,2 ± 0,2	3,8 ± 0,2	4,1 ± 0,6
AGL	17,3 ± 2,6	18,3 ± 1,4	18,1 ± 1,4	15,9 ± 1,1	6,9 ± 1,1	8,2 ± 2,0
C	29,0 ± 3,8	29,7 ± 3,3	29,3 ± 3,3	27,8 ± 2,6	29,5 ± 2,6	25,5 ± 4,7
EC	6,1 ± 0,9	5,8 ± 1,2	5,7 ± 1,2	6,3 ± 1,7	8,0 ± 1,7	7,1 ± 2,3
HC	4,5 ± 1,9	4,1 ± 1,9	4,1 ± 1,9	4,8 ± 1,8	5,5 ± 1,5	10,9 ± 1,8

TAG - Triacilgliceróis; F - Fosfolípidos; DAG - Diacilgliceróis; MAG - Monoacilgliceróis; AGL - Ácidos gordos livres; C - Colesterol; EC - Ésteres de colesterol; HC - Hidrocarbonetos

### 3.3.1. Acilgliceróis

Os lípidos mais comuns são os triésteres de glicerol (triacilgliceróis ou triglicéridos). O glicerol é o propano-1,2,3-triol com a estrutura representada na Figura 3.8. Estes compostos diferem de acordo com o tipo e posição dos ácidos gordos neles presentes, tendo a maioria dois ou três resíduos de ácidos gordos diferentes. Quando o glicerol é esterificado por dois ácidos gordos origina os diacilgliceróis e quando é por apenas um origina os monoacilgliceróis.

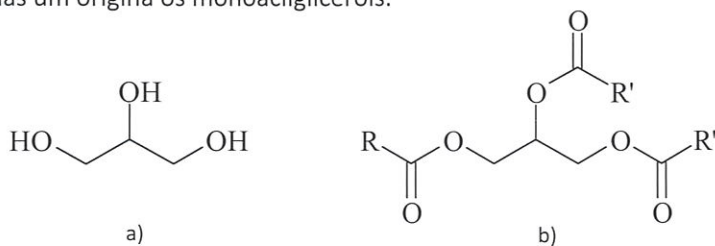


Figura 3.8. Estruturas moleculares do a) glicerol e do b) triacilglicerol.

### 3.3.2. Fosfolípidos

#### 3.3.2.1. Glicerofosfolípidos

Estes lípidos polares têm a estrutura do glicerol-3-fosfato (em que o grupo fosforil está ligado a outro grupo derivado de álcoois polares) e podem-se dividir em três sub-classes, de acordo com a substituição encontrada na posição C1 do glicerol. Tendo como exemplo os fosfolípidos etanolamina (Fig. 3.9), a fosfatidiletanolamina (diacil) é

caracterizada por ter cadeias acil ligadas, por ligações ésteres, aos carbonos C1 e C2 do glicerol. As outras duas sub-classes, plasmaniletanolamina (alquilacil) e plasmeniletanolamina (alquenilacil), têm uma cadeia alquil ligada ao carbono C1 através de uma ligação éter. Na plasmeniletanolamina, uma ligação dupla *cis* está adjacente ao oxigênio da cadeia alquil, formando uma ligação alquenil ou éter vinílico. Os fosfolípidos que contêm ligações éter vinílicas são classificados de plasmalogéneos.

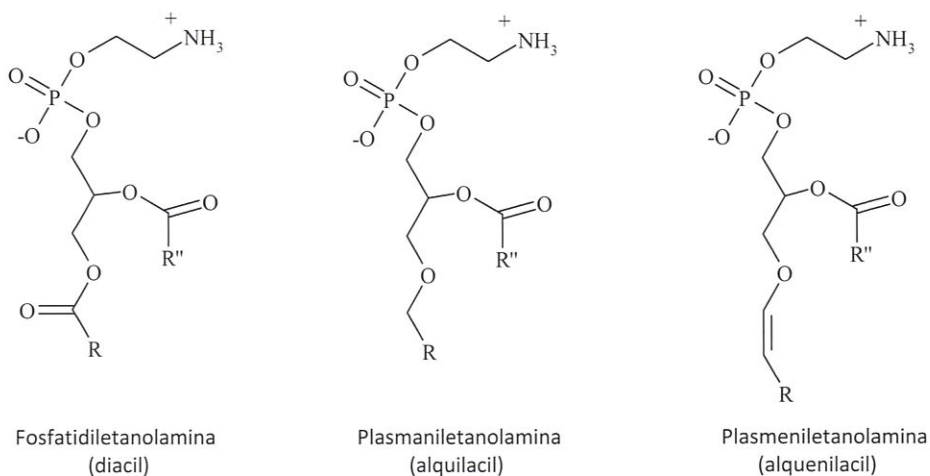


Figura 3.9. Três sub-classes de glicerofosfolípidos do grupo etanolamina.

### 3.3.2.2. Esfingolípidos

São derivados em C<sub>18</sub> do amino-álcool esfingosina (Fig. 3.10a), onde a ligação dupla tem a configuração *trans*. Os compostos *N*-acil derivados da esfingosina são conhecidos por ceramidas (Fig. 3.10b).

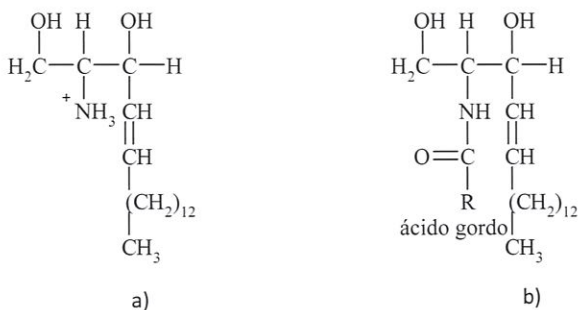


Figura 3.10. a) Esfingosina e b) ceramida.

Os esfingolípidos dividem-se em: esfingomielinas e esfingoglicolípidos, que são formados pela combinação de uma unidade de ceramida com uma fosforilcolina ou com um glúcido, respectivamente (Fig. 3.11).

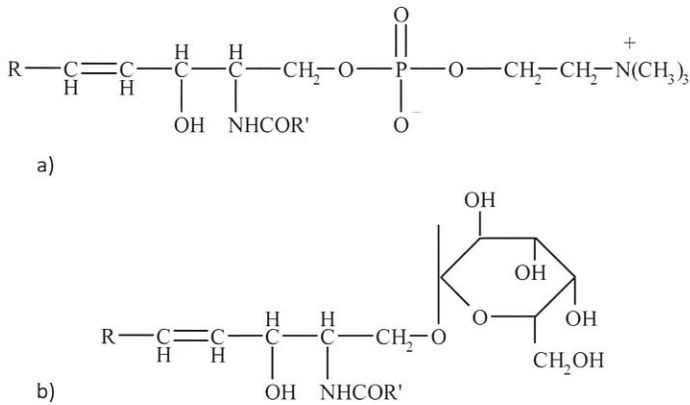


Figura 3.11. a) Esfingomielina e b) esfingoglicolípido (cerebrósido).

### 3.3.3. Esteróis

Os esteróis são compostos derivados do ciclopentanoperhidrofenantreno (Fig. 3.12), um composto que consiste na fusão de quatro anéis de carbono. Este grupo de compostos provém do esqualeno, que é um triterpeno facilmente ciclizável, cujo primeiro produto de ciclização é o lanosterol, precursor do colesterol.

O colesterol é classificado como esteroide devido a possuir um grupo OH no carbono C3. A presença do grupo polar OH confere-lhe um carácter anfipático e o sistema de anéis dá-lhe uma maior rigidez que os outros lípidos membranares. Também pode ser esterificado de forma a originar ésteres de ácidos gordos de cadeia longa.

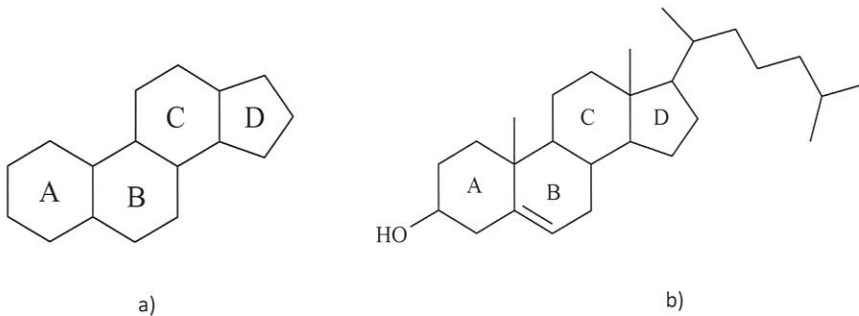


Figura 3.12. a) Ciclopentanoperhidrofenantreno e b) colesterol.

O colesterol existe em todos os tecidos animais, em particular no tecido nervoso. É um componente importante das membranas celulares, contribuindo para a sua fluidez. É precursor das cinco principais classes de hormonas esteróides: progestagénios (e.g. progesterona), glicocorticóides (e.g. cortisol), mineralocorticóides (e.g. aldosterona), androgénios (e.g. testosterona) e estrogénios. A sua conversão em hormonas esteróides é de menor importância do ponto de vista quantitativo, mas de grande

relevância em termos fisiológicos, regulando o metabolismo, crescimento e reprodução. Na Figura 3.13 pode-se observar a evolução do teor deste composto ao longo do ano no músculo do lagostim, gamba e camarão vermelho.

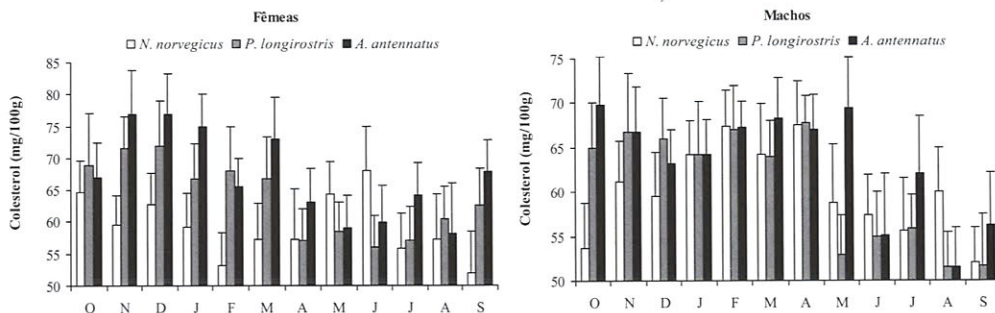


Figura 3.13. Variações mensais do teor em colesterol (mg/100 g peso húmido) no músculo de machos e fêmeas do lagostim, *Nephrops norvegicus*, da gamba, *Parapenaeus longirostris*, e do camarão vermelho, *Aristeus antennatus* (dados compilados de Rosa e Nunes, 2002a,b, 2003a,b).

### 3.3.4. Ácidos gordos

Os ácidos gordos são compostos orgânicos simples, formados por carbono, hidrogénio e oxigénio (Fig. 3.14). Cada molécula de ácido gordo tem no extremo da cadeia um grupo COOH, que lhe dá a função de ácido carboxílico; no extremo oposto apresenta um grupo metilo (CH<sub>3</sub>) não funcional. A sua classificação é feita de acordo com o comprimento da cadeia carbonada, o número, a posição e a configuração das ligações duplas.

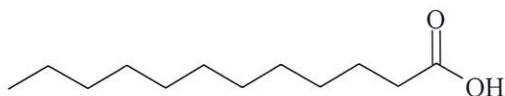


Figura 3.14. Ácido dodecanóico ou láurico (12:0).

Os ácidos gordos saturados não apresentam ligações duplas e são designados de acordo com o número de átomos de carbono e com o sufixo óico do ácido carboxílico correspondente. A sua fórmula geral é CH<sub>3</sub>-(CH<sub>2</sub>)<sub>n</sub>-COOH, em que n varia de 2 a 22. Por exemplo, o ácido gordo de 16 átomos de carbono CH<sub>3</sub>(CH<sub>2</sub>)<sub>14</sub>COOH é designado por ácido hexadecanóico; no entanto, a designação de ácido palmítico é mais comum. Na nomenclatura abreviada, este ácido gordo representa-se por 16:0, em que o primeiro número indica o número de átomos de carbono e o segundo o número de ligações duplas.

Os ácidos gordos saturados mais comuns são o mirístico (C14), palmítico (C16) e esteárico (C18), encontrando-se nos lípidos de todos os organismos. Os ácidos gordos insaturados contêm em geral um número par de átomos de carbono, de uma a sete

ligações duplas, separadas por uma ponte metilénica ( $\alpha$ -metileno) e com configuração *cis*. De acordo com o número de insaturações, os ácidos gordos insaturados são classificados em monoinsaturados e polinsaturados. Os ácidos gordos monoinsaturados caracterizam-se por terem uma única ligação dupla e um número par de átomos de carbono que varia entre 10 e 30. Embora existam duas nomenclaturas diferentes para designar os ácidos gordos insaturados, neste livro optou-se pela nomenclatura abreviada em que se dá prioridade à localização da ligação dupla mais próxima do grupo terminal metilo, devido ao facto de se ter verificado que as características nutricionais de um ácido gordo dependem da constituição junto da extremidade metílica e não da extremidade carboxílica (nomenclatura da IUPAC - *The International Union of Pure and Applied Chemistry*). Deste modo, segundo a nomenclatura abreviada, aparece primeiro o número total de átomos de carbono, seguido do número de ligações duplas e, posteriormente, coloca-se a letra *n*- ou  $\omega$  (ómega) e o número de átomos de carbono (a partir do grupo metilo) onde se encontra a primeira ligação dupla. Na Tabela 3.8 apresenta-se a classificação dos principais ácidos gordos que se encontram nos produtos da pesca e na Tabela 3.9 a nomenclatura abreviada e a estrutura química.

Tabela 3.8. Classificação dos ácidos gordos principais (de ocorrência natural).

Nomenclatura abreviada	Nome sistemático	Nome comum	Fórmula estrutural
<b>Ácidos gordos saturados</b>			
12:0	<i>n</i> -Dodecanóico	Ác. láurico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{10}\text{COOH}$
14:0	<i>n</i> -Tetradecanóico	Ác. mirístico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{12}\text{COOH}$
16:0	<i>n</i> -Hexadecanóico	Ác. palmítico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{14}\text{COOH}$
18:0	<i>n</i> -Octadecanóico	Ác. esteárico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{16}\text{COOH}$
20:0	<i>n</i> -Eicosanóico	Ác. araquídico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{18}\text{COOH}$
24:0	<i>n</i> -Tetracosanóico	Ác. lignocérico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{22}\text{COOH}$
<b>Ácidos gordos monoinsaturados</b>			
16:1n-7	<i>cis</i> -9-hexadecenoico	Ác. palmitoleico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_5\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_7\text{COOH}$
18:1n-9	<i>cis</i> -9-octadecenoico	Ác. oleico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_7\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_7\text{COOH}$
<b>Ácidos gordos polinsaturados</b>			
18:2n-6	9,12-octadecadienoico	Ác. linoleico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_4\text{CH}=\text{CHCH}_2\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_7\text{COOH}$
18:3n-3	9,12,15-octadecatrienoico	Ác. linolénico	$\text{CH}_3\text{CH}_2\text{CH}=(\text{CHCH}_2\text{CH})_2=\text{CH}(\text{CH}_2)_7\text{COOH}$
20:4n-6	5,8,11,14-eicosatetraenoico	Ác. araquidónico (ARA)	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_4(\text{CH}=\text{CHCH}_2)_4(\text{CH}_2)_2\text{COOH}$
20:5n-3	5,8,11,14,17-eicosapentaenoico	Ác. eicosapentaenoico (EPA)	$\text{CH}_3\text{CH}_2(\text{CH}=\text{CHCH}_2)_5(\text{CH}_2)_2\text{COOH}$
22:6n-3	4,7,10,13,16,19-docosahexaenoico	Ác. docosahexaenoico (DHA)	$\text{CH}_3\text{CH}_2(\text{CH}=\text{CHCH}_2)_6(\text{CH}_2)\text{COOH}$

Os ácidos gordos polinsaturados apresentam pontos de fusão mais baixos e auto-oxidam-se mais facilmente, devido à existência de várias ligações duplas (2 a 6). Os mais importantes são o linoleico (18:2n-6) e o linolénico (18:3n-3), cujas estruturas são *n*-6 e *n*-3, respectivamente. Estes ácidos gordos são denominados de essenciais, em virtude de não poderem ser sintetizados pelo organismo (inexistência de desaturases necessárias para a sua formação a partir do 18:1n-9) e serem

eicosanóides. Os eicosanóides são um grupo diverso de hormonas, muito dos quais derivam do ARA, sendo os mais proeminentes as prostaglandinas, tromboxanos e leucotrienos (Zubay *et al.*, 1995) (Fig. 3.15). Os efeitos biológicos dos eicosanóides são diversos, nomeadamente: influenciam o sistema imunitário, o movimento e agregação celulares (e.g. leucócitos e trombócitos), o metabolismo ósseo e o sistema nervoso autónomo, o controlo da contracção do músculo liso (e.g. brônquios, útero), servem de mensageiros secundários de hormonas hidrofílicas, etc.

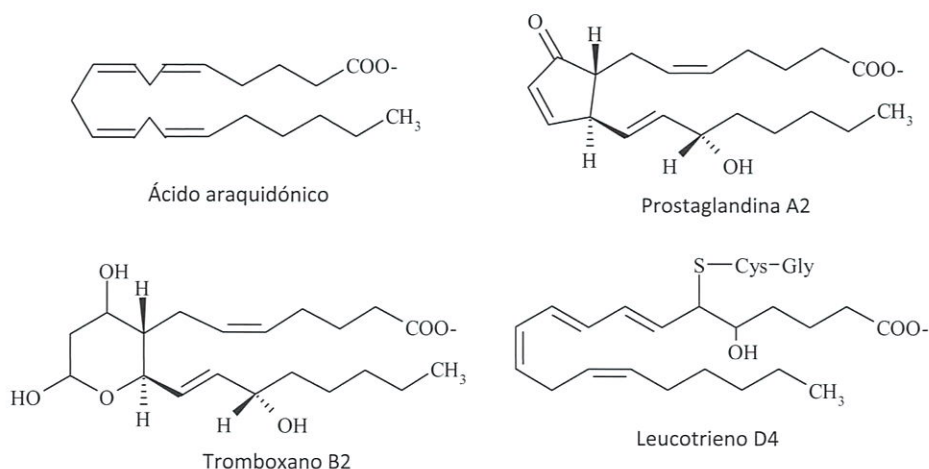
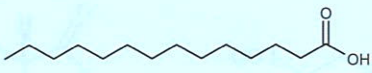
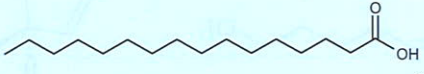
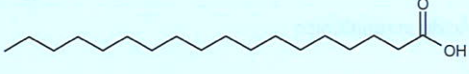
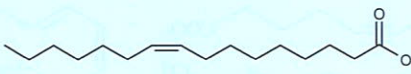
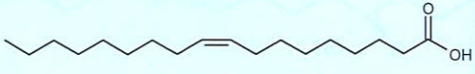
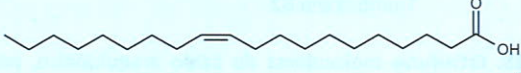
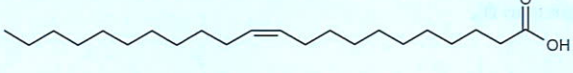
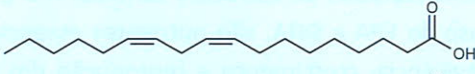
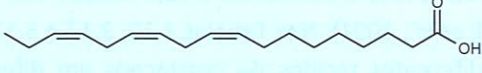
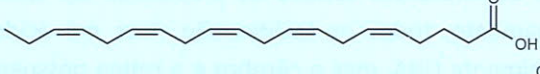
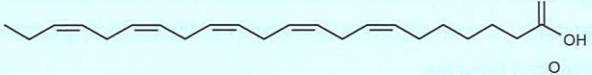
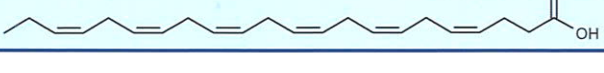


Figura 3.15. Estruturas moleculares do ácido araquidónico, prostaglandina A<sub>2</sub>, tromboxano B<sub>2</sub> e leucotrieno D<sub>4</sub>.

O ácido linolénico, que não é biosintetizado pelo Homem, é precursor de uma família de ácidos polinsaturados de estrutura terminal n-3 (Fig. 3.16). Estes ácidos gordos, como é o caso do EPA e DHA, são nutrientes essenciais, visto serem indispensáveis para a sobrevivência, crescimento e reprodução dos crustáceos (Cahu *et al.*, 1994, 1995; Cavalli *et al.*, 2001). Nas Tabelas 3.10, 3.11 e 3.12 encontra-se o perfil de ácidos gordos de diferentes tecidos de crustáceos em diferentes estados de maturação. Efectivamente, todos os tecidos são ricos em ácidos gordos polinsaturados n-3, especialmente DHA, mas o cérebro e a retina possuem quantidades particularmente elevadas, o que significa um papel estrutural importante e específico nas membranas celulares neurais.

indispensáveis para o crescimento e reprodução. São fornecidos através da alimentação de fontes vegetais, onde são muito abundantes.

**Tabela 3.9. Nomenclatura abreviada e estrutura química dos principais ácidos gordos presentes nos produtos da pesca.**

Nomenclatura abreviada	Estrutura química
<b>Ácidos gordos saturados</b>	
14:0	
16:0	
18:0	
<b>Ácidos gordos monoinsaturados</b>	
16:1n-7	
18:1n-9	
20:1n-9	
22:1n-11	
<b>Ácidos gordos polinsaturados</b>	
18:2n-6	
18:3n-3	
20:5n-3	
22:5n-3	
22:6n-3	

O ácido linoleico (ácido *cis*-9, *cis*-12-octadecadienóico) actua como precursor biossintético de uma família de ácidos gordos, originados por desaturação e alongamento da cadeia, em que a estrutura final n-6 é mantida (Fig. 3.16). Desse grupo, salienta-se o ácido araquidónico (ARA, 20:4n-6), uma vez que é um dos principais componentes dos lípidos membranares (fosfolípidos) e precursor de

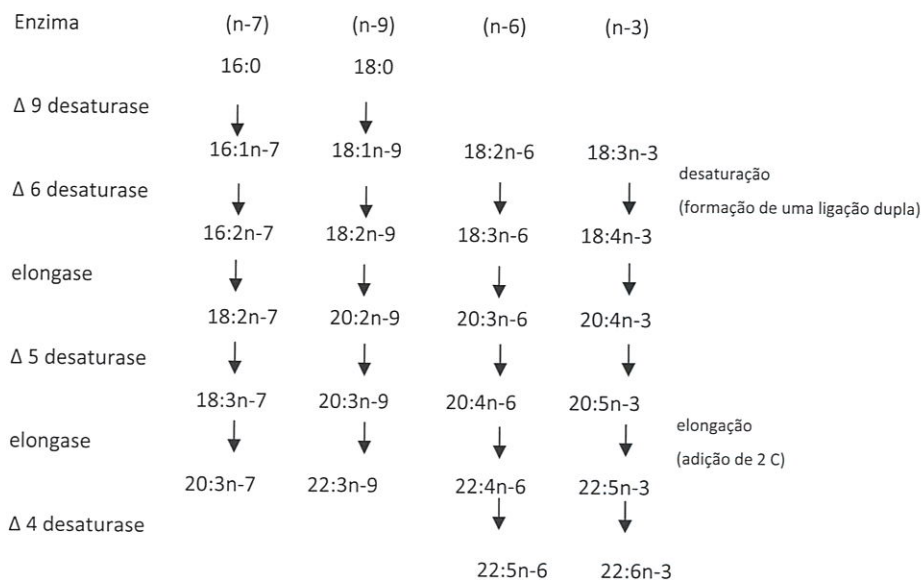


Figura 3.16. Vias de elongação e desaturação de ácidos gordos, resultantes da biossíntese de ácidos gordos polinsaturados de séries diferentes. A enzima  $\Delta$  6 desaturase tem uma preferência para ácidos insaturados como substrato. Na ausência de 18:3n-3 e 18:2n-6, 18:1n-9 é desaturado e elongado. Para a formação dos ácidos gordos de cadeia longa muito insaturados pensa-se estar envolvida a enzima  $\Delta$  4 desaturase, embora a sua existência seja duvidosa. Foi proposta uma via alternativa, envolvendo a elongação até ácidos gordos C24, seguida de desaturação e depois reconversão em ácidos gordos C22 via  $\beta$ -oxidação.

Actualmente, pensa-se que também o EPA tem um papel fisiológico importante na modulação e formação de eicosanóides de baixa actividade, competindo com os sistemas enzimáticos que convertem o ARA em eicosanóides reactivos (Fig. 3.17).

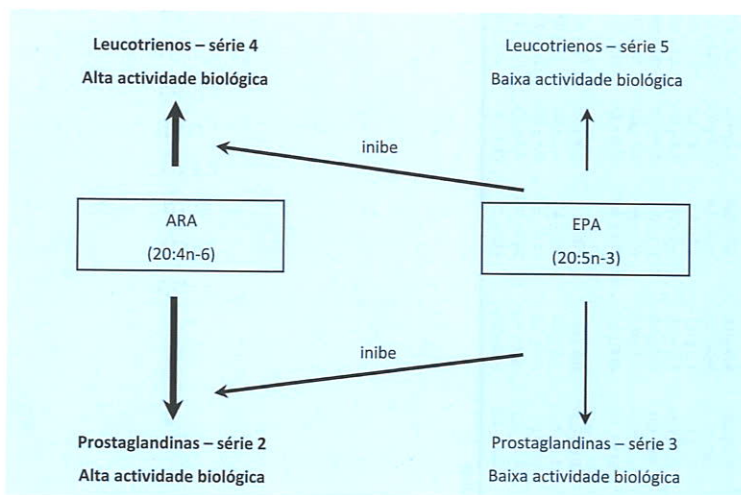


Figura 3.17. Interações entre o ácido araquidónico (ARA) e o EPA na produção de eicosanóides (prostaglandinas e leucotrienos).

Tabela 3.10. Composição de ácidos gordos (% de lípidos totais) no músculo, ovário e hepatopâncreas de fêmeas de lagostim, *Nephrops norvegicus*, em diferentes estados de desenvolvimento do ovário (apenas estão representados os mais importantes em termos quantitativos; dados compilados de Rosa e Nunes, 2002a).

Ácidos gordos	Estado 1			Estado 2			Estado 3			Estado 4			Estado 5		
	Músculo	Ovário	Hepat.	Músculo	Ovário	Hepat.	Músculo	Ovário	Hepat.	Músculo	Ovário	Hepat.	Músculo	Ovário	Hepat.
14:0	0,6 ± 0,1	1,4 ± 0,1	1,9 ± 0,0	1,1 ± 0,1	1,4 ± 0,0	1,6 ± 0,1	1,2 ± 0,1	1,5 ± 0,0	1,7 ± 0,1	0,9 ± 0,1	1,3 ± 0,1	1,9 ± 0,0	0,7 ± 0,0	1,4 ± 0,0	1,3 ± 0,0
16:0	17,0 ± 1,9	15,0 ± 1,4	17,2 ± 1,5	20,8 ± 1,1	13,9 ± 1,3	16,5 ± 0,6	20,9 ± 1,4	14,1 ± 1,3	16,1 ± 0,3	18,8 ± 1,3	13,6 ± 0,9	15,6 ± 1,6	17,6 ± 1,1	13,9 ± 0,5	15,8 ± 0,9
18:0	4,9 ± 0,6	3,9 ± 0,4	3,1 ± 0,9	5,9 ± 0,7	3,9 ± 0,7	3,3 ± 0,5	5,7 ± 0,8	3,9 ± 0,0	3,6 ± 0,1	5,2 ± 0,8	3,9 ± 0,1	3,7 ± 0,4	5,8 ± 0,5	3,9 ± 0,0	3,5 ± 0,5
Σ Sat.	25,1 ± 2,1	21,1 ± 2,5	23,6 ± 2,6	30,0 ± 2,4	20,8 ± 1,5	23,1 ± 1,9	29,9 ± 2,9	20,5 ± 2,4	21,9 ± 1,4	27,4 ± 2,9	19,6 ± 1,6	21,7 ± 2,5	28,8 ± 2,7	20,1 ± 2,0	22,2 ± 2,4
16:1(n-7)	4,8 ± 0,9	6,6 ± 0,6	8,8 ± 0,6	5,0 ± 0,3	6,5 ± 0,5	7,1 ± 0,4	4,7 ± 0,4	6,7 ± 0,3	7,4 ± 0,2	3,7 ± 0,2	6,4 ± 0,6	7,5 ± 0,5	4,8 ± 0,6	6,5 ± 0,3	6,3 ± 0,4
18:1(n-9)	16,3 ± 1,1	28,1 ± 2,0	23,8 ± 2,5	14,9 ± 1,4	27,3 ± 3,2	23,1 ± 2,1	14,3 ± 1,4	30,8 ± 2,3	20,8 ± 2,3	16,2 ± 2,0	30,4 ± 3,3	17,3 ± 3,6	16,1 ± 1,2	29,6 ± 3,4	22,3 ± 2,2
18:1(n-7)	4,2 ± 0,6	7,7 ± 0,5	7,3 ± 0,7	4,0 ± 0,5	7,7 ± 1,3	6,9 ± 0,5	3,9 ± 0,6	7,7 ± 1,2	7,6 ± 0,8	3,3 ± 0,5	7,7 ± 1,0	8,5 ± 0,8	3,6 ± 0,5	7,7 ± 0,8	6,5 ± 0,7
20:1(n-9)	0,9 ± 0,0	7,7 ± 0,6	3,6 ± 0,4	1,4 ± 0,0	7,6 ± 0,5	3,5 ± 0,2	1,0 ± 0,0	7,6 ± 0,4	2,9 ± 0,5	0,8 ± 0,0	7,7 ± 0,4	2,8 ± 0,5	0,9 ± 0,0	7,7 ± 0,5	3,5 ± 0,3
20:1(n-7)	0,2 ± 0,0	1,6 ± 0,0	0,8 ± 0,0	0,1 ± 0,0	1,6 ± 0,0	0,8 ± 0,0	0,4 ± 0,0	1,5 ± 0,0	0,8 ± 0,0	0,1 ± 0,0	1,6 ± 0,0	1,1 ± 0,1	0,1 ± 0,0	1,6 ± 0,0	0,7 ± 0,0
22:1(n-11)	0,3 ± 0,0	1,7 ± 0,0	1,5 ± 0,0	0,2 ± 0,0	1,7 ± 0,0	1,4 ± 0,0	0,3 ± 0,0	1,7 ± 0,0	1,0 ± 0,0	0,5 ± 0,0	1,8 ± 0,0	1,5 ± 0,0	0,3 ± 0,0	1,7 ± 0,0	1,4 ± 0,0
Σ Mono.	28,4 ± 3,2	54,5 ± 2,6	47,0 ± 2,5	26,6 ± 2,9	54,6 ± 3,0	43,9 ± 2,3	25,1 ± 2,7	54,7 ± 3,1	41,8 ± 2,1	26,3 ± 3,8	55,2 ± 3,4	39,7 ± 1,2	27,5 ± 2,4	55,0 ± 3,6	41,9 ± 3,6
18:2(n-6)	1,4 ± 0,1	0,9 ± 0,1	0,9 ± 0,1	1,8 ± 0,1	0,9 ± 0,1	1,0 ± 0,1	1,7 ± 0,1	0,9 ± 0,1	1,4 ± 0,2	1,2 ± 0,1	0,9 ± 0,1	1,3 ± 0,1	1,1 ± 0,1	0,9 ± 0,1	1,1 ± 0,1
20:4(n-6)	2,9 ± 0,1	1,3 ± 0,1	1,8 ± 0,2	3,2 ± 0,1	1,2 ± 0,2	2,3 ± 0,3	3,4 ± 0,1	1,3 ± 0,2	2,4 ± 0,1	3,5 ± 0,1	1,4 ± 0,3	2,7 ± 0,2	3,1 ± 0,1	1,4 ± 0,3	2,9 ± 0,2
20:5(n-3)	13,8 ± 1,0	5,4 ± 0,7	7,9 ± 0,8	12,4 ± 1,5	4,4 ± 0,6	7,2 ± 0,5	11,1 ± 1,1	4,5 ± 0,4	10,4 ± 1,6	15,5 ± 1,4	6,3 ± 0,5	11,5 ± 1,5	14,6 ± 1,2	5,4 ± 0,5	9,5 ± 0,9
22:5(n-3)	19,7 ± 2,1	9,4 ± 2,2	12,2 ± 1,3	18,5 ± 2,6	9,2 ± 2,5	11,2 ± 2,2	17,8 ± 2,3	10,3 ± 2,1	14,3 ± 1,2	21,9 ± 2,0	12,1 ± 1,4	16,0 ± 1,5	20,9 ± 2,3	11,2 ± 1,4	15,2 ± 1,0
Σ Poli.	43,2 ± 2,3	21,8 ± 2,8	26,6 ± 2,5	41,1 ± 2,7	21,4 ± 2,7	25,5 ± 2,2	41,5 ± 2,1	21,0 ± 2,9	32,1 ± 2,8	45,1 ± 3,6	25,6 ± 2,5	33,3 ± 4,7	44,1 ± 3,9	23,8 ± 3,7	31,4 ± 3,2

Hepat - hepatopâncreas

Tabela 3.11. Composição de ácidos gordos (mg/g peso seco) no músculo, ovário e hepatopâncreas de fêmeas de gamba, *Parapenaeus longirostris*, em diferentes estados de desenvolvimento do ovário (apenas estão representados os mais importantes em termos quantitativos; dados compilados de Rosa e Nunes, 2002b).

Ácidos gordos	Músculo			Ovário			Hepatopâncreas		
	Estado 1	Estado 2	Estado 3	Estado 1	Estado 2	Estado 3	Estado 1	Estado 2	Estado 3
	14:0	0,2 ± 0,0	0,2 ± 0,0	0,3 ± 0,1	2,6 ± 0,9	3,2 ± 1,3	4,0 ± 2,0	6,4 ± 1,2	8,3 ± 1,5
16:0	4,6 ± 0,9	4,7 ± 0,7	4,6 ± 1,1	24,3 ± 4,2	32,7 ± 3,7	38,7 ± 5,1	54,7 ± 4,9	61,7 ± 6,4	73,9 ± 7,9
18:0	1,7 ± 0,5	1,7 ± 0,4	1,4 ± 0,8	5,4 ± 1,3	9,0 ± 1,7	9,5 ± 1,9	9,2 ± 2,1	10,2 ± 2,7	11,6 ± 3,0
Σ Sat.	7,1 ± 1,3	7,2 ± 1,5	6,9 ± 1,2	34,3 ± 5,9	47,5 ± 6,8	57,4 ± 7,9	76,4 ± 10,3	87,4 ± 12,1	98,2 ± 9,9
16:1(n-7)	1,5 ± 0,8	1,6 ± 0,9	1,5 ± 0,6	8,5 ± 2,2	11,0 ± 4,5	19,5 ± 3,6	28,6 ± 8,9	33,3 ± 7,6	37,6 ± 6,3
18:1(n-9)	4,3 ± 1,6	3,6 ± 0,9	3,6 ± 1,2	44,3 ± 8,2	61,1 ± 10,9	74,3 ± 12,4	83,1 ± 12,5	107,8 ± 18,1	116,8 ± 20,6
18:1(n-7)	1,1 ± 0,5	1,1 ± 0,6	1,3 ± 0,4	12,1 ± 3,2	13,5 ± 2,8	16,0 ± 3,3	29,0 ± 7,5	28,4 ± 6,0	26,0 ± 5,4
20:1(n-9)	0,7 ± 0,3	0,2 ± 0,0	0,2 ± 0,1	8,3 ± 1,5	10,3 ± 2,3	18,0 ± 2,7	16,9 ± 4,2	20,1 ± 3,4	21,5 ± 5,0
20:1(n-7)	0,1 ± 0,0	0,1 ± 0,0	0,1 ± 0,0	1,5 ± 0,5	2,2 ± 0,8	7,7 ± 3,6	5,1 ± 1,3	6,1 ± 2,1	6,6 ± 2,4
Σ Mono.	8,0 ± 1,9	6,8 ± 1,6	7,0 ± 0,8	83,0 ± 15,6	109,0 ± 25,3	140,7 ± 19,8	169,0 ± 23,5	204,0 ± 18,7	224,6 ± 26,6
18:2(n-6)	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0,2	0,2 ± 0,1	1,5 ± 0,3	1,3 ± 0,5	2,5 ± 0,8	3,2 ± 0,9	4,2 ± 2,1	3,3 ± 1,3
20:4(n-6)	1,5 ± 0,8	1,5 ± 0,6	1,8 ± 0,9	3,4 ± 0,8	4,9 ± 1,7	7,7 ± 3,4	11,1 ± 3,2	12,9 ± 2,2	14,9 ± 4,4
20:5(n-3)	3,8 ± 1,2	3,8 ± 1,5	4,0 ± 1,0	11,3 ± 2,8	14,2 ± 4,4	16,5 ± 3,0	23,2 ± 4,2	27,2 ± 4,0	30,1 ± 3,9
22:6(n-3)	4,4 ± 1,7	5,4 ± 2,1	5,7 ± 1,9	24,0 ± 5,8	30,3 ± 7,1	19,7 ± 6,3	24,5 ± 3,3	29,5 ± 4,8	31,4 ± 5,2
Σ Poli.	10,9 ± 2,5	11,8 ± 0,9	12,2 ± 0,9	46,1 ± 15,6	58,5 ± 12,4	51,4 ± 12,0	72,9 ± 11,7	87,0 ± 14,5	90,0 ± 12,6

Tabela 3.12. Composição de ácidos gordos (% de lípidos totais) no músculo, ovário e hepatopâncreas de fêmeas de camarão vermelho, *Aristeus antennatus*, em diferentes estados de desenvolvimento do ovário (apenas estão representados os mais importantes em termos quantitativos); dados compilados de Rosa e Nunes, 2003b)

Ácidos gordos	Músculo				Ovário				Hepatopâncreas			
	Estado 1	Estado 2	Estado 3	Estado 4	Estado 1	Estado 2	Estado 3	Estado 4	Estado 1	Estado 2	Estado 3	Estado 4
14:0	0,6±0,1	0,5±0,0	0,6±0,1	0,4±0,1	2,1±0,1	2,0±0,0	1,9±0,0	2,2±0,1	2,1±0,1	1,9±0,1	2,2±0,1	2,1±0,0
16:0	15,5±1,4	17,2±1,3	17,5±1,9	19,2±1,1	15,0±0,9	15,4±0,6	14,3±1,3	13,7±1,3	17,5±1,2	16,7±0,6	18,2±0,3	17,9±1,5
18:0	6,2±0,8	6,6±0,8	6,6±0,6	5,2±0,7	3,8±0,1	4,1±0,4	3,5±0,0	3,0±0,3	2,8±0,8	2,8±0,5	2,6±0,6	2,8±0,9
Σ Sat.	22,9±2,9	25,6±2,9	26,3±2,1	26,4±2,4	22,0±1,2	22,7±1,5	21,2±2,4	20,9±2,3	24,0±1,3	23,2±1,9	24,8±1,4	24,4±1,6
16:1(n-7)	4,8±0,4	3,8±0,2	2,6±0,9	3,2±0,3	5,6±0,6	5,0±0,5	7,2±0,3	7,5±0,6	8,6±0,5	8,5±0,4	8,8±0,2	8,6±0,6
18:1(n-9)	18,4±1,4	18,6±2,0	14,4±1,1	14,3±1,4	26,9±1,3	28,3±1,6	33,4±1,3	29,3±2,0	27,1±1,2	29,4±2,1	29,2±1,5	30,0±1,5
18:1(n-7)	5,2±0,3	3,8±0,5	3,5±0,6	4,5±0,2	7,2±1,0	6,2±0,8	7,9±1,2	7,2±0,5	7,8±1,3	8,2±0,5	7,1±0,8	7,5±0,7
20:1(n-9)	3,5±0,2	2,7±0,3	2,5±0,1	1,5±0,1	4,9±0,4	4,7±0,5	6,6±0,4	8,8±0,6	5,1±0,5	5,1±0,2	5,0±0,5	5,1±0,4
Σ Mono.	34,6±2,7	31,0±3,8	25,1±3,2	25,3±2,9	50,6±3,4	50,2±1,2	59,9±3,1	57,5±2,6	53,9±3,0	54,8±2,3	53,4±2,1	54,6±2,5
18:2(n-6)	1,0±0,2	0,9±0,3	1,3±0,1	0,9±0,2	0,9±0,1	0,7±0,1	0,9±0,1	1,0±0,1	1,0±0,1	0,9±0,1	1,1±0,2	0,8±0,1
20:4(n-6)	5,5±0,1	4,4±0,1	6,9±0,4	6,0±0,3	2,1±0,3	2,0±0,2	2,7±0,3	2,2±0,1	3,4±0,2	3,3±0,3	3,4±0,1	3,1±0,2
20:5(n-3)	14,6±1,1	12,4±1,0	15,6±1,0	14,9±1,5	6,7±0,5	6,5±1,5	6,0±0,4	7,8±0,7	7,0±0,6	7,2±0,5	7,0±1,6	6,1±0,8
22:6(n-3)	17,4±2,3	20,6±2,0	21,4±2,1	23,4±2,6	14,3±1,4	14,6±1,5	7,2±2,1	8,2±2,2	7,4±2,5	7,5±2,2	6,9±1,2	7,7±1,3
Σ Poli.	41,6±2,1	43,4±3,6	48,6±2,3	48,4±2,7	27,5±2,5	27,2±4,7	18,9±2,9	21,6±2,8	22,0±2,7	22,2±2,2	21,9±2,8	21,0±2,5

### 3.4. Glúcidos

Os glúcidos, cuja designação é mais vasta que a de hidratos de carbono, são componentes essenciais de todos os organismos vivos pois desempenham funções biológicas importantes e são caracterizados por possuírem cadeias carbonadas, contendo grupos hidroxílicos (polialcoóis) e funções aldeídicas, cetónicas, ácidas ou aminadas.

#### 3.4.1. Monossacarídeos

As unidades básicas são designadas por monossacarídeos, oses ou açúcares simples e ocorrem numa enorme variedade de formas, sendo a mais básica constituída por uma cadeia de três (trioses) a sete (heptoses) átomos de carbono, a que estão ligados átomos de oxigénio e hidrogénio, cuja fórmula geral é  $C_x(H_2O)_y$ .

Nos sistemas biológicos, estes compostos são geralmente sintetizados num processo designado de glucogénese ou como produto da fotossíntese. O monossacarídeo de ocorrência mais comum na natureza é a D-glucose. Este e outros monossacarídeos (e.g. D-gliceraldeído, D-ribose, D-galactose) (Fig. 3.18) são componentes importantes de moléculas biológicas mais complexas (e.g. ácidos nucleicos).

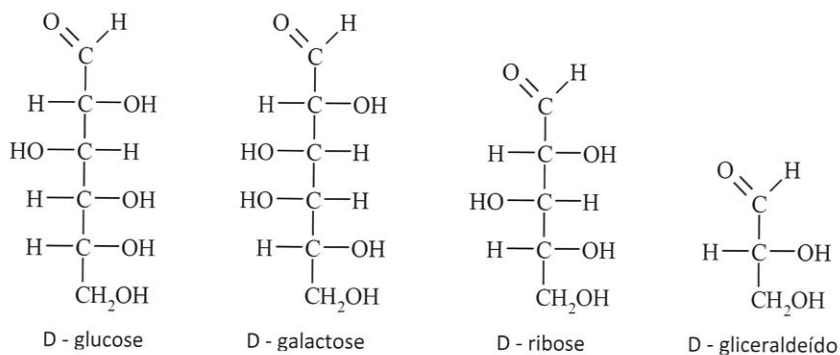


Figura 3.18. Estrutura química de alguns monossacarídeos.

#### 3.4.2. Oligo e polissacarídeos

Os complexos de monossacarídeos (ósidos) podem-se distinguir em dois grupos: 1) oligossacarídeos, que são constituídos por algumas unidades de monossacarídeos (duas a dez) e estão geralmente associados a proteínas e lípidos (glicoproteínas e glicolípidos, respectivamente) e 2) polissacarídeos, que são constituídos por mais de dez moléculas de monossacarídeos ligadas covalentemente, e que têm funções estruturais (e.g. celulose nas paredes celulares das plantas ou quitina nos exosqueletos de invertebrados) e de armazenamento de energia (e.g. amido nas plantas e glicogénio nos animais e bactérias). Na Figura 3.19 encontra-se a evolução do teor do glicogénio ao longo de um ano no músculo do lagostim, gamba e camarão vermelho.

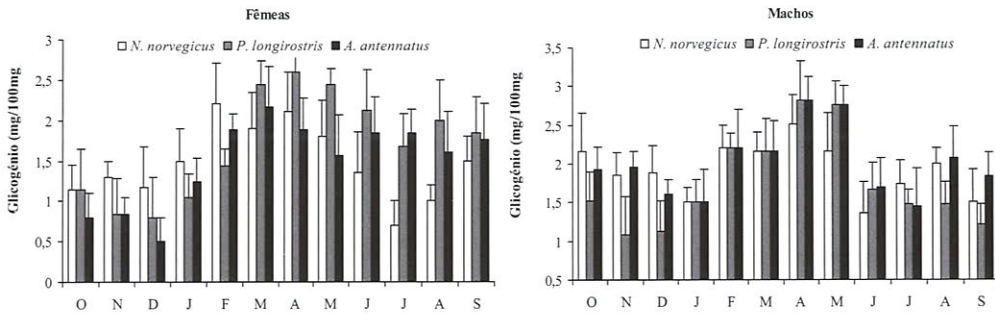


Figura 3.19. Variações mensais do teor em glicogénio (mg/100 mg peso húmido) no músculo de machos e fêmeas do lagostim, *Nephrops norvegicus*, da gamba, *Parapenaeus longirostris* e do camarão vermelho, *Aristeus antennatus* (dados compilados de Rosa e Nunes, 2002a,b; 2003a,b).

O glicogénio é o polissacarídeo de reserva e está presente em todas as células animais. A sua estrutura primária é composta por resíduos de glucose em ligação  $\alpha(1-4)$  e ramificações em  $\alpha(1-6)$ , com um grau de polimerização de cerca de um milhão de resíduos. Os pontos de ramificação ocorrem por cada 8 a 12 resíduos de glucose (Fig. 3.20).

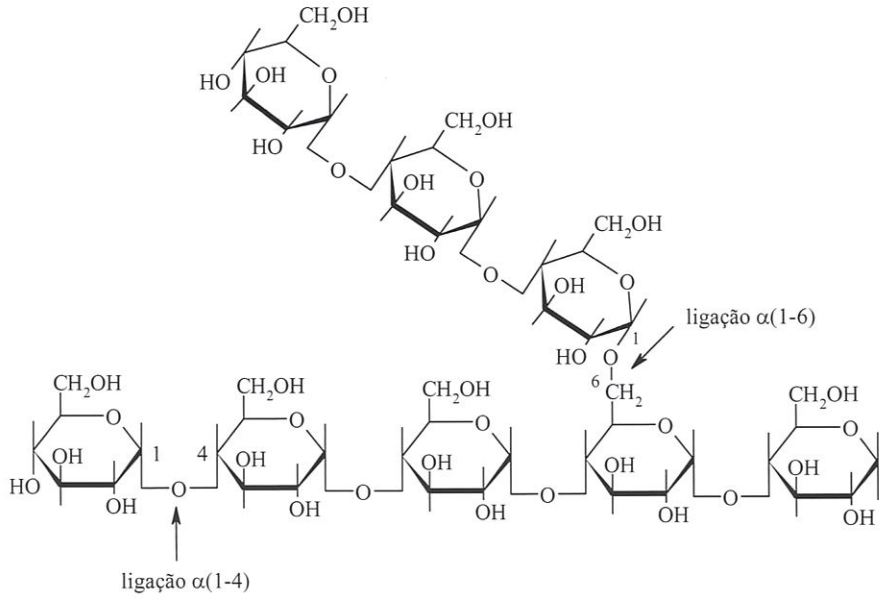


Figura 3.20. Estrutura do glicogénio. A cadeia primária tem ligações  $\alpha(1-4)$  e as ramificações têm ligações  $\alpha(1-6)$ .

### 3.5. Sais minerais e vitaminas

O teor de sais minerais e de vitaminas dos crustáceos varia em função da espécie e da época do ano. No que respeita aos sais minerais, este varia entre 0,8 e 2,0 %. Os crustáceos, tal como outros organismos, contêm a maioria dos 90 elementos químicos que ocorrem na natureza. Para além de carbono, hidrogénio, azoto, oxigénio e enxofre, que se encontram em maior proporção por serem estruturais ou de constituição, destacam-se seis macroelementos - cálcio (Ca), magnésio (Mg), fósforo (P), sódio (Na), potássio (K) e cloro (Cl) que estão presentes na ordem de grama por quilograma (g/kg). Os restantes elementos encontram-se em concentrações mais baixas, miligramas ou microgramas por quilograma. Mesmo assim, os crustáceos podem ser considerados uma fonte particularmente valiosa de fósforo, assim como também de ferro, cobre, magnésio e selénio. Em grande número de espécies verifica-se o seguinte perfil  $K > P > Na > Mg > Ca > Zn > Cu$ .

Têm sido publicados numerosos trabalhos sobre o perfil de substâncias minerais em diferentes espécies de crustáceos, mas muito poucos o relacionam com o sabor destes produtos. Todavia, no que respeita a algumas espécies de caranguejos, o contributo dos iões  $Na^+$ ,  $K^+$ ,  $Cl^-$  e  $PO_4^{3-}$  parece indispensável para a definição do seu sabor.

Todos estes elementos são indispensáveis para os organismos vivos, porque participam na formação dos dentes e ossos, alguns tecidos cerebrais e também na síntese de vitaminas, enzimas e hormonas.

Os teores em vitaminas variam igualmente de espécie para espécie e também com a época do ano e o local de captura. Em geral, os crustáceos são uma boa fonte de vitaminas do complexo B, nomeadamente niacina e  $B_{12}$ , cujos teores médios se situam respectivamente ao redor de 2,0 mg e 2,4  $\mu g/100$  g de porção edível.

Na Tabela 3.13 apresenta-se, em resumo, a composição nutricional de algumas espécies de crustáceos (Porto e Oliveira, 2006).

Tabela 3.13. Composição nutricional de algumas espécies de crustáceos (por 100 g de parte edível).

	Camarão	Lagosta	Lagostim
Energia (kcal)	99	90	90
Proteína (g)	22,6	20,6	21,2
Lípidos (g)	0,8	0,8	0,5
Saturados (g)	0,2	0,2	0,1
Monoinsaturados (g)	0,1	0,2	0,1
Polinsaturados (g)	0,4	0,3	0,2
Hidratos de carbono (g)	0,4	0,2	0,2
Colesterol (mg)	198	93	70
Niacina (mg)	2,4	2,0	2,0
Vitamina $B_{12}$ ( $\mu g$ )	2,4	3,0	0,8
Ferro (mg)	2,3	0,9	1,0
Fósforo (mg)	192	203	196
Potássio (mg)	229	284	186
Sódio (mg)	1600	323	548
Zinco (mg)	0,4	2,7	1,5



## **CAPÍTULO 4. ALTERAÇÕES DE QUALIDADE**

---

### **4.1. Alterações *post-mortem***

Os produtos da pesca são muito perecíveis, pois são organismos poiquilotérmicos e a especificidade da composição química e a presença de microrganismos associadas ao esforço e danos físicos a que são sujeitos durante a captura, leva a uma rápida deterioração.

Nos crustáceos, as alterações *post mortem* são, em regra, mais rápidas do que nos peixes. Para tal concorrem vários factores entre os quais se destacam o reduzido tamanho, a presença das vísceras e de alguns microrganismos, importantes concentrações de compostos azotados não proteicos e um elevado número de enzimas endógenas e de origem bacteriana.

Estas alterações, que variam consideravelmente com a espécie, condição fisiológica e temperatura, manifestam-se sob o ponto de vista sensorial, químico, físico e microbiológico.

#### **4.1.1. Alterações sensoriais**

Há actualmente consenso em considerar uma sequência de 4 fases distintas no que respeita à evolução dos parâmetros sensoriais nos produtos da pesca, incluindo os crustáceos. Assim, inicialmente apresentam-se muito frescos, com cheiro típico e sabor adocicado, carne de consistência firme e elástica com aspecto translúcido, uniforme e muito brilhante. A segunda fase caracteriza-se por alterações na pigmentação e brilho da pele/exoesqueleto, no brilho e forma dos olhos e pela perda do cheiro e sabor característicos, mas ainda não são detectados cheiros desagradáveis e a textura da parte edível ainda não está afectada. Estas alterações são principalmente resultado da actividade de enzimas endógenas. Na terceira fase, as alterações no aspecto exterior são já bem evidentes, a textura torna-se mole e aquosa ou seca e fibrosa, o cheiro a amónia, ranço ou a alguns compostos sulfídricos é já intenso, como resultado da produção de vários compostos voláteis, e um sabor amargo é normalmente percebido. Na fase final (fase 4), em que a degradação é evidente, o cheiro é normalmente pútrido. As alterações ocorridas ao longo das últimas duas fases devem-se sobretudo à acção bacteriana.

O aspecto e o cheiro são os atributos que, em regra, melhor traduzem as alterações sensoriais dos crustáceos inteiros, facto que se traduz nos critérios indicados no Regulamento CE 2406/96 (UE, 1996), para avaliação da frescura de camarões e lagostins, como se pode apreciar nas Tabelas 4.1 e 4.2.

Em relação ao aspecto, é de referir que a presença de melanose (discutida na secção 4.2), escurecimento que se manifesta sobretudo na “cabeça”, apêndices locomotores e nadadeira caudal, leva à rejeição dos crustáceos, apesar de esta alteração não resultar da sua decomposição nem estar associada a alterações de sabor. Por outro lado, ao contrário do que acontece com outros pigmentos presentes nos crustáceos, este

escurecimento não desaparece nem se atenua aquando do tratamento culinário, sendo nessa altura ainda maior o contraste entre as duas colorações.

Tabela 4.1. Categorias de frescura de camarões (UE, 1996).

	Critérios	
	Categoria de frescura	
	Extra	A
Características mínimas	Superfície da casca: húmida e brilhante; em caso de transvasamento, os camarões devem cair separados; carne sem cheiro anormal; sem areia, muco ou outros corpos estranhos	As mesmas que para a categoria Extra
Aspecto 1) Camarão provido de casca	Nítido cor-de-rosa avermelhado, com pintas brancas; parte peitoral da casca predominantemente clara	De cor-de-rosa avermelhado ligeiramente deslavado a encarnado azulado com pintas brancas; parte peitoral da casca predominantemente clara, a tender para o cinzento
2) Camarão-do-Ártico	Cor-de-rosa uniforme	Cor-de-rosa com possibilidade de início de enegrecimento da cabeça
Estado da carne durante e após a descasca	Descasca-se facilmente, apenas com perdas de carne tecnicamente inevitáveis; firme, não dura	Descasca-se menos facilmente, com pequenas perdas de carne; menos firme, ligeiramente dura
Fragmentos	Ocasionalmente, admitem-se fragmentos	Admite-se uma pequena quantidade de fragmentos
Cheiro	Fresco; a algas marinhas; ligeiramente adocicado	Ácido; ausência de cheiro a algas marinhas

Nem sempre o aspecto e cheiro parecem ser suficientes para caracterizar o grau de frescura e, por outro lado, nem todos os crustáceos apresentam um padrão de degradação que é traduzido pelos atributos e descritores mencionados no Regulamento CE 2406/96 (UE, 1996). Para ultrapassar estas dificuldades foi desenvolvido em meados de 1980, na Tasmanian Food Research Unit (Bremner, 1985; Bremner *et al.*, 1987), o método do índice de qualidade, vulgarmente designado por QIM (Quality Index Method). Este método baseia-se na avaliação dos atributos que melhor traduzem as alterações e na selecção de dois a quatro descritores para cada atributo. Posteriormente foram publicados vários trabalhos com a aplicação deste sistema de avaliação (Chinivasagam *et al.*, 1996, Martinsdóttir *et al.*, 1998), apresentando-se na tabela 4.3 um exemplo de um esquema para avaliação do grau de frescura do camarão dos fiordes (Martinsdóttir *et al.*, 2001).

A proposta de tabelas de análise sensorial que permitam discriminar não só o grau de frescura mas também caracterizar as características sensoriais intrínsecas de cada

espécie e as diferenças entre espécies tem sido objecto de vários estudos. Assim, Erickson *et al.* (2007) propõem um conjunto de atributos e descritores para diferenciar várias espécies de camarão em fresco, congelado e cozido. Gonçalves (2001) sugere vários atributos para avaliação das alterações da gamba rosa *Parapenaeus longirostris* em cru e em cozido, tendo considerado que a cor e o brilho do exoesqueleto bem como a ligação cefalotórax/abdómen podem constituir bons indicadores do estado de frescura de gambas e camarões.

Tabela 4.2. Categorias de frescura de lagostins (UE, 1996).

	Critérios		
	Categoria de frescura		
	Extra	A	B
Carapaça	De cor-de-rosa esbatida ou cor-de-rosa a vermelho-laranja	De cor-de-rosa esbatida ou rosa a vermelho-laranja; sem manchas negras	Ligeira descoloração; algumas manchas negras e cor acinzentada, principalmente na carapaça e entre os segmentos da cauda
Olhos e gnelras	Olhos negros e brilhantes; gnelras cor-de-rosa	Olhos baços e cinzentos-escuros; gnelras acinzentadas	Gnelras cinzentas escuras ou cor esverdeada na superfície dorsal da carapaça
Cheiro	Característico dos crustáceos	Perda de cheiro característico dos crustáceos; sem cheiro a amoníaco	Ligeiramente acre
Carne (cauda)	Transparente, de cor azul a tender para o branco	Já sem transparência, mas não descorada	Opaca e de aspecto baço

Edmunds e Lillard (1979) e Whitfield *et al.* (1997) estudaram as características sensoriais de várias espécies de crustáceos selvagens e de aquacultura e sugeriram vários parâmetros e características para as distinguir, nomeadamente ao nível do sabor e textura. Por seu lado, Papadopoulos e Finne (2006), Bak *et al.* (1999) e Morita *et al.* (2001, 2002) avaliaram as características sensoriais de *Pandalus borealis* e de *Penaeus japonicus*, respectivamente, tendo proposto um elevado número de descritores para caracterizar a frescura e as alterações de qualidade *post mortem*, tendo, contudo, considerado que o cheiro é o mais relevante e que o pH tem muita influência na sua formação. Jeyasekaran *et al.* (2006) consideraram que no caso do camarão *Penaeus indicus* o cheiro, o aspecto e a textura avaliados numa escala de 0 (inaceitável) a 10 (excelente), traduzem as principais alterações. Outros autores têm recorrido à análise química, nomeadamente de compostos azotados, aldeídos, álcoois e compostos de enxofre, em simultâneo com a análise sensorial, como forma de melhor descrever o cheiro e o sabor dos crustáceos (Pan e Yeh, 1973; Karube *et al.*, 1984; Baek e Cadwallader, 1997).

Tabela 4.3. Esquema de avaliação da frescura do camarão dos fiordes pelo Método do Índice de Qualidade (QIM) (Martinsdóttir *et al.*, 2001).

	Atributo de qualidade	Descritor	Pontos
Camarão inteiro	Escurecimento na cabeça	Nenhum	0
		Algum (25 %)	1
		Muito (50-75 %)	2
		Todo (75-100 %)	3
	Cor	Rosa/vermelha	0
		Rosa pálido	1
		Amarelada	2
		Amarela, verde, coloração acinzentada	3
	Cheiro	Fresco, a algas	0
		Cheiro fraco, fazendo lembrar alcatrão	1
		Ligeiro a amoníaco	2
		Cheiro forte a amoníaco, azedo, podre	3
Ovas (quando presentes)	Cor	Verde cobre	0
		Escurecida, desvanecida	1
		Escura	2
Índice de Qualidade			0-9 ou 11

#### 4.1.2. Alterações físicas e bioquímicas

Após a morte há uma diminuição do pH devido à acumulação dos ácidos láctico e pirúvico em resultado da glicólise *post mortem*. A quantidade acumulada depende do nível de hidratos de carbono disponível no músculo, o qual é relativamente baixo em comparação com os animais terrestres pelo que a descida do valor de pH é pouco pronunciada. Porém, é suficiente para alterar as características físicas do músculo e favorecer a actividade enzimática e limitar a proliferação microbiana (Church, 1998).

Paralelamente à acumulação de ácido láctico, verifica-se a diminuição dos níveis do trifosfato de adenosina (ATP) e formação subsequente de vários catabolitos como se ilustra na figura 4.1, dependendo a velocidade das diferentes reacções de cada espécie. Para esta degradação têm sido sugeridas duas vias, uma que envolve a acumulação preferencial do monofosfato de inosina (IMP) e outra em que a adenosina é o catabolito mais importante nesta primeira fase. A via da desaminação do monofosfato de adenosina (AMP) a IMP é a mais frequente em peixes ósseos e em alguns crustáceos a desfosforilação do AMP a adenosina predomina, seguindo-se a acumulação de inosina (Ino).

A acumulação de IMP é muito relevante já que este constituinte é um importante componente do sabor agradável que os produtos da pesca frescos apresentam. Na fase seguinte, mais lenta, ocorre a degradação do IMP ou da adenosina → Ino → Hx (hipoxantina) → xantina → ácido úrico, que é devida essencialmente à acção de enzimas bacterianas. Estes compostos, sobretudo a hipoxantina, concorrem para o desenvolvimento de sabores tendencialmente desagradáveis (amargo), exibidos pelos produtos deteriorados (Hattula, 1997). Mendes *et al.* (2001) observaram uma rápida

conversão de AMP em IMP e uma acumulação reduzida de hipoxantina na gamba rosa *Parapenaeus longirostris* e no lagostim *Nephrops norvegicus*, enquanto que no camarão *Pandalus borealis* a acumulação de hipoxantina ao longo da conservação em refrigerado foi apreciável (Zeng *et al.*, 2005).

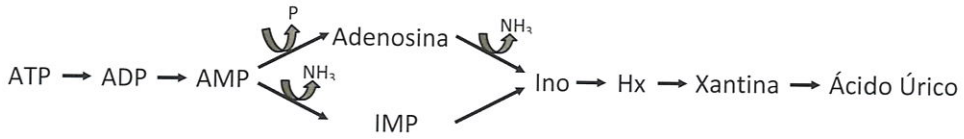


Figura 4.1. Vias catabólicas dos nucleótidos (Fátima *et al.*, 1981). (ATP- trifosfato de adenosina, ADP- difosfato de adenosina, AMP- monofosfato de adenosina, IMP- monofosfato de inosina, Ino- inosina, Hx- hipoxantina).

Alguns autores indicam que a IMP ou a hipoxantina podem ser usados como índices de frescura em algumas espécies de crustáceos, mas é sempre indispensável ter em conta se são espécies de aquacultura ou selvagens e qual o método de captura, pois Paterson *et al.* (1995) verificaram que a concentração dos vários nucleótidos bem como a do ácido láctico em três espécies de camarão – *Metapenaeus endeavouri*, *Penaeus esculentus* e *Penaeus monodon* – foi muito influenciada quer pelo método de captura quer pela zona geográfica.

A acumulação de compostos voláteis de carácter básico, que conferem cheiro desagradável, inicia-se pela acumulação de amónia em resultado da degradação do ATP, porém é particularmente observada nas fases mais avançadas de deterioração. De entre estes compostos, destacam-se a amónia e a trimetilamina (TMA), formada a partir do óxido de trimetilamina (OTMA) por acção de bactérias anaeróbias, pelo facto de conferirem, respectivamente, cheiro amoniacal e cheiro forte e desagradável a peixe. Alguns autores encontraram boas correlações entre estes compostos azotados voláteis e a evolução da frescura (Flick *et al.*, 1994; Zeng *et al.*, 2005), mas para a maioria dos crustáceos observa-se uma acumulação destes compostos já numa fase muito avançada de deterioração (Gonçalves, 2001; Chiout e Huang, 2004), não havendo uma boa correlação entre a sua acumulação e o grau de frescura. Para as diferentes espécies de crustáceos, os valores de azoto básico volátil total (ABVT) logo após captura são muito variáveis, oscilando entre 2 e mais de 20 mg/100 g (Lannelongue *et al.*, 1982; Matsumoto e Yamanaka, 1990; Yamagata e Low, 1995; Gonçalves, 2001). A evolução dos valores de ABVT no decurso da conservação em fresco nem sempre segue o mesmo padrão, pois há vários factores que afectam a sua formação e acumulação, em particular o tempo e temperatura de conservação, a lixiviação pelo gelo, a flora bacteriana e o tipo de enzimas. Todavia, alguns autores (Angel *et al.*, 1981) e alguns países, nomeadamente Japão e Austrália, propõem um valor de ABVT de 30 mg/100 g como valor limite de aceitação para os crustáceos. No que respeita ao azoto de trimetilamina (ATMA), um valor de 5 mg/100 g é sugerido

como limite de aceitação para muitas espécies de crustáceos, no entanto, tal como para o ABVT, nem sempre há uma boa correlação entre a rejeição e a sua acumulação. A presença de indole tem sido também usada na avaliação da qualidade de crustáceos e, por vezes, na confirmação dos resultados da análise sensorial. A formação deste composto e derivados, como o metil indole e acetato de indole, depende da presença de bactérias produtoras de triptofanases que oxidam o L-triptofano livre presente na fracção muscular. As *Enterobacteriaceae* parecem estar muito associadas a este metabolismo, tendo sido referido por vários autores a existência de boas correlações entre as contagens de *Escherichia coli* e a produção de indole (Smith *et al.*, 1984). Há, no entanto, referência a outras bactérias, *Proteus*, *Edwardsiella*, *Flavobacterium*, *Aeromonas*, *Plesiomonas*, *Bacillus*, com papel semelhante (Shamsad *et al.*, 1990). A *Food and Drug Administration* (FDA, 1982) estabeleceu valores de indole inferiores a 250 µg/kg para camarões de classe 1 e teores  $\geq 250$  µg/kg para as classes 2 e 3. Neste contexto, a classe 1 corresponde a camarões que não apresentam quaisquer sinais de degradação, a classe 2 quando são verificados os primeiros vestígios de decomposição e a classe 3 diz respeito a produtos já com cheiro amoniacal intenso. De igual modo, a FDA (1982) propõe o valor de 250 µg/kg como limite superior em conservas e camarão pré-cozinhado. Todavia, noutras espécies de crustáceos, os valores de indole encontrados numa fase avançada são muito inferiores, por exemplo Mendes *et al.* (2005) propõem um valor máximo de 90 µg/kg para a gamba *Parapenaeus longirostris*. Embora nos crustáceos os níveis de gordura sejam baixos, a fracção lipídica é objecto de várias alterações devido a reacções de hidrólise e oxidação, pois uma grande parte é constituída por fosfolípidos muito insaturados. Estas reacções repercutem-se na formação de substâncias que conferem cheiro e sabor desagradáveis, perceptíveis em cru e em cozido, e no aparecimento de colorações menos agradáveis, visíveis sobretudo após confecção culinária. O facto de, em muitas espécies, os lípidos se encontrarem na parte interna do exoesqueleto, torna-os muito vulneráveis à oxidação devido à exposição à luz e ao oxigénio (Bak *et al.*, 1989).

#### 4.1.3. Alterações microbiológicas

A flora natural dos crustáceos varia com o habitat da espécie e é muito influenciada pela temperatura, profundidade, nível de contaminação das águas e maior ou menor proximidade da costa. Os microrganismos encontram-se na superfície externa, nas vísceras e nas brânquias. Segundo Huss (1995), é frequente encontrar valores compreendidos entre  $10^2 - 10^7$  ufc (unidades formadoras de colónias)/cm<sup>2</sup> na pele dos peixes e no exoesqueleto dos crustáceos, enquanto nas brânquias e nas vísceras as contagens podem oscilar entre  $10^3$  e  $10^9$  ufc/g.

A flora bacteriana típica das espécies capturadas em águas temperadas é dominada por bactérias Gram-negativas psicrotóricas (tolerantes a baixas temperaturas), pertencentes aos géneros *Pseudomonas*, *Acinetobacter*, *Flavobacterium*, *Moraxella* e *Shewanella* e às famílias *Vibrionaceae* e *Aeromonadaceae* (Huss, 1995), podendo

encontrar-se também, em várias proporções, bactérias Gram-positivas dos géneros *Bacillus*, *Micrococcus*, *Clostridium*, *Lactobacillus* e *Corynebacterium*. Em águas tropicais, geralmente são as Gram-positivas *Bacillus* e *Micrococcus* que dominam a microflora.

Jeyasekaran *et al.* (2006) referem que uma flora constituída por *Aeromonas*, *Pseudomonas*, *Vibrio*, *Flavobacterium* e *Serratia* é frequente no camarão branco (*Penaeus indicus*). Por seu lado, Vanderzant *et al.* (1973) e Cobb *et al.* (1976), concluíram que os géneros mais frequentes nas espécies *Penaeus* são *Vibrio*, *Aeromonas*, *Pseudomonas*, *Acinetobacter* e *Moraxella*.

Após a captura, a microflora pode sofrer alterações substanciais em consequência do manuseamento, conservação, transporte e processamento, podendo ter lugar a proliferação de outros géneros ou contaminações com patogénicos ou microrganismos com habitat não restrito ao ambiente aquático. Reilly *et al.* (1986) referem que na maioria das espécies de camarão conservadas em gelo, as bactérias *Aeromonas* são as bactérias de deterioração mais abundantes. Por seu lado, no camarão *Penaeus indicus* conservado em gelo parecem predominar *Micrococcus*, *Aeromonas* e *Moraxella*, mas quando tem lugar a aplicação conjunta de gelo e gelo seco as *Pseudomonas* dominam, embora *Aeromonas*, *Vibrio*, *Photobacterium*, *Serratia*, *Alteromonas*, *Staphylococcus* e *Alcaligenes* possam também estar presentes (Jeyaweera e Subasinghe, 1988; Leitão e Rios, 2000).

#### 4.2. Melanose

O escurecimento enzimático que tem lugar na superfície de alguns frutos, vegetais e crustáceos, quando expostos à presença de oxigénio, assume grande importância, uma vez que contribui consideravelmente para alterar o aspecto, facto que se traduz na diminuição da aceitabilidade e do valor comercial destes produtos.

Nos crustáceos, a formação da melanose (melanogénese), escurecimento também designado como “black spot”, envolve a oxidação de precursores fenólicos, como a tirosina e a dopamina, a quinonas (compostos incolores) que podem polimerizar espontaneamente e/ou reagir com outros constituintes celulares, formando pigmentos insolúveis de elevada massa molecular, de cor negra (melanina) (Gonçalves, 2001), conforme se ilustra na figura 4.2. No processo intervém uma ou várias enzimas que se encontram distribuídas de forma não uniforme nos crustáceos (Montero *et al.*, 2001a), falando-se vulgarmente no sistema polifenoloxidase (PPO). A polimerização não enzimática (autooxidação) de alguns compostos fenólicos, catalisada pela luz, conduz igualmente à formação da melanina (Gonçalves, 2001). Nos crustáceos vivos, o PPO parece estar envolvido no processo de endurecimento da cutícula.

De acordo com Ogawa *et al.* (1984), a formação das manchas negras inicia-se no cefalotórax e estende-se pelo abdómen, formando linhas negras por debaixo do exoesqueleto; encontra-se também nas junções dos segmentos abdominais e na zona caudal, telson e urópodes (ver Fig. 4.3). É também visível na superfície membranar que cobre o músculo e na hemolinfa. A intensidade depende da espécie, do nível de

substrato, da concentração da enzima e da actividade enzimática em cada espécie (Simpson *et al.*, 1987).

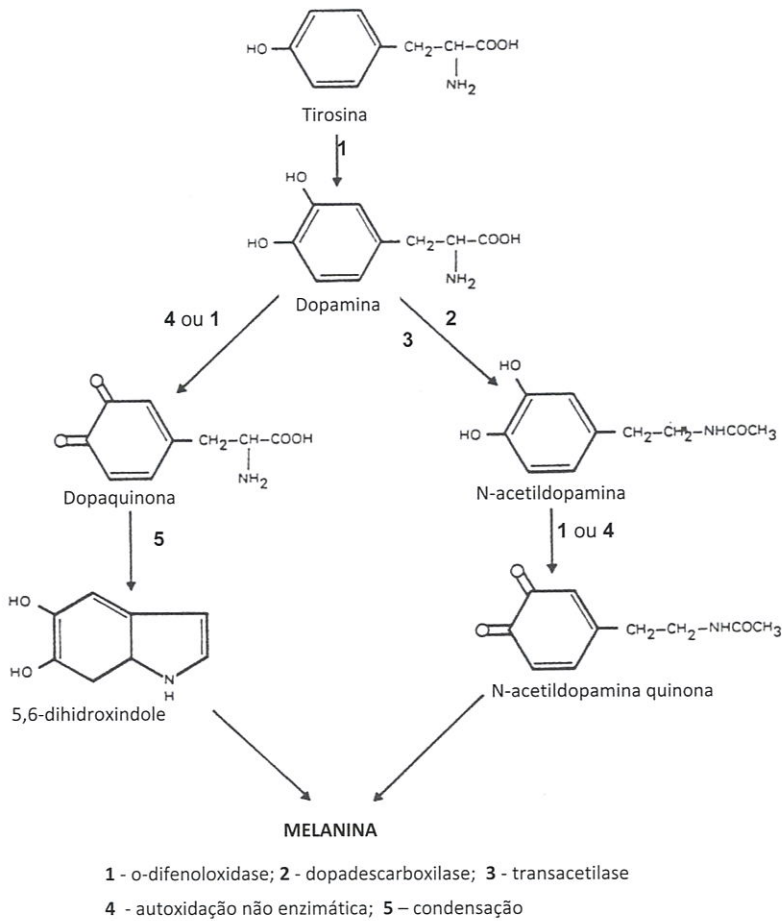


Figura 4.2. Formação *post mortem* de melanose em crustáceos, de acordo com Gonçalves (2001).

Logo após a captura, o sistema enzimático PPO fica particularmente activo, considerando-se que alguns factores fisiológicos, nomeadamente a muda, a escassez de alimento, captura e manuseamento demorados e a exposição à temperatura ambiente, sobretudo quando esta é elevada, aceleram a formação da melanose (Ogawa *et al.*, 1984; Ali *et al.*, 1994). Assim, em muitas espécies, a rapidez do processo é maior quer na época que coincide com a muda quer quando há menor disponibilidade de alimento e, por outro lado, os sistemas de conservação usuais não são, em regra, eficazes na prevenção da melanose. Assim, a refrigeração só por si ou combinada com o acondicionamento em gelo não evita o seu desenvolvimento, apenas o retarda, pois as enzimas intervenientes mantêm-se activas nestas condições. Taoukis *et al.* (1990) referem que, em muitas espécies de camarão inteiro sem

tratamento antimelanósico e conservadas em gelo, a melanose já é visível entre o segundo e o terceiro dia de refrigeração e bem evidente em toda a extensão ao fim de 7 dias. Por seu lado, a congelação retarda de modo significativo o seu aparecimento que, todavia, ocorre de forma acentuada na fase de descongelação.

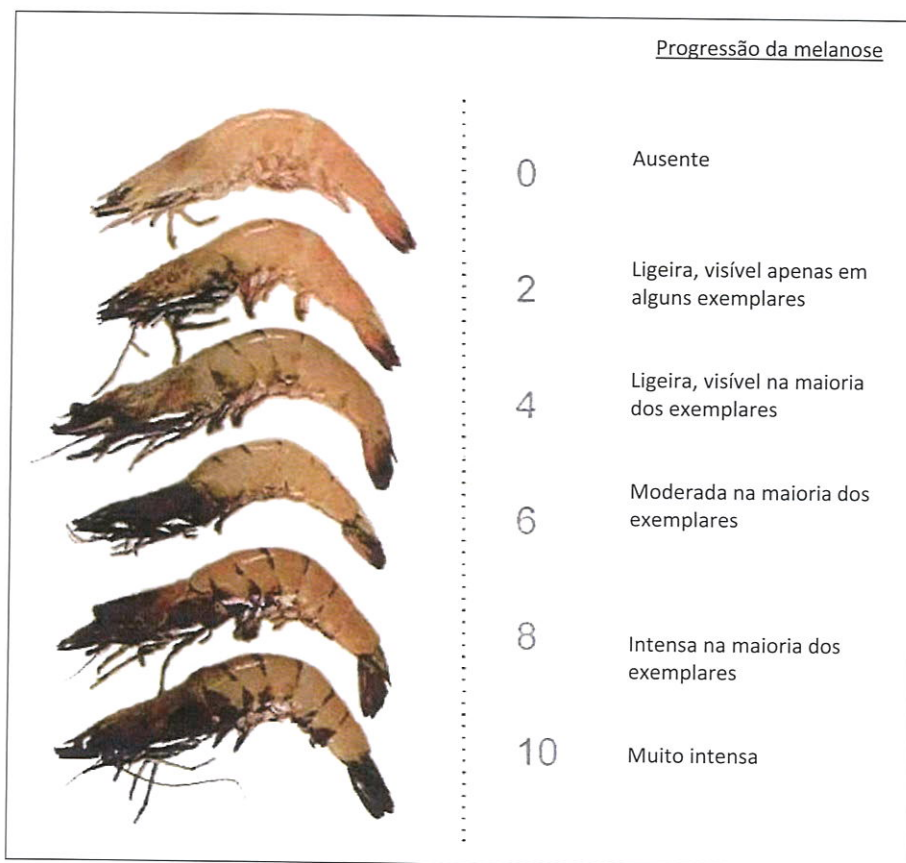


Figura 4.3. Formação *post mortem* de melanose em crustáceos, de acordo com Cobb (1977).

No sentido de prevenir a melanose iniciou-se na década de 50 a aplicação de várias substâncias com carácter redutor (McEvily *et al.*, 1991). Entre elas, é de destacar o ácido bórico, que embora não autorizado foi utilizado em algumas pescarias, e os compostos à base de sulfitos, muitas vezes em conjunto com substâncias antioxidantes, entre as quais se destacam o ácido cítrico e o ácido ascórbico. Os sulfitos são compostos multifuncionais, usados também como agentes antibacterianos, dos quais se destaca o metabissulfito de sódio ( $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_5 \cdot \text{H}_2\text{O}$ ), que tem sido intensamente utilizado na prevenção da melanose em crustáceos. No entanto, a eficácia destes produtos nas doses recomendadas nem sempre é muito elevada, retardando o aparecimento considerável da melanose apenas por 2-3 dias. Taoukis *et al.* (1990) relacionam este facto com a possível oxidação dos sulfitos a sulfatos,

durante ou após o tratamento, provocando uma perda da capacidade de inibição do sistema enzimático PPO durante a conservação. A utilização de concentrações excessivas de sulfitos, nomeadamente metabissulfito de sódio, é desaconselhada devido a imperativos legais (associados aos riscos para a saúde pública) e, segundo Cintra *et al.* (1999), pode acelerar a decomposição do óxido de trimetilamina, facto que, no caso do camarão *Penaeus schmitti*, se manifesta num endurecimento apreciável da textura após cozedura.

A prática mais frequente de aplicação dos sulfitos consiste na imersão dos crustáceos em soluções, normalmente a 1-2 %, durante 1-5 minutos. Após este tratamento os crustáceos são refrigerados ou colocados em gelo moído, ou em água do mar arrefecida, até posterior processamento ou consumo (Taylor e Bush, 1986; McEvily *et al.*, 1991). Este é o processo habitual nos barcos de pesca comerciais, embora existam casos de aplicação dos antimelanósicos por polvilhamento, tratamento que é menos eficaz, já que não garante uma uniformização na distribuição do produto por todos os exemplares. A incorporação de metabissulfito no gelo foi também objecto de vários estudos, sobretudo em França, mas a utilização deste procedimento não mereceu a atenção do sector (Piquion, 1985). O resíduo máximo admissível de SO<sub>2</sub> na parte edível dos crustáceos frescos foi objecto de uniformização a nível europeu. Assim, este teor varia entre 50 (cozidos) – 300 ppm (frescos), de acordo com a espécie e calibre dos crustáceos como se ilustra na Tabela 4.4. Devido a problemas alérgicos, asma, reacções cutâneas, náuseas e tonturas causados pelos sulfitos (Yamagata e Low, 1995), têm sido propostos outros compostos alternativos, entre os quais se destaca, o 4-hexilresorcinol (E 856), para o qual foi proposto um resíduo de 2 mg/kg na carne dos crustáceos frescos, congelados ou ultracongelados (Frankos *et al.*, 1991; UE, 2006).

Tabela 4.4. Teores máximos de SO<sub>2</sub> permitidos na parte comestível de crustáceos (UE, 2006).

Produto	Teor máximo de SO <sub>2</sub> nas partes comestíveis (expresso em mg/kg)
Crustáceos frescos, congelados e ultracongelados	150
Crustáceos ( <i>Penaeidae</i> , <i>Solenoceridae</i> , <i>Aristaeidae</i> )	
Até 80 unidades/kg	150
Entre 80 e 120 unidades/kg	200
Mais de 120 unidades/kg	300
Crustáceos cozidos	50
Crustáceos, cozidos ( <i>Penaeidae</i> , <i>Solenoceridae</i> , <i>Aristaeidae</i> )	
Até 80 unidades/kg	135
Entre 80 e 120 unidades/kg	180
Mais de 120 unidades/kg	270

De acordo com Chen *et al.* (1991), o ácido kójico pode também inibir o sistema PPO em várias espécies de camarão e na lagosta *Palinurus argus*. Na gamba foram obtidos bons resultados com a ficina (Taoukis *et al.*, 1990) e Montero *et al.* (2001a) referiram que uma mistura de ácido kójico, benzoato de sódio e 4-hexilresorcinol pode ser uma

boa alternativa para substituir a utilização de sulfitos na prevenção da melanose em camarões. De acordo com Benjakul *et al.* (2006) a cisteína e a glutathione também podem ser muito eficientes na prevenção da melanose, sobretudo no caso do camarão *Penaeus japonicus*. Também a utilização de ácido láctico, isoladamente ou com bissulfito de sódio ou 4-hexilresorcinol, parece prolongar o período de inibição do desenvolvimento da melanose em camarão (Benner *et al.*, 1994). Algumas enzimas proteolíticas de origem vegetal (Taoukis *et al.*, 1990) bem como a glucose oxidase e a catalase (Kantt *et al.*, 1993) foram objecto de estudos de prevenção da melanose em camarões, tendo sido consideradas como anti melanósicos eficazes. A utilização de atmosferas ricas em oxigénio e o recurso às altas pressões têm-se revelado igualmente promissores no retardamento da formação da melanose (Montero *et al.*, 2001b).



## CAPÍTULO 5. MANUSEAMENTO E CONSERVAÇÃO

### 5.1. Manuseamento

Os crustáceos são produtos muito sensíveis, frágeis e perecíveis pelo que é fundamental garantir que a captura, manuseamento e conservação sejam efectuados de modo adequado. Algumas espécies são capturadas por artes muito selectivas, como as armadilhas, e chegam a bordo ainda vivas, mas a maioria é capturada por arrasto e como tal sujeita a um enorme “stress” (Fig. 5.1). Neste caso, é indispensável que o tempo de pesca seja suficiente para que haja rentabilidade, todavia o arrasto de grandes quantidades é de evitar pois ocasionalmente conduz a perdas de qualidade. Nesta pescaria é feita normalmente uma lavagem preliminar da rede antes do saco ser alado para a embarcação com o objectivo de eliminar a sujidade maior.



Figura 5.1. Exemplo da descarga de caranguejo por uma arte muito selectiva e de camarão proveniente do arrasto.

Após abertura do saco no convés, os crustáceos são manuseados rápida e cuidadosamente, sendo de evitar a exposição ao vento ou ao sol no convés. Sempre que possível, as operações de separação das espécies acompanhantes e por tamanho são realizadas no convés inferior e, no caso desta prática não ser possível, recomenda-se a instalação de uma estrutura de protecção no convés superior. As operações de manuseamento e conservação efectuadas a bordo são variadas, mas normalmente, após a separação os crustáceos são lavados com água do mar, tratados com anti-melanósicos, por imersão ou polvilhamento, seguindo-se o acondicionamento em gelo e a armazenagem em refrigerado, no caso dos crustáceos que vão ser comercializados em fresco, ou a embalagem, congelação e armazenagem em congelado, quando o produto vai ser comercializado em congelado. Na figura 5.2 ilustram-se algumas das operações numa embarcação que se dedica à pescaria da gamba rosa *Parapenaeus longirostris* na costa algarvia (Gonçalves, 2001). A tradição de consumo dos crustáceos é muito distinta de uma região para outra e tal facto motiva procedimentos de manuseamento, conservação e processamento bem distintos (Fig. 5.3).

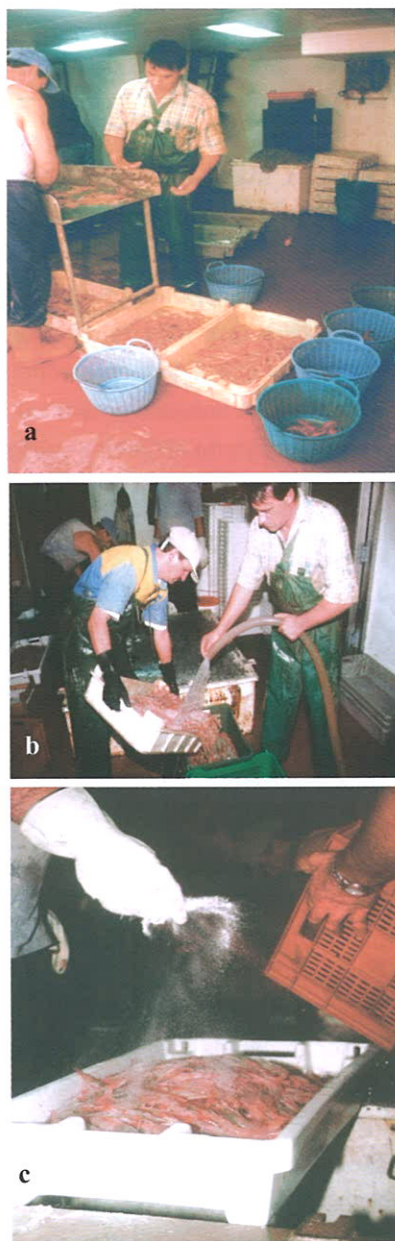


Figura 5.2. Manuseamento da gamba rosa (*Parapenaeus longirostris*) a bordo de uma embarcação da pesca comercial de Portugal. a) separação da gamba por tamanhos, b) lavagem com água do mar e c) aplicação do anti-melanósico.

O consumo de crustáceos em fresco é privilegiado em muitos países embora o mercado dos crustáceos em congelado tenha registado nos últimos anos um crescimento substancial. A maioria das espécies é comercializada inteira, todavia, no norte da Europa, Canadá e Estados Unidos a procura por camarões descascados,

comercializados em cru ou em cozido é elevada. A preparação destes produtos pode ter lugar a bordo ou em terra, recorrendo a equipamento muito específico pelo que quer as práticas a bordo quer a indústria de processamento em terra são muito direccionadas para a produção deste tipo de produto. O fabrico destes produtos implica o uso de largas quantidades de água e enfrenta muitas exigências em termos de segurança porque muito deste produto é comercializado pronto a consumir (Casani e Knøchel, 2002; Casani *et al.*, 2006).



Figura 5.3. Diferentes apresentações de camarão.

Em alguns países, nomeadamente Portugal, Espanha e França, existe a tradição de manter os crustáceos vivos desde a captura até ao momento da sua confecção culinária, como uma garantia de frescura e qualidade alimentar, sobretudo no caso de sapateiras, lagostas, lavagantes e santolas.

## 5.2. Transporte de crustáceos vivos

A importância do mercado dos crustáceos vivos tem aumentado nos últimos anos, facto que levou ao desenvolvimento de sistemas inovadores, destacando-se, por exemplo, o “Dryland Pound Storage System” (Clearwater, 2004-06) que permite a manutenção dos lavagantes por longos períodos em compartimentos individuais, sem que ocorram perdas de peso significativas nem alterações sensoriais pronunciadas.

Este sistema recorre ao uso de cascatas de água do mar rica em vários nutrientes, as quais são accionadas de hora a hora. Na figura 5.4 apresenta-se o aspecto dos compartimentos individuais neste sistema.

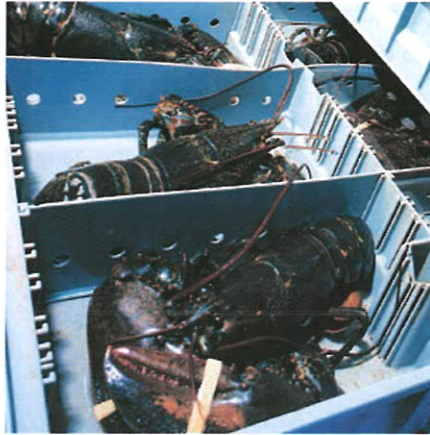


Figura 5.4. Compartimentos individuais de manutenção de lavagante (Clearwater, 2004-06).

Os crustáceos vivos transaccionados em Portugal são, na grande maioria, provenientes do Reino Unido, França, Espanha e Irlanda e são normalmente capturados com armadilhas por comunidades piscatórias especializadas. Durante a permanência na embarcação os animais são mantidos imersos em tanques com constante renovação de água do mar ou colocados individualmente em caixas desenhadas caso a caso, como se ilustra na figura 5.5. Ao chegarem ao porto são transferidos para camiões de longo curso que, normalmente, procedem ao transporte destes animais para viveiros. Estas viaturas estão, na maior parte dos casos, equipadas com sistemas de refrigeração (8-10 °C) e tanques com arejamento, mas sem sistemas de filtragem. A água para transporte destes animais é muitas vezes recolhida junto aos portos de pesca e as densidades nos tanques são quase sempre elevadas (por exemplo, 50 % animais e 50 % água do mar, no caso da sapateira). Durante o percurso, que pode variar entre 24 e 72 h, não há, em regra, qualquer controlo físico-químico da água, sendo os animais mortos removidos e transportados à parte.

Ao longo do transporte, os crustáceos vivos estão sujeitos a várias situações de “stress”, nomeadamente, exposição ao ar, hipoxia (Le Moullac *et al.* 1998; Gomez-Jimenez *et al.*, 2000; Cheng *et al.*, 2002), interacção com outros indivíduos e a uma qualidade físico-química deficiente da água de transporte (Zainal *et al.*, 1992), que influenciam a sua qualidade nutricional e microbiológica e provocam muitas vezes a perda de apêndices. A taxa de mortalidade é muito variável, oscilando entre 13 e 66 % (Burton, 2001).



Fig. 5.5. Acondicionamento de crustáceos vivos em compartimentos individuais e tanques.

O transporte de crustáceos vivos pode ser igualmente realizado por via aérea, nomeadamente, no transporte extra-comunitário (Fig. 5.6). Este é o caso particular do lavagante americano, que é transportado para Portugal em caixas compartimentadas de cartão, ocupando cada animal um compartimento. Estas são mantidas em ambiente húmido a temperaturas de refrigeração (2-4 °C) durante todo o transporte, que pode levar cerca de 24 h (Fig 5.6). Neste sistema o controlo sanitário é cuidadoso e as condições de “stress” dos animais são menores, pelo que a taxa de mortalidade é baixa.



Figura 5.6. Transporte de lavagante europeu em caixas de madeira (1), lavagante americano em caixas de cartão (2) e sapateira em caixas de plástico (3) e (4).

Nos viveiros, os animais são estabulados em tanques de armazenagem (Fig. 5.7), estabulados donde são posteriormente transportados para o consumidor final – restauração, grossistas, retalhistas, ou ainda para outros viveiros de menores dimensões. A comercialização de crustáceos vivos envolve, por vezes, uma rede bastante complexa de intermediários desde os pescadores até ao consumidor final. Desde a captura até serem consumidos, período que pode durar cerca de duas semanas ou mesmo meses em certos casos, os crustáceos vivos não são, normalmente, alimentados, pelo que qualquer situação de “stress” induzida aos animais potencia uma deterioração da sua qualidade nutricional, implicando muitas vezes uma perda para os profissionais do sector.



Figura 5.7. Tanque de armazenagem de sapateira.

### 5.3. Conservação

Como forma de prevenir ou retardar as alterações que se observam nos crustáceos após captura, recorre-se a diversas tecnologias de conservação e ou processamento, distinguindo-se a refrigeração e a congelação, associadas ou não a outros processos como, por exemplo, a embalagem em atmosfera modificada. O recurso à esterilização como forma de conservação de crustáceos é cada vez menos frequente, todavia encontram-se em alguns mercados diversos tipos de conservas, sobretudo de camarão e caranguejo.

#### 5.3.1. Refrigeração

Tradicionalmente a conservação dos crustáceos em fresco tem sido feita com recurso a vários tipos de gelo, dependendo a relação crustáceo: gelo, entre outros factores, da espécie, temperatura ambiente e duração da armazenagem. O acondicionamento em

gelo em escama é o mais aconselhado (Mendes *et al.*, 2001), seguido de armazenagem a temperaturas próximas de 0 °C (Fig. 5.8). Porém, o uso de água do mar refrigerada (Kolbe, 1979), água do mar refrigerada contendo CO<sub>2</sub> (Barnett *et al.*, 1978), salmouras (Xiong *et al.*, 2002) ou gelo contendo aditivos (McEvily *et al.*, 1991) tem sido igualmente proposto. A utilização de gelo ou o recurso a banhos de imersão, contendo sorbato de potássio até 0,2 %, permitiu prolongar o tempo de conservação útil em 3 dias no caso do camarão *Penaeus aztecus* (Harrison *et al.*, 1989).



Figura 5.8. Acondicionamento a bordo de gamba em gelo em escama.

Recentemente, Sasi *et al.* (2002) e Jeyasekaran *et al.* (2004, 2006) sugeriram a utilização de gelo seco (dióxido de carbono sólido), quer isoladamente quer em combinação com gelo em escama, pelo facto da temperatura ficar rapidamente próxima de 0 °C e, como tal, as alterações enzimáticas e o crescimento bacteriano serem significativamente retardados. Segundo Putro (1989), para além do efeito bacteriostático, é importante realçar o papel isolante que este tipo de gelo tem ao fundir. Estudos recentes, realizados por Jeyasekaran *et al.* (2006) com camarão branco indiano (*Penaeus indicus*), revelaram que o uso de gelo seco (camarão/gelo 1:1) ou de misturas de gelo seco e gelo em escama (camarão/gelo seco/gelo em escama 1:0,2:0,5) permitiram prolongar o tempo de conservação útil por mais 6 horas em comparação com o uso de gelo em escama na relação 1:1 (crustáceo/gelo).

A utilização de gelo líquido tem sido igualmente objecto de vários estudos, sendo esta tecnologia considerada hoje em dia como muito promissora na extensão do período de conservação útil dos crustáceos. Este gelo, também conhecido como gelo binário, “Flow-Ice” ou “Slurry ice”, tem aspecto pastoso e é composto por cristais de gelo microscópicos suspensos em salmoura ou água do mar, o que lhe confere uma temperatura mais baixa do que a do gelo em escama e a vantagem de poder ser

bombeado (Fig. 5.9) As suas características físicas proporcionam-lhe uma maior capacidade de transferência de calor e uma fusão mais lenta. Por outro lado, a ausência de bolsas de ar contribui para retardar as reacções bioquímicas, sobretudo as que são aceleradas pela presença de oxigénio (Santiago *et al.*, 2007). Um outro aspecto importante prende-se com o facto de a temperatura e a viscosidade deste tipo de gelo poderem ser modificadas através de ajustes ao nível da concentração de sal. Dada a grande fragilidade dos crustáceos esta característica é muito relevante. A sua aplicação aos produtos da pesca bem como as vantagens e desvantagens foram extensivamente revistas e discutidas por Piñeiro *et al.* (2004).



Figura 5.9. Aplicação de gelo líquido na conservação de camarão.

Gonçalves *et al.* (2002) e Huidobro *et al.* (2002) referem a sua utilização na conservação de gamba rosa (*Parapenaeus longirostris*) a bordo em comparação com gelo em escama. Os resultados obtidos mostram que a sua aplicação imediatamente após a captura reduz mais rapidamente a temperatura, diminui a formação de compostos azotados e retarda o aumento de pH bem como o desenvolvimento de microrganismos, durante a armazenagem em refrigerado. No entanto, ao nível do aspecto, verificaram o aparecimento de tonalidades mais baças e a perda do brilho característico.

O gelo líquido tem sido também usado na conservação de lagostim (*Nephrops norvegicus*), sendo referido por Aubourg *et al.* (2007) que nesta espécie, o desenvolvimento bacteriano, a formação de amins voláteis bem como as alterações autolíticas foram significativamente retardados.

A aplicação de gelo líquido na conservação de crustáceos tem a vantagem adicional de permitir a incorporação dos inibidores da melanose e como tal facilitar as operações a bordo. Segundo Mendes (2003), este tipo de gelo provoca alguma contracção muscular, aspecto que facilita não só a operação de remoção do exoesqueleto mas também melhora o rendimento na preparação de miolo. Embora alguns resultados sejam muito promissores, a aplicação do gelo líquido aos crustáceos, sobretudo camarão e gamba, ainda exige alguma optimização.

### 5.3.2. Atmosfera modificada

A utilização de atmosfera modificada em produtos da pesca merece cada vez mais o interesse dos industriais. Basicamente esta tecnologia consiste na substituição do ar, que envolve o produto, por uma atmosfera gasosa diferente e conservação em refrigerado. Todavia, no caso de alguns crustáceos cozidos, é frequente associar-se esta metodologia à congelação. As três técnicas mais relevantes aplicadas a estes produtos são: embalagem em atmosfera modificada (EAM), embalagem sob vácuo (EV) e atmosfera controlada (AC). O efeito desta tecnologia depende muito da espécie, teor em gordura, número e tipo de bactérias presentes, composição da atmosfera, relação entre os volumes de crustáceo/atmosfera e, especialmente, da temperatura de armazenagem. Os três principais gases usados comercialmente são o dióxido de carbono (CO<sub>2</sub>), o oxigénio (O<sub>2</sub>) e o azoto (N<sub>2</sub>), em diferentes combinações e proporções (Phillips, 1996). Vulgarmente, os produtos são acondicionados num tabuleiro semi-rígido que, por sua vez, é embalado com um filme de cobertura. As características de permeabilidade aos gases e a resistência destes filmes revestem-se de grande importância para o sucesso destes produtos. Filmes com maior espessura e menor taxa de permeabilidade levam a períodos de conservação mais prolongados, uma vez que reduzem a difusão dos gases e a possibilidade de micro-rupturas. A maioria dos filmes são compostos por um ou mais de quatro polímeros base, cloreto de polivinilo, tereftalato de polietileno, polietileno e polipropileno, dependendo do produto a embalar, das características desejadas e da posterior utilização (Phillips, 1996). A utilização desta tecnologia tem sido objecto de várias revisões, destacando-se a de Sivertsvik *et al.* (2002) pela abrangência da discussão.

Lannelongue *et al.* (1982), Layrisse e Matches (1984) e Matches e Layrisse (1985) referem como muito relevante o efeito das atmosferas modificadas na extensão do período de conservação de duas espécies de camarão, *Penaeus aztecus* e *Pandalus platyceros*. O recurso a misturas de CO<sub>2</sub> (35-100 %), O<sub>2</sub> (35 – 65 %) e N<sub>2</sub> (35-65 %) a temperaturas entre 0 e 4 °C é referido por estes autores como muito vantajoso. O efeito positivo da aplicação da EAM a camarão cozido foi também observado, destacando-se o trabalho de Bak *et al.* (1999) sobre o uso de N<sub>2</sub> e o de Dalgaard e Jørgensen (2000), no qual é referida a eficácia da mistura 20 % CO<sub>2</sub>/80 % N<sub>2</sub>.

Na gamba rosa (*Parapenaeus longirostris*), Gonçalves (2001), López-Caballero *et al.* (2002), Gonçalves *et al.* (2003) e Martínez-Álvarez *et al.* (2004) verificaram que a aplicação de diferentes atmosferas modificadas (40 % CO<sub>2</sub>/30 % O<sub>2</sub>/30 % N<sub>2</sub> e 45 % CO<sub>2</sub>/5 % O<sub>2</sub>/50 % N<sub>2</sub>) e controladas (100 % CO<sub>2</sub> e 70% CO<sub>2</sub>/30 % O<sub>2</sub>) se revelou promissora, tendo sido observado uma extensão do período de conservação útil de, pelo menos, 4 dias e o retardamento do aparecimento da melanose. Todavia, ao nível sensorial observaram uma perda de brilho na carapaça. A atmosfera contendo 45 % CO<sub>2</sub>/5 % O<sub>2</sub>/50 % N<sub>2</sub> foi a que se revelou mais eficaz.

Ruiz-Capillas *et al.* (2003) e Ruiz-Capillas e Moral (2004) avaliaram o efeito de duas misturas (60/15/25 e 40/40/20 (CO<sub>2</sub>/O<sub>2</sub>/N<sub>2</sub> (%)), tanto em atmosfera modificada como

controlada, à temperatura de 1 °C, na conservação de lagostim (*Nephrops norvegicus*) através da evolução de parâmetros bioquímicos e sensoriais; a mistura 60/15/25 revelou-se mais eficiente e entre a atmosfera modificada e controlada não observaram diferenças significativas. Em relação à conservação convencional verificaram uma extensão do período de conservação útil de sete dias.

A estabilização por solubilização gasosa (SGS) é um novo método de conservação que tem sido proposto para os produtos da pesca, incluindo os crustáceos, e que se insere no conceito de embalagem activa (Sivertsvik e Birkeland, 2006). Nesta tecnologia o produto é colocado numa câmara, na qual é introduzido CO<sub>2</sub> que é aplicado a pressões elevadas (normalmente entre 2 e 4 bar), a temperaturas próximas de 0 °C e por um período previamente estabelecido (entre 30 a 120 minutos). Sivertsvik e Birkeland (2006) consideraram a aplicação desta tecnologia muito satisfatória na extensão do período de conservação útil de camarão pré-cozinhado.

### 5.3.3. Congelação

A congelação é uma tecnologia muito relevante na conservação dos produtos da pesca por permitir a manutenção das características sensoriais e nutricionais por largos períodos e possibilitar a distribuição regular destes produtos para zonas bem distantes da área de produção.

Tal como nos restantes produtos da pesca, também, nos crustáceos a congelação deve ser rápida e ter lugar logo após a captura e manuseamento. Após as operações prévias de separação, lavagem e preparação conforme o produto final pretendido, os crustáceos são acondicionados em tabuleiros ou caixas ou simplesmente encaminhados através de um tapete para o congelador. Comercialmente estão disponíveis três processos – ar forçado, placas ou contacto e imersão/pulverização em azoto ou dióxido de carbono líquidos. A bordo, o uso de ar forçado e placas está muito difundido enquanto que nas estruturas industriais em terra, os mais frequentes são o ar forçado e a pulverização em azoto ou dióxido de carbono líquidos. A congelação em leite fluidizado (ar forçado) e criogénica são processos cada vez mais usados não só porque permitem uma congelação rápida, mas também porque os produtos ficam soltos o que permite uma comercialização mais prática (Fig. 5.10). Em muitos casos, os crustáceos são pré-embalados antes da congelação.

Em regra, à congelação segue-se a vidragem, embalagem e armazenagem em congelado, operações para as quais existem procedimentos bem definidos. A vidragem, que consiste na formação de uma fina camada de gelo à superfície do produto, é operação fundamental pois destina-se a proteger o pescado contra a desidratação e oxidação durante a armazenagem em congelado. A embalagem é essencial para prevenir ou reduzir as perdas de qualidade do produto uma vez que deve constituir uma barreira eficaz contra a desidratação e oxidação e, também, prevenir os danos físicos. A embalagem primária, em contacto com os crustáceos, é normalmente constituída por plástico adequado para géneros alimentícios. Esta é

protegida por uma segunda embalagem, chamada embalagem secundária, que é normalmente em cartão encerado ou parafinado. O produto pode estar ainda acondicionado numa embalagem terciária, normalmente em plástico, que engloba várias embalagens secundárias.



Fig. 5.10. Sequência de operações na congelação de camarão por ar forçado.

Durante a armazenagem em congelado têm lugar várias alterações que dependem de muitos factores, destacando-se a sua duração, temperatura e flutuações de temperatura bem como o tipo de embalagem, para além do processo e rapidez da congelação (Pan e Yeh, 1993). As condições de distribuição, a exposição dos produtos congelados no mercado retalhista e o modo de descongelação são aspectos que também muito podem contribuir para comprometer a qualidade destes produtos (Giddings e Hill 1978; Sebranek, 1982; Srinivasan *et al.*, 1998; Boonsumrej *et al.*, 2007). Alguns destes aspectos têm sido muito estudados, sobretudo as alterações na textura e as perdas de peso (Nip e Moy, 1981; Sriket *et al.*, 2007).

As alterações de qualidade mais importantes verificam-se ao nível da oxidação, desnaturação proteica, sublimação e recristalização de cristais de gelo (Londahl, 1997), que se manifestam pelo desenvolvimento de cheiro e sabor desagradáveis, textura fibrosa, dura e seca, desidratação da carapaça e ainda perda de peso (Bhobe e Pai 1986; Londahl, 1997). Em regra, verifica-se também uma descoloração acentuada e/ou aparecimento de uma coloração amarelada devido à degradação da astaxantina pela

luz, que se manifesta notoriamente após a cozedura, podendo ser minimizada pelo uso de embalagens não transparentes. Para minimizar algumas destas alterações, é sugerido, nas boas práticas de fabrico, que a armazenagem dos crustáceos em congelado seja realizada em condições estáveis de temperatura e humidade, o uso de filmes não transparentes e o recurso à embalagem sob vácuo.

O tempo de conservação útil em congelado a  $-18\text{ }^{\circ}\text{C}$  estima-se entre 6 a 10 meses para a maioria das espécies. Em algumas espécies de camarão, durante a armazenagem em congelado, ocorre a formação de pequenas manchas brancas na carapaça (“white spot”), sobretudo quando há flutuações de temperatura ou a temperatura de armazenagem não é suficientemente baixa. Segundo Mikkelsen *et al.* (1997, 1999) e Careche *et al.* (2002), estas manchas resultam da formação de cristais de carbonato de cálcio, sob a forma de calcite e vaterite, e o seu tamanho pode aumentar durante a armazenagem em congelado. Esta ocorrência nada tem a ver com uma doença que muito afecta a carne dos camarões de aquacultura, designada por doença das manchas brancas ou doença de algodão.

## CAPÍTULO 6. VALORIZAÇÃO DE SUB-PRODUTOS PELA INDÚSTRIA

Os sub-produtos obtidos no processamento de caranguejos, lagostas, camarões, krill e bivalves constituem cerca de 75 % do peso total do produto. Apenas uma pequena quantidade dos restos é aproveitada, o que significa que a indústria de processamento tem um grande impacto a nível ambiental, uma vez que os resíduos são despejados tanto no mar como em terra (Shahidi, 1994 a,b). No entanto, devido a restrições ambientais e a um melhor conhecimento do seu valor potencial, tem havido um esforço para encontrar diferentes aplicações para estes materiais.

Por exemplo, nos Estados Unidos os sub-produtos do caranguejo *Cancer magister* e do camarão *Pandalus borealis* podem atingir cerca 39 000 toneladas por ano (Knorr, 1991) e na costa atlântica do Canadá, devido à exploração do caranguejo *Chionoecetes opilio*, pode chegar a 50 000 toneladas por ano. Estes sub-produtos do processamento dos crustáceos são constituídos maioritariamente pelo exoesqueleto e fracção muscular que apresentam na sua constituição proteínas, quitina e sais minerais. Em menor quantidade também se podem extrair pigmentos carotenóides e enzimas. Na Tabela 6.1 apresenta-se a composição química e o teor de quitina dos sub-produtos de diferentes crustáceos.

Tabela 6.1. Composição química aproximada e teor de quitina (% de peso seco) de restos de crustáceos (dados compilados de Muzzarelli *et al.*, 1997; Shahidi e Synowiecki, 1991; Synowiecki e Al-Khateeb, 2000).

	Quitina	Proteína	Cinza	Lípidos
Caranguejos				
<i>Collinectes sapidus</i>	13,5	25,1	58,6	2,1
<i>Chionoecetes opilio</i>	26,6	29,2	40,6	1,3
Camarões				
<i>Pandalus borealis</i>	17,0	41,9	34,2	5,2
<i>Crangon crangon</i>	17,8	40,6	27,5	9,9
<i>Penaeus monodon</i>	40,4	47,4	23,0	1,3
Lagostim				
<i>Procambarus clarkii</i>	13,2	29,8	46,6	5,6
Krill				
<i>Euphausia superba</i>	24,0	41,0	23,0	11,6

Os teores de quitina, proteína, minerais e carotenóides variam de acordo com as condições de extracção durante o processamento, a espécie, o tipo de sub-produto, o estado nutricional e a altura do ciclo reprodutivo.

## 6.1. Quitina e quitosano

### 6.1.1. Ocorrência, estrutura e propriedades físico-químicas

A quitina é um amino polissacarídeo natural, o segundo bio-polímero mais abundante no planeta (o primeiro é a celulose), que se encontra maioritariamente em invertebrados (e.g. crustáceos, insectos e moluscos), diatomáceas, algas, fungos, leveduras, etc. O seu valor comercial tem vindo a aumentar significativamente devido às propriedades dos seus derivados que são usados nas áreas da química, biotecnologia, agricultura, indústria alimentar, cosmética, veterinária, medicina, protecção ambiental e produção de têxteis e papel (Synowiecki e Al-Khateeb, 2003).

Os crustáceos são presentemente os maiores produtores deste polissacarídeo e a sua síntese anual em ecossistemas de água doce e marinhos está estimada entre 600 e 1600 milhões de toneladas, respectivamente (Cauchie, 1997). Embora não sejam praticamente usados como fonte de quitina, os micélios de vários fungos também são adequados para a extracção de quitina (Tabela 6.2), juntamente com as cutículas de outros invertebrados (para além dos crustáceos) e as paredes celulares de algas e leveduras.

Tabela 6.2. Teor de quitina (% de peso seco) de micélios de diferentes fungos (dados compilados de Knorr, 1991).

Espécies	Quitina (%)
<i>Aspergillus niger</i>	42,0
<i>Mucor rouxii</i>	9,4
<i>Neurospora crassa</i>	8,0-11,9
<i>Penicillium chrysogenum</i>	19,5-42,0
<i>Trichoderma viridis</i>	12,0-22,0
<i>Saccharomyces gutulata</i>	2,3
<i>Blastomyces dermatidis</i>	13,0
<i>Histoplasma capsulatum</i>	25,8-26,4
<i>Tremelia mesenterica</i>	3,7
<i>Paracoccidioides brasiliensis</i>	11,0

As unidades constituintes da quitina são a *N*-acetil-D-glucosamina (com ligações  $\beta$ 1-4). A sua estrutura é muito semelhante à da celulose, diferindo na substituição dos resíduos hidroxilo do C-2 por grupos de acetilamida (Fig. 6.1). Dependendo da fonte do polissacarídeo e condições de isolamento, este composto tem diferentes graus de acetilação. Por exemplo, na quitina no seu estado natural um em cada seis resíduos é desacetilado. O grau de polimerização deste polissacarídeo varia desde 5000 a 8000 resíduos de *N*-acetil-D-glucosamina nos crustáceos até 100 resíduos em algumas leveduras. No seu isolamento, este número é geralmente mais reduzido como

consequência da degradação durante o processo de remoção das proteínas com soluções alcalinas a quente.

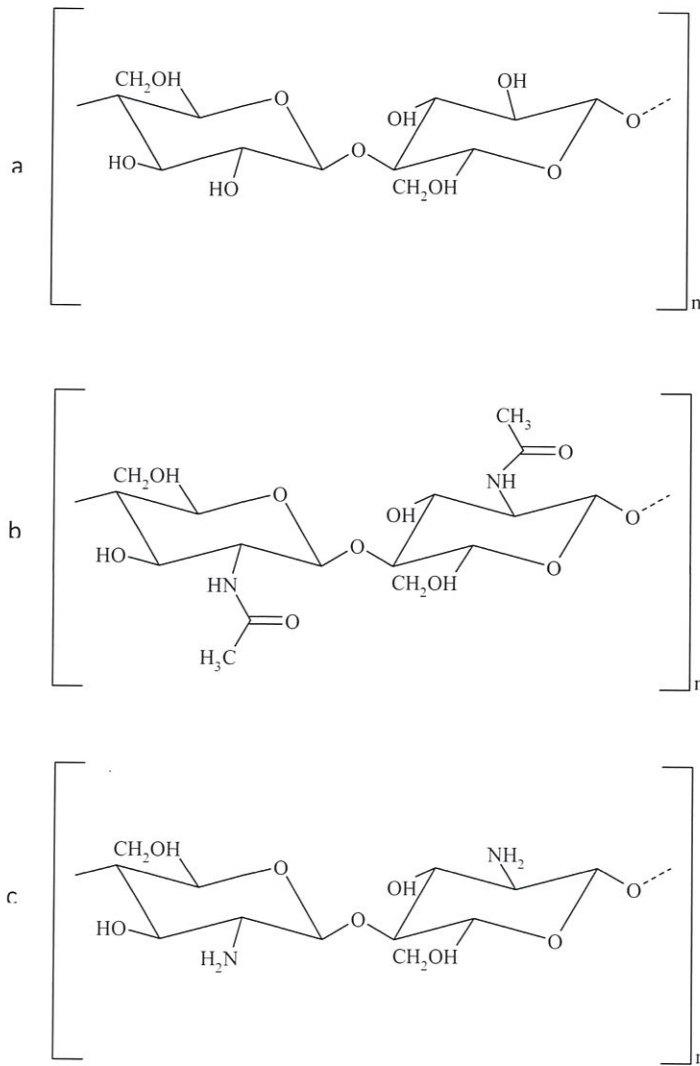


Figura 6.1. Estruturas moleculares de: a) celulose, b) quitina e c) quitosano.

A quitina ocorre na natureza sob três formas polimórficas que diferem entre si na maneira como se dispõem as cadeias moleculares no interior da célula e da polaridade das cadeias adjacentes. Todavia, embora a quitina  $\gamma$  tenha sido referenciada no passado, actualmente a sua existência é controversa (Chanzy, 1997; Jeon *et al.*, 2000). A quitina  $\alpha$  é a forma polimórfica mais abundante e apresenta uma estrutura mais compacta e cristalina em que as cadeias estão em posição anti-paralela (as moléculas estão associadas umas às outras através de ligações de hidrogénio entre o hidrogénio

do grupo NH de uma molécula e o oxigénio de uma cadeia adjacente). Na quitina  $\beta$  as cadeias dispõem-se paralelamente umas às outras e na quitina  $\gamma$  estão agrupadas em conjuntos de três cadeias, em que duas são paralelas e a terceira é anti-paralela (Fig. 6.2).

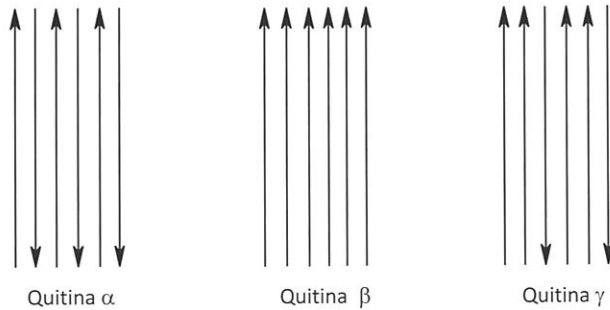


Figura 6.2. Esquema da orientação das cadeias nas várias formas polimórficas da quitina.

A proporção de quitina  $\alpha$  e  $\beta$  no exoesqueleto dos animais influencia a sua dureza, permeabilidade e flexibilidade. A quitina  $\alpha$  apresenta um maior número de ligações de hidrogénio, impossibilitando o aumento de volume com a água e diminuindo a permeabilidade desta forma polimórfica. A forma  $\beta$  aumenta rapidamente de volume e é bastante mais permeável. Devido à grande densidade de ligações de hidrogénio no estado sólido, a quitina não apresenta uma temperatura de fusão definida e é completamente insolúvel em água, na maioria dos solventes orgânicos, em ácidos diluídos e em soluções alcalinas.

A desacetilação parcial da molécula da quitina resulta na produção do quitosano (Fig. 6.3). O quitosano tem três tipos de grupos funcionais reactivos, um grupo amina e dois grupos hidroxilo, um primário e outro secundário, nas posições C-2, C-3 e C-6, respectivamente. As modificações químicas destes grupos permitem a elaboração de diferentes tipos de produtos com aplicações em áreas muito diversificadas (Fig. 6.4). Este composto é produzido comercialmente a nível mundial em larga escala, nomeadamente no Japão, América do Norte, Polónia, Itália, Rússia, Noruega e Índia. O processo básico de produção da quitina envolve a remoção de proteínas e minerais (e.g. carbonato de cálcio, carbonato de potássio), através de tratamentos alcalinos e ácidos, respectivamente.

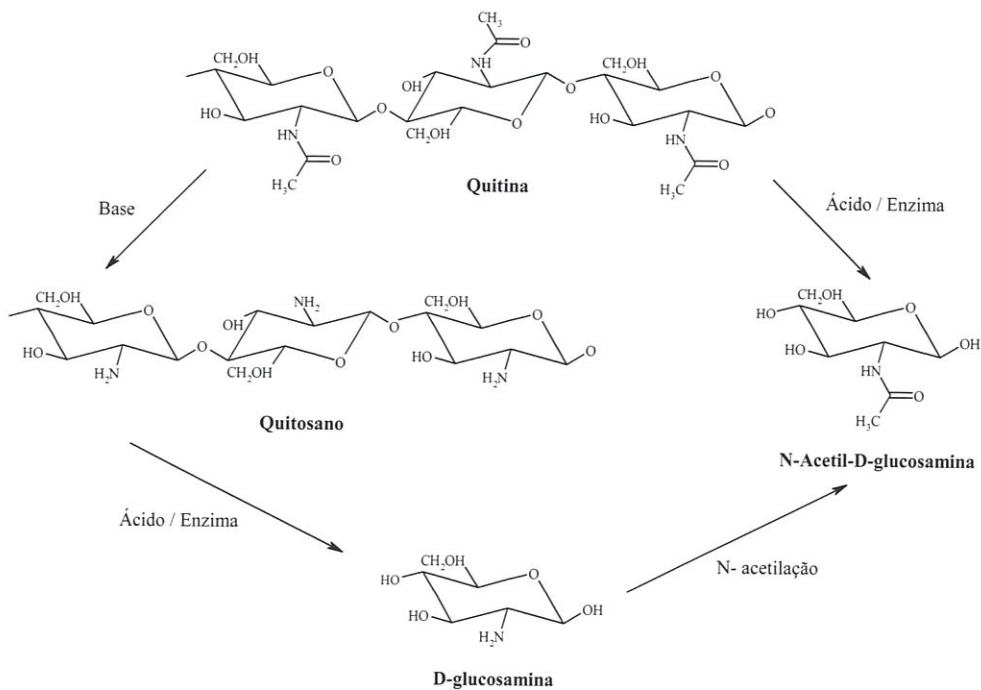


Figura 6.3. Preparação dos derivados da quitina.

Antes do tratamento, os restos dos crustáceos são triturados de modo a facilitar a extração e depois secos para poderem ser armazenados como um intermediário estável (para posterior desacetilação em quitosano). Este processo de desacetilação é conseguido a temperaturas elevadas em meio fortemente básico de hidróxido de sódio (Singla e Chawla, 2001). É importante realçar que o termo quitosano engloba uma série de polímeros. As suas características mais importantes são as diferentes massas moleculares, viscosidade, grau de desacetilação (40-98 %), índice de cristalinidade, número de unidades monoméricas, capacidade de retenção da água, pKa e energia de hidratação (Ferreira *et al.*, 1994a,b; Kas, 1997). Adicionalmente, o quitosano tem uma grande densidade de cargas, adere a superfícies carregadas negativamente e complexa os iões metálicos.

Devido à sua elevada massa molecular e estrutura não ramificada, o quitosano é um excelente agente promotor de viscosidade em meio ácido. Comporta-se como um material semelhante ao plástico e a sua viscosidade diminui com o aumento da temperatura e grau de desacetilação. A viscosidade para uma solução de 1 % de quitosano (p/v) em diferentes concentrações de ácidos orgânicos é apresentada na Tabela 6.3. O quitosano é insolúvel a pH neutro ou alcalino e a sua solubilidade em ácidos inorgânicos também é baixa.

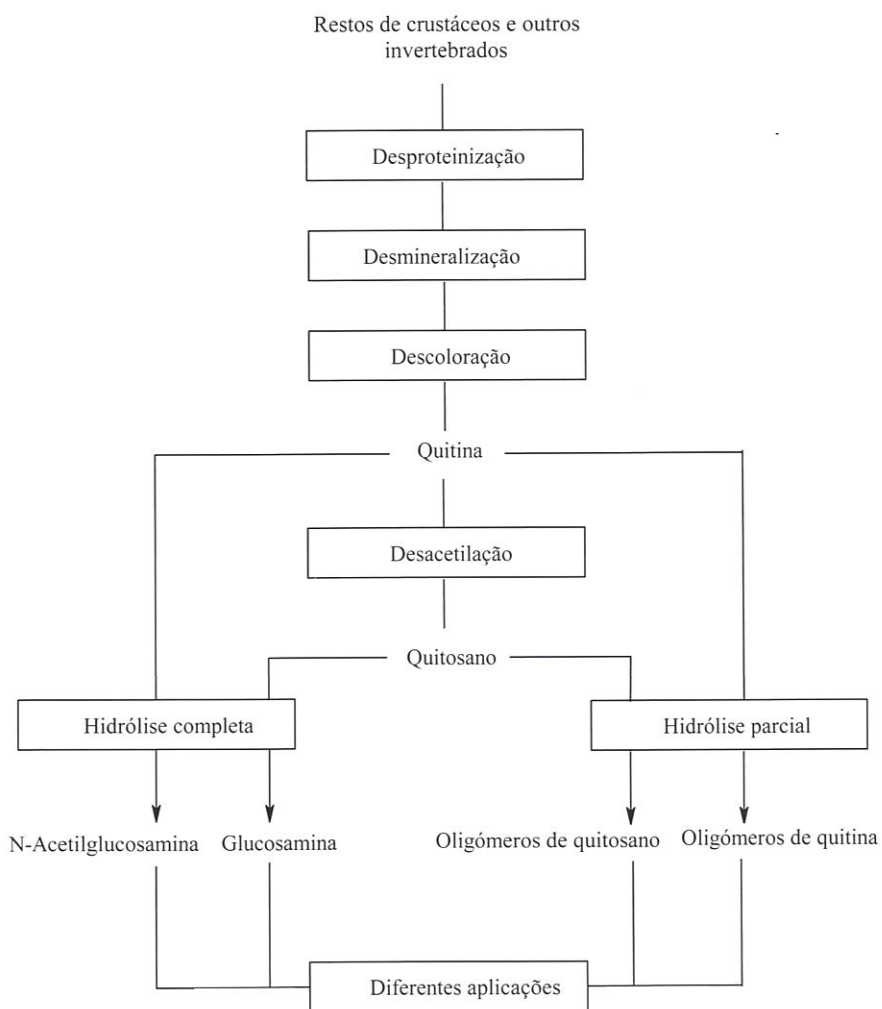


Figura 6.4. Diagrama simplificado da preparação da quitina, quitosano, seus oligômeros e monômeros a partir de restos de crustáceos e outros invertebrados.

Tabela 6.3. Viscosidade (cP) de uma solução de 1% de quitosano (p/v) em soluções de ácidos orgânicos com diferentes concentrações.

Ácido	Viscosidade/pH de 1 % de quitosano (p/v) em várias concentrações de ácidos (v/v)		
	1 %	5 %	10 %
Acético	260/4,1	260/3,3	260/2,9
Adípico	190/4,1	-	-
Cítrico	35/3,0	195/2,3	215/2,0
Fórmico	240/2,6	185/2,0	185/1,7
Láctico	235/3,3	235/2,7	270/2,1
Málico	180/3,3	205/2,3	220/2,1
Malónico	195/2,5	-	-
Oxálico	12/1,8	100/1,1	100/0,8
Tartárico	52/2,8	135/2,0	160/1,7

### 6.1.2. Aplicações

A quitina e os derivados têm uma série de aplicações industriais (Tabelas 6.4 e 6.5), devido às suas propriedades específicas, nomeadamente a elevada massa molecular, propriedades electrolíticas, presença de grupos reactivos funcionais e capacidades de gelificação e adsorção.

Tabela 6.4. Aplicações da quitina e dos seus derivados de acordo com as propriedades específicas.

Propriedades específicas	Aplicações principais
Bioactividade	Prevenção contra crescimento microbiano, aditivo anti-microbiano a fibras e produtos têxteis, material de embalagem de produtos alimentares (evita contaminações), estimulação do sistema imunológico, agente anti-colesterolémico, redução do peso corporal, cicatrização de feridas, anticoagulante sanguíneo.
Biodegradabilidade	Fonte de carbono para a produção proteica celular, materiais de embalagem biodegradáveis, libertação de drogas, produtos químicos agrários, fármacos e nutrientes, produtos de higiene pessoal.
Reactividade dos grupos amino desacetilados	Imobilização enzimática, aplicações cromatográficas e na filtração de géis, retenção de humidade, produtos anti-electroestáticos, formação de poli-electrólitos.
Permeabilidade selectiva das membranas do quitosano e capacidade de formar películas aderentes	Membranas de separação em medicina, biotecnologia e processamento de alimentos, revestimento de produtos têxteis para controlar a permeabilidade à água, prevenção da penetração microbiana em feridas, vegetais e fruta, produção de membranas de diálise e fluidos dentários.
Capacidade de complexação	Remoção de metais, pesticidas e PCB, inactivação de metaloenzimas que modificam a qualidade dos alimentos.
Capacidade de adsorção	Remoção de fenóis de águas residuais, recuperação e separação de proteínas, clarificação de sumos e bebidas alcoólicas.

Além disso, o quitosano pode ser modificado química ou enzimaticamente e é biodegradável e biocompatível com as células e tecidos animais (incluindo o Homem). Para as diversas aplicações a massa molecular e o grau de acetilação são importantes, dado que estes dois parâmetros não só influenciam a solubilidade e outras propriedades físico-químicas como também a bio-compatibilidade e actividade imunológica (Tsigos *et al.*, 2000).

Tabela 6.5. Aplicações da quitina e dos derivados de acordo com as áreas de aplicação.

Área de aplicação	Exemplos
Alimentos	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Clarificação de vinhos e sumos</li> <li>- Fibras alimentares e películas invisíveis comestíveis</li> <li>- Floculação de proteínas</li> <li>- Remoção de tanino</li> <li>- Cromatografia</li> </ul>
Agricultura	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Revestimento para retardar o amadurecimento da fruta</li> <li>- Revestimento de sementes</li> <li>- Libertação controlada de nutrientes</li> <li>- Rações animais</li> </ul>
Tratamento de água	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Água potável</li> <li>- Agente clareador</li> <li>- Remoção de metais, pesticidas e PCB</li> <li>- Tratamento de esgotos</li> </ul>
Aditivos	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Inibição da oxidação</li> <li>- Espessamento e estabilização</li> <li>- Modificação de textura</li> <li>- Suporte para a libertação lenta de aditivos</li> </ul>
Biomédicas	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Efeito hipocolesterolémico</li> <li>- Tratamento de feridas</li> <li>- Transporte de drogas</li> <li>- Aplicações dentárias</li> </ul>
Cosméticos	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Cremes hidratantes</li> <li>- Espessante em produtos de pH baixo</li> <li>- Emulsificadores</li> <li>- Anti-estático</li> <li>- Tratamento da pele e cabelo</li> </ul>
Biotecnologia	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Imobilização enzimática</li> <li>- Imobilização celular</li> <li>- Encapsulação de nutracêuticos</li> <li>- Cromatografia</li> <li>- Suporte para filtração</li> <li>- Reagentes analíticos</li> <li>- Recuperação de proteínas</li> </ul>
Têxteis/Papel	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Revestimentos; fibras</li> <li>- Coloração</li> <li>- Suporte de retenção</li> </ul>

#### 6.1.2.1. Medicina e veterinária

A quitina é um polissacarídeo não tóxico e bio-degradável que é utilizado como agente anti-infeccioso, anti-viral, anti-tumoral e anti-microbiano (Mayer *et al.*, 1989; Muzzarelli, 1989; Ramisz *et al.*, 1994). A actividade anti-microbiana da quitina, ou mais

concretamente do quitosano, foi observada numa série de microrganismos, incluindo fungos e algumas bactérias (Tabela 6.6).

Tabela 6.6. Concentração mínima (ppm) de quitosano inibidora de crescimento (CMIC) de fungos e bactérias (dados compilados de Rabea *et al.*, 2003).

Microorganismos	CMIC (ppm)
Fungos	
<i>Botryllis cinerea</i>	10
<i>Fusarium oxysporum</i>	100
<i>Drechstera sorokiana</i>	10
<i>Micronectriella nivallis</i>	10
<i>Piricularia oryzae</i>	5000
<i>Rhizoctonia solani</i>	1000
<i>Trichophyton equinum</i>	2500
Bactérias	
<i>Agrobacterium tumefaciens</i>	100
<i>Bacillus cereus</i>	1000
<i>Corinebacterium michiganence</i>	10
<i>Erwinia</i> sp.	500
<i>Erwinia carotovora</i> subsp.	200
<i>Escherichia coli</i>	20
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	700
<i>Micrococcus luteus</i>	20
<i>Pseudomonas fluorescens</i>	500
<i>Staphylococcus aureus</i>	20
<i>Xanthomonas campestris</i>	500

A actividade anti-microbiana do quitosano varia com as suas propriedades intrínsecas, com o hospedeiro, composição química e nutricional dos substratos e condições abióticas. Estudos efectuados com *Escherichia coli* revelaram que a actividade dos derivados de quitosano com sais quaternários de amónia (e.g. quitosano *N,N,N*-trimetil; quitosano *N*-propil-*N,N*-dimetil; quitosano *N*-furfuril-*N,N*-dimetil) é mais forte do que a do quitosano (Rabea *et al.*, 2003). É de realçar que a actividade é mais imediata nos fungos e algas do que nas bactérias e que a concentração mínima inibidora de crescimento (CMIC) varia de acordo com diversos factores: o organismo, o pH do meio de crescimento, o grau de polimerização e a presença ou ausência de substâncias de interferência, como lípidos e proteínas (Seo *et al.*, 1992).

De facto, o uso de derivados da quitina é benéfico para a cura de muitas doenças ou apenas como medida profiláctica (Tabela 6.7). No entanto, a aplicação de modificações enzimáticas na quitina melhora a sua solubilidade e aumenta as suas funções biológicas, nomeadamente a activação de macrófagos, propriedades anti-trombogénicas, estimulação da secreção de lisossomas, inibição do crescimento de agentes patogénicos, antimetastático e actividade anti-osteoporética (Yoshihara *et al.*, 1997).

Tabela 6.7. Influência fisiológica da quitina e seus derivados no corpo humano.

Tipo de actividade	Actividade
Actividade antimicrobiana	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Ligação aos fosfolípidos (nos resíduos de ácido siálico), restringindo, conseqüentemente, o movimento de substâncias microbiológicas</li> <li>- Incorporação nas células dos microrganismos de modo a interferir no seu crescimento celular e impossibilitar a transcrição de ADN em ARN</li> </ul>
Imuno-estimulação	Activação da secreção de macrófagos
Acção como fonte de glucosamina e acetilglucosamina	Reestruturação da matriz extracelular
Biodegradabilidade enzimática	Despolimerização para obter oligómeros e N-acetilglucosamina, através de lisoenzimas, lipases celulares e N-acetilglucosaminidase
Adesão mucosa e melhoramento da permeabilidade epitelial	Interações com as membranas celulares, reconhecimento celular e reacção com os resíduos de ácido siálico nas glicoproteínas
Melhoramento da reconstrução do tecido conjuntivo	Tratamento de úlceras, lesões no menisco, influência na agregação e orientação das fibras de colagénio
Regime alimentar	Anti-colesterolémico e actividade na prevenção de úlceras e redução do peso corporal
Estimulação de crescimento	Reconhecimento molecular e estimulação de actividade do tipo da lectina

Estes compostos são normalmente introduzidos no corpo humano através da aplicação de pensos nas feridas, da ingestão de alimentos anti-colesterolémicos e em produtos ligados à libertação controlada de fármacos. A eficiência da biodegradação pode ser controlada através de alterações na estrutura química dos substituintes aminados e no grau de substituição dos grupos (Hirano e Nagao, 1989; Hirano *et al.*, 1990).

Dado que a biodegradação da quitina e dos respectivos derivados no corpo humano é apenas feita através da acção de lisoenzimas e quitinases, estes compostos são bons transportadores de fármacos (de libertação controlada) durante um grande período de tempo (permitindo um nível constante no soro sanguíneo). É de salientar que os derivados do quitosano são mais facilmente digeridos do que a quitina natural uma vez que têm menor número de ligações de hidrogénio intra- e intermolecular.

Também na área da veterinária tem sido dada muita atenção à aplicação da quitina e quitosano na terapia de diversos casos clínicos (Tabela 6.8). Por último, é importante realçar que a quitina e o quitosano são também utilizados como suplementos nas rações para prevenção de infecções por *Vibrio anguillarum*, *Edwardsiella tarda*, *Pasteurella piscicida*, entre outros, em peixes e crustáceos de aquacultura (Rabea *et al.*, 2003).

Tabela 6.8. Aplicações veterinárias da quitina e quitosano.

Tipo de quitina/ quitosano	Forma	Modelo Animal	Aplicação	Efeito	Resultado	Referência
Quitosano GD: 82 % MM: 80 000 Da Origem: exoesqueleto de crustáceos	Tipo algodão	Animais de pequeno e grande porte; Selvagens e de Zoos	Local Injeção na cavidade pleural	Cicatrização de feridas/ infecção	Desaparecimento da purulência; decréscimo na frequência do tratamento	(1)
Quitina GD: 9 % MM > 100 000 Da Origem: gládio de lula	Espunjosa	Pequenos animais	Local	Cicatrização de feridas	Decréscimo na frequência do tratamento com diminuição da formação de cicatrizes	(1)
Quitina MM: 370 000 Da Fonte: gládio de lula	Fibras	Ovelhas	Implantação	Cicatrização de tendões	Aumento da fibroplasia intermédia	(2)
Quitosano metilpirrolidônico	Pó	Coelhos	Local	Cicatrização de ossos	Indução da cicatrização dos ossos	(3)
Quitosano fosforilado GD: 63 % MM: 17 000 Da	Quitosano com cimento de cálcio e fosfato	Coelhos	Implantação	Cicatrização de ossos	Indução da cicatrização dos ossos	(4)
Quitosano N,N-dicarboximetil	Liofilizado	Ovelhas	Local	Cicatrização de ossos	Regeneração acelerada do tecido ósseo	(5)
Quitosano GD: 72 % Origem: choco	Pó	Cães	Local	Cicatrização de ossos	Indução da cicatrização dos ossos	(6)
Quitosano MM: 70 000 Da Origem: exoesqueleto de crustáceos	Solução	Ratos	Injeção	Regeneração de tecidos	Formação de tecido fibroso intra-articular; proliferação de condrócitos articulares	(7)

Tabela 6.8. Aplicações veterinárias da quitina e quitosano (cont.)

Tipo de quitina/quitosano	Forma	Modelo Animal	Aplicação	Efeito	Resultado	Referência
Quitina GD: <10 % MM: 300 000 Da	Suspensão	Ratos	Injeção intra-peritoneal	Analgésico	Decréscimo da dosagem dependente de comportamentos anormais consequentes de dor	(8)
Quitina GD: <30 % e quitosano GD: >80 %	Grânulos	Cães	Local	Cicatrização de feridas	Re-epitelização	(9)
Quitosano GD: 82 % MM: 30-80 000 Da	Tipo algodão	Cães	Local	Cicatrização de feridas	Aceleração da infiltração de células polimorfo-nucleares, seguido de formação de colagénio pelos fibroblastos	(10)
Quitosano GD: 82 % MM: 80 000 Da Fonte: exoesqueleto de crustáceos	Tipo algodão	Cães	Implantação	Imunopotenciador	Aumento da actividade de células polimorfo-nucleares, aumento do número de glóbulos brancos	(11)
Quitina fosfatada	Solução	Ratos	Infusão intravenosa	Anti-inflamatório	Potencialmente útil nos sintomas de stress respiratório agudo	(12)

GD - grau de desacetilação; MM - massa molecular (Da); Referências: 1- Minami *et al.* (1999); 2 - Okamoto *et al.* (1997), 3 - Muzzarelli *et al.* (1993); 4 - Wang *et al.* (2002); 5 - Muzzarelli *et al.* (1998); 6 - Khanal *et al.* (2000); 7 - Lu *et al.* (1999); 8 - Okamoto *et al.* (2002); 9 - Okamoto *et al.* (1995); 10 - Ueno *et al.* (1999); 11- Kosaka *et al.* (1996); 12 - Khanal *et al.* (2001).

#### 6.1.2.2. Cosmética

O quitosano e seus derivados são usados como componentes de diversos tipos de cosméticos, nomeadamente cremes para o corpo e mãos, produtos de tratamento de cabelos e pasta de dentes. O quitosano hidrata a pele (dependente da sua massa molecular e grau de desacetilação), protege os cabelos de danos físicos ao mesmo tempo que exibe um efeito anti-electrostático. Adicionalmente, o quitosano aumenta a resistência das emulsões à água, protege das radiações solares e, conseqüentemente, favorece a capacidade para formar películas. Esta característica, juntamente com as propriedades anti-sépticas, faz com que o quitosano proteja também a pele de possíveis infecções bacterianas (Shahabeddin *et al.*, 1990; Wachter e Stenberg, 1996; Horner *et al.*, 1997).

Os cremes cosméticos suplementados com 0,1 % de quitosano aumentam a capacidade de certos ingredientes bioactivos e lipofílicos, como as vitaminas, de penetrarem na pele. Por outro lado, os líquidos dentários e pasta de dentes contêm quitosano de forma a reduzir a permeabilidade da dentina, uma vez que este forma hidro-géis que fecham os túbulos da dentina e protege-os de infecções microbianas (mas mantendo a difusão entre iões e água) (Pawtłowska, 1997). Um outro efeito benéfico é a activação dos fibroblastos e melhoramento da deposição de colagénio.

#### 6.1.2.3. Indústria alimentar

Em comparação com outras áreas de aplicações industriais, pouca atenção tem sido dada a estes biopolímeros na área alimentar. No entanto, o aumento da procura de alimentos de origem biológica, i.e. sem tratamentos químicos, tem vindo a estimular a procura de novos produtos naturais, tais como a quitina e seus derivados (Wang, 1992). Estes compostos oferecem uma variedade de aplicações únicas (Tabela 6.9), nomeadamente na elaboração de produtos alimentares de valor acrescentado (Shahidi e Synowiecki, 1991), na preservação contra deterioração bacteriana (Papineau *et al.*, 1991; Sudharshan *et al.*, 1992; Fang *et al.*, 1994; Chen *et al.*, 1998), formação de revestimentos e películas comestíveis e biodegradáveis (Wong *et al.*, 1992; Uragami *et al.*, 1994; Butler *et al.*, 1996; Chen e Hwa, 1996; Hoagland e Parris, 1996), recuperação de materiais provenientes do processamento de alimentos (Bough, 1975, 1976; Bough e Landes, 1976; Latlief e Knorr, 1983; Senstad e Mattiasson, 1989; Hwang e Damodaran, 1995; Sun e Payne, 1996; Pinotti *et al.*, 1997), purificação da água (Jeuniaux, 1986; Deans e Dixon, 1992) e clarificação e desacidificação de sumos de fruta (Soto-Perlata *et al.*, 1989; Chen e Li, 1996; Rwan e Wu, 1996).

O uso da quitina e quitosano na indústria de revestimentos e películas tem vindo a ser desenvolvido nos últimos anos, não só porque estes prolongam e melhoram a qualidade de produtos alimentares frescos e congelados, mas também por serem biodegradáveis. Estas películas suplementam ou por vezes fornecem mesmo os meios necessários para o controlo das alterações fisiológicas, morfológicas e físico-químicas dos alimentos (Shahidi *et al.*, 1999). Por outro lado, as películas de polietileno (um

material comum usado na embalagem dos alimentos) apresentam desvantagens, nomeadamente na fermentação devido à ausência de oxigénio (El Ghaout *et al.*, 1992) e na condensação de água devida a flutuações na temperatura de armazenagem (promovendo o crescimento de fungos) (Miller *et al.*, 1983).

A utilização de películas de quitina ou quitosano é vantajosa uma vez que controla a humidade dos alimentos, reduz a pressão parcial do oxigénio (provocando um decréscimo das taxas metabólicas), controla as taxas de respiração (transpiração), impermeabiliza o alimento de substâncias como gorduras ou óleos, controla a temperatura, reforça a componente estrutural dos alimentos e retarda o amadurecimento dos frutos.

**Tabela 6.9. Aplicações da quitina, quitosano e dos seus derivados na indústria alimentar.**

Área de aplicação	Exemplos
Agente anti-microbiano	- Bactericida - Fungicida
Indústria de películas comestíveis	- Transferência controlada de humidade entre os alimentos e o ambiente circundante - Libertação controlada de substâncias anti-microbianas - Libertação controlada de antioxidantes - Libertação controlada de nutrientes - Redução da pressão parcial do oxigénio - Controlo na taxa de respiração - Controlo da temperatura - Controlo do escurecimento enzimático dos frutos - Membranas de osmose reversa
Aditivo	- Clarificação e desacidificação de sumos de fruta e bebidas alcoólicas - Prolongamento do sabor natural - Agente de controlo da textura - Agente emulsificador - Estabilização da cor
Recuperação de materiais dos restos do processamento de alimentos	- Afinidade de floculação - Fraccionamento do agar

Os danos mecânicos provocados durante a colheita e processamento provocam o escurecimento dos frutos e legumes, com conseqüente perda da sua qualidade e valor. Os compostos fenólicos, juntamente com a acção da polifenoloxidase (PPO), são os responsáveis por este fenómeno, alterando a cor, sabor e valor nutricional destes produtos (os pigmentos escuros são produtos polimerizados das *o*-quinonas formados pela acção da PPO). Neste contexto, nos últimos anos tem havido muita preocupação pelos efeitos adversos da utilização de sulfitos (o inibidor mais eficaz do escurecimento) para a saúde pública e um grande incentivo na procura de compostos alternativos. A aplicação das películas de quitosano tem provado ser eficaz no

retardamento: 1) das alterações dos teores das antocianinas, flavonóides e compostos fenólicos e 2) das actividades da PPO e da peroxidase (Zhang e Quantick, 1997).

Os sais de quitosano, uma vez que possuem uma carga positiva forte, são igualmente bons agentes de clarificação (Imeri e Knorr, 1988). Spagna e colaboradores (1996) verificaram também que estes polímeros têm uma grande afinidade para os compostos polifenólicos, como as catequinas, proantocianidinas, ácido cinâmico, que transformam as colorações amarelo claro dos vinhos brancos em colorações douradas fortes (devido aos seus produtos oxidados).

A quitina e seus derivados são também bons agentes de desacidificação e, por exemplo, em sumos de toranja, com a adição de quitosano (com uma concentração de 0,015 mg/ml) a acidez é reduzida em mais de 50 % devido ao decréscimo da quantidade de ácidos cítrico, tartárico, málico, oxálico e ascórbico, em 56,6, 41,2, 38,8, 36,8 e 6,5 %, respectivamente (Rwan e Wu, 1996).

No que diz respeito à recuperação de materiais sólidos provenientes do processamento de alimentos, a quitina funciona como um coagulante policatiónico no tratamento das águas residuais destas indústrias e é eficaz, em especial, na remoção de proteínas. É de salientar que estes produtos podem posteriormente ser utilizados como fonte proteica para rações animais. A acção do quitosano na redução de materiais sólidos em suspensão na indústria de processamento alimentar está sumarizada na Tabela 6.10.

**Tabela 6.10. Efeito do quitosano na redução de materiais sólidos provenientes dos desperdícios do processamento de alimentos.**

Tipo de indústria	Quantidade de quitosano (mg/l de descarga)	Redução de sólidos em suspensão (%)	Referência
Carnes	30	89	(1)
Camarão	10	98	(1)
Caranguejos	150	97	(2)
Queijos (soro de leite coalhado)	2,5-15	82-97	(3)
Aves	30	88	(4)
Ovos	100-200	70-90	(1)
Cereais (aglutinina do germe de trigo)	20	70	(5)
Legumes	10	84-90	(6)
Bolos (de fruta)	2	94	(1)

1 - Bough (1976); 2 - No e Meyers (1989); 3 - Bough e Landes (1976); 4 - Muzzarelli (1977); 5 - Senstad e Mattiasson (1989); 6 - Bough (1975).

Existem duas formas para destabilizar um sistema coloidal: a coagulação e a floculação. A primeira é um processo em que as forças que mantêm as partículas em suspensão são neutralizadas, enquanto que na segunda as partículas em suspensão são forçadas a formar agregados maiores (Latlief e Knorr, 1983; Pinotti *et al.*, 1997). O mecanismo de floculação de proteínas e lípidos provenientes dos desperdícios do processamento de alimentos baseia-se no pKa do grupo amina do resíduo da

glucosamina (que é cerca de 6,3) e por isso o quitosano é poliacatiónico em meio ácido (Fernandez e Fox, 1997).

Estes biopolímeros, para além de serem importantes aditivos antioxidantes (Weist e Karel, 1992; Darmadji e Izumimoto, 1994; Shahidi, 1995; Li *et al.*, 1996; Agulló *et al.*, 2003), são também relevantes do ponto de vista nutricional. Por exemplo, a *Food and Drug Administration* (FDA) aprovou, em 1983, a utilização destes biopolímeros como aditivos alimentares. No Japão, o quitosano é principalmente utilizado na produção de bolachas, batatas fritas e *noodles* devido ao seu efeito hipocolesterolémico (Hirano, 1989). O quitosano não é uma fibra alimentar clássica mas possui características semelhantes à das fibras (Furda, 1983). Uma característica chave manifesta-se nos seus efeitos fisiológicos benéficos como a laxação e a redução dos níveis de glucose e colesterol no sangue (Deuchi *et al.*, 1994; Shahidi, 1997; Shahidi *et al.*, 1999; Agulló *et al.*, 2003).

#### 6.1.2.4. Indústria biotecnológica

Na área da biotecnologia, a quitina e os seus derivados são igualmente utilizados para a imobilização de enzimas (Trevan, 1980; Braun *et al.*, 1989; Siso *et al.*, 1997). Esta pode ser feita através de diversos métodos, que podem ser classificados de físicos, em que ocorrem interações fracas entre o suporte e as enzimas, e químicos, onde são formadas ligações covalentes com as enzimas (Krajewska, 2004). A escolha do suporte e das técnicas é feita empiricamente, mas de modo a assegurar a maior retenção da actividade enzimática e a estabilidade e durabilidade das enzimas (Bickerstaff, 1997). A quitina e seus derivados são considerados suportes ideais uma vez que têm uma grande afinidade para as proteínas, disponibilidade de grupos funcionais reactivos para a reacção directa com as proteínas, facilidade de preparar em diferentes formas físicas, ausência de toxicidade e compatibilidade fisiológica se necessário (caso da indústria alimentar e biomedicina). Por exemplo, o quitosano como tem a capacidade de formar membranas é particularmente adequado para a encapsulação de enzimas. Os géis de quitosano podem ser obtidos através de ligações cruzadas com agentes bifuncionais como o glutaraldeído. Os géis também são formados quando o quitosano, em soluções ácidas, é tratado com aldeídos alifáticos, produzindo bases de Schiff.

A imobilização das enzimas  $\alpha$ -amilase,  $\beta$ -amilase, glucose isomerase e amiloglucosidade em quitina de krill, activada com formaldeído, foi estudada por Synowiecki *et al.* (1982). Segundo estes autores, a reacção foi iniciada com a formação da forma hidratada do formaldeído, que condensa com os grupos livres  $\text{NH}_2$  da quitina formando bases de Schiff e derivados dihidroximetil de aldeído. Estas bases de Schiff são as responsáveis pela imobilização das enzimas, reagindo com vários dos seus grupos funcionais, formando pontes metilénicas. Um estudo similar de Han e Shahidi (1995) revelou uma retenção da actividade de proteases gástricas (de foca) entre 20-29 % depois da imobilização em quitina tratada com glutaraldeído. A imobilização da penicilina G acilase em diferentes formas de quitosano, nomeadamente em camadas,

partículas e pó foi estudada por Braun *et al.* (1989), que observaram retenções de actividade de 40, 93 e 100 %, respectivamente.

Para além das aplicações industriais (Tabela 6.11), as áreas de aplicação presentes ou futuras de sistemas de imobilização de enzimas incluem: síntese orgânica à escala laboratorial e aplicações analíticas e médicas (Tabela 6.12).

**Tabela 6.11.** Algumas das aplicações industriais mais importantes dos sistemas de imobilização de enzimas (dados compilados de Chaplin e Bucke (1990), Woodley (1992), Bullock (1995), van de Velde *et al.* (2002)).

Enzima	Substrato	Produto
Glucose isomerase	Glucose	Frutose (xarope de milho rico em frutose)
$\beta$ -Galactosidade	Lactose	Glucose e galactose (leite sem lactose)
Lipase	Triacilgliceróis	Substitutos de manteiga de cacau
Nitrilo hidratase	Acrilonitrilo 3- Cianopiridina	Acrilamida Nicotinamida
Aminoacilase	D,L- aminoácidos	L- aminoácidos (metionina, alanina, fenilalanina, valina, triptofano)
Rafinase	Rafinose	Galactose e sucrose (soluções sem rafinose)
Invertase	Sucrose	Mistura de glucose/frutose
Aspartato amónia-liase	Amónia + ácido fumárico	Ácido aspártico
Glucoamilase	Amido	Glucose
Papaína	Proteínas	Cervejas
Penicilina amidase	Penicilinas G e V	Ácido 6-aminopenicilânico (precursor das penicilinas semi-sintéticas)
$\beta$ - Tirosinase	Pirocatecol	L-DOPA

A crescente preocupação mundial em relação aos problemas ecológicos e de saúde pública associados aos metais pesados e pesticidas e à sua acumulação nas cadeias alimentares tem estimulado a procura de sistemas de purificação de água residuais provenientes das indústrias. Os métodos convencionais para a remoção de metais pesados são ineficientes ou caros, especialmente quando estes compostos se apresentam disponíveis em pequenas concentrações (Volesky, 1987; Deans e Dixon, 1992).

A complexação por troca iónica é uma técnica que pode ser utilizada para remover os iões metálicos das águas. A utilização de biopolímeros comerciais, “amigos do ambiente”, como a quitina e seus derivados, é capaz de diminuir as concentrações de iões metálicos para partes por bilião (ppb). A aplicação da quitina na formação destes

complexos tem sido usada no Japão (Simpson *et al.*, 1994) e o uso do quitosano comercial para purificação de água potável foi aprovado pela Agência de Proteção Ambiental dos Estados Unidos (USEPA) até ao limite máximo de 10 mg/l. Para além dos metais pesados, a capacidade do quitosano para remover PCB de águas contaminadas foi testada e verificada por Thome e Daele (1986).

**Tabela 6.12. Usos potenciais dos sistemas de imobilização de enzimas em medicina (dados compilados de Kennedy e Cabral (1983), Piskin (1993), Bullock (1995)).**

Enzima	Condição
Asparaginase	Leucemia
Arginase	Cancro
Urease	Rim artificial
Glucose oxidase	Pâncreas artificial
Carbonato desidratase + catalase	Pulmões artificiais
Catalase	Acatalacemia
Glucoamilase	Doença de armazenamento de glicogénio
Heparinase	Procedimentos terapêuticos extra-corporais

#### 6.1.2.5. Outras aplicações

A quitina e seus derivados têm ainda outras áreas de aplicação para além das atrás referidas, como por exemplo: indústria têxtil (preservar e conferir maior resistência ao algodão e lãs; Lim e Hudson, 2003), purificação de aglutinina do germe de trigo, remoção de produtos de fissão nuclear (por exemplo urânio, titânio, zircónio, háfnio), indústria do papel (melhorar as características físicas do papel), aplicações em solos (controlo do desenvolvimento de nemátodos e fungos patogénicos), indústria das tintas e remoção de petróleo e outros produtos petrolíferos (tratamento de águas residuais), entre outras.

## 6.2. Carotenóides

### 6.2.1. Ocorrência, estrutura e propriedades físico-químicas

Uma outra classe importante de compostos obtidos no processamento de crustáceos é a dos carotenóides. Trata-se do grupo de pigmentos mais comum na natureza, tendo sido isolados e caracterizados a nível estrutural mais de 650 a partir de bactérias, fungos, plantas e animais. A produção natural anual foi estimada em 100 milhões de toneladas, em que a fucoxantina (Fig. 6.5), o principal carotenóide das algas e microalgas, contribui com cerca de 10 milhões de toneladas e a peridininina (Fig. 6.5), proveniente dos dinoflagelados, é produzida ainda em maior escala (Liaaen-Jensen, 1978; Goodwin, 1980; Matsuno e Hirao, 1989).

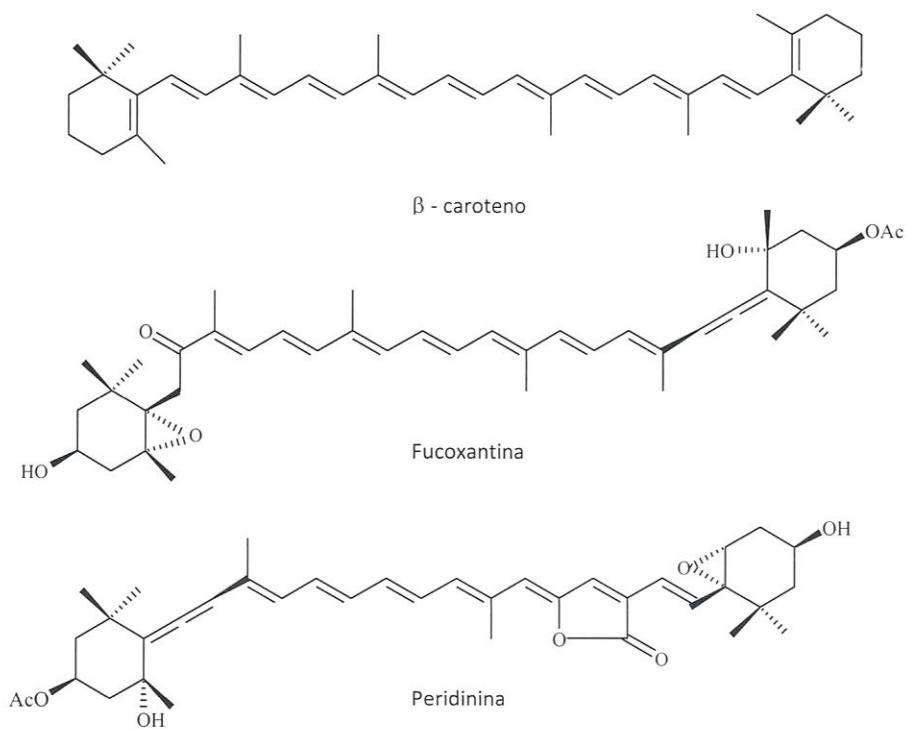


Figura 6.5. Estruturas químicas do β-caroteno, fucoxantina e peridinina.

Os carotenóides estão presentes em todos os organismos fotossintéticos e as cores características de muitos insectos e invertebrados marinhos (entre o amarelo e o vermelho) devem-se à sua presença (proveniente das suas dietas). De facto, uma vez que os animais não são capazes de sintetizar os carotenóides *de novo*, estes estão dependentes da dieta para a aquisição destes compostos.

Do ponto de vista estrutural, os carotenóides são isoprenoídes, constituídos, em geral, por oito unidades de isopreno ligadas entre si de maneira que a sua disposição no meio da molécula está invertida, de modo que os grupos metilo centrais estão nas posições 1,6 e os grupos metilo restantes estão numa posição 1,5 (Fig. 6.5). A característica mais notória destas moléculas é a longa cadeia poliénica, que se pode estender desde 3 até 15 ligações duplas conjugadas (designado por cromóforo). O comprimento do cromóforo determina o espectro de absorção da molécula e, conseqüentemente, a sua cor (Weedon e Moss, 1995). Os compostos constituídos apenas por átomos de carbono e hidrogénio são designados por carotenos. As xantofilas são formadas a partir dos carotenos através da inclusão de funções oxigenadas.

No que diz respeito ao estado químico, estes compostos não só se apresentam na forma livre como também sob a forma de ésteres, glicósidos, sulfatos e carotenoproteínas (Matsuno, 2001). Em muitos crustáceos, a forma livre é a

predominante nos seus exoesqueletos (e.g. *Penaeus japonicus*, *Portunus trituberculatus*), ao passo que as formas esterificadas (mais activas nos processos metabólicos) encontram-se na maioria dos órgãos e tecidos, nomeadamente no hepatopâncreas. Estes compostos podem encontrar-se localizados nas regiões lipofílicas e hidrofóbicas das células, tais como os glóbulos lipídicos, estruturas cristalinas ou nos cromatóforos, sob a forma de pequenos grânulos esféricos, ovais ou piramidais, com dimensões que variam entre 0,05 e 2,5  $\mu\text{m}$ , e podem apresentar uma estrutura lamelar ou paracristalina.

Em geral, os carotenóides mais comuns nos crustáceos são a equinenona, cantaxantina, dois isómeros da foenicoxantina, 4-cetozeaxantina, papilioeritrinona (Fig. 6.6), fritschellaxantina e astaxantinas (Fig. 6.7), encontrando-se esta última amplamente distribuída na forma livre, esterificada e na forma de complexos proteicos (Goodwin, 1980; Matsuno, 1989; Schwartz *et al.*, 2003).

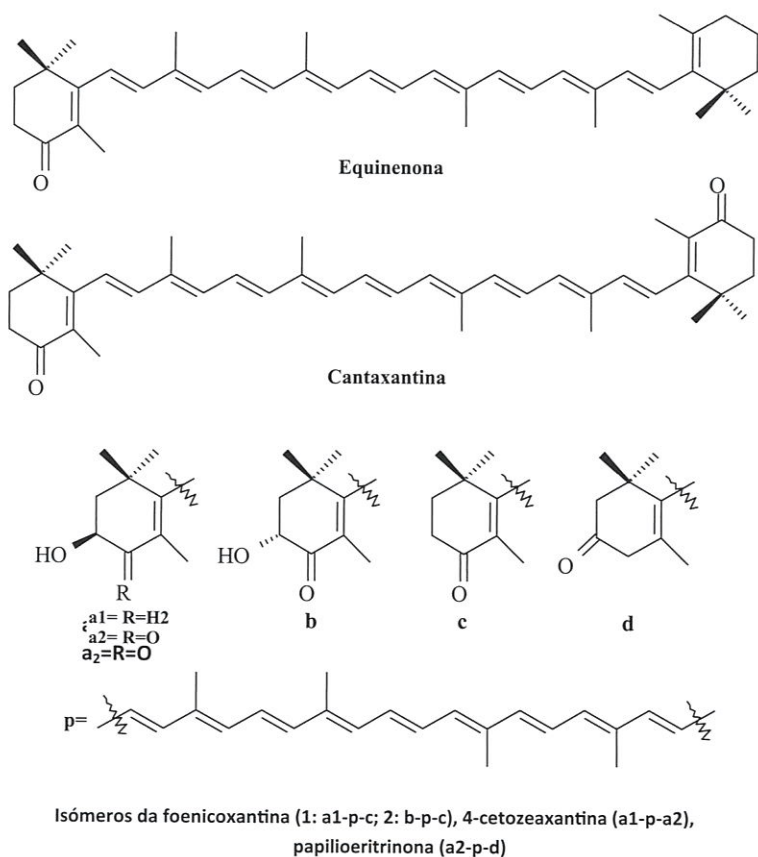
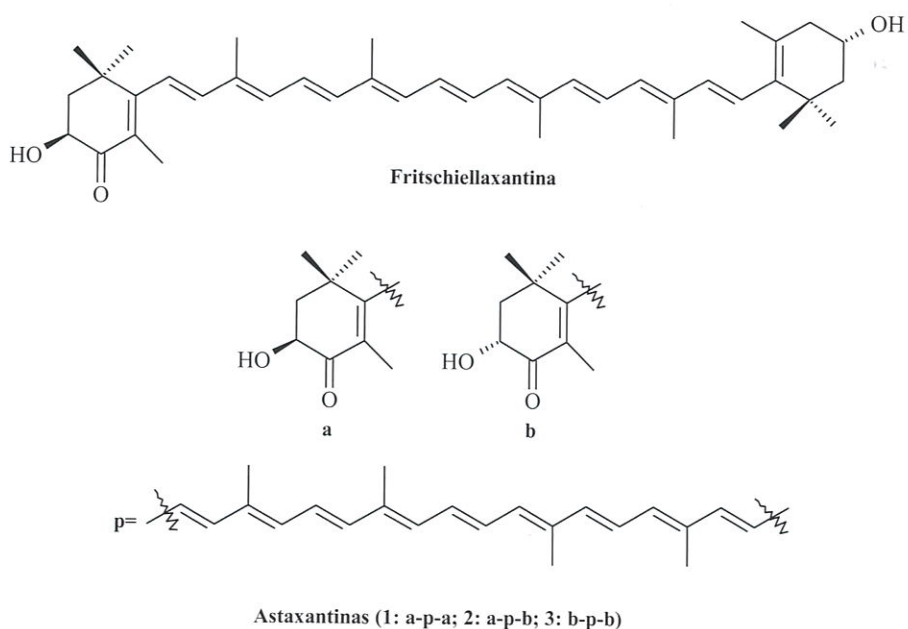


Figura 6.6. Estruturas químicas da equinenona, cantaxantina, isómeros da foenicoxantina, 4-cetozeaxantina e papilioeritrinona.



**Figura 6.7. Estruturas químicas da fritschiellaxantina e astaxantinas.**

### 6.2.2. Funções biológicas nos crustáceos

As funções dos carotenóides nos crustáceos têm sido descritas como estando relacionadas com a pigmentação, sendo fonte de pró-vitamina A (Miki *et al.*, 1982; Latscha, 1989; Meyers e Latscha, 1997), exibindo actividade antioxidante (Miki, 1991; Miki *et al.*, 1994), e promovendo a estimulação do sistema imunitário, o melhoramento do desenvolvimento embrionário e a redução das taxas de mortalidade, crescimento, maturação das gónadas (Petit *et al.*, 1991; Olson, 1993; Menasveta *et al.*, 1994; Mantiri *et al.*, 1995), o desenvolvimento hormonal e o aumento da tolerância ao “stress” ambiental, e.g. elevadas temperaturas, falta de oxigénio, efeitos nocivos da luz, altos níveis de amónia (Tacon, 1981; Torrisen, 1984; Menasveta *et al.*, 1995; Olson e Owens, 1998). Infelizmente, muitas destas funções não foram comprovadas com dados científicos adequados e por isso não são totalmente aceites pela comunidade científica. De facto, após a ingestão destes compostos pelos organismos, os carotenóides são instáveis e reversíveis quimicamente (Wolf, 1984; Brody, 1999). De acordo com as vias metabólicas nos crustáceos, os carotenóides podem ser transformados noutros metabolitos como os retinóides cujas funções e bioactividade são diferentes. Actualmente, pouco se sabe sobre as formas activas da vitamina A (compostos que exibem a actividade biológica do retinol) e dos metabolitos retinóides (forma natural da vitamina A) nos crustáceos. Na Tabela 6.13 estão sumariados os papéis bioactivos referenciados para estes organismos.

Tabela 6.13. Funções mais importantes dos retinóides nos crustáceos.

Compostos	Efeito	Espécie	Referência
Acetato de vitamina A	Melhoramento do crescimento pós-larvar	<i>Penaeus vannamei</i>	(1)
Palmitato de retinol	Melhoramento do desenvolvimento do ovário	<i>P. vannamei</i>	(2)
Retinol, palmitato de retinil, acetato de retinil	Bio-conversão metabólica de retinóides em ácido retinóico	Náuplios de <i>Artemia</i>	(3)
Palmitato de retinol	Melhoramento do desenvolvimento do ovário	<i>P. vannamei</i>	(4)
Ácido retinóico <i>all-trans</i>	Regeneração de apêndices locomotores	<i>Uca pugilator</i>	(5), (6)
Ácido retinóico	Alterações nos níveis de ecdisteróides em circulação	<i>Uca pugilator</i>	(6), (7)

Referências: 1 - He *et al.* (1992); 2 - Alava *et al.* (1993); 3 - Takeuchi *et al.* (1998); 4 - Liñán-Cabello *et al.* (2002); 5 - Hopkins e Durica (1995); 6 - Chung *et al.* (1998a); 7 - Chung *et al.* (1998b).

A maturação nos crustáceos é caracterizada por uma acumulação de carotenóides nos ovários e a deficiência na sua dieta (síndrome de deficiência pigmentar) afecta o sistema endócrino e leva à perda destes compostos no vitelo, revelando a sua importância para a reprodução (Gilchrist e Lee, 1972; Lee e Gilchrist, 1972; Latscha, 1991; Meyers, 1994). A astaxantina e respectivos ésteres são os principais carotenóides nos ovários destes invertebrados (Katagiri *et al.*, 1987; Howell e Matthews, 1991; Okada *et al.*, 1994; Petit *et al.*, 1997), tal como se pode verificar na Tabela 6.14.

Tabela 6.14. Teores de carotenóides ( $\mu\text{g. g}^{-1}$  peso húmido) nos ovários dos crustáceos.

	<i>Penaeus esculentus</i> <sup>1</sup>	<i>Emerita asiatica</i> <sup>2</sup>	<i>Cherax quadricarinatus</i> <sup>3</sup>	<i>Penaeus orientalis</i> <sup>4</sup>
Carotenóides totais	36,10	27,56	34,43	21,90
Astaxantina di-éster	4,89			
Astaxantina mono-éster	1,45			
Astaxantina	29,76	0,216	23,00	17,41
Doradexantina				1,53
Iodoxantina				0,76
$\alpha$ -caroteno		0,92		
$\beta$ -caroteno		16,00	8,20	
Equinenona		1,96		
Isozeaxantina		1,50		
Zeaxantina		4,50		
Isocriptoxantina		5,10		
Luteína			3,23	

1 - Dall *et al.* (1995); 2 - Dersan e Subramonian (1992); 3 - Sagi *et al.* (1995); 4 - Miki *et al.* (1982).

O hepatopâncreas contém também uma mistura complexa de pigmentos, sobretudo zeaxantina, astaxantina e  $\beta$ -caroteno, e as quantidades relativas alteram-se muito com a maturação (Zagalsky *et al.*, 1970; Goodwin, 1984; Vincent *et al.*, 1988; Petit *et al.*, 1997). Um baixo teor em carotenóides é muito comum nas rações para crustáceos em aquacultura, o que pode induzir a inibição de processos fisiológicos ligados à gametogénese (Wyban *et al.*, 1997).

Os crustáceos não são capazes de sintetizar *de novo* os carotenóides, mas têm a capacidade de oxidar aqueles que são obtidos pela alimentação (Lemm e Lemarie, 1991; Petit *et al.*, 1997). Nos crustáceos decápodes, as xantofilas podem ser consideradas como precursores de retinóides uma vez que foram identificadas vias metabólicas redutivas (Schiedt *et al.*, 1993; Mantiri *et al.*, 1995, 1996). Apenas poucos dos carotenóides conhecidos são referenciados como precursores de retinol nos crustáceos, nomeadamente o  $\alpha$ -caroteno,  $\beta$ -caroteno,  $\delta$ -caroteno,  $\beta$ -apo-12 carotenal e astaxantina (Yamada *et al.*, 1990; Schiedt *et al.*, 1991). Na Figura 6.8 estão ilustradas as vias biossintéticas usadas pelos crustáceos na transformação dos carotenóides provenientes da dieta, nomeadamente a partir do  $\beta$ -caroteno até à astaxantina via criptoxantina, equinenona e cantaxantina (os produtos finais principais do catabolismo carotenóide) e, à direita, uma via biossintética alternativa proposta por Takeuchi *et al.* (1995) em *Artemia* e Liñán-Cabello e Paniagua-Michel (1998) em camarões.

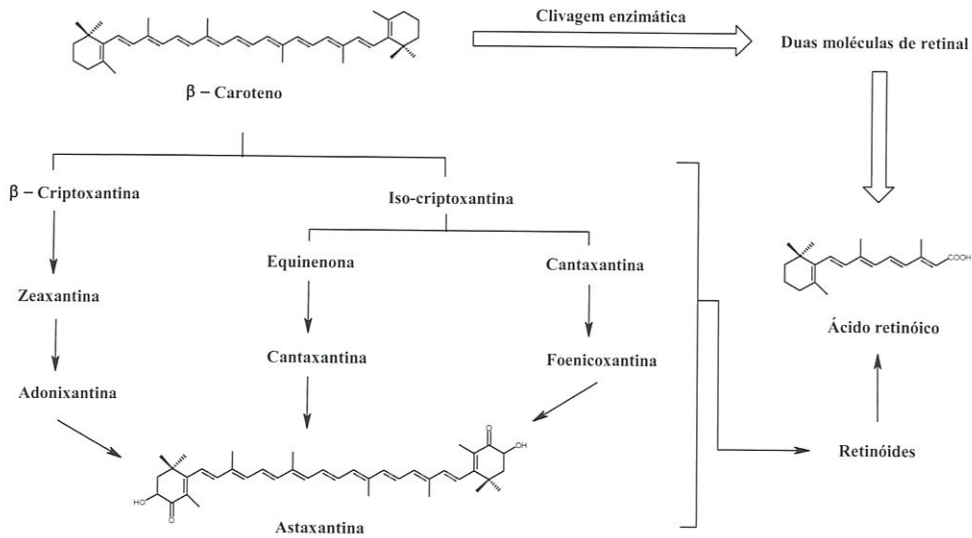


Figura 6.8. Vias biossintéticas dos carotenóides em peneídeos (Latscha, 1991; Schiedt *et al.*, 1993) e, à direita, via de conversão de retinóides proposta por Takeuchi *et al.* (1995) e Liñán-Cabello e Paniagua-Michel (1998).

A importância dos retinóides como moléculas bioactivas reside na sua conversão em ácido retinóico (AR) e nos seus isómeros *all-trans*, *9-cis* e *13-cis*, que estão envolvidos na activação de receptores nucleares hormonais (e.g. RAR, RXR) (Durica *et al.*, 1999). Uma vez que os efeitos dos retinóides no desenvolvimento dos crustáceos são mediados por expressão génica (Marshall *et al.*, 1996), a incorporação nas rações de aquacultura de uma dose fisiológica adequada representa um importante passo, pois permite activar os genes que modelam e transcrevem os factores de crescimento (e.g. homeoproteínas) envolvidos na sua ontogénese (Brody, 1999; Livera *et al.*, 2000).

### 6.2.3. Aplicações

Os carotenóides têm um vasto campo de utilizações, desde o seu uso na medicina até à sua aplicação como fotocondutores, sendo, no entanto, a mais importante na coloração de alimentos e em suplementos nutricionais (Klauri *et al.*, 1982). De facto, a cor desempenha um papel fundamental na aceitação ou rejeição dos produtos e, em muitos casos, está directamente relacionada com o seu preço. O salmão, por exemplo, é geralmente avaliado de acordo com a intensidade da sua coloração e, conseqüentemente, os procedimentos comerciais têm de assegurar que a cor é mantida em termos de qualidade e quantidade. A dourada, por seu lado, também é mais valorizada quando apresenta colorações laranja na cabeça e na zona abdominal. O valor dos carotenóides no mercado mundial está actualmente avaliado em 887 milhões de dólares e pensa-se chegar ao 1000 milhões de dólares em 2009 (CCI, 2005).

#### 6.2.3.1. Indústria alimentar

Estes compostos são particularmente interessantes devido à enorme variedade de colorações que podem conferir aos alimentos e bebidas em que são incorporados, tendo por isso sido objecto de um elevado número de patentes e publicações. As cores produzidas são estáveis durante o prazo de validade dos produtos e não são afectadas pelos agentes redutores que eventualmente possam estar presentes nem pelas embalagens utilizadas. Para alargar a sua aplicabilidade foram desenvolvidos processos especiais de incorporação em que se salientam as soluções em óleos, as emulsões e as preparações coloidais.

A aplicação crescente destes compostos levou a que na década de 50 se iniciasse a utilização de produtos de síntese. Deste modo, o  $\beta$ -caroteno, o  $\beta$ -apo-8'-carotenal e a cantaxantina foram aprovados na maioria dos países para a confecção de alimentos e bebidas. Destes, o  $\beta$ -caroteno é o mais utilizado, por razões económicas e tecnológicas, em manteigas, margarinas, queijos, gelados, massas, coberturas, óleos vegetais, bolos, sopas, gelatinas, sumos de fruta e outras bebidas, e com a vantagem de contribuir para a compensação de eventuais carências de vitamina A. Em 2004, o mercado deste pigmento foi estimado em 242 milhões de dólares (um aumento de 30 milhões quando comparado com 1999).

Na sua grande maioria, os pigmentos utilizados na indústria alimentar são obtidos por síntese ou por extracção de organismos vegetais, tendo-se começado também a recorrer aos carotenóides de crustáceos, nomeadamente à astaxantina (Tabela 6.15), a partir dos anos setenta.

**Tabela 6.15. Astaxantina em diversos produtos de origem aquática (dados compilados de Jangaard, 1975; Meyers, 1977).**

Produto	Astaxantina ( $\mu\text{g. g}^{-1}$ )
Camarão, <i>Pasiphaea</i> sp.	14,9
Krill, <i>Euphausia superba</i>	22,4-77,4
Copépode, <i>Calanus finmarchichus</i>	46,5
Sub-produtos do processamento de:	
- Camarão fresco	55,0
- Camarão congelado	42,0
- Lagosta	35,3
- Lagostim	66,0
- Camarão de água doce	153,0
Farinhas de camarão	0-24,5
Extractos de	
- Lagostim	1095
- Krill	727
- Copépode	520

Dentro das xantofilas existentes nos restos obtidos no processamento dos crustáceos, o pigmento maioritário é a astaxantina di-éster (Tabela 6.16).

**Tabela 6.16. Distribuição (% do total) das xantofilas nos restos provenientes do processamento de crustáceos (dados compilados de Shahidi *et al.*, 1999).**

	Camarões	Caranguejos
Astaxantina	3,95	21,16
Astaxantina mono-éster	19,72	5,11
Astaxantina di-éster	74,29	56,57
Astaceno	-	3,26
Luteína	-	8,24
Zeaxantina	0,62	4,64
Não identificados	-	0,22

A astaxantina não esterificada e a astaxantina mono-éster também estão presentes, juntamente com o astaceno, luteína e zeaxantina. A extracção destes pigmentos pode ser feita com um óleo vegetal usando a razão de 1:2 (v/p) a 60 °C durante 30 minutos (Shahidi e Synowiecki, 1991). Estes óleos podem posteriormente ser utilizados na formulação de rações para peixes (e.g. salmonídeos).

### 6.2.3.2. Rações

Tem sido nesta área que os carotenóides de crustáceos têm merecido especial utilização, nomeadamente nas rações para a avicultura e aquacultura de peixes e mesmo de crustáceos. Relativamente às rações para aves, o principal objectivo é a criação de animais com colorações atraentes e a obtenção de ovos com a gema alaranjada, pois o preço destes produtos está muito dependente das cores que apresentem.

As espécies de pescado provenientes da aquacultura, para além de outras características, podem apresentar um aspecto esbranquiçado se as rações não forem suplementadas com carotenóides (Simpson, 1982). Este facto tem conduzido a muitos estudos sobre a incorporação destes pigmentos em rações (Tabelas 6.17 e 6.18) e à preparação de componentes dietéticos à base de carotenóides de crustáceos, capazes de desenvolver as colorações desejadas no músculo e/ou superfícies externas dessas espécies. O pigmento mais utilizado tem sido a astaxantina, com um mercado estimado em 234 milhões de dólares em 2004. A cantaxantina também tem vindo ultimamente a ser utilizada na aquacultura, estando o seu mercado global avaliado em 148 milhões de dólares em 2004.

Tabela 6.17. Principais fontes de carotenóides usados em aquacultura (dados compilados de Simpson, 1982).

Espécie	Fonte
Truta	Caranguejos <i>Pleuroncodes planipes</i> e <i>Geryon quinquidens</i> , restos do processamento de camarões e caranguejos, krill <i>Euphausia pacifica</i> , astaxantina natural e sintética, cantaxantina sintética, e fontes vegetais <i>Cucurbita maxima</i> e <i>Tagetes erecta</i>
Salmão	Restos do processamento de camarões e caranguejos, leveduras <i>Phaffia rhodozyma</i> , cantaxantina sintética
Dourada	Algas <i>Haematococcus</i>
Camarão <i>Penaeus japonicus</i>	Zeaxantina, <i>Spirulina</i> , <i>Phaffia rhodozyma</i>
Camarão gigante <i>Macrobrachium rosenbergii</i>	Óleo de camarão

As espécies como o salmão e a truta (tal como todos os outros animais) não são capazes de sintetizar *de novo* estes compostos e por isso adquirem a sua pigmentação através da dieta. A alimentação natural de zooplâncton e nécton fornece ao salmão selvagem a fonte principal de pigmentos que é muito diferente daquela que é usada em aquacultura, nomeadamente cantaxantina sintética (Johnson, 1992; Negre-Sadargues *et al.*, 1993; Choubert *et al.*, 1994). Segundo Torrison *et al.* (1989), para que haja uma coloração visualmente distinta na pele e músculo dos salmonídeos é

necessário uma concentração de 3-4 mg/g de carotenóides nas rações. A Tabela 6.18 sumariza a deposição de carotenóides de diversas fontes no músculo dos salmonídeos.

Tabela 6.18. Deposição de pigmentos ( $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$  de tecido) em salmonídeos alimentados com diferentes fontes de carotenóides.

Tipo de peixe	Fonte dos carotenóide na dieta	Teor total de carotenóides no músculo	Referências
Truta arco-íris	20 % em refeições com caranguejo vermelho	0,06	(1)
Idem	25 % de restos de camarão	10,3*	(2)
Idem	25 % de polpa de caranguejo vermelho	13,0*	(2)
Idem	Rações comerciais	6,4*	(2)
Idem	Rações comerciais + 10 % carapaças de caranguejo vermelho	11,6*	(2)
Idem	Rações comerciais + 90 ppm de cantaxantina	15,0*	(2)
Idem	30 % de refeições com camarões	11,6*	(3)
Idem	45 ppm de carotenóides extraídos de restos de caranguejo por óleos de soja	9,8	(4), (5)
Idem	100 ppm de cantaxantina	3,0-4,0	(6)
Idem	100 ppm de astaxantina	6,0-8,0	(6)
Idem	50 ppm de cantaxantina	5,0-7,0	(7)
Truta de Brook	Rações comerciais	1,4*	(8)
Idem	20 % em refeições com caranguejo vermelho	1,7*	(8)
Idem	20 % de restos de camarão	14,3*	(8)
Salmão	90 ppm carotenóides extraídos de restos de caranguejo por óleos de soja	3,5	(9)
Salvelino-ártico	75 ppm de astaxantina	5,7	(10)
Idem	75 ppm de cantaxantina	6,9	(10)

\* - base seca; 1 - Kuo *et al.* (1976), 2 - Spinelli *et al.* (1974), 3 - Choubert e Laquet (1983), 4 - Chen e Meyers (1980), 5 - Chen e Meyers (1982), 6 - Foss *et al.* (1984), 7 - Torrisen *et al.* (1989), 8 - Saito e Regier (1971), 9 - Spinelli e Mahnken (1978), 10 - Shahidi *et al.* (1993).

É de salientar também que os salmonídeos, ao contrário dos outros peixes e crustáceos, não têm capacidade para transformar os precursores em carotenóides

específicos como a astaxantina. De facto, estudos sobre a natureza química dos carotenóides na pele e músculo dos salmonídeos indicam que estes são assimilados nos tecidos sem sofrerem nenhuma alteração química, excepto talvez esterificação/desesterificação (Shahidi *et al.*, 1992, 1993; Synowiecki *et al.*, 1993).

#### 6.2.3.3. Outras aplicações

Em medicina, os carotenóides têm sido tradicionalmente usados com o objectivo de corrigir eventuais deficiências em vitamina A e alterações dermatológicas (Simpson, 1983) e, mais recentemente, como agentes antioxidantes e reguladores do sistema imunitário. Estes produtos têm sido utilizados também nas indústrias farmacêutica (preparação de xaropes) e cosmética (efeito terapêutico e tonalidade que confere à pele).

### 6.3. Carotenoproteínas, proteínas e enzimas

As carotenoproteínas são complexos estáveis com diferentes colorações e que podem ser de três tipos: 1) as carotenolipoproteínas, complexos que, por vezes, também têm moléculas de hidratos de carbono, apresentam colorações azuis, verdes ou púrpura e são encontradas principalmente nos ovários e ovos dos crustáceos (lipovitelinas), 2) as quitinocarotenóides, em que a quitina e os carotenóides se ligam por base de Schiff e nos grupos-ceto dos pigmentos e que se encontram no exoesqueleto dos crustáceos (Ghidalia, 1985), 3) as carotenoproteínas propriamente ditas, como a crustacianina (astaxantina-proteína de cor azul nas carapaças) e a ovoverdina (astaxantina-proteína de cor verde nos ovos), em que o carotenóide (quase sempre a astaxantina) está ligado a locais específicos da (glico)proteína. Estes complexos estão geralmente presentes nas superfícies externas dos crustáceos e são os grandes responsáveis pela sua coloração conspícua. Na tabela 6.19 encontra-se uma lista dos principais grupos prostéticos carotenóides envolvidos nas carotenoproteínas dos crustáceos.

As carotenoproteínas têm sido também aproveitadas e isoladas através de técnicas de separação enzimática (Simpson e Haard, 1985). Os carotenóides ligam-se às partes hidrofóbicas das proteínas (grupo prostético) e esta associação pode ter dois efeitos: tornar o pigmento solúvel em água ou alterar a cor do pigmento (Fox e Vevers, 1960).

A maior estabilidade destes complexos em relação aos carotenóides livres foi demonstrada com a carotenoproteína azul e o respectivo carotenóide – astaxantina, no lagostim de água doce *Procamburus clarkii* (Cheesman *et al.*, 1967). Ficou patente que a astaxantina no estado livre era mais sensível ao efeito prejudicial da luz e do oxigénio do que quando estava ligada à proteína. De facto, estes pigmentos são muito sensíveis ao oxigénio, luz, calor, ácidos e bases e, em particular, à combinação destes factores (Britton, 1985).

A astaxantina e a cantaxantina são os pigmentos mais comuns nas carotenoproteínas dos invertebrados, mas outras estruturas carotenóicas têm vindo a ser descobertas, nomeadamente derivados acetilénicos e aromáticos da astaxantina, como a 7,8-

didehidroastaxantina e 7,8,7',8'-tetrahidroastaxantina, asteriarubina, hidroxicla-triaxantina e linckiaxantina.

Tabela 6.19. Carotenoproteínas em tecidos de crustáceos (dados compilados de Goodwin (1984)).

Órgão/Espécie	Cor do pigmento	Grupo prostético carotenóide
Ovários/ovos		
<i>Artemia salina</i>	Laranja/vermelho	Cantaxantina
<i>Branchipus stagnalis</i>	Azul	Cantaxantina
<i>Cancer pagurus</i>	Laranja	Astaxantina + outras xantófilas
<i>Emerita analoga</i>	Laranja	Astaxantina
<i>Eupagurus bernhardus</i>	Púrpura	Astaxantina éster
<i>Homarus americanus</i>	Verde	Astaxantina
<i>Homarus gammarus</i>	Verde	Astaxantina
<i>Idothea montereyensis</i>	Verde	Cantaxantina
<i>Idothea granulosa</i>	Verde	Cantaxantina
<i>Palinurus vulgaris</i>	Vermelho (azul)	Astaxantina
Exoesqueleto		
<i>Astacus astacus</i>	Verde	Astaxantina
<i>Carcinus maenas</i>	Verde	Astaxantina
<i>Eriphia spinifrons</i>	Vermelho/púrpura	Astaxantina
<i>Homarus vulgaris</i>	Azul	Astaxantina
<i>Idothea granulosa</i>	Verde	Astaxantina
<i>Idothea montereyensis</i>	Verde	Astaxantina
<i>Labidocera acutifrons</i>	Azul	Astaxantina
<i>Palinurus vulgaris</i>	Vermelho (azul)	Astaxantina
Hemolinfa		
<i>Chirocephalus diaphanus</i>	Azul	Cantaxantina
<i>Emerita analoga</i>	Laranja	Astaxantina + $\beta$ -caroteno
<i>Idothea granulosa</i>	Verde	Cantaxantina
<i>Idothea montereyensis</i>	Verde	Cantaxantina
<i>Tanymastix lacunae</i>	Azul/Púrpura	Cantaxantina

A recuperação de enzimas digestivas dos crustáceos presentes na água de descongelamento foi estudada por Olsen *et al.* (1990). Estes autores procederam à clarificação daquele efluente com cloreto de ferro seguida de concentração por ultrafiltração. Assim, puderam recuperar enzimas com interesse biotecnológico como: hialuronidase,  $\beta$ -N-acetil glucosaminidase, quitinase e a fosfatase alcalina, com um rendimento de 65 a 100 % e com um aumento de 17 a 86 % das suas actividades específicas (Olsen *et al.*, 1990).

## REFERÊNCIAS

---

- ABELLÓ, P.; SARDÀ, F., 1982. The fecundity of Norway lobster (*Nephrops norvegicus*, L.) off the Catalan and Portuguese coasts. *Crustaceana*, 43: 13-20.
- ABBOTT, O. J.; PERKINS, E. J., 1977. The biology of the brown shrimp, *Crangon crangon* in the Solway Firth. Scientific Report. Cumbria Sea Fisheries District, 77: 1-58.
- AGULLÓ, E.; RODRÍGUEZ, M. S.; RAMOS, V.; ALBERTENGO, L., 2003. Present and future role of chitin and chitosan in food. *Macromol Biosci*, 3: 521-530.
- ALAVA, V. R.; KANAZAWA, A.; TESHIMA, S.; KOSHIO, S., 1993. Effects of dietary vitamins A, E, and C on the ovarian development of *Penaeus japonicus*. *Nippon Suisan Gakkaishi*, 597: 235-242.
- ALI, M. T.; GLEESON, R. A.; WEI, C. I.; MARSHALL, M. R., 1994. Activation mechanisms of pro-phenoloxidase on melanosis development in Florida spiny lobster (*Panulirus argus*) cuticule. *J Food Sci*, 59: 1024-1030.
- ALMAÇA, C., 1962. Sur la distribution géographique du genre *Carcinus* Leach. (Crust. Dec. Brach.). Revista da Faculdade de Ciências da Universidade de Lisboa, Série 2, C, Ciências Naturais, 10: 109-113.
- ALMAÇA, C., 1982. Note sur la biologie des populations de *Carcinus maenas* (L.) de la zone intertidale du Portugal occidental. *Quad. Lab. Tecnol. Pesca* 3(2-5): 179-185.
- ALVAREZ-LAÓ, C.; MÉNDEZ, M., 1995. Alimentación de la gaviota patiamarilla (*Larus cachinnans*) en dos localidades costeras asturianas. *Chioglossa*, 1: 23-30.
- ANGEL, S.; BASKER, D.; KANNER, J.; JUVEN, B. J., 1981. Assessment of shelf life of fresh water prawns stored at 0 °C. *J Food Technol*, 16: 357-366.
- ARROBAS, I.; RIBEIRO-CASCALHO, A., 1987. On the biology and fishery of *Aristeus antennatus* (Risso, 1816) in the south Portuguese coast. *Inv Pesq*, 51: 233-243.
- AUBOURG, S. P.; LOSADA, V.; PRADO, M.; MIRANDA, J. M.; BARROS-VELÁZQUEZ, J., 2007. Improvement of the commercial quality of chilled Norway lobster (*Nephrops norvegicus*) stored in slurry ice: Effects of a preliminary treatment with an antimelanotic agent on enzymatic browning. *Food Chem*, 103: 741-748.
- BAEK, H. H.; CADWALLADER, K. R., 1997. Character-impact aroma compounds of crustaceans. In: F., Shahidi, K. R. Cadwallader (Eds.), *Flavor and lipid chemistry of seafoods*. American Chemical Society, Washington, DC, pp. 85-94.
- BAK, L. S.; ANDERSEN, A. B.; ANDERSEN, E. M.; BERTELSEN, G., 1989. Effect of modified atmosphere packaging on oxidative changes in frozen stored cold-water shrimp (*Pandalus borealis*). *Food Chem*, 64: 169-175.
- BAK, L. S.; JACOBSEN, L.; JØRGENSEN, S. S., 1999. Characterisation of qualitative changes in frozen, unpeeled cold-water shrimp (*Pandalus borealis*) by static headspace gas chromatography and multivariate data analysis. *Food Res Tech*, 208: 10-16.
- BARNETT, H. J.; NELSON, R. W.; HUNTER, P. J.; GRONINGER, H., 1978. Use of carbon dioxide dissolved in refrigerated brine for the preservation of pink shrimp (*Pandalus* spp.). *Mar Fish Rev*, 40: 24-28.

- BEHRENS YAMADA, S.; DUMBAULD, B. R.; KALIN, A.; HUNT, C.E.; FIGLAR-BARNES, R.; RANDALL, A., 2005. Growth and persistence of a recent invader *Carcinus maenas* in estuaries of the northeastern Pacific. *Biol Inv*, 7: 309–321.
- BENJAKUL, S.; VISESSANGUAN, W.; TANAKA, M., 2006. Inhibitory effect of cysteine and glutathione on phenoloxidase from kuruma prawn (*Penaeus japonicus*). *Food Chem*, 1: 158-163.
- BENNER, R. A.; MIGET, R.; FINNE, G.; ACUFF, G. R., 1994. Lactic acid/melanosis inhibitors to improve shelf life of brown shrimp (*Penaeus aztecus*). *J Food Sci* 59: 242-245, 250.
- BENNETT, D. B., 1979. Population assessment of the edible crab (*Cancer pagurus* L.) fishery off southwest England. *Rapports et Procès-verbaux des Réunions. Cons Inter l'Expl Mer*, 175: 229-235.
- BENNETT, D. B., 1995. Factors in the life history of the edible crab (*Cancer pagurus* L.) that influence modelling and management. *ICES Mar Sci Symp*, 199: 89-98.
- BERNÁRDEZ, C.; FREIRE, J.; GONZÁLEZ-GURRIARÁN, E., 2000. Feeding of the spider crab *Maja squinado* in rocky subtidal areas of the Ría Arousa (north-west Spain). *J Mar Biol Ass UK*, 80: 95-102.
- BEUKEMA, J. J., 1992. Dynamics of juvenile shrimp *Crangon crangon* in a tidal-flat nursery of the Wadden Sea after mild and cold winters. *Mar Ecol Progr Ser*, 83: 157-165.
- BHOBE, A. M.; PAI, J. S., 1986. Study of the properties of frozen shrimps. *J Food Sci Tech*, 23: 143–147.
- BICKERSTAFF, G. F., 1997. *Immobilization of enzymes and cells*. 1st edition, Humana Press, Totowa, USA.
- BLIGH, E. G.; DYER, W. J., 1959. A rapid method of total lipid extraction and purification. *Can J Biochem Physiol*, 37: 911 – 917.
- BLOCK, R. J.; MITCHELL, H. H., 1946. The correlation of the amino acid composition of proteins with their nutritive value. *Nutr Abstr Rev*, 16: 249–278.
- BODDEKE, R., 1982. The occurrence of winter and summer eggs in the brown shrimp (*Crangon crangon*) and the pattern of recruitment. *Netherlands J Sea Res*, 16: 151-162.
- BODDEKE, R., 1989. Management of the brown shrimp (*Crangon crangon*) stock in Dutch coastal waters. In: J.F. Caddy (Ed.), *Marine invertebrate fisheries: their assessment and management*. Wiley e Sons, NY, pp. 35-62.
- BODDEKE, R.; DRIESSEN, G.; DOESBURG, W.; RAMAEKERS, G., 1986. Food availability and predator presence in a coastal nursery area of the brown shrimp (*Crangon crangon*). *Ophelia*, 26: 77-90.
- BOONSUMREJ, S.; CHAIWANICH SIRI S.; TANTRATIAN, S.; SUZUKI T.; TAKAI, R., 2007. Effects of freezing and thawing on the quality changes of tiger shrimp (*Penaeus monodon*) frozen by air-blast and cryogenic freezing. *J Food Eng*, 80: 292-299.
- BOUGH, W. A., 1975. Reduction of suspended solids in vegetable canning waste effluents by coagulation with chitosan. *J Food Sci*, 40: 297-301.
- BOUGH, W. A., 1976. Chitosan- a polymer from seafood waste, for use in treatment of food processing wastes and activated sludge. *Proc Biochem*, 11: 13-16.
- BOUGH, W. A., LANDES, D. R., 1976. Recovery and nutritional evaluation of proteinaceous solids separated from whey by coagulation with chitosan. *J Dairy Sci*, 59: 1874-1880.

- BRAUN, J.; CHANU, P. L.; GOFFIC, F. L., 1989. The immobilization of penicillin G acylase on chitosan. *Biotechnol Bioeng*, 33: 242-246.
- BREMNER, H. A., 1985. A convenient easy-to-use system for estimating the quality of chilled seafoods. *Fish Proc Bull*, 7: 59-70.
- BREMNER, H. A.; OLLEY, J., VAIL, A. M., 1987. Estimating time-temperature effects by a rapid systemic sensory method. In: D. E. Kramer, J. Liston (Eds.), *Seafood Quality Determination*. Elsevier Science Publishers, Amsterdam, pp. 413-435.
- BRITTON, G., 1985. General carotenoid methods. *Method Enzymol*, 111: 113-149.
- BRODY, T., 1999. *Nutritional Biochemistry*, Academic Press Inc, New York, USA.
- BROWN, C. G.; BENNETT, D. B., 1980. Population and catch structure of the edible crab (*Cancer pagurus*) in the English Channel. *J Conseil*, 39: 88-100.
- BULLOCK, C., 1995. Immobilised enzymes. *Sci Progr*, 78: 119-34.
- BURTON, C., 2001. Transport of live crustaceans. *Shellfish News CEFAS* 11: 18-19.
- BUTLER, B. L.; VERGANO, P. J.; TESTIN, R. F.; BUNN, J. N.; WILES, J. L., 1996. Mechanical and barrier properties of edible chitosan films as affected by composition and storage. *J Food Sci*, 61: 953-955.
- CAHU, C.; CUZAN, G.; QUAZUGUEL, P., 1995. Effect of highly unsaturated fatty acids, alpha-tocopherol and ascorbic acid in broodstock diet on egg composition and development of *Penaeus indicus*. *Comp Biochem Physiol*, 112B: 417-424.
- CAHU, C.; GUILLAUME, J.C.; STÉPHAN, J.; CHIM, L., 1994. Influence of phospholipid and highly unsaturated fatty acids on spawning rate and egg tissue composition in *Penaeus vannamei* fed semi-purified diets. *Aquaculture*, 126: 159-170.
- CALADO, R.; NARCISO, L., 2000. *Camarões e Lagostas da Costa Continental Portuguesa*. Prémio do Mar Rei D. Carlos – 6ª Edição. Câmara Municipal de Cascais, Cascais, Portugal. 222 p.
- CARAMELO, A. M.; RIBEIRO-CASCALHO, A.; SOUSA, L.M., 1996. The crustacean fishery and its management in Portuguese Waters. ICES C.M. 1996/K:22, 1-8.
- CARECHE, M.; HERRERO, A.; CARMONA, P., 2002. Raman analysis of white spots appearing in the shell of Argentine red shrimp (*Pleoticus muelleri*) during frozen storage. *J Food Sci*, 67: 2892-2895.
- CARTES, J. E., 1994. Influence of depth and season on the diet of the deep-water aristeid *Aristeus antennatus* along the continental slope (400 to 2300m) in the Catalan Sea (western Mediterranean). *Mar Biol*, 120: 639-648.
- CARTES, J. E., 1995. Diets of, and trophic resources exploited by, bathyal penaeoidean shrimps from the western Mediterranean. *Mar Freshwater Res*, 46: 889-896.
- CASANI, S.; KNØCHEL, S., 2002. Application of HACCP to water reuse in the food industry. *Food Control*, 13: 315-327.
- CASANI, S.; LETH, T.; KNØCHEL, S., 2006. Water reuse in a shrimp processing line: Safety considerations using a HACCP approach. *Food Control*, 17: 540-550.
- CATRIJSE, A.; DANKWA, H. R.; MEES, J., 1997. Nursery function of an estuarine tidal marsh for the brown shrimp *Crangon crangon*. *J Sea Res*, 38: 109-121.
- CAUCHIE, H. M., 1997. An attempt to estimate crustacean chitin production in the hydrosphere. In: A. Domard, G. A. F. Roberts, K. M. Varum (Eds.), *Advances in chitin science*. Jacques Andre Publishers, Lyon, pp. 32-38.

- CAVALLI, R. O.; TAMTIN, M.; LAVENS, P.; SORGELOOS, P., 2001. Variations in lipid classes and fatty acid content in tissues of wild *Macrobrachium rosenbergii* (de Man) females during maturation. *Aquaculture*, 193: 311-324.
- CCI, 2005. The Global Market for Carotenoids from Business. Communications Company, Inc. <http://www.bccresearch.com>. Consultado em Março de 2008.
- CECCALDI, H.J.; LATROUITE, D. 1994. The French fisheries for the European spiny lobster *Palinurus elephas*. In: B. F. Phillips, J. S. Cobb, J. Kittaka (Eds.), *Spiny lobster management*. Blackwell Scientific Publications, London, pp. 169-178.
- CHANZY, H., 1997. Chitin crystals. In: A. Domard, G. A. F. Roberts, K. M. Varum (Eds.), *Advances in chitin science*. Jacques Andre Publishers, Lyon, 11-21 pp.
- CHAPLIN, M. F.; BUCKE, C., 1990. *Enzyme Technology*. Cambridge University Press, UK.
- CHARMANTIER, G.; HAOND, C.; LIGNOT, J.-H.; CHARMANTIER-DAURES, M., 2001. Ecophysiological adaptation to salinity throughout a life cycle: a review in homarid lobsters. *J Exp Biol*, 204: 967-977.
- CHEESMAN, D. F.; LEE, W. L.; ZAGALSKY, P. F., 1967. Carotenoproteins in invertebrates. *Biol Rev*, 42: 131-160.
- CHEN, J. S.; CHENG-I, W.; ROLLE, R. S.; OTWELL, W. S.; MURAT, O. B.; MARSHALL, M. R., 1991. Inhibitory effect of kojic acid on some plant and crustacean polyphenol oxidases. *J Agric Food Chem*, 39: 1396-1401.
- CHEN, C.; LIAU, W.; TSAI, G., 1998. Antibacterial effects of N-sulfonated and N-sulfobenzoyl chitosan and application to oyster preservation. *J Food Protection*, 61: 1124-1128.
- CHEN, H. M.; MEYERS, S.P., 1980. Ensilage treatment of crawfish waste for improvement of astaxanthin pigment extraction. *J Food Sci*, 47: 1516-1520.
- CHEN, H. M.; MEYERS, S.P., 1982. Extraction of astaxanthin pigment from crawfish waste using a soy oil process. *J Food Sci*, 48: 892-896.
- CHEN, R. H.; HWA, H., 1996. Effect of molecular weight of chitosan with the same degree of deacetylation on the thermal, mechanical, and permeability properties of the prepared membrane. *Carbohydr Poly*, 29: 353-358.
- CHEN, Y.; LI, C., 1996. Studies on the application of chitosan to clarification of grapefruit juice. *Food Sci Taiwan*, 23: 617-628.
- CHENG, W.; LIU, C.; HSU, J.; CHEN J., 2002. Effect of hypoxia on the immune response of giant freshwater prawn *Macrobrachium rosenbergii* and its susceptibility to pathogen *Enterococcus*. *Fish Shellfish Immunol*, 13: 351-365.
- CHINIVASAGAM, H. N.; BREMNER, H. A.; THROWER, S. J.; NOTTINGHAM, S. M., 1996. Spoilage pattern of five Australian prawns: deterioration is influenced by environment of capture and mode of storage. *J Aquat Food Prod Technol*, 5: 25-49.
- CHIOU, T.; HUANG, J., 2004. Biochemical changes in the abdominal muscle of mud crab *Scylla serrata* during storage. *Fish Sci*, 70: 167-173.
- CHOUBERT, G.; GOMEZ, R.; MILICUA, J.-C.G., 1994. Response of serum carotenoid level to dietary astaxanthin and canthaxanthin in immature rainbow trout, *Onchorhynchus mykiss*. *Comp Biochem Physiol*, 109A: 1001-1006.
- CHOUBERT, G.; LAQUET, P., 1893. Utilization of shrimp meal for rainbow trout (*Salmo gairdneri*, Rich.) pigmentation. Influence of fat content of the diet. *Aquaculture*, 32: 19-26.

- CHUNG, A. C.; DURICA, D. S.; CLIFTON, S. W.; ROE, B. A.; HOPKINS, P. M., 1998b. Cloning of crustaceans ecdysteroid receptor and retinoid-X receptor gene homologs and elevation of retinoid-X receptor mRNA by retinoic acid. *Mol Cell Endocrinol*, 139: 209– 227.
- CHUNG, A. C.; DURICA, D. S.; HOPKINS, P. M., 1998a. Tissue-specific patterns and steady-state concentrations of ecdysteroid receptor and retinoid-X-receptor mRNA during the molt cycle of the fiddler crab, *Uca pugnator*. *Gen Comp Endocrinol*, 109: 375–389.
- CHURCH, N., 1998. MAP fish and crustaceans, sensory enhancement. *Food Sci Technol Today*, 12: 73-83.
- CINTRA, I.; OGAWA, N.; SOUZA, M.; DINIZ, F.; OGAWA, M., 1999. Decomposition of trimethylamine oxide related to the use of sulfites in shrimp. *Ciência Tecnol Aliment*, 19: 314-317.
- CLEARWATER, 2004-06. Clearwater: premium shellfish and seafood. <http://www.clearwater.ca/home.asp?cmPageID=318>. Consultado em Outubro de 2008.
- COBB, B. F.; VANDERZANT, C.; HANNA, M. O.; YEH, C. P. S., 1976. Effect of ice storage on microbiological and chemical changes in shrimp and melting ice in a model system. *J Food Sci*, 41: 29.
- COBB, B. F., 1977. Biochemistry and physiology of shrimp: effect on use as food. Proceedings of the Conference on Handling, Processing, and Marketing Tropical Fish. Tropical Products Inst., London, pp. 405-411.
- CRISTO, M.; CARTES, J. E., 1998. A comparative study of the feeding ecology of *Nephrops norvegicus* (L.), (Decapoda: Nephropidae) in the bathyal Mediterranean and the adjacent Atlantic. *Sci Mar*, 62: 81-90.
- CROTHERS, J. H., 1967. The biology of the shore crab *Carcinus maenas* (L.) 1. The background-anatomy, growth and life history. *Field Stud*, 2: 407-434.
- DALGAARD, P.; JØRGENSEN, L.V., 2000. Cooked and brined shrimps packed in a modified atmosphere have shelf life > 7 months at 0 °C, but spoil in 4-6 days at 25 °C. *Int J Food Sci Technol*, 35: 431-442.
- DALL, W.; SMITH, D. M.; MOORE, L. E., 1995. Carotenoids in the tiger prawn *Penaeus esculentus* during ovarian maturation. *Mar Biol*, 123: 435–441.
- DARMADJI, P.; IZUMIMOTO, M., 1994. Effect of chitosan in meat preservation. *Meat Sci*, 38: 243-254.
- DEANS, J. R.; DIXON, B.G., 1992. Bioabsorbents for waste-water treatment. In: C. J. Brine, P. A., Sandford, J. P., Zikakis (Eds.), *Advances in chitin and chitosan*. Elsevier Applied Science, Oxford, UK, pp. 648-656.
- DELLA CROCE, N., 1961. Considerazioni su *Polybius henslowi*, Leach (*Crustacea, Brachyura*). *Boll Mus Istit Biol Genoa*, 31: 1–13.
- DERSAN, V. R.; SUBRAMONIAM, T., 1992. Carotenoid metabolism during embryonic development of a marine crab, *Emerita asiatica* (Milne-Edwards). *Inv Reprod Dev*, 21: 99–106.
- DEUCHI, K.; KANAUCHI, O.; IMASATO, Y.; KOBAYASHI, E., 1994. Decreasing effect of chitosan on the apparent fat digestibility by rats fed on a high-fat diet. *Biosc Biochem*, 589: 1613-1616.

- DITTMANN, S.; VILLBRANDT, M., 1999. Size frequency, distribution and colour variation of *Carcinus maenas* in Spiekeroog Backbarrier System. In: S. Dittmann (Ed.), *The Wadden Sea ecosystem*. Springer-Verlag, Germany, pp. 163-173.
- DOLMER, P.; KRISTENSEN, T.; CHRISTIANSEN, M. L.; PETERSEN, M. F.; KRISTENSEN, P. S.; HOFFMANN, E., 2001. Short-term impact of blue mussel dredging (*Mytilus edulis* L.) on a benthic community. *Hydrobiologia*, 465: 115-127.
- DURICA, D. S.; CHUNG, A. C.; HOPKINS, P. M., 1999. Characterization of EcR and RXR gene homologs and receptor expression during the molt cycle in the crab, *Uca pugilator*. *Am Zool*, 39: 758-773.
- EDMUNDS, W. J.; LILLARD, D.A., 1979. Sensory characteristics of oysters, clams, and cultured and wild shrimp. *J Food Sci*, 44: 368-373.
- EL GHAOUTH, A.; PONNAMPALAM, R.; CASTAIGNE, F.; ARUL, J., 1992. Chitosan coating to extend the storage life of tomatoes. *Hortscience*, 27: 1016-1018.
- ERICKSON, M. C.; BULGARELLI, M. A.; RESURRECCION, A. V. A.; VENDETTI, R. A.; GATES, K. A., 2007. Sensory differentiation of shrimp using a trained descriptive analysis panel. *LWT - Food Sci Tech*, 40: 1774-1783.
- FANG, S. W.; LI, C. F.; SHIH, D. Y. C., 1994. Antifungal activity of chitosan and its preservative effect on low-sugar candied Kumquat. *J Food Prot*, 56: 136-140.
- FAO, 2007. *The state of world fisheries and aquaculture, 2006*. FAO fisheries and Aquaculture Department. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome 2007.
- FAO/WHO/UNU, 1985. *Energy and Protein Requirements* (Tech Rep Ser N° 724). World Health Organization, Geneva.
- FARMER, A. S. D., 1975. Reproduction in *Nephrops norvegicus* (Decapoda: Nephropidae). *J Zool*, 174: 161-183.
- FÁTIMA, R.; FAROOQUI, B.; QADRI, R.B., 1981. Inosine monophosphate and hypoxanthine as indices of quality of shrimp (*Penaeus merguensis*). *J Food Sci*, 46: 1125-1127.
- FDA (Food and Drug Administration), 1982. The food defect action levels: current levels for natural or unavoidable defects in food for human use that present no health hazard. FDA, 200 C Street, S.W. Washington, D.C.
- FERNANDEZ, M.; FOX, P. F., 1997. Fractionation of cheese nitrogen using chitosan. *Food Chem*, 58: 319-322.
- FERREIRA, M. C.; MARVÃO, M. R.; DUARTE, M. L.; DOMARD, A.; NUNES, T.; FEIO, G., 1994a. Chitosan degree of acetylation: Comparison of two spectroscopic methods (13CCP/MASNMR and dispersive IR). In: Z. S. Karnicki, M. M. Brzeski, P. J. Bykowski, A. Wojtasz-Pajak (Eds.), *Chitin World*. Wirtschaftsverlag NW-Verlag für neue Wissenschaft, GmbH, Germany, pp. 476-479.
- FERREIRA, M. C.; MARVÃO, M. R.; DUARTE, M. L.; NUNES, T., 1994b. Optimisation of the measuring of chitin/chitosan degree of acetylation by FT-IR spectroscopy. In: Z. S. Karnicki, M. M. Brzeski, P. J. Bykowski, A. Wojtasz-Pajak (Eds.), *Chitin World*. Wirtschaftsverlag NW-Verlag für neue Wissenschaft, GmbH, Germany, pp. 480-488.
- FIGUEIREDO, M. J., 1982. The occurrence of resorption in the ovaries of *Nephrops norvegicus* (L.) in Portuguese waters. ICES C.M., 1982/K:28: 1-7.

- FIGUEIREDO, M. J.; BARRACA, I. F., 1963. Contribuição para o conhecimento da pesca e da biologia do lagostim (*Nephrops norvegicus*, L.) na costa portuguesa. *Notas Estudos Inst Biol Marit*, 28: 1-28.
- FLICK, G. J.; LOVELL, R. T., 1972. Post-mortem biochemical changes in the muscle of gulf shrimp, *Penaeus aztecus*. *J Food Sci*, 37: 609-611.
- FLICK, G. J.; LOVELL, R.; ENRIQUEZ-IBARRA, L.; ARGAS, G., 1994. Changes in nitrogenous compounds in freshwater crayfish (*Procambarus clarkii*) tail meat stored in ice. *J Muscle Food*, 5: 105-118.
- FOSS, P.; STOREBAKKEN, T.; SCHIEDT, K.; LIAAEN-JENSEN, S.; AUSTRENG, E.; STREIFF, K., 1984. Carotenoids in diets of salmonids. I. Pigmentation of rainbow trout with the individual optical isomers of astaxantin in comparison with cantaxanthin. *Aquaculture*, 41: 213-226.
- FOX, H. M.; VEVERS, G., 1960. *The nature of animal colours*. Sidgwick and Jackson, Ltd., London, 62 p.
- FRANKOS, V. H.; SCHMITT, D. F.; HAWS, L. C.; MCEVILY, A. J.; IYENGAR, R.; MILLER, S. A.; MUNRO, I. C.; CLYDESDALE, F. M.; FORBES, A. L.; SAUER, R. M., 1991. Generally recognized as safe (GRAS) evaluation of 4-hexylresorcinol for use as a processing aid for prevention of melanosis in shrimp. *Regul Toxicol Pharmacol*, 14: 202-212.
- FREIRE, J.; GONZÁLEZ-GURRIARÁN, E., 1998. New approaches to behavioural ecology of decapod crustaceans using telemetry and electronic tags. *Hydrobiology*, 371/372: 123-132.
- FURDA, I., 1983. Aminopolysaccharides, their potential as dietary fiber. In: I. Furda (Ed.), *Unconventional sources of dietary fiber*, ACS, Washington DC, 105 p.
- GELLER, J. B.; WALTON, W.; GROSHOLZ, E. D.; RUIZ, G. M., 1997. Cryptic invasions of the crab *Carcinus* detected by molecular phylogeography. *Mol Ecol*, 13: 901-906.
- GHIDALIA, W., 1985. Structural and biological aspects of pigments. In: D. E. Bliss, L. H. Mantel (Eds.), *The biology of Crustacea*, Vol. 9. Academic Press, NY, pp. 301-345.
- GIDDINGS, G. G.; HILL, L. H., 1978. Relationship of freezing preservation parameters to texture-related structural damage to thermally processed crustacean muscle. *J Food Proc Preserv*, 2: 249-264.
- GILCHRIST, B. M.; LEE, W. L., 1972. Carotenoid pigments and their possible role in reproduction in the crab *Emerita analoga* (Stimpson, 1857). *Comp Biochem Physiol*, 42B: 263-294.
- GOLL, D. E.; ROBSON, R. M.; STROMER, M. H., 1977. *Muscle proteins*. In: J. R. Whitaker, S. R. Tannenbaum (Eds.), *Food proteins*. AVI Publishing, Westport CT, pp. 121-174.
- GOMEZ-JIMENEZ, S.; UGLOW R. F.; GOLLAS-GALVAN, T., 2000. The effects of cooling and emersion on total haemocyte count and phenoloxidase activity of the spiny lobster *Panulirus interruptus*. *Fish Shellfish Immunol*, 10: 631-635.
- GONÇALVES, A. C., 2001. Conservação de gamba (*Parapenaeus longirostris*) em atmosfera modificada. Tese de Mestrado em Controlo de Qualidade e Toxicologia dos Alimentos. Faculdade de Farmácia da Universidade de Lisboa. 102 p.
- GONÇALVES, A.; MENDES, R.; NUNES, M.L., 2002. Aplicação de atmosferas modificadas e gelo líquido na conservação do pescado. Produtos da Pesca. Qualidade, Segurança e Inovação Tecnológica. Actas das Jornadas Técnicas e Científicas do IPIMAR. *Publicações Avulsas do IPIMAR*, 9: 33-48.

- GONÇALVES, A.; LÓPEZ-CABALLERO, M.E.; NUNES, M. L., 2003. Quality changes of deepwater pink shrimp (*Parapenaeus longirostris*) packed in modified atmosphere. *J Food Sci*, 68: 2586-2590.
- GOÑI, R.; REÑONES, O.; QUETGLAS, A., 2003. Size maturity, fecundity and reproductive potential of a protected population of the spiny lobster *Palinurus elephas* (Fabricius, 1787) from the western Mediterranean. *Mar Biol*, 143: 583–592.
- GONZÁLEZ-GURRIARÁN, E.; FERNÁNDEZ, L.; FREIRE, J.; MUIÑO, R.; RODRÍGUEZ SOLÓRZANO, M., 1991. Estructura de la comunidad megabentónica (Crustáceos decápodos – *Brachyura* – y peces demersales) de la ría de Ferrol (Galicia, NW España). *Bol Inst Esp Oceanogr*, 7: 89–99.
- GONZÁLEZ-GURRIARÁN, E.; OLASO, I., 1987. Cambios espaciales y temporales de los crustáceos decápodos de la plataforma continental de Galicia (NW de España). *Inv Pesq*, 51: 323–341.
- GOODWIN, T.W., 1980. *The Biochemistry of the Carotenoids: Plants, Vol. 1*. Chapman and Hall, London, UK.
- GOODWIN, T.W., 1984. *The Biochemistry of the Carotenoids: Animals, Vol. 2*. Chapman and Hall, London, UK.
- GUERAO, G.; RIBERA, C., 2000. Population characteristics of the prawn *Palaemon serratus* (Decapoda, Palaemonidae) in a shallow Mediterranean bay. *Crustaceana*, 73 (4): 459-468.
- HAN, X.; SHAHIDI, F., 1995. Extraction of harp seal gastric proteases and their immobilization on chitin. *Food Chem*, 52: 71-76.
- HARRISON, M.; HEINSZ, L., 1989. Shelf-life extension of raw brown shrimp (*Penaeus aztecus*) with potassium sorbate in ices and dips. *J Food Qual*, 12: 243–248.
- HART, D. J.; SCOTT, K. J., 1995. Development and evaluation of an HPLC method for the analysis of carotenoids in foods and the measurement of the carotenoid content of vegetables and fruit commonly consumed in the UK. *Food Chem*, 54: 101–111.
- HATTULA, T., 1997. Adenosine triphosphate breakdown products as a freshness indicator of some fish species and fish products. Academic Dissertation. Technical Research Centre of Finland (VTT), Espoo. 48 p.
- HE, H.; ADDISON, L.; LAWRENCE, R.; RUIYU, L., 1992. Evaluation of dietary essentiality of fat-soluble vitamins, A, D, E and K for penaeid shrimp (*Penaeus vannamei*). *Aquaculture*, 103: 177–185.
- HEARN, A.R., 2004. Reproductive biology of the velvet swimming crab, *Necora puber* (Brachyura: Portunidae), in the Orkney Islands, UK. *Sarsia*, 89 (5): 318-325.
- HILLIS, J.P., 1979. Growth studies on the prawn *Nephrops norvegicus*. *Rapp P –v Réun Cons Int Explor Mer*, 175: 170-175.
- HIRANO, S., 1989. Production and application of chitin and chitosan in Japan. In: G. Skjak-Braek, T. Anthonsen, P. Sandford (Eds), *Chitin and chitosan*. Elsevier Applied Science, London, UK, pp. 51-69.
- HIRANO, S.; NAGAO, N., 1989. Effect of chitosan, pectic acid, lysozyme and chitinase on the growth of several phytopathogens. *Agric Biol Chem*, 53: 3065–3066.

- HIRANO, S.; SEINO, H.; AKIYAMA, Y.; NONAKA, I., 1990. Chitosan: biocompatible material for oral and intravenous administrations. In: G. G. Gebelein, R. L. Dunn (Eds.), *Progress in Biomedical Polymers*. Plenum Press, New York, pp. 283–289.
- HOAGLAND, P. D.; PARRIS, N., 1996. Chitosan/pectin laminated films. *J Agric Food Chem*, 44: 1915-1919.
- HOLTHUIS, L. B., 1980. FAO CATALOGUE Vol.1 - Shrimps and Prawns of the World. An Annotated Catalogue of Species of Interest to Fisheries. *FAO Fish Synop*, 125 (1): 271 p.
- HOLTHUIS, L. B., 1991. FAO Species Catalogue, vol. 13. Marine lobsters of the World. An annotated and illustrated catalogue of species of interest to fisheries known to date. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome, *FAO Fish Synop*, 125 (13): 292 p.
- HOPKINS, P. M.; DURICA, D. S., 1995. Effects of all-trans-retinoic acid on regenerating limbs of the fiddler crab, *Uca pugilator*. *J Exp Zool*, 272: 455–463.
- HORNER, V.; PITTERMANN, W.; WACHER, R., 1997. Efficiency of high molecular weight chitosan in skin care applications. In: A. Domard, G. A. F. Roberts, K. M. Varum (Eds.), *Advances in chitin science*. Jacques Andre Publishers, Lyon, pp. 671–677.
- HOWELL, B.; MATTHEWS, A., 1991. The carotenoids of wild and blue disease affected farmed tiger shrimp (*Penaeus monodon*, Fabricius). *Comp Biochem Physiol*, 98B: 375–379.
- HUIDOBRO, A.; LÓPEZ-CABALLERO, M.; MENDES, R., 2002. Onboard processing of deepwater pink shrimp (*Parapenaeus longirostris*) with liquid ice: Effect on quality. *Eur Food Res Technol*, 214: 469–475.
- HUNT, C. E.; BEHRENS YAMADA, S., 2003. Biotic resistance experienced by an invasive crustacean in a temperate estuary. *Biol Inv*, 5: 33–43.
- HUNTER, E., 1999. Biology of the European spiny lobster, *Palinurus elephas* (Fabricius, 1787) (Decapoda, Palinuroidea). *Crustaceana*, 72: 545-565.
- HUSS, H. H., 1995. Assurance of seafood quality. *FAO Fish Tech Paper*, 334: 169 p.
- HWANG, D.; DAMODARAN, S., 1995. Selective precipitation and removal of lipids from cheese whey using chitosan. *J Agric Food Chem*, 43: 33-37.
- IMERI, A. G.; KNORR, D., 1988. Effect of chitosan on yield and compositional data of carrot and apple juice. *J Food Sci*, 53: 1707-1709.
- INGLE, R.W., 1980. British Crabs. British Museum (Natural History), Oxford, University Press.
- JANGAARD, P., 1975. Fish oils as a source of pigments in trout and salmon feeds. *Fish Res Bd Can*, 55: 1-6.
- JANUÁRIO, F. E. S.; DYKES, G. A., 2005. Effect of sodium metabisulphite and storage temperature on the survival of vibrio cholerae on prawns (*Penaeus monodon*). *World J Microbiol Biotech*, 21:6-7, 1017.
- JEON, Y. J.; SHAHIDI, F.; KIM, S.-K., 2000. Preparation of chitin and chitosan oligomers and their applications in physiological functional foods. *Food Rev Int*, 16 (2): 159-176.
- JEUNIAUX, C., 1986. Chitosan as a tool for the purification of waters. In: R. A. A. Muzzarelli, C. Jeuniaux, G. W. Gooday (Eds.), *Chitin in nature and technology*. Plenum Press, New York, pp. 551-570.
- JEYASEKARAN, G.; GANESAN, P.; ANANDARAJ, R.; SHAKILA, R.J.; SUKUMAR, D., 2006. Quantitative and qualitative studies on the bacteriological quality of Indian white shrimp (*Penaeus indicus*) stored in dry ice. *Food Microbiol*, 23: 526-533.

- JEYASEKARAN, G.; GANESAN, P.; SHAKILA, R. J.; MAHESWARI, K.; SUKUMAR, D., 2004. Dry ice as a novel chilling medium along with water ice for short-term preservation of fish emperor breams, *lethrinus (Lethrinus miniatus)*. *J. Innov Food Sci Emerg Technol*, 5: 485–493.
- JEYAWEERA, V.; SUBASINGHE, S., 1988. Some chemical and microbiological changes during chilled storage of prawns (*Penaeus indicus*). *FAO Fish Rep*, 401: 19–22.
- JOHNSON, L., 1992. Recovery of pigments and chitin from pink shrimp peeling wastes. In: G. J. Flick, R. E. Martin (Eds.), *Advances in seafood biochemistry: composition and quality*. Technomic Publishing Co. Inc., Lancaster and Basel, pp. 1-123
- KAMERMANS, P.; HUITEMA, H. J., 1994. Shrimp (*Crangon crangon* L.) browsing upon siphon tips inhibits feeding and growth in the bivalve *Macoma balthica* (L.). *J Exp Mar Biol Ecol*, 175: 59-75.
- KANTT, C. A.; BOUZAS, J.; DONDERO, M.; TORRES, J. A., 1993. Glucose oxidase/catalase solution for on board control of shrimp microbial spoilage: model studies. *J Food Sci*, 58: 104-107.
- KARUBE, I. I.; ATSUOKA, H.; SUFZUKI, S.; WATANABE, E.; TOYAMA, K., 1984. Determination of fish freshness with an enzyme sensor system. *J Agric Food Chem*, 32: 314 – 319.
- KAS, H. S., 1997. Chitosan: properties, preparation and application to microparticulate systems. *J Microencap*, 14: 689-711.
- KATAGIRI, K.; KOSHIMO, Y.; MAOKI, T.; MATSUNO, T., 1987. Occurrence of pirardixanthin derivatives in the prawn *Penaeus japonicus*. *Comp Biochem Physiol*, 87B: 161–163.
- KENNEDY, J. F.; CABRAL, J. M. S., 1983. Immobilized enzymes. In: W. H. Scouten (Ed.), *Solid phase biochemistry. Analytical and synthetic aspects*. John Wiley and Sons, New York, pp. 253–391.
- KHANAL, D. R.; CHOONTANOM, P.; OKAMOTO, Y.; MINAMI, S.; RAKSHIT, S. K.; CHANDRAKRACHANG, S.; STEVENS, W.F., 2000. Management of fracture with chitosan in dogs. *Ind Vet J*, 77: 1085–1089.
- KHANAL, D. R.; OKAMOTO, Y.; MIYATAKE, K.; SHINOBU, T.; SHIGEMASA, Y.; TOKURA, S.; MINAMI, S., 2001. Protective effects of phosphated chitin (P-chitin) in a mice model of acute respiratory distress syndrome (ARDS). *Carbohydr Polym*, 44: 99– 106.
- KLAUI, H., 1982. Industrial and commercial uses of carotenoids. In: G. Britton, T. W. Goodwin (Eds.), *Carotenoid chemistry and biochemistry*. Proceedings of the 6<sup>th</sup> International Symposium on carotenoids, Liverpool, UK, July-1981. Oxford, Pergamon Press, pp. 26-31.
- KLEIN BRETELER, W.C.M., 1975. Laboratory experiments on the influence of environmental factors on the frequency of moulting and the increase in size at the moulting of juvenile shore crabs, *Carcinus maenas*. *Netherlands J Sea Res*, 9: 100-120.
- KOLBE, E., 1979. Cooling Pacific shrimp (*Pandalus jordani*) with sprayed refrigerated sea water. *J Food Sci*, 44: 1418–1419.
- KNORR, D., 1991. Recovery and utilization of chitin and chitosan in food processing waste management. *Food Tech*, 45 (1): 114-122.
- KOSAKA, T.; KANEKO, Y.; NAKADA, Y.; MATSUURA, M.; TANAKA, S., 1996. Effect of chitosan implantation on activation of canine macrophages and polymorphonuclear cells after surgical stress. *J Vet Med Sci*, 58: 963–967.

- KRAJEWSKA, B., 2004. Application of chitin- and chitosan-based materials for enzyme immobilizations: a review. *Enz Microbial Tech*, 35: 126-139.
- KUO, H. C.; LEE, T. C.; CHICHESTER, C. O.; SIMPSON, K. L., 1976. The carotenoids in the deep sea red crab, *Geryon quinquedens*. *Comp Biochem Physiol*, 54B: 387-390.
- LAGARDÈRE, J., 1971. Les crevettes des côtes du Maroc. Travaux de l'Institut Scientifique Cherifien et de la Faculte des Sciences (Serie Zoologie). 36: 1-140.
- LANNELONGUE, M.; FINNE, G.; HANNA, M.; NICKELSON, R.; VANDERZANT, G., 1982. Storage characteristics of brown shrimp (*Penaeus aztecus*) stored in retail packages containing CO<sub>2</sub>-enriched atmospheres. *J Food Sci*, 47: 911-913, 923.
- LATLIEF, S. J.; KNORR, D., 1983. Effect of chitin as coagulating aid on protein yield, composition and functionality of tomato seed protein concentrates. *J Food Sci*, 48: 1587-1590.
- LATSCHA, T., 1989. The role of astaxanthin in shrimp pigmentation, Adv. Trop. Aquaculture. Aquacop. INFREMER, Actes de Colloque, 9: 319-325.
- LATSCHA, T., 1991. Carotenoids in aquatic animal nutrition. In: D. M. Akiyuma, R. K. Tan (Eds.), *Proceedings of the Aquaculture Feed Processing and Nutrition Workshop*. Thailand and Indonesia, pp. 68-69.
- LAWTON, P., 1989. Predatory interaction between the brachyuran crab *Cancer pagurus* and decapod crustacean prey. *Mar Ecol Progr Ser*, 52: 169-179.
- LAWTON, P.; HUGHES, R.N., 1985. Foraging behaviour of the crab *Cancer pagurus* feeding on the gastropods *Nucella lapillus* and *Littorina littorea*: comparisons with optimal foraging theory. *Mar Ecol Progr Ser*, 27: 147-154.
- LAYRISSÉ, M.; MATCHES, J. R., 1984. Microbiological and chemical changes of spotted shrimp (*Pandalus platyceros*) stored under modified atmospheres. *J Food Prot*, 47: 453-457.
- LE MOULLAC, G.; SOYEZ, C.; SAULINER, D.; ANSQUER, D.; AVARRE, J.; LEVY P., 1998. The effect of hypoxic stress on the immune response and resistance to vibriosis of the shrimp *P. stylirostris*. *Fish Shellfish Immunol*, 8: 621-629.
- LEDOYER, M. 1968 Ecologie de la faune vagile des biotopes méditerranéens accesibles en scaphandre autonome (Région de Marseille principalement) IV. Synthèse de l'étude écologique. *Rec Trav Station Mar d'Endoume* 44(60): 125-295.
- LEE, W. L.; GILCHRIST, B. M., 1972. Pigmentation color change and the ecology of the marine isopod *Idotea ressecata*. *J Exp Mar Biol Ecol*, 10: 1-27.
- LEITÃO, M. F.; RIOS, D. P., 2000. Microbiological and chemical changes in freshwater prawn (*Macrobrachium rosenbergii*) stored under refrigeration. *Brazilian J Microbiol*, 31: 178-183.
- LEMM, C. A.; LEMARIE, C., 1991. Survival and growth of larval striped bass (*Morone saxatilis*) fed *Artemia* enriched with highly unsaturated fatty acids (HUFA). *Aquaculture*, 99: 117-126.
- LI, K.; HWANG, Y.; TSAI, T.; CHI, S., 1996. Chelation of iron ion and antioxidative effect on cooked salted ground pork by N-carboxymethylchitosan (NCMC). *Food Sci Taiwan*, 23: 608-616.
- LIAAEN-JENSEN, S., 1978. Marine carotenoids. In: P. J. Scheuer (Ed.), *Marine natural products. Chemical and biological perspectives, Vol. 2*. Academic Press, New York, pp. 1-73.
- LIM, S. -H.; HUDSON, S. M., 2003. Review of chitosan and its derivatives as antimicrobial agents and their uses as textile chemicals. *J Macromol Sci, C43* (2): 223-269.

- LIÑÁN-CABELLO, M. A.; PANIAGUA-MICHEL, J.; HOPKINS, P. M., 2002. Bioactive roles of carotenoids and retinoids in crustaceans. *Aquaculture Nutr*, 8: 299-309.
- LIÑÁN-CABELLO, M. A.; PANIAGUA-MICHEL, J. J., 1998. New insights on the role of carotenoids in shrimp biotechnology. In: M. Merniers (Ed.), *Proceedings in Marine Biotechnology Application-Commercialisation-Cooperations*. Konrad-Adenauer-Stiftung, Wilhelmshaven, Germany. 25 p.
- LIVERA, G.; ROUILLER-FABRE, V.; DURAND, P.; HABERT, R., 2000. Multiple effects of retinoids on the development of sertoli, germ, and leydig cells of fetal and neonatal rat testis in culture. *Biol Reprod*, 62: 1303-1314.
- LIZÁRRAGA-CUBEDO, H. A., TUCKA, I.; BAILEY, N.; PIERCE, G. J.; KINNEAR, J. A. M., 2003. Comparisons of size at maturity and fecundity of two Scottish populations of the European lobster, *Homarus gammarus*. *Fish Res*, 65: 137-152.
- LLOYD, A. J.; YONGE, C. M., 1947. The biology of *Crangon vulgaris* L. in the Bristol Channel and Severn Estuary. *J Mar Biol Ass UK*, 26: 626-661.
- LONDAHL, G., 1997. Technological aspects of freezing and glazing shrimp. *Infofish Int*, 3: 49-56.
- LÓPEZ-CABALLERO, M.; GONÇALVES, A.; NUNES, M. L., 2002. Effect of CO<sub>2</sub>/O<sub>2</sub>-containing modified atmospheres on packed deepwater pink shrimp (*Parapenaeus longirostris*). *Eur Food Res Technol*, 214: 192-197.
- LÓPEZ-CABALLERO, M.; MARTÍNEZ-ÁLVAREZ, Ó.; GÓMEZ-GUILLÉN, M. C.; MONTERO, P., 2006a. Quality of Norway lobster (*Nephrops norvegicus*) treated with a 4-hexylresorcinol-based formulation. *Eur Food Res Technol*, 222: 425.
- LÓPEZ-CABALLERO, M. E.; MARTÍNEZ-ÁLVAREZ, Ó.; GÓMEZ-GUILLÉN, M. C.; MONTERO, P., 2006b. Effect of natural compounds alternative to commercial antimelanotics on polyphenol oxidase activity and microbial growth in cultured prawns (*Marsupenaeus tiger*) during chilled storage. *Eur Food Res Technol*, 223: 1-7.
- LU, J. X.; PRUDHOMMEAUX, F.; MEUIER, A.; SEDEL, L.; GUILLEMIN, G., 1999. Effects of chitosan on rat knee cartilages. *Biomaterials*, 20: 1937-1944.
- LUÍS, A. M. S., 1982. A avifauna da ilha Berlenga com especial referência à biologia de *Larus argentatus*. Estágio científico da Faculdade de Ciências, Lisboa. 197 p.
- MANTIRI, D. M.; NÈGRE-SADARGUES, G.; CASTILLO, R.; TRILLES, J.P., 1995. Evolution of carotenoid metabolic capabilities during the early development of the European lobster *Homarus gammarus* (Linné, 1758). *Comp Biochem Physiol*, 111B: 553-558.
- MANTIRI, D. M.; NÈGRE-SADARGUES, G.; CHARMATIER, G.; TRILLES, J. P.; MILICUA, J. C.; CASTILLO, R., 1996. Nature and metabolism of carotenoid pigments during the embryogenesis of European Lobster *Homarus gammarus* (Linné, 1758). *Comp Biochem Physiol*, 115: 237-241.
- MARSHALL, H.; MORRISON, A.; STUDER, M.; POPPERL, H.; KRUMLAUF, R., 1996. Retinoids and Hox genes. *FASEB J*, 10: 969-978.
- MARTÍNEZ-ALVAREZ, O.; MONTERO, P.; GÓMEZ-GUILLÉN, M.C., 2004. Controlled atmosphere as coadjuvant to chilled storage for prevention of melanosis in shrimps (*Parapenaeus longirostris*). *Eur Food Res Tech*, 220: 125-130.
- MARTINDÓTTIR, E.; SVEINDÓTTIR, K.; LUTEN, J.; SCHELVIS-SMIT, R.; HYLDIG, G., 2001. Avaliação sensorial da frescura de produtos da pesca (tradução portuguesa por Maria Leonor Nunes, Irineu Batista e Carlos Cardoso). Editado por QIM Eurofish, 53 p.

- MARTINSDÓTTIR, E.; SIGUROARDÓTTIR, H.; MAGNÚSSON, O., 1998. Development and implementation of a computerised sensory system in the quality management of a shrimp factory. 24th Western European Fish Technologists' Association Conference. Tromsø, Norway
- MASCARO, M.; SEED, R., 2001. Foraging behaviour of juvenile *Carcinus maenus* (L.) and *Cancer pagurus* (L.). *Mar Biol*, 139: 1135-1145.
- MATCHES, J.R.; LAYRISSE, M.E., 1985. Controlled atmosphere storage of spotted shrimp (*Pandalus platyceros*). *J Food Prot*, 48: 709-711.
- MATSUMUTO, M.; YAMANAKA, H., 1990. Post-mortem biochemical changes in the muscle of kuruma prawn during storage and evaluation of the freshness. *Nippon Suisan Gakkaishi*, 56: 1145-1149.
- MATSUNO T., 1989. Animal carotenoids. In: N. I. Krinsky, M. M. Mathews-Roth, R. F. Taylor (Eds.), *Carotenoids chemistry and biology*. Plenum Press, New York. pp. 59-74.
- MATSUNO, T.; 2001. Aquatic animal carotenoids. *Fish Sci*, 67: 771-783.
- MATSUNO, T., HIRAO, S., 1989. Marine carotenoids. In: R. G. Ackman (Ed.), *Marine biogenic lipids, fats, and oils, Vol. 1*. CRC Press, Boca Raton, FL., pp. 251-388.
- MAYER, J.; WILEY, B.; HENDERSON, I.; KAPLAN, D., 1989. Physical properties of films produced from the biopolymers pullulan and chitosan produced by *Aureobasidium pullulans* and *M. rouxii*. Abstracts of Annual Meeting of the Am. Soc. For Microbiology. Washington, DC.
- MAYNOU, F.; SARDÀ, F., 1997. *Nephrops norvegicus* population and morphometrical characteristics in relation to substrate heterogeneity. *Fish Res*, 30: 139-149
- MCEVILY, A. J.; IYENGAR, R.; OTWELL, S., 1991. Sulfite alternative prevents shrimp melanosis. *Food Technol*, 45: 80, 82-86.
- MENASVETA, P.; CHAIYANETR, N.; PIYATIRETIVORAKUL, S.; KITTAKOOP, P., 1995. Dietary prophylaxis against yellow-head disease in black tiger shrimp (*Penaeus monodon*). In: T. W. Flegel, P. Menasveta, S. Paisarnrat (Eds.), *Shrimp Biotechnology in Thailand*. NSTDA, Bangkok, Thailand. pp. 61-70.
- MENASVETA, P.; CHOOSUWAP, J.; PIYATIRATIVORAKUL, S.; FAST, A.; LATSCHA, T., 1994. Effect of dietary astaxanthin on gonadal maturation and spawning of giant tiger prawn (*Penaeus monodon* Fabricius). In: L. M. Chou, A. D. Munro, T. J. Lam, T. W. Chen, L. K. Cheong, K. W. Hooi, V. P. E. Phang, C. H. Tan (Eds.), *The Third Asian Fisheries Forum*. Asian Fisheries Society, Manila, Philippines. pp. 713-716.
- MENDES, R., 2003. Guidebook on melanosis inhibitors and processing technology of crustaceans. <http://ipimar-iniap.ipimar.pt/PROJECTOS concluidos.html>. Consultado em Agosto de 2007.
- MENDES, R.; GONÇALVES, A.; PESTANA, J.; PESTANA C., 2005. Indole production and deepwater pink shrimp (*Parapenaeus longirostris*) decomposition. *Eur Food Res Tech*, 221: 320-328.
- MENDES, R.; QUINTA, R.; NUNES, M. L., 2001. Changes in baseline levels of nucleotides during ice storage of fish and crustaceans from the Portuguese coast. *Eur Food Res Tech*, 212: 141-146.
- MERCER, J. P., 1973. Studies on spiny lobsters (Crustacea: Decapoda: Palinuridae) of the west coast of Ireland, with particular reference to *Palinurus elephas*, Fabricius 1787. PhD Thesis. University College, Galway.

- MEYERS, S., 1977. Using crustacean meals and carotenoid fortified diets. *Feedstuffs*, 49: 26-38.
- MEYERS, S., 1994. Developments in world aquaculture, feed formulations, and role of carotenoids. *Pure Appl Chem*, 66: 1069-1076.
- MEYERS, S. P.; LATSCHA, T., 1997. Carotenoids. In: L. D'Abramo, D. E. Conklin, D. M. Akiyama (Eds.), *Crustacean Nutrition. Vol. 6*. World Aquaculture Society, Baton Rouge, LA, USA. pp. 164-193.
- MIKI, W., 1991. Biological functions and activities of animal carotenoids. *Pure Appl Chem*, 63: 141-146.
- MIKI, W.; OTAKI, N.; SHIMIDZU, N.; YOKOYAMA, A., 1994. Carotenoids as free radical scavengers in marine animals. *J Mar Biotech*, 2: 35-37.
- MIKI, W.; YAMAGUSHI, K.; KONOSU, S., 1982. Comparison of carotenoids in the ovaries of marine fish and shellfish. *Comp Biochem Physiol*, 71B: 7-11.
- MIKKELSEN, A.; ENGELSEN, S. B.; HANSEN, H. C. B.; LARSEN, O.; SKIBSTED, L., 1997. Calcium carbonate crystallization in the  $\alpha$ -chitin matrix of the shell of pink shrimp, *Pandalus borealis*, during frozen storage. *J Crystal Growth*, 177: 125-134.
- MIKKELSEN, A.; RØNN, B.; SKIBSTED, L.H., 1999. Formation of white spots in the shell of raw shrimps during frozen storage. Seasonal variation and effects of some production factors. *J Sci Food Agr*, 75: 433-441.
- MILLER, W.R.; SPALDING, D. H.; RISSE, L.A., 1983. Decay, firmness and colour development of Florida bell pepper dipped in chlorine and imazalil and film-wrapped. *Proc Fla State Hort Soc*, 96: 347-350.
- MINAMI, S.; OKAMOTO, Y.; HAMADA, K.; FUKUMOTO, Y.; SHIGEMASA, Y., 1999. Veterinary practice with chitin and chitosan. In: P. Jolles, R. A. A. Muzzarelli (Eds.), *Chitin and Chitinases*. Birkhauser Verlag, Basel, Switzerland, pp. 265-277.
- MONTEIRO, P. A.; ARAÚJO, A.; ERZINI, K.; CASTRO, M., 2001a. Discards of the Algarve (southern Portugal) crustacean trawl fishery. *Hydrobiologia*, 449: 267-277.
- MONTERO, P.; ÁVALOS, A.; PEREZ -MATEOS, M., 2001b. Characterization of polyphenoloxidase of prawns (*Penaeus japonicus*). Alternatives to inhibition additives and high-pressure treatment. *Food Chem*, 75: 317-324.
- MONTERO, P.; LOPEZ-CABALLERO, M. E.; PEREZ-MATEOS, M., 2001. The effect of inhibitors and high pressure treatment to prevent melanosis and microbial growth on chilled prawns (*Penaeus japonicus*). *J Food Sci*, 66: 1201-1206.
- MORAITOPOULOU-KASSIMATI, E., 1973. Distribution and fishing of the lobsters *Palinurus vulgaris* and *Homarus vulgaris* in Greek seas. *Rapp Comm Int Mer Médit*, 22(4), 69-70.
- MORI, M.; MODENA, M.; BIAGI, F., 2001. Fecundity and egg volume in Norway lobster (*Nephrops norvegicus*) from different depths in the northern Tyrrhenian Sea. *Sci Mar*, 65: 111-116
- MORITA, K.; KUBOTA, K.; AISHIMA, T., 2001. Sensory characteristics and volatile components in aromas of boiled prawns prepared according to experimental designs. *Food Res Int*, 34: 473-481.
- MORITA, K.; KUBOTA, K.; AISHIMA, T., 2002. Comparing sensory and gas chromatographic profiles in aromas of boiled squid, prawn, and scallop using full factorial design. *J Food Sci*, 67: 3456-3462.

- MORIZUR, Y., 1981. Evaluation de la perte d'oeufs lors de l'incubation chez *Nephrops norvegicus* (L.) dans la région Sud-Bretagne, France. *Crustaceana*, 41: 301-306.
- MOURA, O.; FIGUEIREDO, I.; MACHADO, P. B.; HENRIQUES, V., 1998. Research on deep-water species off the Portuguese continental coast. ICES CM 1998/O:67, 11 p.
- MUNILLA, I., 1997. Henslow's swimming crab (*Polybius henslowii*) as an important food for yellow-legged gulls (*Larus cachinnans*) in NW Spain. *ICES J Mar Sci*, 54: 631-634.
- MUZZARELLI, R. A. A., 1989. Amphoteric derivatives of chitosan and their biological significance. In: G. Skjak-Braek, T. Anthonsen, P. Sandford (Eds), *Chitin and Chitosan*. Elsevier Appl. Sci., New York, pp. 87-99.
- MUZZARELLI, R. A. A., 1977. *Chitin*. Pergamon Press, Oxford. UK.
- MUZZARELLI, R. A. A.; MATTIOLI-BELMONTE, M.; MUZZARELLI, B.; MATTEI, G.; FINI, M.; BIAGINI, M., 1997. Medical and veterinary applications of chitin and chitosan. In: A. Domard, G. A. F. Roberts, K. M. Varum (Eds.), *Advances in chitin science*. Jacques Andre Publishers, Lyon, pp. 580-589.
- MUZZARELLI, R. A. A.; RAMOS, V.; STANIC, V.; DUBINI, B.; MATTIOLI-BELMONTE, M.; TOSI, G.; GIARDINO, R., 1998. Osteogenesis promoted by calcium phosphate N,N-dicarboxymethyl chitosan. *Carbohydr Polym*, 36: 267-276.
- MUZZARELLI, R. A. A.; ZUCCHINI, C.; ILARI, P.; PUGNALONI, A.; MATTIOLI BELMONTE, M.; BIAGINI, G.; CASTALDINI, C., 1993. Osteoconductive properties of methyl-pyrrolidinone chitosan in an animal model. *Biomaterials*, 14: 925-929.
- NAYLOR, J. K.; TAYLOR, E. W.; BENNETT, D. B., 1999. Oxygen uptake of developing eggs of *Cancer pagurus* (Crustacea: Decapoda: Cancridae) and consequent behaviour of ovigerous females. *J Mar Biol Ass UK*, 79: 305-315.
- NEGRE-SADARGUES, G.; CASTILLO, R.; PETIT, H.; SANCÉ, S.; GOMEZ, R.; MILICUA, J.C.-G.; TRILLES, J.-P., 1993. Utilization of synthetic carotenoids by prawn, *Penaeus japonicus*, reared under laboratory conditions. *Aquaculture*, 110: 151-159.
- NEUMANN, V., 1998. A review of the *Maja squinado* (Crustacea: Decapoda: Brachyura) species-complex with a key to eastern Atlantic and Mediterranean species of the genus. *J Nat History*, 32: 1667-1684.
- NICHOLS, J. H.; THOMPSON, B. M.; CRYER, M., 1982. Production, drift and mortality of the planktonic larvae of the edible crab (*Cancer pagurus*) off the north-east coast of England. *Netherlands J Sea Res*, 16: 173-184.
- NIP, W. K.; MOY, J. H., 1981. Effect of thawing and subsequent chilling on the quality of prawn, *Macrobrachium rosenbergii*. *J Food Proc Preser*, 5: 207-213.
- NO, H. K.; MEYERS, S.P., 1989. Crawfish chitosan as a coagulant in recovery of organic compounds from seafood processing streams. *J Agr Food Chem*, 37: 580-583.
- OCANA, O.; LOSHUERTOS, A. 2005. A new foraging area for *Caretta caretta* in the Mediterranean Sea: the crab *Polybius henslowii* (Decapoda: Brachyura) as a main food resource from North West Africa. 2nd Mediterranean Conference on Marine Turtles, 4-7 May, Kemer, Antalya, Turkey.
- OGAWA, M.; PERDIGÃO, N. B.; SANTIAGO, M. E.; KOZIMA, T. T., 1984. On physiological aspects of black spot appearance in shrimp. *Bull Jap Soc Sci Fish*, 50: 1763-1769.

- OH, C. W.; HARTNOLL, R. G.; NASH, R. D. M., 1999. Population dynamics of the common shrimp, *Crangon crangon* (L.), in Port Erin Bay, Isle of Man, Irish Sea. *ICES J Mar Sci*, 56: 718-733.
- OH, C. W.; HARTNOLL, R. G.; NASH, R. D. M., 2001. Feeding ecology of the common shrimp *Crangon crangon* in Port Erin Bay, Isle of Man, Irish Sea. *Mar Ecol Progr Ser*, 214: 211-223.
- OKADA, S.; NUR, E.; BORHAN, S. A.; YAMAGUCHI, K.Y., 1994. Carotenoid composition in the exoeskeleton of commercial black tiger prawn. *Fish Sci*, 60: 213-215.
- OKAMOTO, Y.; KAWAKAMI, K.; MIYATAKE, K.; MORIMOTO, M.; SHIGEMASA, Y.; MINAMI, S., 2002. Analgesic effects of chitin and chitosan. *Carbohydr Polym*, 49: 249-252.
- OKAMOTO, Y.; SHIBAZAKI, K.; MINAMI, S.; MATSUHASHI, A.; TANIOKA, S.; SHIGEMASA, Y., 1995. Evaluation of chitin and chitosan on open wound healing in dogs. *J Vet Med Sci*, 57: 851-854.
- OKAMOTO, Y.; SOUTHWOOD, L.; STASHAK, T. S.; NORRDIN, R. W.; NELSON, A. W.; MINAMI, S.; MATSUHASHI, A.; KATO, K.; SHIGEMASA, Y., 1997. Effect of chitin on nonwoven fabric implant in tendon healing. *Carbohydr Polym*, 33: 33-38.
- OLSEN, R. L.; JOHANSEN, A.; MYRNES, B., 1990. Recovery of enzymes from shrimp wastes. *Process Biochem*, 25: 67-68.
- OLSON, J. A., 1993. Vitamin A and carotenoids as antioxidants in a physiological context. *J Nutr Sci Vitam*, 39: S57-S65.
- OLSON, V. A.; OWENS, I.P., 1998. Costly sexual signals: are carotenoids rare, risky or required? *Trends Ecol Evol*, 13: 510-514.
- OSER, B. L., 1951. Method for integrating essential amino acid content in the nutritional evaluation of protein. *J Am Diet Ass*, 27: 396-402.
- PAN, B. S.; YEH, W. T., 1993. Biochemical and morphological changes in grass shrimp (*Penaeus monodon*) muscle following freezing by air blast and liquid nitrogen methods. *J Food Biochem*, 17: 147-160.
- PAPADOPOULOS, L. S.; FINNE, G., 1986. Effect of environmental salinity on sensory characteristics of penaeid shrimp. *J Food Sci*, 51: 812-814.
- PAPINEAU, A. M.; HOOVER, D. G.; KNORR, D.; FARKAS, D. F., 1991. Antimicrobial effect of water-soluble chitosans with high hydrostatic pressure. *Food Biotech*, 5: 45-57.
- PATERSON, B.; GOODRICK, G.; GRAUF, S., 1995. Inosine monophosphate (IMP) concentration in shrimp flesh cannot be used as an index of "freshness" when comparing shrimp that have been harvested in different ways. *J Aquatic Food Prod Tech*, 43: 59-74.
- PAWTLOWSKA, E., 1997. The assessment of influence of chitosan on the dental pulp in rats. In: A. Domard, G. A. F. Roberts, K. M. Varum (Eds.), *Advances in chitin science*. Jacques Andre Publishers, Lyon, pp. 705-710.
- PÉREZ-FARFANTE, I., 1982. The geminate shrimp species *Parapenaeus longirostris* and *Parapenaeus politus* (Crustacea: Decapoda: Penaeoidea). *Quad Lab Tec Pesc*, 3: 187-205.
- PETIT, H.; NEGRE-SARDAGUES, G.; CASTILLO, R.; TRILLES, J.P., 1997. The effects of dietary astaxanthin on growth and moulting cycle of postlarval stages of the prawn, *Penaeus japonicus* (Crustacea, Decapoda). *Comp Biochem Physiol*, 117B: 539-544.

- PETIT, H.; SANCE, S.; NEGRE-SADARGUES, G.; CASTILLO, R.; TRILLES, J.P., 1991. Ontogeny of carotenoid metabolism in the prawn *Penaeus japonicus* Bate (1888) (Crustacea Penaeidae). A qualitative approach. *Comp Biochem Physiol*, 99B: 667–671.
- PHILLIPS, C. A., 1996. Modified atmosphere packaging and its effects on the microbial quality and safety of product. *Int J Food Sci Tech*, 31: 463-479.
- PIÑEIRO, C.; BARROS-VELÁZQUEZ, J.; AUBOURG, S.P., 2004. Effects of newer slurry ice systems on the quality of aquatic food products: a comparative review versus flake ice chilling methods. *Trends Food Sci Tech*, 15: 575–582.
- PINN, E. H.; ANSELL, A.D., 1993. The effect of particle size on the burying ability of the brown shrimp *Crangon crangon*. *J Mar Biol Ass UK*, 73: 365-377.
- PINOTTI, A.; BEVILACQUA, A.; ZARITZKY, N., 1997. Optimization of the flocculation stage in a model system of a food emulsion waste using chitosan as polyelectrolyte. *J Food Eng*, 32: 69-81.
- PIQUION, J. C., 1985. La langoustine le noircissement: comment y remédier? *Equinoxe*, 1:32-36.
- PISKIN, A. K., 1993. Therapeutic potential of immobilized enzymes. *NATO ASI*, E252: 191–200.
- PORTO, A.; OLIVEIRA, L., 2006. Tabela da Composição de Alimentos. Lisboa: Instituto Nacional de Saúde Dr. Ricardo Jorge, pp. 94-95.
- PUTRO, S., 1989. Dry ice-possible uses in fresh and live fish handling. *Infofish Int*, 4: 24–25.
- QUEIROGA, H., 1996. Distribution and drift of the crab *Carcinus maenas* (L.) (Decapoda, Portunidae) larvae over the continental shelf off northern Portugal in April 1991. *J Plankton Res*, 18: 1981-2000.
- RABEA, E. I.; BADAWY, M. E.-T.; STEVENS, C. V.; SMAGGHE, G.; STEURBAUT, W., 2003. Chitosan as antimicrobial agent: applications and mode of action. *Bio-macromolecules*, 4 (6): 1457-1465.
- RAMISZ, A.; CZERWIŃSKI, S.; WOJTASZ-PAJAK, A.; BALICKA-LAURANS, A., 1994. The influence of chitosan on health and production in pigs. In: Z. S. Karnicki, A. Wojtasz-Pajak, M. M. Brzeski, P. J. Bykowski (Eds.), *Chitin World*. Bremerhaven: Wirtschafstverlag, NW, pp. 612–616.
- REGNAULT, M., 1994. Effect of air exposure on ammonia excretion and ammonia content of branchial water of the crab *Cancer pagurus*. *J Exp Zool*, 268: 208-217.
- REILLY, A.; DANGLA, E.; DELA CRUZ, A., 1986. Post-harvest spoilage of shrimp (*Penaeus monodon*). *Proceedings of First Asian Fisheries Forum*, Manila, pp. 455–458.
- RELINI, L. O.; ZAMBONI, A.; FIORENTINO, F.; MASSI, D., 1998. Reproductive patterns in Norway lobster *Nephrops norvegicus* (L.), (Crustacea Decapoda Nephropidae) of different Mediterranean areas. *Sci Mar*, 62: 25-41.
- RIBEIRO-CASCALHO, A.; ARROBAS, I., 1987. Observations on the biology of *Parapenaeus longirostris* (Lucas, 1846) from the south coast of Portugal. *Inv Pesq*, 51 (Supl.1): 201-212.
- RØNNESTAD, I. ; KOVEN, W. ; TANDLER, A. ; HAREL, M. ; and FYHN, H. , 1998. Utilization of yolk fuel in developing eggs and larvae of the European seabass (*Dicentrarchus labrax*). *Aquaculture* 162 : 157-170

- ROSA, R.; MORAIS, S.; CALADO, R.; NARCISO, L.; NUNES, M. L., 2003. Biochemical changes during the embryonic development of Norway lobster, *Nephrops norvegicus* (Crustacea: Decapoda). *Aquaculture*, 221 (1-4): 507-522.
- ROSA, R.; NUNES, M. L., 2002a. Biochemical changes during the reproductive cycle of deep-sea decapod *Nephrops norvegicus* on the south Portuguese coast. *Mar Biol*, 141 (6): 1001-1009.
- ROSA, R.; NUNES, M. L., 2002b. Influence of the reproductive cycle on the biochemical composition of deep-sea decapod *Parapenaeus longirostris* in the Portuguese south coast. *J Shellfish Res*, 21 (2): 843-849.
- ROSA, R.; NUNES, M. L., 2003a. Biochemical composition of deep-sea decapod crustaceans with two different benthic life strategies in the Portuguese south coast. *Deep Sea Res I*, 50 (1): 119-130.
- ROSA, R.; NUNES, M. L., 2003b. Tissue biochemical composition in relation to the reproductive cycle of deep-sea decapod *Aristeus antennatus* in the south Portuguese coast. *J Mar Biol Ass UK*, 83: 963-970.
- ROSA, R.; NUNES, M. L., 2003c. Seasonal changes in nucleic acids, amino acids and protein content in juvenile Norway lobster (*Nephrops norvegicus*). *Mar Biol*, 143 (3): 565-572.
- ROSA, R.; NUNES, M. L., 2004a. Nutritional quality of red shrimp, *Aristeus antennatus* (Risso), pink shrimp, *Parapenaeus longirostris* (Lucas) and Norway lobster, *Nephrops norvegicus* (Linnaeus). *J Food Sci Agr*, 84 (1): 89-94.
- ROSA, R.; NUNES, M. L., 2004b. RNA, DNA and protein concentrations and amino acid profiles of deep-sea decapod *Aristeus antennatus*: an indication for seasonal variations of nutrition and growth. *Aquat Living Res*, 17: 25-30.
- ROSA, R.; NUNES, M. L., 2005. Seasonal patterns of nucleic acid concentrations and amino acid profiles of *Parapenaeus longirostris* (Crustacea, Decapoda): relation to growth and nutritional condition. *Hydrobiologia*, 537 (1-3): 207-216.
- RUIZ-CAPILLAS, C.; MORALES, J.; MORAL, A., 2003. Preservation of bulk-stored Norway lobster at 1 °C in controlled and modified atmospheres. *Eur Food Res Tech*, 217: 466-470.
- RUIZ-CAPILLAS, C.; MORAL, A., 2004. Free amino acids in muscle of Norway lobster (*Nephrops norvegicus*) in controlled and modified atmospheres during chilled storage. *Food Chem*, 86: 85-91.
- RWAN, J.; WU, J., 1996. Deacidification of grapefruit juice with chitosan. *Food Sci*, 23: 509-519.
- SAGI, A.; RISE, M.; ISAM, K.; ARAD, S., 1995a. Carotenoid and their derivatives in organs of the maturing female crayfish *Cherax quadricarinatus*. *Comp Biochem Physiol*, 112B: 309-313.
- SAINCLIVIER, M., 1983. L'industrie alimentaire halieutique. Bulletin scientifique et technique. École Nationale Supérieure Agronomique et Centre de Recherches. Rennes, Vol I, 263 p.
- SAITO, A.; REGIER, L. W., 1971. Pigmentation of brook trout (*Salvelinus fontinalis*) by feeding dried crustacean waste. *J Fish Res Bd Can*, 28: 509-512.
- SAMPEDRO, M.-P.; GONZÁLEZ-GURRIARÁN, E.; FREIRE, J., 2003. Moulting cycle and growth of *Maja squinado* (Decapoda: Majidae) in coastal habitats of Galicia, north-west Spain. *J Mar Biol Ass UK*, 83: 995-1005.

- SAMPEDRO, M.-P.; GONZÁLEZ-GURRIARÁN, E.; FREIRE, J.; MUIÑO, R., 1999. Morphometry and sexual maturity in the spider crab *Maja squinado* (Decapoda: Majidae) in Galicia, Spain. *J Crustacean Biol*, 19: 578-592.
- SANTIAGO, P. A.; LOSADA, V.; PRADO, M.; MIRANDA, J. M.; BARROS-VELÁZQUEZ, J., 2007. Improvement of the commercial quality of chilled Norway lobster (*Nephrops norvegicus*) stored in slurry ice: Effects of a preliminary treatment with an antimelanotic agent on enzymatic browning. *Food Chem*, 103: 741-748.
- SARDÀ, F., 1995. A review (1967-1990) of some aspects of the life history of *Nephrops norvegicus*. *ICES Mar Sci Symp*, 199: 78-88.
- SARDÀ, F.; VALLADARES, F.J., 1989. Gastric evacuation of different foods by *Nephrops norvegicus* (Crustacea: Decapoda) and estimation of soft tissue ingested, maximum food intake and cannibalism in captivity. *Mar Biol*, 104: 25-30.
- SASI, M.; JEYASEKARAN, G.; SHANMUGAM, S. A.; SHAKILA, R. J., 2002. Effect of dry ice in preserving the fresh shrimps (*Penaeus semisulcatus*). *Indian J Fish*, 49: 397-403.
- 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. Metabolism of carotenoids and in vivo racemization of (3S, 3'S) astaxanthin in the crustacean *Penaeus*. *Meth Enzymol*, 214: 148-168.
- SCHWARTZ, S. H.; TAN, B. C.; MCCARTY, D. R.; WELCH, W.; ZEEVAART, J.A., 2003. Substrate specificity and kinetics for VP14, a carotenoid cleavage dioxygenase in the ABA biosynthetic pathway. *Biochim Biophys Acta*, 1619: 9-14.
- SEBRANEK, J. G., 1982. Use of cryogenics for muscle foods. *Food Tech*, 36: 120-127.
- SENSTAD, C.; MATTIASSON, B., 1989. Affinity-precipitation using chitosan as ligand carrier. *Biotech Bioeng*, 33: 216-220.
- SENSTAD, C.; MATTIASSON, B., 1989. Purification of wheat germ agglutinin using affinity flocculation with chitosan and a subsequent centrifugation or floatation step. *Biotech Bioeng*, 34: 387-393.
- SEO, H. J.; MITSUHASHI, K.; TANIBE, H., 1992. Advances in Chitin and Chitosan. C. J. Brine, P. A. Sandford, J. P. Zikakis (Eds). Elsevier Applied Science: New York, pp. 34-40.
- SHAHABEDDIN, I.; BERTHOD, F.; DAMOUR, O.; COLLOMBEL, C., 1990. Characterization of skin reconstructed on a chitosan cross-linked collagen-glycosaminoglycan matrix. *Skin Pharmacol*, 3: 107-114.
- SHAHIDI, F., 1994a. Seafood proteins and preparation of protein concentrates. In: F. Shahidi, J. R. Botta (Eds.), *Seafoods: chemistry, processing technology and quality*. Blackie Academic & Professional, London, pp. 3-9.
- SHAHIDI, F., 1994b. Proteins from seafood processing discards. In: Z. E. Sikorski, B. S. Pan, F. Shahidi (Eds.), *Seafood Proteins*. Chapman and Hall, New York, pp. 171-193.
- SHAHIDI, F., 1995. Role of chemistry and biotechnology in value-added utilization of shellfish processing discards. *Can Chem News*, 47: 25-29.
- SHAHIDI, F., 1997. Shellfish discard utilization. In: F. Shahidi, Y. Jones, D. D. Kitts (Eds.), *Seafood safety, processing, and biotechnology*. Technomic Publishing Co., Inc., Basel, Switzerland, pp. 131-138.
- SHAHIDI, F.; ARACHCHI, J. K. V.; JEON, Y.-L., 1999. Food applications of chitin and chitosans. *Trends Food Sci. Tech*, 10: 37-51.

- SHAHIDI, F.; SYNOWIECKI, J., 1991. Isolation and characterization of nutrients and value-added products of snow crab (*Chionoecetes opilio*) and shrimp (*Pandalus borealis*) processing discards. *J Agr Food Chem*, 39: 1527-1532.
- SHAHIDI, F.; SYNOWIECKI, J.; PENNEY, R. W., 1992. Pigments in salmonid fish meat. *Meat Focus Int*, 1: 319-320.
- SHAHIDI, F.; SYNOWIECKI, J.; PENNEY, R.W., 1993. Pigmentation of Arctic char (*Salvelinus alpinus*) by dietary carotenoids. *J Aquat Food Prod Tech*, 2 (1): 99-115.
- SHAMSAD, S. I.; NISA, K.; RIAZ, M.; ZUBERI, R.; QUADRI, R. B., 1990. Shelf life of shrimp (*Penaeus merguensis*) stored at different temperatures. *J Food Sci*, 55(5): 1201-1205.
- SIMPSON, B. K.; GAGNE, N.; SIMPSON, M.V., 1994. Bioprocessing of chitin and chitosan. In: A. M. Martin (Ed.), *Fisheries Processing: Biotechnological Applications*. Chapman and Hall, London, UK, pp. 155-173.
- SIMPSON, B. K.; HAARD, N.F., 1985. THE use of proteolytic enzymes to extract carotenoproteins from shrimp wastes. *J Appl Biochem*, 7: 212-222.
- SIMPSON, B. K.; MARSHALL, M. R.; OTWELL, W. S., 1987. Phenoloxidase from shrimp (*Penaeus setiferus*): purification and some properties. *J Agric Food Chem*, 35: 918-921.
- SIMPSON, K., 1982. Carotenoid pigments in seafood. In: R. Martin, G. Flick, C. Hebard, D. Ward (Eds.), *Chemistry and biochemistry of marine food products*. AVI Publishing Co., Connecticut, pp. 115-136.
- SIMPSON, K., 1983. Relative value of carotenoids as precursors of vitamin A. *Proc Nutr Soc*, 42: 7-17.
- SINGLA, A. K.; CHAWLA, M., 2001. Chitosan: some pharmaceutical and biological aspects – an update. *J Pharmacy Pharmacol*, 53: 1047-1067.
- SISO, M. I. G.; LANG, E.; CARRENO-GOMEZ, B.; BECERRA, M.; ESPINAR, F. O.; MENDEZ, J.B., 1997. Enzyme encapsulation on chitosan microbeads. *Proc Biochem*, 32: 211-216.
- SIVERTSVIK, M.; JEKSRUD, W. K.; ROSNES, J. T., 2002. A review of modified atmosphere packaging of fish and fishery products - significance of microbial growth, activities and safety. *Int J Food Sci Tech*, 37: 107-127.
- SIVERTSVIK, M.; BIRKELAND, S., 2006. Effects of soluble gas stabilisation, modified atmosphere, gas to product volume ratio and storage on the microbiological and sensory characteristics of ready-to-eat shrimp (*Pandalus borealis*). *Food Sci Tech Inter*, 12: 445-454.
- SKAJA, K.; FERNO, A.; LOKKEBORG, S.; HAUGLAND, E.K., 1998. Basic movement pattern and chemo-oriented search towards baited pots in edible crab (*Cancer pagurus* L.). *Hydrobiologia*, 371/372: 143-153.
- SMITH, R.; NICKELSON, R.; MARTIN, R.; FINNE, G., 1984. Bacteriology of indole production in shrimp homogenates held at different temperatures. *J Food Prot*, 47: 861-864.
- SOTO-PERLATA, N. V.; MULLER, H.; KNORR, D., 1989. Effect of chitosan treatments on the clarity and color of apple juice. *J Food Sci*, 54: 495-496.
- SPAGNA, G.; PIFFERI, P. G.; RANGONI, C.; MATTIVI, F.; NICOLINI, G.; PALMONARI, R., 1996. The stabilization of white wines by adsorption of phenolic compounds on chitin and chitosan. *Food Res Inter*, 29: 241-248.

- SPINELLI, J.; LEHMAN, L.; WIEG, D., 1974. Composition, processing and utilization of red crab (*Pleuroncodes planipes*) as an aquacultural feed ingredients. *J Fish Res Bd Can*, 31: 1025-1029.
- SPINELLI, J.; MAHNKEN, C., 1978. Carotenoid deposition in pen-reared salmonids fed diets containing oil extracts of red crab (*Pleuroncodes planipes*). *Aquaculture*, 13: 213-223.
- SPRUNG, M., 2001. Larval abundance and recruitment of *Carcinus maenas* L. close to its southern geographical limit: a case of match and mismatch. *Hydrobiologia*, 449: 153-158.
- SRIKET, P.; BENJAKUL, S.; VISESSANGUAN, W.; KIJROONGROJANA, K., 2007. Comparative studies on the effect of the freeze–thawing process on the physicochemical properties and microstructures of black tiger shrimp (*Penaeus monodon*) and white shrimp (*Penaeus vannamei*) muscle. *Food Chem*, 104: 113-121.
- SRINIVASAN, S.; XIONG, Y. L.; BLANCHARD, S. P.; TIDWELL, J. H., 1998. Effects of freezing and thawing methods and storage time on physicochemical properties of freshwater prawns (*Macrobrachium rosenbergii*). *J Aquatic Food Prod Tech*, 7: 47–68.
- SUDHARSHAN, N. R.; HOOVER, D. G.; KNORR, D., 1992. Anti-bacterial action of chitosan. *Food Biotech*, 6: 57-272.
- SUN, W.; PAYNE, G. F., 1996. Tyrosinase-containing chitosan gels: a combined catalyst and sorbent for selective phenol removal. *Biotech Bioeng*, 51: 79-86.
- SWARTZENTRUBER, A.; SCHWAB, A. H.; DURAN, A. P.; WENTZ, B. A.; READ R. B., 1980. Microbiological quality of frozen shrimp and lobster tail in the retail market. *Appl Environ Microbiol*, 40: 765–769.
- SNOWIECKI, J.; AL-KHATEEB, N., 2000. The recovery of protein hydrolysate during enzymatic isolation of chitin from shrimp *Crangon crangon* processing discards. *Food Chem*, 68: 147-152.
- SNOWIECKI, J.; AL-KHATEEB, N., 2003. Production, properties, and some new applications of chitin and its derivatives. *Crit Rev Food Sci Nutr*, 43 (2): 145-171.
- SNOWIECKI, J.; SHAHIDI, F.; PENNEY, R. W., 1993. Nutrient composition of meat and uptake of carotenoids by Arctic char (*Salvelinus alpinus*). *J Aquat Food Prod Tech*, 2 (3): 37-59.
- SNOWIECKI, J.; SIKORSKI, Z. E.; NACZK, M.; PIOTRZKOWSKA, H., 1982. Immobilization of enzymes on krill chitin activated by formaldehyde. *Biotech Bioeng*, 24: 1871-1876.
- TACON, A. G., 1981. Speculative review of possible carotenoid function in fish. *Progr Fish Culturist*, 43: 205–208.
- TAKEUCHI, T.; DEDI, J.; EBISAWA, C.; WATANABE, T.; SEIKAI, T.; HOSAYA, K.; NAKAZOE, J., 1995. The effect of  $\beta$ -carotene and vitamin A enriched *Artemia* nauplii on the malformation and color abnormality of larval Japanese flounder. *Fish Sci*, 61: 141–148.
- TAKEUCHI, T.; DELI, J.; HAGA, Y.; SEIKAI, T.; WATANABE, T., 1998. Effect of vitamin A compounds on bone deformity in larval Japanese flounder (*Paralichthys olivaceus*). *Aquaculture*, 169: 155–165.
- TAOUKIS, P. S.; LABUZA, T. P.; LILLEMOM, J. H.; LIN, S. W., 1990. Inhibition of shrimp melanosis (black spot) by ficin. *Lebensmittel-Wissenschaft and Technologie*, 23: 52–54.
- TAYLOR, S. L.; BUSH, R. K., 1986. Sulphite as food ingredients. *Food Tech*, 40: 47–52.
- THOME, J. P.; DAELE, Y.V., 1986. Adsorption of polychlorinated biphenyls (PCB) on chitosan and application to decontamination of polluted stream waters. In: R. A. A. Muzzarelli, C.

- Jeuniaux, G. W. Gooday (Eds.), *Chitin in nature and technology*. Plenum Press, New York, USA, pp. 551-554.
- THOMPSON, B. M.; LAWLER, A. R.; BENNETT, D. B., 1995. Estimation of the spatial distribution of spawning crabs (*Cancer pagurus* L.) using larval surveys of the English Channel. *ICES Mar Sci Symp*, 199: 139-150.
- THRESHER, R. E. (ed.), 1997. *Proceedings of the First International Workshop on the Demography, Impacts, and Management of Introduced Populations of the European Green Crab, Carcinus maenas*. CSIRO Marine Laboratories, Hobart, Tasmania. CSIRO-CRIMP.
- TOBAR, R.; SARDÀ, F., 1987. Análisis de las capturas de gamba rosada, *Aristeus antennatus* (Risso, 1816) en los últimos decenios en Cataluña. *Inf Téc Inst Cien Mar Barcelona*, 142: 1-20.
- TORRISSEN, O.J., 1984. Pigmentation of salmonids-effect of carotenoids in eggs and start-feeding diet on survival and growth rate. *Aquaculture*, 43, 185–193.
- TORRISEN, O. J., 1989. Pigmentation of salmonids: interactions of astaxantin and cantaxanthin on pigment deposition in rainbow trout. *Aquaculture*, 79: 363-374.
- TORRISEN, O. J.; HARDY, R. W.; SHEARER, K.D., 1989. Pigmentation of salmonids – carotenoid deposition and metabolism. *Crit Rev Aquat Sci*, 1: 209-225.
- TREVAN, M. D., 1980. *Immobilized enzymes: an introduction and application in biotechnology*. John Wiley and Sons, New York, USA.
- TRIANAFYLLIDIS, A.; APOSTOLIDIS, A. P.; KATSARES, V.; KELLY, E.; MERCER, J.; HUGHES, M.; JØRSTAD, K. E.; TSOLOU, A.; HYNES, R.; TRIANTAPHYLLIDIS, C., 2005. Mitochondrial DNA variation in the European lobster (*Homarus gammarus*) throughout the range. *Mar Biol*, 146: 223-235.
- TSIGOS, I.; MARTINOOU, A.; KAFETZOPOULOS, D.; BOURIOTIS, V., 2000. Chitin deacetylases: new versatile tools in biotechnology. *Tibtech*, 18: 305–312.
- TUCK, I. D.; TAYLOR, A. C.; ATKINSON, R. J. A., 1997. Biochemical composition of *Nephrops norvegicus*: changes associated with ovary maturation. *Mar Biol*, 129: 505-511.
- TULLY, O.; ROANTREE, V.; ROBINSON, M., 2001. Maturity, fecundity and reproductive potential of the European lobster (*Homarus gammarus*) in Ireland. *J Mar Biol Ass UK*, 81: 61-68.
- UDEKEM D'ACÓZ, C., 1999. Inventaire et distribution des crustacés décapodes de l'Atlantique nord-oriental, de la Méditerranée et des eaux continentales adjacentes au nord de 25° N. *Patrimoines naturels (M.N.H.N./S.P.N.)* 40: 1-383
- UE, 1996. Regulamento CE, 2406/96 do Conselho de 26 de Novembro de 1996 relativo à Fixação de Normas Comuns de Comercialização para Certos Produtos da Pesca. JO L 334, 1.
- UE, 2006. Directiva 2006/52/CE do Parlamento Europeu e do Conselho, de 5 de Julho de 2006, que altera a Directiva 95/2/CE relativa aos aditivos alimentares com excepção dos corantes e dos edulcorantes e a Directiva 94/35/CE relativa aos edulcorantes para utilização nos géneros alimentares. JO L 204, 10.
- UENO, H.; YAMADA, H.; TANAKA, I.; KABA, N.; MATSUURA, M.; OKUMURA, M.; KADOSAWA, T.; FUJINAGA, T., 1999. Accelerating effects of chitosan for healing at early phase of experimental open wound in dogs. *Biomaterials*, 20: 1407– 1414.

- URAGAMI, T.; MATSUDA, T.; OKUNO, H.; MIYATA, T., 1994. Structure of chemically modified chitosan membranes and their characteristics of permeation and separation of aqueous ethanol solutions. *J Membrane Sci*, 88: 243-251.
- VAN DE VELDE, F.; LOURENÇO, N. D.; PINHEIRO, H. M.; BAKKER, M., 2002. Carrageenan: a food-grade and biocompatible support for immobilisation techniques. *Adv Synth Catal*, 344: 815-35.
- VAN DER MEEREN, G. I., 1994. Sex- and size-dependent mating tactics in a natural population of shore crabs *Carcinus maenas*. *J Anim Ecol*, 63: 307-314.
- VANDERZANT, C.; MROZ, E.; NICKELSON, R., 1970. Microbial flora of Gulf of Mexico and pond shrimp. *J Milk Food Tech*, 33: 346-351.
- VANDERZANT, C.; COBB, B. F.; THOMPSON, C. A.; PARKER, J.C., 1973. Microbial flora, chemical characteristics and shelf life of four species of pond reared shrimp. *J Milk Food Tech*, 36: 443-449.
- VINCENT, M.; RAMOS, L.; OLIVA, L., 1988. Variations qualitatives et quantitatives des pigments caroténoïdes dans l'ovaire et l'hépatopancréas de *Penaeus schmitti* au cours de la maturation ovarienne. *Arch Int Physiol Biochim*, 96: 155-164.
- VOLESKY, B., 1987. Biosorbents for metal recovery. *Trends Biotech*, 5: 96-99.
- WACHTER, R.; STENBERG, E., 1996. Hydagen, CMF in cosmetic applications. Efficacy in different *in vitro* measurements. *Adv Chitin Chem*, 1: 381-388.
- WANG, G., 1992. Inhibition and inactivation of five species of food-borne pathogens by chitosan. *J Food Prot*, 55: 916-919.
- WANG, X.; MA, J.; WANG, Y.; HE, B., 2002. Bone repair in radii and tibiae of rabbits with phosphorylated chitosan reinforced calcium phosphate cements. *Biomaterials*, 23: 4167-4176.
- WEEDON, B. C. L.; MOSS, G.P., 1995. Structure and nomenclature. In: G. Britton, S. Leeaen-Jensen, H. Pfander (Eds.), *Carotenoids, Vol. 1A: Isolation and Analysis*. Birkhauser Verlag, Basel, pp. 27-70.
- WEIST, J. L.; KAREL, M., 1992. Development of a fluorescence sensor to monitor lipid oxidation. 1. Fluorescence spectra of chitosan powder and polyamide powder after exposure to volatile lipid oxidation products. *J Agr Food Chem*, 40: 1158-1162.
- WHITFIELD, F. B.; HELIDONIOTIS, H. F.; SHAW, K. J.; SVORONOS, D., 1997. Distribution of bromophenols in Australian wild-harvested and cultivated prawns. *J Agr Food Chem*, 45: 4398-4405.
- WOLF, G., 1984. Multiple functions of vitamin A. *Physiol Rev*, 64: 873-937.
- WONG, D. W. S.; GASTINEAU, F. A.; GREGORSKI, K. A.; TILLIN, S. J.; PAVLATH, A. E., 1992. Chitosan-lipid films: microstructure and surface energy. *J Agr Food Chem*, 40: 540-544.
- WOODLEY, J.M., 1992. Immobilized biocatalysts. *Solid Supp Catal Org Synth* 1992: 254-271.
- WYBAN, J.; MARTINEZ, G.; SWEENEY, J., 1997. Adding paprika to *Penaeus vannamei* maturation diet improves nauplii quality. *J World Aquac*, 32: 59-62.
- XIONG, S.; XIONG, Y. L.; BLANCHARD, S. P.; WANG, B.; TIDWELL, J.H., 2002. Evaluation of tenderness in prawns (*Macrobrachium rosenbergii*) marinated in various salt and acid solutions. *Int J Food Sci Tech*, 37: 291-296.

- YAMADA, S.; TANAKA, Y.; SEMEESHIMA, M.; ITO, Y., 1990. Pigmentation of prawn (*Penaeus japonicus*) with carotenoids. I. Effect of dietary astaxanthin,  $\beta$ -carotene and cantaxanthin on pigmentation. *Aquaculture*, 87: 323–330.
- YAMAGATA, M.; LOW, L. K., 1995. Banana shrimp, *Penaeus merguensis*, quality changes during iced and frozen storage. *J Food Sci*, 60: 721–726.
- YOSHIHARA, Y.; ISHII, T.; NAKAJIMA, Y.; TOJIMA, T.; TOKURA, S., 1997. Study of carboxymethylchitin and hydroxyapatite composite for bone repairing. In: A. Domard, G. A. F. Roberts, K. M. Varum (Eds.), *Advances in chitin science*. Jacques Andre Publishers, Lyon, pp. 682–687.
- ZAGALSKY, P. F.; CECCALDI, H. J.; DUMAS, R., 1970. Comparative studies on some decapod crustacean caroteno-proteins. *Comp Biochem Physiol*, 34: 579–607.
- ZAINAL, K. A. Y.; TAYLOR A. C.; ATKINSON, R. J. A., 1992. The effect of temperature and hypoxia on the respiratory physiology of the squat lobster *Munida rugosa* and *Munida sarsi* (Anomura, Galatheidae). *Comp Biochem Physiol*, 101A: 557–567.
- ZARIQUIEY-ÁLVAREZ, R., 1968. Crustáceos decápodos ibéricos. *Inv Pesq*, 32: 1–510.
- ZENG, Q. Z.; THORARINSDOTTIR, K. A.; OLAFSDOTTIR, G., 2005. Quality changes of shrimp (*Pandalus borealis*) stored under different cooling conditions. *J Food Sci*, 70: s459–s466.
- ZHANG, D.; QUANTICK, C., 1997. Effect of chitosan coating on enzymatic browning and decay during post-harvest storage of litchi (*Litchi chinensis* Sonn.) fruit. *Postharvest Biol Tech*, 12: 195–202.
- ZUBAY, G. L.; PARSON, W. W.; VANCE, D. E., 1995. *Principles of biochemistry*. Wm. C. Brown Publishers, Dubuque.

## AGRADECIMENTOS

---

A presente publicação foi realizada no âmbito do projecto “Benefícios e perigos associados aos produtos da pesca e aquicultura” (BENPER - Ref. 22-05-01-FDR-000 41), no contexto do PO MARE, do QCA III, programa co-financiado pela União Europeia.

Os autores agradecem aos Engenheiros Irineu Batista e Carlos Cardoso pela leitura atenta e dedicada do manuscrito.





# PUBLICAÇÕES AVULSAS DO IPIMAR

**1994**

**N.º 1 - SEMINÁRIO SOBRE RECURSOS HALIÉUTICOS, AMBIENTE, AQUACULTURA E QUALIDADE DO PESCADO DA PENÍNSULA DE SETÚBAL** - Setúbal, 26 - 27 Abril 1994

**1996**

**N.º 2 - CATÁLOGO DOS PEIXES DO ARQUIPÉLAGO DE CABO VERDE** - F. Rainer

**2000**

**N.º 3 - MANUAL SOBRE DOENÇAS DE PEIXES ÓSSEOS** - Jaime Menezes

**N.º 4 - CLASSIFICAÇÃO DE ARTES E MÉTODOS DE PESCA** - Fernando Rui Rebordão

**N.º 5 - CONTRIBUIÇÃO PARA O CONHECIMENTO DAS ARTES DE PESCA UTILIZADAS NO RIO MINHO**  
- Rogélia Martins; Fernando Rui Rebordão; Miguel Carneiro

**N.º 6 - CONTRIBUIÇÃO PARA O CONHECIMENTO DAS ARTES DE PESCA UTILIZADAS NO RIO GUADIANA** - Miguel Carneiro; Fernando Rui Rebordão; Rogélia Martins

**2002**

**N.º 7 - CONTRIBUIÇÃO PARA O CONHECIMENTO DAS ARTES DE PESCA UTILIZADAS NO RIO LIMA** - Rogélia Martins; Fernando Rui Rebordão; Miguel Carneiro

**2004**

**N.º 8 - CONTRIBUIÇÃO PARA O CONHECIMENTO DAS ARTES DE PESCA UTILIZADAS NA RIA DE AVEIRO** - Miguel Carneiro; Rogélia Martins; Fernando Rui Rebordão; Manuel Sobral

**N.º 9 - PRODUTOS DA PESCA - QUALIDADE, SEGURANÇA E INOVAÇÃO TECNOLÓGICA** - Jornadas Técnicas e Científicas do IPIMAR - ACTAS

**N.º 10 - CONTRIBUIÇÃO PARA O CONHECIMENTO DAS ARTES DE PESCA UTILIZADAS NO RIO SADO**  
- Rogélia Martins; Miguel Carneiro; Fernando Rui Rebordão

**2005**

**N.º 11 - COMPOSIÇÃO E VALOR NUTRICIONAL DOS PRODUTOS DA PESCA MAIS CONSUMIDOS EM PORTUGAL** - Narcisa Bandarra; Maria Antónia Calhau; Luísa Oliveira; Mariana Ramos; Maria da Graça Dias; Helena Bártole; Maria Rosa Faria; Maria Celeste Fonseca; Júlia Gonçalves; Irineu Batista; Maria Leonor Nunes

**N.º 12 - TERMINOLOGIA DE PRODUTOS DA PESCA E AQUICULTURA** - Paulo Vaz-Pires; Maria Leonor Nunes; Irineu Batista

**2006**

**N.º 13 - CONTRIBUIÇÃO PARA O CONHECIMENTO DAS ARTES DE PESCA UTILIZADAS NO ALGARVE**  
- Miguel Carneiro; Rogélia Martins; Fernando Rui Rebordão

## **2007**

**N.º 14 - HIDROLISADOS PROTEICOS DE PESCADO** - Irineu Batista; Carla Pires; Maria Leonor Nunes

**N.º 15 - APLICAÇÃO DO ÍNDICE DE QUALIDADE (QIM) NA AVALIAÇÃO DA FRESCURA DO PESCADO**  
- Maria Leonor Nunes; Irineu Batista; Carlos Cardoso

**N.º 16 - CONTRIBUIÇÃO PARA O CONHECIMENTO DAS ARTES DE PESCA UTILIZADAS NA LAGOA DE ÓBIDOS** - Rogélia Martins; Miguel Carneiro; Fernando Rui Rebordão

## **2008**

**N.º 17 - BOAS PRÁTICAS DE HIGIENE E DE APLICAÇÃO DOS PRINCÍPIOS HACCP PARA OPERADORES DE BIVALVES VIVOS** - Sónia Pedro; Rui Cachola; Maria Leonor Nunes

**N.º 18 - PRODUTOS DA PESCA: VALOR NUTRICIONAL E IMPORTÂNCIA PARA A SAÚDE E BEM-ESTAR DOS CONSUMIDORES** - Maria Leonor Nunes; Irineu Batista; Narcisa Maria Bandarra; Maria da Graça Morais; Pedro Orlando Rodrigues



COMISSÃO EUROPEIA



Fundos Estruturais



**INRB, I. P.**  
Instituto Nacional  
dos Recursos Biológicos, I. P.