

Changements Post Mortem et Evaluation de la Qualité du Poisson Destiné à la Consommation Humaine : Revue de la Littérature

Akim BELCO LATIFOU^{*1,2}, Ibrahim IMOROU TOKO¹, Abdel-Rahmane BONI¹; Dépia Maria Francesca GANDAHO¹, Loukman DJIBRIL¹, Polycarpe Ubald TOUGAN^{1,3}, Virgile AHY⁴

¹Laboratoire de Recherche en Aquaculture et Écotoxicologie Aquatique, Faculté d'Agronomie, Université de Parakou, Bénin

²Laboratoire Central de Contrôle de la Sécurité Sanitaire des Aliments, 01 BP 6874 Cotonou, Bénin

³Département de Nutrition et Sciences Alimentaires, Faculté d'Agronomie, Université de Parakou, Bénin

⁴Laboratoire Régional de Sécurité Sanitaire des Aliments, Université Inter régionale IRGIB Africa, Cotonou, Bénin.



Abstract – Fish after death undergo several changes that contribute to the degradation of its quality. Handling, storage temperature and packaging methods are main factors that affect the quality of the fish. In this article we presented a literature review on the autolytic, bacteriological and organoleptic changes that fish undergo after capture, the causes of these alterations, the qualities of the fish, the methods of fish quality conservation and the associated standards. It should therefore be remembered that several factors foster the loss of the initial freshness characteristics and the appearance of detectable signs of decomposition in fish. Compliance with basic hygiene rules when handling, processing, packaging and conservation fish is therefore essential to ensure the safety of consumers.

Keywords - Fish, Deterioration, Quality, Conservation, Standards

Résumé - Le poisson après sa mort subit plusieurs changements qui contribuent à la dégradation de sa qualité. La manutention, la température de conservation et les méthodes de conditionnement sont autant de facteurs qui agissent sur la qualité du poisson. Dans cet article nous avons présenté une revue de littérature sur les changements autolytiques, bactériologiques et organoleptiques que subissent le poisson après sa capture, les causes de ces altérations, les qualités du poisson, les méthodes de conservation de la qualité du poisson et les normes associées. Il convient donc de retenir que plusieurs facteurs favorisent la perte des caractéristiques initiales de fraîcheur et l'apparition des signes de décomposition détectables chez le poisson. Le respect des règles élémentaires d'hygiène lors de la manipulation, la transformation, le conditionnement et la conservation du poisson est donc indispensable pour assurer la sécurité sanitaire des consommateurs.

Mots clés - Poisson, Altération, Qualité, Conservation, Normes.

I. INTRODUCTION

Le poisson et les produits halieutiques en général sont des sources de nutriments essentiels pour assurer un bon équilibre nutritionnel et sanitaire aussi bien pour l'Homme que pour plusieurs animaux d'élevage. Depuis 1961, la croissance annuelle mondiale de la consommation de poisson est le double de la croissance démographique, ce qui

montre que le secteur de la pêche est déterminant pour une lutte efficace contre la faim, la malnutrition et la pauvreté. Selon [1], entre 1961 et 2016, l'augmentation annuelle moyenne de la consommation de poisson destiné à l'alimentation humaine (soit 3,2%), est le double de la croissance démographique (soit 1,6%), et largement supérieur à celle de la viande de tous les animaux terrestres réunis (soit 2,8%). En 2016, la production mondiale des

produits halieutiques a atteint un niveau record de 171 millions de tonnes, dont plus de 88% était destinée à la consommation humaine directe ([1]). Cette performance exceptionnelle a également engendré une consommation per capita record de 20,3 kg (contre 9,0 kg en 1961), fournissant ainsi à environ 3,2 milliards de personnes près de 20% de leur apport moyen en protéines animales sous forme fraîche, conservée ou transformée ([1]). Près de 45% de la production mondiale de poissons ont été consommés vivants, frais ou réfrigérés, contre 31% congelés, 12% préparés et mis en conserve et 12% fumé, salé, saumuré ou fermenté ([1]).

Dans les pays en développement, notamment en Afrique, [2] rapportent que plus de 70% des pertes post capture des produits halieutiques (soit 20 à 50% des captures) sont dues à la dégradation de leur qualité organoleptique et nutritionnelle. Pour limiter ces pertes et assurer la sécurité sanitaire des produits halieutiques, des mesures d'hygiène fondées sur l'analyse des risques aux points critiques (HACCP) ont été adoptées dans le commerce national et international ([3]). Dans les pays tropicaux par exemple, entre 25 - 30 °C, les poissons s'altèrent en moins de 12 heures après décongélation ou capture ([4]). Le poisson étant très rapidement périssable ([5]), il s'avère indispensable de procéder à sa conservation et sa transformation pour éviter ou ralentir sa dégradation, et aussi éviter les pertes ([6], [7], [8], [9], [10], [11]). Les techniques de conservation par le froid (congélation et réfrigération) sont de plus en plus utilisées dans les ménages et dans les industries agroalimentaires. Référence [1] rapporte que la congélation est la principale méthode de transformation des poissons, soit 56% des poissons transformés en 2016. Dans tous les cas, le maintien de la qualité des poissons par le froid dépendra de la continuité de la chaîne de froid ([12], [13], [6], [11]) qui dans les pays en développement est encore aléatoire. En effet, la grande majorité des pays en développement sont confrontés à un déficit énergétique qui conduit souvent à des délestages fréquents privant les ménages et les commerçants d'électricité pendant plusieurs heures (parfois jusqu'à 48 heures). De plus, en raison du coût élevé de l'électricité, de nombreuses poissonneries débranchent leurs congélateurs

durant la nuit, détériorant ainsi la qualité microbiologique et physico-chimique qui peuvent être responsables des intoxications et autres maladies d'origine alimentaire chez les consommateurs ([14], [15], [16], [13], [8], [11]). Dans le sud du Bénin par exemple, plusieurs auteurs ont rapporté que la température de stockage n'est pas constante chez 98% des chambres froides et poissonneries enquêtées à Abomey-Calavi, et 78% à Cotonou ([17], [18]).

Par ailleurs, les mécanismes d'altération des poissons sont très complexes et liés d'une part aux enzymes tissulaires et digestives et à l'oxydation des lipides qui surviennent immédiatement après la mort de l'organisme, et d'autre part à l'hétérogénéité des microflores bactériennes dont la composition est essentiellement liée à l'origine des poissons et à leur environnement ([19], [20], [21], [22], [23], [24], [25]). L'altération du poisson met donc en jeu un ensemble de processus chimiques, physiques et microbiologiques pouvant être évalué par plusieurs méthodes aussi bien sensorielles, chimiques que microbiologiques. Le présent manuscrit est une synthèse bibliographique sur les mécanismes d'altération des produits halieutiques en général et du poisson en particulier, de même que les méthodes de conservation couramment utilisées dans les pays tropicaux pour leur atténuation.

II. COMPOSITION BIOCHIMIQUE ET VALEUR NUTRITIVE DU POISSON

Les Poissons constituent le groupe le plus important des Vertébrés avec plus de 20.000 espèces déjà connues ([26]). Il se divise en trois classes dont les Céphalaspidiomorphes, les Chondrichthyens et les Osteichthyens qui regroupent actuellement la grande majorité des espèces les plus appréciées sur le plan commercial. La composition chimique des poissons varie d'une espèce à l'autre et d'un individu à l'autre selon l'âge, le sexe, l'environnement et l'alimentation. Plusieurs auteurs ([27], [28], [29]) rapportent que les poissons et les mammifères sont composés principalement des mêmes nutriments corporels avec quelques différences quantitatives (Tableau 1). Toutefois, chez certains poissons tropicaux des variations saisonnières peuvent être observées dans leur composition chimique ([30], [31], [32]).

Tableau 1 : Constituants chimiques majeurs du poisson et du muscle de bœuf

Constituants	Filet de poisson (% poids vif)			Muscle de bœuf (% poids vif)
	Minimum	Intervalle normal	Maximum	
Protéines	6,0	16-21	28	20

Lipides	0,1	0,2-25	67	3
Hydrates de carbone	-	<0,5	-	1
Cendres	0,4	1,2-1,5	1,5	1
Eau	28	66-81	96	75

(Sources : [27], [28], [29])

Selon [33], l'eau, les protéines et les lipides représentent environ 98% de la chair de poisson, les glucides, les vitamines et les minéraux constituant la fraction restante. La teneur en eau du poisson est la quantité d'eau présente dans le poisson.

2.1 La teneur en eau

Il existe trois types d'eau dans la chair du poisson à savoir : l'eau liée, l'eau restreinte ou immobilisée et l'eau libre ([34]). Les poissons présentant les mêmes teneurs en eau n'ont pas les mêmes sensibilités d'altération. Cette situation fait appel à la notion de l'eau liée et de l'eau libre. Ainsi, les techniques de conservation et de transformation ciblent essentiellement la teneur en eau et l'activité de l'eau (A_w) des poissons pour garantir la conservation et une meilleure qualité des produits transformés. La teneur en eau des poissons varie généralement entre 60 et 80 % de poids de la chair du poisson ([35], [34]). Elle varie en fonction de l'espèce, chez le Saumon (*Salmo salar*) (67-77%), le Hareng (*Clupea harengus*) (60-80%), le Maquereau (*Scomber scombrus*) (60-74%), le Bar (*Morone labrax*) (77%), la Truite (*Salmon trutta*) (70-79%), le Thon (*Thunnus spp*) (71%), la Carpe (*Cyprinus carpio*) (81,6%), le Merlan (*Gadus merlangus*) (80%) ([36]). Ces teneurs en eau des tissus des poissons sont généralement inversement liées à la teneur en lipides selon une loi simple (0,9 g de lipides se substituant à 1 g d'eau). Cette relation permet de déduire la teneur en eau du produit ([37]). Dans la transformation des poissons, la capacité de rétention d'eau (CRE) des poissons sera calculée. Elle est mesurée en évaluant la quantité de liquide qui s'écoule hors de la chair lorsqu'elle est soumise à une certaine pression telle que la compression ou la centrifugation. Elle est influencée par les méthodes de conservation/transformation (séchage, friture, fumage, salage, réfrigération, congélation, surgélation etc.). Un stockage prolongé entraîne une diminution de cette capacité.

2.2 Les lipides

Les lipides de poisson se distinguent des lipides d'autres animaux ou de végétaux par leur forte teneur en acides gras

polyinsaturés (AGPI) de la série des oméga 3 (n-3), notamment les acides eicosapentaénoïque (C20 :5 n-3, EPA) et docosahexaénoïque (C22:6 n-3, DHA) qui sont considérés comme des acides gras indispensables en raison des capacités limitées de bioconversion de leur précurseur, l'acide α -linoléique ([38]). Selon [39], l'EPA et la DHA sont particulièrement bénéfiques pour la santé humaine et représente en moyenne 25% des lipides de la chair des poissons carnivores contre seulement 0,5 à 3% chez les animaux terrestres. D'après [40], la fraction lipidique est souvent le constituant qui subit les plus fortes variations saisonnières, avec généralement un minimum pendant la période de frai. C'est le cas par exemple de *Ethmalosa dorsalis*, une espèce couramment pêchée en Afrique de l'Ouest qui présente une teneur lipidique comprise entre 2 et 7% de son poids vif tout au long de l'année, avec un maximum généralement en juillet ([30]). La teneur en matière grasse influence fortement les caractéristiques techniques de la chair du poisson ([41]). Ainsi, on distingue 3 types de poissons en fonction de leur teneur en matières grasses ([40], [42]). ; (i) : Les poissons gras qui ont une teneur en matière grasse supérieure à 8%. C'est le cas par exemple du thon, du hareng, du maquereau, du saumon, de la sardine, de clarias, du Chrysichtys, etc. qui stockent principalement leurs lipides dans le muscle ; (ii) : Les poissons maigres qui stockent la majorité de leur lipide dans le foie et qui contiennent moins de 2% de lipide. C'est le cas du cabillaud, du merlu, du carrelet, le tilapia, la perche, etc., et (iii) : les poissons semi-gras comme le mullet, le requin, la sole, etc. qui comportent des teneurs modérée en matière grasse, entre 4 et 8%, et généralement stockés dans le foie, le muscle et le tissu adipeux péri viscéral ou sous cutané. Quelques soit le type de poissons, les triglycérides sont, comme chez les mammifères, les principales formes de stockage des matières grasses ([40]). Cependant, chez les poissons cartilagineux comme les requins par exemple, ces triglycérides peuvent être associés à d'autres lipides pour former des éthers de diacyl-alkyle-glycérique ou d'hydrocarbure de squalène ([40]). Dans tous les cas, contrairement aux mammifères, les lipides des poissons sont formés d'acides gras très insaturés à longue chaîne de carbone, soit 14 à 22 atomes de carbone ([40]).

Toutefois, [43] rapportent que le taux d'acides gras polyinsaturés est légèrement plus faible (environ 70%) dans les lipides des poissons d'eau douce que chez les poissons de mers (environ 88%). En effet, selon [44], la capacité à la bioconversion du C18:3n-3 en EPA et en DHA est très faible pour les poissons marins, du fait des faibles activités enzymatiques de la delta-5-désaturase et des C18-C20 élongases (Figure 1). L'alimentation des

poissons marins doit donc inclure des matières suffisamment riches en EPA et en DHA pour couvrir les besoins nutritionnels de ces poissons en ces acides gras long polyinsaturés (AGLPI) généralement conseillés par les nutritionnistes et les diététiciens au regard de leur rôle majeur dans la prévention des maladies cardiovasculaires, cancéreuses et inflammatoires ([45], [46]).

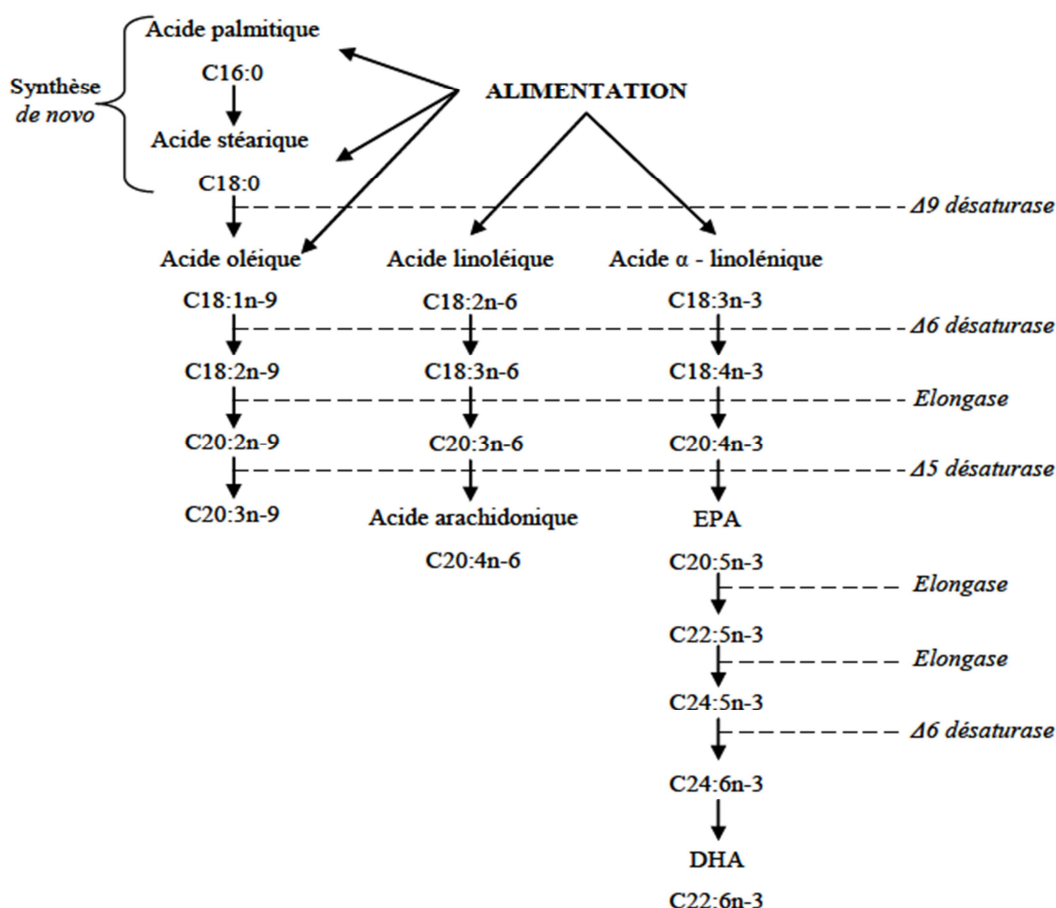


Fig. 1 : Schéma des voies du métabolisme lipidique adapté de [44] et [47]. (Source : [48])

2.3 Les composés azotés

Les protéines des poissons comme celles du lait, des œufs et de la viande ont une valeur biologique importante renfermant tous les acides aminés essentiels (Tableau 2). Elles sont d'excellentes sources de lysine et des acides

aminés soufrés (méthionine et cystéines) ce qui justifie leur utilisation dans l'amélioration de la valeur biologique des rations alimentaires à base de céréales.

Tableau 2 : Proportion (%) d'acides aminés essentiels de différentes protéines animales

Acide aminé	Poisson	Lait	Bœuf	Œuf
Lysine	8,8	8,1	9,3	6,8
Tryptophane	1,0	1,6	1,1	1,9

Histidine	2,0	2,6	3,8	2,2
Phénylalanine	3,9	5,3	4,5	5,4
Leucine	8,4	10,2	8,2	8,4
Isoleucine	6,0	7,2	5,2	7,1
Thréonine	4,6	4,4	4,2	5,5
Méthionine- cystéines	4,0	4,3	2,9	3,3
Valine	6,0	7,6	5,0	8,1

(Sources : [49])

Par ailleurs, les composés azotés non protéiques sont majoritairement composés des bases volatiles telles que l'ammoniac et l'oxyde de triméthylamine (OTMA), la créatinine, les acides aminés libres, les nucléotides et bases purique et l'urée chez les poissons cartilagineux. Cette fraction azotée non protéique varie selon les espèces, mais au sein d'une même espèce, la taille, la saison et la partie du muscle considéré peuvent influencer sa composition ([50], [40]). Selon [50], les poissons pélagiques comme les sardines, le maquereau et le thon rouge ont une concentration plus élevée d'OTMA dans le muscle rouge, tandis que chez les poissons démersaux c'est le muscle blanc qui en contient le plus. Référence [40] rapporte aussi que l'importance des acides aminés libres varie selon les espèces bien que la taurine, l'alanine, la glycine et les acides aminés à noyau imidazole comme l'histidine soient majoritaires chez la plupart des poissons.

2.4 Les hydrates de carbone

Les poissons ont une faible teneur en glucides généralement influencée par les conditions de capture qui engendrent un épuisement des réserves de glycogène qui continuent d'être métabolisé même dans les conditions anoxiques post mortem ([51], [52]).

2.5 Les vitamines et minéraux

Les poissons ont des teneurs en vitamines comparables à celle des mammifères, exception faite pour les vitamines A et D que l'on trouve en grande quantité dans la chair des espèces grasses et en abondance dans le foie de certaines espèces comme le cabillaud et le flétan ([40]). La chair du poisson est une bonne source de vitamines B et dans le cas des espèces grasses, de vitamines A et D. Toutefois, à cause de l'activité thiaminase élevée chez certaines espèces d'eau douce comme la carpe, leur teneur en thiamine est généralement basse. Par ailleurs, les poissons sont considérés comme une source appréciable de minéraux dont le calcium, le phosphore, le fer, le cuivre et l'iode (surtout les poissons marins). Cependant, chez poissons d'aquaculture, les taux de vitamines et de sels minéraux sont

censés refléter la composition et la qualité nutritionnelle des régimes alimentaires utilisés ([53]).

Le Tableau 3 présente la composition chimique de plusieurs espèces de poissons d'intérêt commercial et/ou comestible. Tous ces constituants chimiques, y compris l'eau, sont principalement impliqués dans les processus de dégradation physico-chimique ou microbienne des poissons après leur mort.

III. CHANGEMENTS ET ALTERATIONS POST MORTEM DU POISSON

La composition bactérienne du poisson qui varie en fonction des paramètres hydrologiques du milieu, est déterminée dans une large mesure par les bactéries présentes dans son milieu depuis l'éclosion ([22]). Cependant, bien que la peau, le mucus, les branchies et le tractus gastro-intestinal du poisson hébergent une microflore importante, la chair du poisson vivant reste toujours saine. C'est donc après la capture et/ou mort du poisson que plusieurs changements interviennent pour dégrader sa qualité ([40], [25]).

3.1 Changements autolytiques et réactions chimiques

Selon [40], les systèmes normaux de régulation de l'organisme cessent de fonctionner après la mort du poisson, de même que la respiration et la production d'énergie. Des mécanismes autolytiques s'amorcent au niveau des cellules, notamment la dégradation des hydrates de carbone (glycolyse) et des produits riches en énergie (nucléotides). En effet, pendant une courte période après la mort, les cellules musculaires continuent leur activité physiologique normale jusqu'à ce que le stock d'ATP (Adénosine Triphosphate) s'épuise en l'absence de régénération à partir de l'ADP (Adénosine Diphosphate) par rephosphorylation pendant la glycolyse ([40]). Les poissons ayant des quantités de glycogène relativement plus faibles que les mammifères, leur stock d'ATP s'épuisera donc plus rapidement après la mort ce qui les rend plus vulnérable aux attaques microbiennes ([40]). Cependant, il peut exister des variations importantes dans la teneur en glycogène de différentes espèces, comme entre individus d'une même

espèce. L'intensité des activités, de même que les techniques de pêche, le stress et les manutentions sont autant de facteurs qui peuvent accélérer les processus autolytiques chez les poissons ([54]).

Après la mort, la glycolyse se déroulant en conditions anaérobies aboutit à la formation de l'acide lactique qui abaisse le pH final du produit qui peut varier de 5,8 à 6,0 chez le maquereau et de 5,4 à 5,6 chez le thon rouge ([54]). Cette acidification entraîne une diminution de la capacité de rétention de l'eau des protéines qui est minimale au voisinage du point isoélectrique (pH compris entre 4,5 et 5,5). ATP préalablement stocké subit alors une série de réaction de déphosphorylation et de désamination pour former de l'ionosine monophosphate (IMP) qui à son tour se transforme en ionosine (HxR), en hypoxanthine (Hx) et en Ribose (R). Ces produits de dégradation autolytique ont une incidence remarquable sur la qualité organoleptique des poissons. Selon [55], l'IMP est dépourvu de saveur tandis que l'hypoxanthine donne généralement un goût amer au poisson en cour d'altération. Bien que plusieurs protéases aient été isolées à partir du muscle de poissons (la cathepsine notamment), les changements autolytiques au niveau des protéines sont moins prononcés que chez les nucléotides ([56], [57], [58], [59]), et ne sont pas nécessaires pour qu'ait lieu l'altération bactérienne ([60]). Certains auteurs ([61], [62]) rapportent cependant que les muscles de certaines espèces de poissons renferment des enzymes capables de dégrader les composés azotés non protéiques, notamment l'oxyde de triméthylamine (OTMA) en Diméthylamine (DMA) et Formaldéhyde (FA), bien que cette réduction présente peu d'intérêt dans le poisson, puisque les bactéries décomposent plus rapidement l'OTMA en Triméthylamine (TMA) chez les poissons réfrigérés. C'est donc en cas d'inhibition de l'action bactérienne (par la congélation par exemple) que la formation de la DMA et du FA peuvent être assez importante chez le poisson causant ainsi un changement de texture du produit et une perte de la capacité de rétention de l'eau ([63]). Par ailleurs, les enzymes digestives jouent aussi un rôle important dans l'autolyse qui a lieu après la mort du poisson entier non éviscéré. En effet, la diminution du pH après la mort du poisson peut intensifier la synthèse et l'activité des enzymes digestives ce qui affecte la résistance et accélère la dégradation du tissu conjonctif ([64]).

Concernant les lipides, leur dégradation est due non seulement à l'hydrolyse enzymatique par des enzymes bactériennes ou tissulaires et dont les principaux produits sont les acides gras libres et le glycérol, mais surtout à des réactions oxydatives de nature purement chimique (Figure 2). Selon [40], l'hydrolyse des lipides peut être due à une lipase endogène ou microbienne qui transforme les triglycérides en glycérol et en acides gras libres. Cette réaction est ralentie à basse température, surtout chez le poisson éviscéré étant donné que les viscères sont très riches en enzymes lipolytiques ([40]). En présence de certains micro-organismes qui possèdent des lipoxydase, les acides gras libres peuvent réagir avec l'oxygène moléculaire pour former des aldéhydes ou des cétones dont le goût de ranci est caractéristique du poisson altéré. L'autoxydation des lipides, dont la vitesse peut être augmentée par la présence des doubles liaisons, peut être provoquée et catalysée par la chaleur, la lumière et des composés aussi bien organiques qu'inorganiques dont le Cu et le Fe sont très efficaces ([65], [66], [67], [68]).

Certaines molécules corporelles ou alimentaires dont la vitamine E (ou alpha-tocophérol), la vitamine C (ou acide ascorbique), l'acide citrique et les caroténoïdes par exemple ont cependant un pouvoir antioxydant en inactivant les ions métalliques notamment, afin d'empêcher la propagation de nouveaux radicaux libres lors des réactions radicalaires en chaînes qui conduit à la formation des hydroperoxydes transformés plus tard en CO₂ et en H₂O sous l'action des bactéries. Par ailleurs, il est important de signaler que certaines substances contenues dans la fumée de bois pénètrent à travers les couches externes jusqu'aux matières grasses pour protéger le poisson fumé contre la rancidité ([40], [69]).

3.2 Changements bactériologiques

3.2.1 Flore bactérienne du poisson vivant ou fraîchement capturé

Les muscles du poisson sain, vivant ou fraîchement capturé sont stériles de sorte que les micro-organismes ne se rencontrent que sur les surfaces externes et internes du poisson ([40]). Selon [70], la charge microbienne des poissons est généralement de l'ordre de 10² à 10⁷ germes/cm² de peau et de 10³ à 10⁹ germes/g de branchies ou d'intestins. Cette variabilité est fonction de l'environnement de capture ou de conditions d'élevage, les charges élevées étant souvent associées à des milieux pollués

Tableau 3 : Variation de la composition chimique des poissons en fonction des espèces

Nom Commun	Nom scientifique	Protéine (g)	Lipides (g)	EPA+DHA (g)	Vit A*	Vit D*	Vit E**	Vit B6**	Vit B12 *	Vit PP**	K**	P**	Na**	Mg**	Se*	Fe**	I**
Bar Commun	<i>Dicentrarchuslabrax</i>	21,4	4,1	1,02	14,71	2,31	1,35	0,39	4,33	6,79	430	209	46,6	32,3	8	0,39	9
Bar Sauvage	<i>Dicentrarchuslabrax</i>	20,1	1,6	0,4	5,6	3,65	0,71	0,39	4,16	3,72	371	191	71,4	28,3	25	0,4	23
Cabillaud (morue)	<i>Gadusmorhua</i>	17,9	0,4	0,18	<2	0,88	0,44	0,15	1,22	2,68	377	173	77,9	28,8	61	0,5	143
Dorade royale	<i>Sparusaurata</i>	20,8	4,8	0,88	4,5	4,32	0,87	0,44	2,93	6,88	461	248	52,7	31,4	7	0,46	7
Dorade grise	<i>Spondyllosoma cantharus</i>	20,5	5,1	0,86	1,5	0,54	0,69	0,36	2,65	4,83	400	250	60,6	31,2	20	0,39	31
Hareng gras	<i>Clupeaharengus</i>	18,7	10,6	1,28	11,7	8,36	1,08	0,4	8,28	6,14	421	247	52,4	32,7	25	0,88	9
maigre	<i>Clupeaharengus</i>	18,3	3,7	0,48	6,1	9,59	0,57	0,42	8,47	4,11	450	261	75	36,2	19	0,87	6
Lieu Noir	<i>Pollachius virens</i>	18,2	0,9	0,27	2,8	1,77	0,88	0,25	4,76	2,26	391	192	82,4	30,7	21	1,3	143
Maquereau	<i>Scomber scombrus</i>	18,1	14,2	2,47	56,6	6,44	1,16	0,53	4,9	9,13	340	190	64	28,4	38	0,48	87
Pangasius	<i>Pangasius hypophthalmus</i>	13,4	1,2	0,02	<2	<0,5	0,16	0,1	0,3	1,35	200	107	274	17,6	9,6	0,21	8
Perche du Nil	<i>Lates niloticus</i>	19,1	0,3	0,1	7	0,46	0,49	0,11	1,17	2,01	308	156	57,5	26,8	31	0,26	7
Saumon	<i>Salmo salar</i>	20	12,9	1,48	8,5	5,69	2,32	0,59	3,74	7,12	374	186	35,5	26,2	12	0,24	14
Sole	<i>Solea solea</i>	18	0,4	0,1	5	0,75	0,47	0,26	1,91	3,51	349	170	76,3	26,9	23	0,35	88
Sole tropicale	<i>Cynoglossus spp.</i>	15,7	0,3	0,09	<2	<0,5	0,22	0,1	0,92	1,14	125	80,4	140	20,1	31	0,22	22
Thon Germon maigre	<i>Thunnus alalunga</i>	27,3	1,1	0,35	3,5	2,66	0,43	0,93	2,9	18,88	357	243	59,7	38,3	124	0,94	23
Tilapia	<i>Oreochromis niloticus</i>	18,1	2,1	0,08	<2	15,61	0,93	0,23	1,07	3,28	282	131	28,3	25,4	18	0,27	6
Truite arc en ciel	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	19,1	6	1,15	17,1	5,25	2,44	0,38	2,5	5,8	398	184	34,5	27,1	9	0,34	12
Turbot	<i>Psetta maxima</i>	18,3	3,8	0,79	9,6	0,71	3,63	0,19	1,25	3,49	306	134	77,9	24,9	18	0,16	24

* (µg/100g) ; ** (mg/100g) ; K : potassium ; P : Phosphore ; Na : Sodium ; Mg : Magnésium ; Se : Sélénium ; Fe : Fer ; I : Iode

(Source : [39])

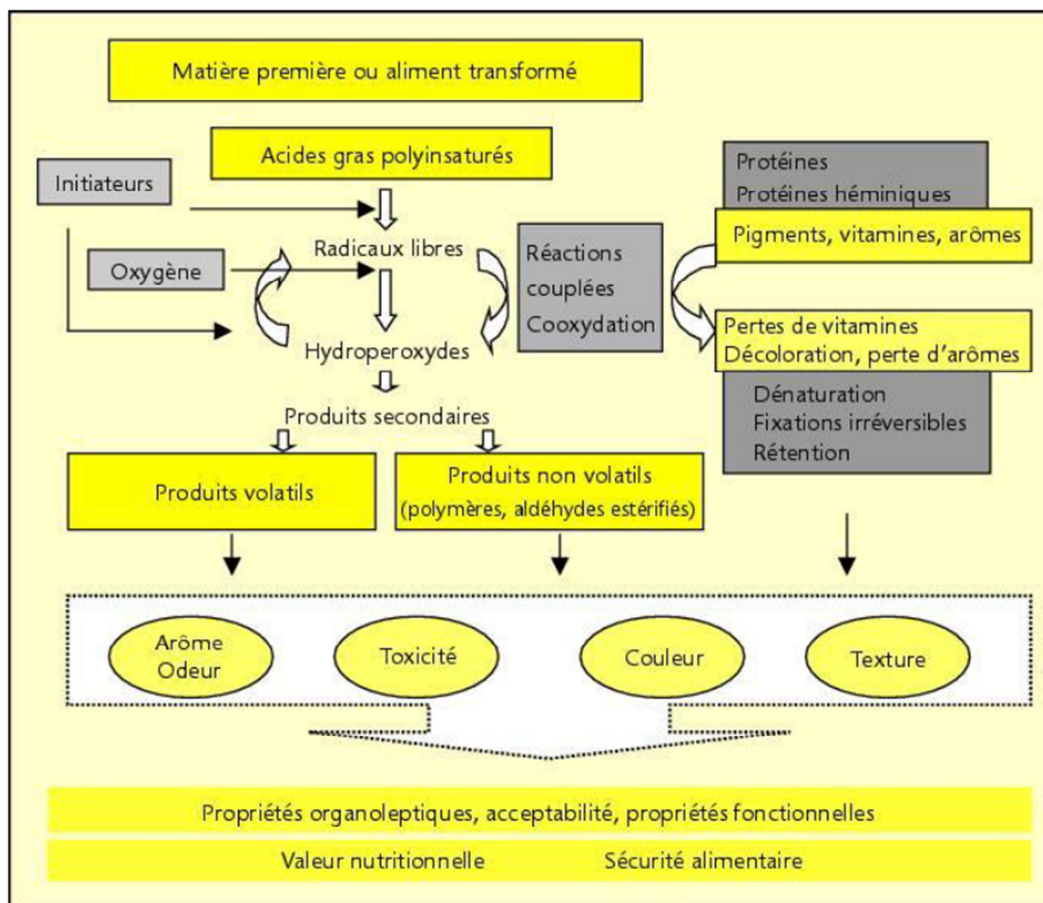


Fig. 2 : Schéma général des mécanismes de l'oxydation des lipides et de ses conséquences sur les qualités des aliments.
(Source : [68])

ou à des eaux chaudes tropicales ou tempérées ([19], [21]). Selon [21], la flore microbienne des poissons fraîchement capturés dans les milieux tempérés est caractérisée par une prédominance de bactéries psychrotrophes en bâtonnets, à Gram négatif, aérobies ou anaérobies facultatives appartenant aux genres *Pseudomonas*, *Alteromonas*, *Moraxella*, *Acinetobacter*, *Flavobacterium*, *Cytophaga* et *Vibrio*. En zones tropicales, bien que les bactéries à Gram positif ne prévalent pas normalement dans la flore microbienne des poissons ([71], [21] de même que [72] ont néanmoins observé des charges importantes de *Micrococcus*, de *Bacillus* et des coryneformes chez ces poissons. Il a aussi été signalé une grande différence entre la microflore des poissons d'eau douce et celle des poissons d'eau marine. En effet, des bactéries à Gram positif telles que *Streptococcus*, *Micrococcus*, *Bacillus* et des coryneformes, de même que certaines à Gram négatif comme *Aeromonas* sont observées dans tous les poissons d'eau douce, alors qu'elles sont absentes chez les poissons marins ([21], [73]). Aussi, *Alteromonas putrefaciens*,

bactérie à Gram négatif responsable de l'altération du poisson marin n'a-t-elle pas été isolée dans les espèces d'eau douce en cours de détérioration ([71]).

Par ailleurs, la contamination dite endogène ou primaire du poisson pendant qu'il est vivant peut se faire soit via la respiration, l'alimentation ou lors de ses déplacements. Selon [23], la composition et la quantité de cette flore bactérienne dépendent de plusieurs facteurs dont l'origine, la température de l'eau, et l'alimentation du poisson. Ces bactéries d'origine endogène peuvent être des germes typiquement aquatiques, des germes d'origine tellurique ou des germes de contamination d'origine humaine ou animale. Les germes typiquement aquatiques appartiennent généralement aux genres *Pseudomonas*, *Vibrio*, *Flavobacterium*, *Acinetobacterium*, *Micrococcus*, *Corynebacterium*, *Aeromonas*, *Moraxella* ([20]), tandis que les germes d'origine tellurique sont des bactéries sporulées en particulier les genres *Clostridium* et *Bacillus* dont la présence dans les milieux aquatiques est assurée par les eaux de ruissellement notamment ([74]). Les germes de

contamination d'origine humaine ou animale proviennent généralement du tube digestif de l'homme et des animaux qui se retrouvent dans les milieux aquatiques à la faveur d'une pollution par les effluents domestiques, hospitaliers, ou industriels mal ou non traités. Ces germes généralement pathogènes (*Salmonella*, *Staphylococcus*, *Clostridium* et *Streptococcus*), sont d'autant plus fréquents et développés dans les eaux chaudes, particulièrement celles faiblement oxygénées et/ou renouvelées.

La contamination dite exogène ou secondaire est due non seulement à l'environnement (eau, sol et air), mais aussi aux manipulations durant la capture (le personnel et le matériel) ([24]). Les principaux germes impliqués dans cette contamination sont la Flore mésophile aérobie totale (FMAT), des entérobactéries, des coliformes thermotolérants, des coliformes totaux, des staphylocoques présumés pathogènes, des salmonelles, des bactéries anaérobies sulfito-réductrices (ASR), des levures et moisissures, *Pseudomonas spp* et *Escherichia coli*.

3.2.2 Evolution de la microflore et altération bactérienne du poisson mort

Malgré l'abondance de la flore microbienne du poisson vivant ou frais, la majorité de ces bactéries ne sont pas impliquées dans les processus d'altération *post mortem*. Selon [40], les bactéries responsables de l'altération ne représentent qu'une faible partie de la flore bactérienne totale mais leur proportion peut augmenter pendant le stockage, même à froid, car elles possèdent des temps de génération courts à ces températures et l'OTMA peut agir comme un agent sélectif de croissance. En effet, après la mort du poisson, les bactéries se multiplient de façon exponentielle après une phase de latence dont la durée dépend surtout de la température, mais aussi des conditions hygiéniques du poisson et du milieu de stockage. En conditions aérobies la charge microbienne peut atteindre 10^8 à 10^9 germes /g de chair ou de cm^2 de peau, tandis que qu'en anaérobies cette charge est plus faible et souvent en deçà de 10^6 germes /g ce poisson ([40]). A température ambiante en zone tropicale, le poisson s'altère plus rapidement (de 24 à 36 heures), alors qu'à basse température, quelle que soit la diversité des germes initialement présent dans le poisson, l'altération est ralentie et la charge microbienne est dominée chez les poissons marins par des bactéries du genre *Pseudomonas* et *Alteromonas* qui possèdent des temps de génération plus courts à ces températures ([21]). Pour le poisson réfrigéré, la principale activité microbienne a donc lieu à la surface où les composés de faible poids moléculaire sont dégradés et les enzymes microbiennes passent de la

surface au muscle. D'après [75], seules quelques bactéries envahissent le muscle des poissons réfrigérés, tandis qu'à des températures $> 8^\circ\text{C}$ les bactéries envahissent la chair à travers les fibres de collagène. Par ailleurs, [76] signalent que la vitesse d'altération du poisson peut aussi dépendre de la nature du tégument et du mucus qui le recouvre. Ils ont remarqué que le merlan (*Merlangius merlangus*) par exemple qui possède un tégument fragile et sensible à la manutention s'altère plus rapidement contrairement au carrelet (*Pleuronectes platessa*) qui possède un tégument robuste recouvert d'une couche épaisse de mucus. Dans tous les cas, les hydrates de carbones, les nucléotides et les composés azotés non protéiques sont les principaux substrats de bactéries aussi bien aérobies qu'en anaérobies ([40]). Selon ce dernier auteur, ce sont les bactéries aérobies qui se multiplient premièrement en utilisant les hydrates de carbones comme substrats pour former du CO_2 et de l'eau comme produits finaux du métabolisme. Ce phénomène engendre souvent la formation de micro régions partiellement anaérobies à la surface du poisson favorisant ainsi le développement des bactéries anaérobies facultatives. Toutefois, plusieurs études ([77], [78], [79]) montrent que même en anaérobiose, la présence d'OTMA peut aussi favoriser la multiplication rapide des organismes capables de réduire ce composé (y compris des aérobies stricts) en TMA qui est le constituant principale des Bases Volatiles Totales (BVT) dans le poisson marin stocké à froid. Sa teneur est très faible dans le poisson frais, mais il s'accumule dans le poisson de mer altéré ce qui signifie que ce paramètre ne donne aucune information sur la fraîcheur du produit mais plutôt sur son degré d'altération ([40]). Référence [70] a montré que dans le muscle du cabillaud stérile stocké à froid, l'OTMA n'est pas réduit justifiant ainsi le rôle prépondérant des bactéries dans cette réaction malgré la présence d'OTMA réductase dans le muscle dont l'activité est importante durant la congélation. Plus tard, la désamination des acides aminés de même que certaines réactions protéolytiques peuvent aussi conduire à la formation de l'ammoniaque (NH_3) durant le stockage des poissons. Bien que la TMA possède une odeur désagréable caractéristique, la majorité des odeurs dégagées lors de l'altération du poisson est liée à la dégradation des acides aminés, notamment en ammoniac (NH_3), sulfure d'hydrogène (H_2S), méthyl mercaptan (CH_3SH) ou en sulfure diméthylque [$(\text{CH}_3)_2\text{S}$].

L'Azote basique volatile totale (ABVT) est la dégradation de l'OTMA et des protéines par l'action des bactéries ou d'enzymes présentes dans le poisson. Les teneurs en ABVT varient d'une espèce à une autre suivant

les conditions de manipulation et de stockage. Il est donc utilisé comme l'un des meilleurs indicateurs chimiques d'altération relativement simple à analyser pour évaluer l'altération de la chair de poisson cru et est principalement constitué de composés basiques et volatiles dont l'ammoniac (NH_3), la diméthylamine (DMA), la triméthylamine (TMA) et d'autres amines (RNH_2) de faible poids moléculaires (donc volatiles). Ces composés (surtout la TMA) sont responsables de l'odeur ammoniaquée qui peut parfois se dégager du poisson altéré. La détermination de l'ABVT est donc une alternative à la mesure de la TMA et semble plus fiable pour l'évaluation du degré d'altération du poisson ([40]). L'ABVT varie beaucoup d'une espèce à l'autre mais sa détermination est surtout utile pour les poissons qui ne contiennent peu ou pas d'OTMA, ou pour évaluer la qualité des espèces dont l'altération est accompagnée de la formation de bases volatiles autres que la TMA (crevettes, pieuvres, élasmobranchés par exemple dont l'altération est caractérisée par la formation d'ammoniac).

3.3 Changements organoleptiques et physiques

Les changements organoleptiques sont ceux perçus par les organes de sens et qui touchent particulièrement l'odeur, le goût, l'apparence et la texture. Ces changements qui se manifestent premièrement après la mort du poisson sont principalement utilisés par les consommateurs pour évaluer l'état de fraîcheur des poissons ([80], [81]). Selon [80], le poisson cru, frais, a une consistance ferme et gélatineuse et si on exerce une pression modérée, on ne provoque pas l'exsudation du liquide tissulaire. Immédiatement après la mort, les muscles se relaxent totalement rendant le poisson mou, souple, ferme et élastique au toucher ([40], [82]). Après un certain temps il atteint le stade de rigidité cadavérique qui se caractérise par une contraction du tissu musculaire et un durcissement du corps tout entier.

La texture est un indicateur de qualité non seulement sensorielle, mais aussi technologique (filetage, tranchage) comprend à la fois la perception des paramètres de fermeté, d'élasticité et de jutosité du produit ([83]). Selon [82], la texture du poisson dépend non seulement des paramètres musculaires (taille des fibres musculaires, densité du tissu conjonctif), mais aussi des caractéristiques des protéines structurales (protéines myofibrillaires, collagène). Elle peut aussi varier en fonction des conditions d'élevage (croissance), des conditions *péri-mortem* (stress entraînant des dégradations mécaniques et enzymatiques), de l'évolution *post mortem*, des conditions de stockage et des procédés de transformation appliqués ([82], [84]).

L'apparence ou la couleur de la peau et de la chair du poisson est aussi un paramètre important dans le choix du produit par le consommateur. Les couleurs varient en fonction de la nature des pigments et des chromatophores et différentes d'une espèce à une autre ([85], [82], [86], [87]). Selon [88], les poissons vivants en haute mer y compris les espèces pélagiques ont une chair sombre ou rouge due principalement à l'irrigation sanguine accrue chez ces espèces qui consentent d'énormes efforts pour la nage et l'alimentation, comparativement aux poissons de rivage qui sont à chair blanche.

La flaveur qui rassemble à la fois les sensations gustatives (saveur) et olfactives (odeur) apparaît aussi comme un paramètre déterminant de l'acceptabilité du poisson par les consommateurs. Selon plusieurs auteurs ([83], [89]), divers composés odorants sont caractéristiques des poissons frais, des poissons *post-mortem*, des poissons conservés ou des poissons ayant subi différents traitements technologiques (cuisson, salage, fumage, séchage-salage, fermentation, etc.). Les acides aminés libres, les peptides, les acides organiques et les minéraux, généralement hydrosolubles, sont les principaux composés responsables de la saveur chez le poisson ([90], [91]). Cependant, la composition et la qualité des régimes alimentaires utilisés en aquaculture peuvent aussi influencer la flaveur de la chair des poissons ([92]).

Les changements physiques sont relatifs au pH et au potentiel Redox (Eh) du poisson qui sont des indicateurs du degré de fraîcheur et de détérioration des poissons ([93], [94]). En effet, le pH du poisson vivant ou frais est proche de la neutralité (environ 7), mais diminue normalement les premières heures qui suivent la mort à cause de la formation d'acide lactique en anaérobiose dans la chair du poisson ([40], [95], [96]). Le pH se stabilise après quelques jours puis augmente légèrement par suite à l'accumulation des dégradations des composés azotés et une accumulation des peptides et des amines, due à une activité microbienne et aux réactions autolytiques des enzymes bactériennes ([97], [93], [94], [95], [98], [7]). Selon [64], le pH après la mort est le facteur qui a le plus d'incidence sur la texture de la chair du poisson et le degré de rupture du tissu conjonctif encore appelé « *gaping* » surtout en condition de congélation. Un pH bas fait perdre l'eau et la chair devient sèche alors qu'un pH élevé à une bonne rétention d'eau et présente une meilleure jutosité. En tant que paramètre d'appréciation de la qualité des poissons, le pH limite acceptable chez les poissons après la mort varie entre 6,8 et 7 ([99]) au-delà de 7 le poisson est considéré comme altéré ([100]).

Références [101] rapportent que le potentiel d'oxydoréduction (Eh) du muscle du poisson frais est généralement supérieur à zéro, mais diminue rapidement quand le seuil d'acceptabilité organoleptique est atteint pour atteindre des valeurs négatives au fur et à mesure que l'altération continue. Chez le poisson mort, l'OTMA est le principal facteur de modification de l'Eh dans le muscle étant donné que l'Eh du muscle diminue en même temps que l'OTMA se réduit en TMA, alors que dans les viscères qui contiennent très peu d'OTMA, l'Eh est négatif dès la capture ([40]).

IV. CONSERVATION, NORMES ET QUALITE DU POISSON

4.1 Technologies de conservation du poisson

Selon [1], près de 45% de la production mondiale de poissons en 2016 ont été consommés vivants, frais ou réfrigérés, contre 31% congelés, 12% préparés et mis en conserve et 12% fumé, salé, saumuré ou fermenté. Cependant, pour limiter les pertes post capture et assurer la disponibilité du poisson hors saison et dans des zones reculées, des méthodes variées de conservation et/ou de transformation des poissons sont utilisées. Elles visent principalement à ralentir ou arrêter les processus enzymatiques de dégradation des protéines, les réactions oxydatives et la prolifération des bactéries qui conduisent à la détérioration de leur qualité organoleptique, nutritionnelle et hygiénique. Les méthodes courantes de conservation reposent principalement sur un transfert d'énergie ou de masse qui ont pour objectif d'allonger la durée de vie du produit (réfrigération, congélation, surgélations, ionisation, séchage, pasteurisation, appertisation, déshydratation osmotique, etc.), ou les transformations par le jeu de réactions biochimiques ou de changement d'état (fumage, cuisson, fermentation, etc.), ou l'utilisation de composés chimiques comme la mise sous atmosphère modifiée (la réduction de l'oxygène limite la prolifération des bactéries aérobies par exemple) ou l'utilisation d'additifs pour empêcher la prolifération bactérienne (E200 à E227, par exemple) ou pour limiter les oxydations (E300 à E304, par exemple). Plusieurs auteurs ayant déjà décrit et évalué l'efficacité de ces méthodes, le présent manuscrit ne reprendra plus cette riche bibliographie disponible et accessible ([80], [40], [69], [103], [104], [9], [10], [11], [105]). Cependant, il est important de souligner que les techniques de conservation par le froid, notamment la congélation est de plus en plus utilisées dans les ménages et dans les industries agroalimentaires, et représente, selon [1], 56% des poissons transformés dans le monde. Selon [106],

la congélation ou le froid négatif est un procédé qui consiste à soumettre un produit au froid de façon à provoquer le passage de l'eau liquide qu'il contient à l'état solide. Elle permet de baisser l'activité de l'eau indispensable au développement des microorganismes et aux réactions enzymatiques dans le poisson mort ([107], [108]). En effet, la température est une fonction importante du comportement des microorganismes et comme tous les organismes, chaque bactérie a son préférendum thermique de croissance. Le froid joue donc un rôle capital dans la conservation prolongée des produits frais. On parlera donc de « rupture de la chaîne du froid » lorsque le produit est exposé à des températures plus élevées que celles prévues, généralement 2 ou 4 °C pour les produits très périssables ou > 8 °C pour les produits périssables ([106]). Etant donné que toute hausse de température provoque et accélère la croissance microbienne, un produit alimentaire initialement sain et conservé au froid, peut donc devenir à risque s'il dégèle et regèle car des bactéries telles que les salmonelles, les staphylocoques, ou *Listeria monocytogenes* peuvent se multiplier causant une intoxication alimentaire (Tableau 4).

4.2 Qualité du poisson et normes associées

En fonction des normes et des régions, la notion de « qualité » peut revêtir plusieurs sens. En effet, selon la norme japonaise JIS 8101-1981, la qualité est l'ensemble des caractéristiques ou des performances pouvant servir à déterminer si un produit ou un service répond ou ne répond pas, à l'application à laquelle il est destiné. L'Association américaine pour le contrôle de la qualité (1983), estime que la qualité est l'ensemble des propriétés et des caractéristiques d'un produit ou service qui lui confèrent l'aptitude à satisfaire des besoins définis. Selon la norme ISO 8402 : 1994, la qualité est l'ensemble des propriétés et caractéristiques d'un produit ou service qui lui confère l'aptitude à satisfaire des besoins exprimés ou implicites de tous les utilisateurs ([109]). La norme AFNOR cependant définit la qualité comme étant l'aptitude d'un produit à satisfaire ses utilisateurs ([110]), et selon la norme ISO 9000 : 2005, la « qualité » correspond à l'aptitude d'un ensemble de caractéristiques intrinsèques à satisfaire des exigences. Dans tous les cas la qualité du produit concerne les qualités sanitaires, technologiques, nutritionnelles/diététiques, organoleptiques ou sensorielles ([92]). La maîtrise de la qualité des poissons (entiers, filetés et transformés) représente donc une démarche intégrée qui permet d'assurer la sécurité alimentaire des consommateurs. De façon générale, [86] définissent la qualité d'un produit alimentaire par les « 4 S » : Sécurité (qualité hygiénique), Santé (qualité nutritionnelle), Satisfaction (qualité

Tableau 4 : Principaux microorganismes responsables de toxi-infection et de maladies alimentaires en cas de rupture de la chaîne du froid

Micro organismes	Température Minimale	Synthèse de toxines	Temps d'incubation	Symptômes	Prophylaxie
<i>Salmonella</i>	5 °C		12 - 36 h	Vomissement, diarrhée, fièvre, douleurs abdominales	Mesure d'hygiène, éviter contact avec les animaux
<i>Staphylococcus aureus</i>	5 - 12 °C	Entérotoxine staphylococcique préformé dans l'aliment	1 - 8 h	Vomissements violents, douleurs abdominales, parfois accompagnés de diarrhées et céphalées, absence de fièvre	Mesure d'hygiène : cuisson, réfrigération rapide des aliments prêts (63 à 10 °C en – de 2 heure)
<i>Clostridium perfringens</i>	14 °C	Entérotoxine libérée dans l'intestin lors de la sporulation des formes végétatives	8 - 12 h	Diarrhée, déshydratation, douleurs abdominales, absence de fièvre	Vite ou chaud ou froid, chimio prophylaxie (antibio prophylaxie)
<i>Bacillus cereus</i>	5 °C	-Toxine diarrhéique libérée dans l'intestin -Toxine émétisante, préformée dans l'aliment	8 - 12 h 1 - 5 h	-Diarrhée et douleurs abdominales, absence de fièvre Vomissement, nausée, accompagnés de diarrhée et douleurs abdominales, absence de fièvre	Mesure d'hygiène alimentaire, prophylaxie vaccinale, chimio prophylaxie (antibio prophylaxie)
<i>Yersinia enterocolitica</i>	1 °C	Toxine préformée dans l'aliment (invasion des cellules intestinales)	2 - 7 jours	Diarrhée pouvant être accompagnée d'autres symptômes inconstants : douleurs abdominales vomissement, hypothermie (complication : Pseudo appendicite, Lupus érythémateux	Générale : aucun, Milieux hospitalier, Prophylaxie vaccinale, chimio prophylaxie (antibio prophylaxie)
<i>E. coli</i> O157 : H7	5 – 12 °C	Véro toxines (shiga-like toxine)	5 - 12 h	Colite hémorragique, Syndromes hémolytique urémique et purpura thrombocytopéniques	Mesure d'hygiène alimentaire, cuire à 70°C
<i>Listeria monocytogène</i>	1 °C	-	3 - 70 jours	Bactériémie associée ou non à une infection du système nerveux central (méningite méningoencéphalite)	Mesure d'hygiène alimentaire, pasteurisation et cuisson
<i>Clostridium botulinum</i>	3 °C	Neurotoxine botulique préformée dans l'aliment (ou dans l'intestin)	12 – 36 h	Troubles oculaires, bucco pharyngés. Dans les cas graves : mort du malade due à une paralysie respiratoire ou une fausse déglutition	Mesure d'hygiène, cuisson

(Source : Rosset et al. 2002).

organoleptique), Service (qualité d'usage : facilité d'utilisation, aptitude à la transformation, prix). Il existe cinq types de qualité : la qualité nutritionnelle, la qualité organoleptique et marchande, la qualité hygiénique et la qualité technologique.

4.2.1 Qualité nutritionnelle du poisson

Elle est évaluée à partir de la composition biochimique du poisson, et est relative à la teneur en quantité et en qualité des nutriments corporels, de même que leur disponibilité digestive et métabolique pour le consommateur ([92], [89]). La teneur en nutriment varie d'une espèce à une autre et au sein d'une même espèce d'un stade à un autre. Les Tableaux 1, 2 et 3 présentent les teneurs normales de nutriments (protéines, lipide, eau, vitamines et minéraux) pour différentes espèces de poissons. En plus des vitamines hydrosolubles (B1 et B6) et liposolubles (A, E et D), la teneur en acides gras long polyinsaturés (AGLPI) de la série n-3 (EPA et DHA) de la chair du poisson est de nos jours la principale qualité recherchée par les consommateurs. Référence [39] signale que la teneur en vitamine du poisson est très variable selon l'espèce, la saison et l'habitat, bien que l'alimentation soit le facteur principal de variation tout comme chez les minéraux et les lipides ([111], [106]). Ces teneurs peuvent cependant être modifiées par les procédés de conservation ou de transformation.

4.2.2 Qualité organoleptique et marchande du poisson

La qualité organoleptique du poisson est fondée sur l'apparence du produit (forme, couleur, aspect général), sa saveur (saveur, odeur) et sa texture (résistance et consistance à la mastication) mesurables à partir des organes de sens ([112]). Elle est généralement liée à la qualité dite « marchande » du poisson qui se base elle aussi sur ses caractéristiques organoleptiques pouvant justifier l'attrait ou la répugnance des consommateurs. En plus des caractéristiques organoleptiques du poisson, sa qualité marchande prend en compte les exigences réglementaires liées à la composition, la préparation, la présentation et l'étiquetage du produit. Dans tous les cas, les qualités organoleptique et marchande du poisson sont liées aux changements post mortem et peuvent être évaluées à travers les paramètres tels que la couleur, la texture, le pH, la capacité de rétention de l'eau, la TMA et l'ABVT. L'appréciation de chacun de ces paramètres dépend des changements organoleptiques, physiques et microbiologiques décrites plus haut. La couleur, la texture, le pH permettent d'évaluer la fraîcheur du poisson frais ou conservé, tandis que la TMA et surtout l'ABVT est un indicateur du degré d'altération du produit. Selon plusieurs

auteurs, c'est l'évolution bactérienne dans le poisson mort qui est responsable de la formation des bases volatiles (l'ABVT notamment) qui engendrent des modifications sur l'aspect, la texture et la saveur du produit, ce qui entraîne la répulsion des clients ([70], [113]).

4.2.3 Qualité hygiénique et sanitaire du poisson

Elle est relative non seulement aux microorganismes pathogènes pour l'homme, mais aussi aux parasites, aux polluants et molécules toxiques ([114]). Elle englobe donc la qualité microbiologique et la toxicologique liée à la consommation du poisson contaminé par des résidus de pesticides ou autres contaminants chimiques toxiques. En effet, sur le plan microbiologique, plusieurs auteurs ([115], [116], [16], [117], [118]) ont rapporté qu'il existe deux principaux groupes de bactéries dangereuses pour la santé des consommateurs qui peuvent dégrader la qualité hygiénique du poisson après sa capture ; il s'agit des bactéries de la micro flore latentes telles que *Aeromonas hydrophyla*, *Clostridium botulinum*, *Vibrio parahaemolyticus*, *Vibrio cholerae*, *Vibrio vulnificus* et *Listeria monocytogenes*, et celles exogènes introduites par la contamination lors des opérations de manutention, de traitement ou de conservation (*Salmonella spp*, *Shigella spp*, *Escherichia coli*, *Edwardsiella tarda*, *Plesiomonas shigelloides*, *Yersinia enterocolitica* et *Staphylococcus aureus*). Dans les pays tropicaux, des germes d'altération pathogènes et zoonotiques (*E. coli*, *Salmonella spp*, *Pseudomonas sp*, *L. monocytogenes*, *Aeromonas sp*, *Staphylococcus*, *Micrococcus*, *Bacillus*, *Proteus*, *Aspergillus*, *Trichoderma*, *Penicillium*, *Saccharomyces*, *Fusarium* et les *Mucor spp*), ont été observés par plusieurs auteurs chez plusieurs poissons d'eau douce ou marine (*Tilapia guineensis*, *Clarias gariepinus*, *Clupea harengus*, *Chrysichthys nigrodigitatus*, *Trachurus trachurus*, *Pseudotolithus spp*, *Galeoides deacacactylus*, *Scomber scombrus*, *Spyraenaspp*, *Drepane africana*, *Alectis alexandrinus*, *Dasyatis margarita*, *Sardina pilchardus*, *Sphyraena barracuda*) produits ou commercialisés frais ou fumés ([74], [119], [120], [121], [122], [123], [124], [125], [126], [9], [10], [11], [127]).

Par ailleurs, les écosystèmes aquatiques sont depuis toujours le réceptacle final d'une gamme variée, et de plus en plus complexe, de polluants toxiques d'origine Agricole (pesticides et autres chimiques), industrielle (métaux lourds, ions radioactifs, hydrocarbure aromatiques polycycliques, PAH, etc.) et domestique (métaux lourds, stéroïdes, PAH, etc.). Au nombre des molécules chimiques, les pesticides organochlorés (POC) représentent un important groupe des

Polluants Organiques Persistant (POP) qui sont connus pour être très toxiques, plus ou moins persistants dans l'environnement, et bioaccumulables par les poissons à travers la chaîne alimentaire ([128], [129]). Référence [130] ont retrouvé des concentrations de pp'-DDT, pp'-DDE, lindane, α -HCH, aldrine, dieldrine, heptachlore époxyde, α endosulfan et β -endosulfan allant de $0,11 \pm 0,09$ à $2,80 \pm 0,22$ $\mu\text{g/kg}$ de poids frais chez des poissons pêchés dans le Lac Togo au sud du Togo. Cependant, bien que ces valeurs résiduelles de pesticides retrouvées dans les poissons excèdent les limites maximales de résidus fixées par l'Organisation Mondiale de la Santé/Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture (OMS/FAO), une comparaison de l'ingestion journalière estimée de chaque pesticide par la consommation de poissons étudiés aux doses journalières admissibles établies par l'OMS/FAO indique que les poissons du lac Togo ne représentent pas de danger pour le consommateur moyen ([130]). Dans le bassin cotonnier béninois, les travaux de [131] montrent que chez les poissons (*Oreochromis niloticus* et *Clarias gariepinus*) pêchés dans les retenues d'eau, les concentrations des pyréthrinoides variaient entre 1,5 et 11 $\mu\text{g/kg}$, celles du chlorpyrifos entre 1,8 et 3,3 $\mu\text{g/kg}$ et celles des organochlorés entre 1 et 36 $\mu\text{g/kg}$. Comme dans le Lac Togo ([130]), l'évaluation de risque pour chaque contaminant chimique pris isolément dans le bassin cotonnier béninois montre que la consommation des poissons de ces retenues d'eaux ne constitue pas un danger pour les consommateurs. En général, les résidus de pesticides, surtout ceux qui sont liposolubles, décelés dans les poissons sont proportionnels à la teneur moyenne en matière grasse des espèces ichthyologiques et augmentent avec l'âge. Référence [132] signale que les plus fortes concentrations de résidus de pesticides, notamment le toxaphène, sont constatées dans les poissons riches en matières grasses et à longue durée de vie comme le flétan (10 à 20 pour cent de matière grasse, espérance de vie pouvant aller jusqu'à 20 ans) et le sébaste (3 à 5 pour cent de matière grasse, espérance de vie de 30 ans).

La révolution industrielle continu de générer des gammes variées de plus en plus complexe de polluants dans notre environnement et qui s'accumulent particulièrement dans l'eau, les sédiments et les organismes aquatiques ([133], [134]). Au nombre de ces polluants, les métaux lourds font partie des plus dangereuses, regroupant des métaux toxiques (tels que le mercure : Hg, le méthyl mercure : CH_3Hg , le plomb : Pb, le fer : Fe, le cuivre : Cu, le cadmium : Cd, le vanadium : V, le magnésium : Mg, le zinc : Zn, le nickel : Ni, le chrome : Cr, etc.) qui ont une

densité supérieure à 5 g/cm^3 ([135]). Dans les écosystèmes aquatiques, la bioaccumulation de ces polluants métallique par les organismes aquatiques (végétaux et animaux) dépend non seulement de la concentration de ces métaux dans le milieu, mais aussi et surtout de la capacité des organismes à métaboliser ces molécules. Dans la Lagune de Porto Novo (sud Bénin) par exemple, [136] rapporte dans l'eau des concentrations plus importantes de Fe aussi bien en saison pluvieuse ($14,76 \pm 8,37 \text{ mg/l}$) que sèche ($12,48 \pm 5,76 \text{ mg/l}$), et cette molécule est beaucoup plus concentrée dans les organismes aquatiques dont les poissons (*Chrysichthys nigrodigitatus* et *Sarotherodon melanotheron*) et les crustacés (*Macrobrachium macrobrachium* et *Callinectes latimanus*). Par ailleurs, il est important de souligner que certains métaux y compris le Cu, le Mn, le Fe et le Zn sont essentiels à une bonne santé et à une croissance normale, jouant ainsi un rôle important dans les processus métaboliques clés des plantes et des animaux. Cependant, ces éléments essentiels ne deviennent toxiques que lorsque leur concentration dépasse les quantités minimales requises pour un métabolisme normal ([137]). C'est le cas par exemple dans la Lagune de Porto Novo, où les concentrations de ces métaux sont au-delà des limites définies par les normes sanitaires internationales.

4.2.4 Qualité technologique du poisson

Selon [48], Pour le consommateur, la composante technologique n'est pas un facteur de qualité, mais il n'en est pas de même pour les producteurs, transformateurs et distributeurs qui souhaitent des produits homogènes d'aspect et de taille, présentant une bonne aptitude à la transformation et relativement stables dans le temps. Cette qualité se base sur la manière dont le poisson a été produit, capturé, conservé et/ou transformé. Elle est donc fortement influençable par les processus de production, de capture, de conservation et de transformation du poisson. Comme pour d'autres produits animaux, le marché des poissons exige une certaine calibration pour la commercialisation. Chez la truite arc-en-ciel par exemple, [84] rapportent trois tailles de commercialisation suivant qu'il s'agisse de la truite portion ($\pm 250 \text{ g}$, < 1 an), la truite à filet ($\pm 500 \text{ g}$) et la grande truite (de 1 à 3 kg, ± 2 ans) destinée au fumage. Ces différents types de produits vont présenter des exigences en termes de rendements de découpe et de transformation. Ainsi, pour les poissons vendus entiers éviscérés c'est le rendement en carcasse qui sera le paramètre visé, alors que pour les poissons vendus sous forme de darne ou de filets, l'aptitude à la découpe (manuelle ou automatisée) et les rendements en filets seront exigées, et l'aptitude aux procédés de

transformations (salage, séchage, fumage, cuisson, etc.) pour les poissons transformés ([84]).

4.2.4.1 Rendement de filetage et d'éviscération

Le rendement de filetage est le rapport entre le poids des filets et le poids éviscéré ou le poids frais du poisson ; il dépend de l'espèce et de la taille du poisson et varie généralement entre 30 et 70% chez les poissons, et beaucoup moins chez les coquillages et les crustacés (<20%). Chez le chinchard (*Trachurus trachurus*) ce

rendement varie entre 34,5 et 40%, tandis que chez le maquereau (*Scomber scombrus*) il est de 55 à 63% ([138]). Le Tableau 5 présente le rendement de filetage de quelques espèces aquacoles. Cependant le rendement en carcasse ou d'éviscération, correspond au rapport entre le poids éviscéré et le poids total du poisson. Ce rendement peut également varier en fonction des espèces et de la taille du poisson, mais du poids du contenu stomacal au moment de la capture.

Tableau 5 : Rendement de filetage moyen ($\pm$ écartype) en pourcentage du poids frais de quelques espèces d'intérêt aquacole

Espèce	Poids des poissons	Rendement au filetage	Références
<i>Dicentrarchus labrax</i>	316 $\pm$ 19g	45 $\pm$ 1%	([139])
	225g*	46%*	([140])
	11 $\pm$ 4g	52 $\pm$ 2%	([141])
<i>Oncorhynchus mykiss</i>	518g*	50%*	([140])
	662 $\pm$ 14g	55%*	([142])
	763 $\pm$ 16g	51 $\pm$ 1%	([143])
	845 $\pm$ 30g	57%*	([142])
<i>Oreochromis niloticus</i>	741 $\pm$ 78g	36 $\pm$ 1%	([144])
<i>Psetta maxima</i>	882 $\pm$ 17g	26%*	([145])
<i>Salmo salar</i>	2923 $\pm$ 511g	56 $\pm$ 1%	([146])
	4875 $\pm$ 104g	58%*	([147])
<i>Salvelinus fontinalis</i>	243 $\pm$ 51g	51 $\pm$ 2%	([148])
<i>Silurus glanis</i>	800 à 3300g*	40-42%*	([149], [150])
<i>Sparus aurata</i>	273g*	48%*	([140])
<i>Perca fluviatilis</i>	131 $\pm$ 9g	42 $\pm$ 1%	([151])

*= écartype non disponible ; (Source : [48])

Par ailleurs, plusieurs auteurs ont rapporté qu'il existe une forte corrélation génétique entre la longueur, la circonférence du corps et le poids des individus quelques soit leur stade de développement. Cette corrélation pourrait permettre de prédire chez plusieurs espèces les rendements de découpe afin de faciliter la sélection des individus sur la base de leur forme générale ([152], [153]). Références [154] rapportent que plusieurs auteurs ont proposé d'améliorer le rendement de filetage en diminuant significativement la taille de la tête ou le volume de la cavité intestinale (ce qui revient à diminuer le volume des organes intestinaux) ou bien en choisissant les individus sur la base de leur poids vif. Ces auteurs soulignent néanmoins que les modifications de conformation peuvent également avoir un impact défavorable sur d'autres caractères morphologiques des individus (rendement en carcasse, tête, etc.), voire impacter l'intégrité physiologique des sujets ([155], [156]). Dans tous les cas, l'héritabilité du rendement de filetage chez les

poissons est modérée (0,12 chez le tilapia *O. niloticus*, 0,25 $\pm$ 0,10 chez le bar *D. labrax*, 0,28 chez la carpe *Cyprinus carpio* et 0,33 chez la truite *O. mykiss*. Selon [157], ces valeurs d'héritabilité bien que modérées montrent que la réponse à la sélection pour l'amélioration du rendement en filet chez les poissons est lente, mais réalisable.

4.2.4.2 Facteurs de variation de la qualité technologique des poissons

Il s'agit des facteurs intrinsèques au poisson d'une part et des facteurs trophiques d'autre part.

a- Facteurs intrinsèques

Les facteurs intrinsèques du poisson qui peuvent influencer sa qualité technologique sont généralement liés à la composition de son muscle, à son stage physiologique ou saison de capture, à son sexe, à ses caractéristiques

génétiques (souche, variété, population, etc.), à sa taille (poids/ âge) et à sa morphologie ([48]).

En effet, le « gaping » qui est la séparation du filet en feuillet serait lié à l'affaiblissement des tissus conjonctifs et à la désintégration *post mortem* du collagène qui est une protéine importante pour le maintien des myotomes et la qualité du filetage. En plus du collagène, la densité des fibres musculaires est importante pour maintenir la fermeté du muscle du poisson après sa mort. Références [158] ont observé que dans les filets de saumon contenant plus de 95 fibres/mm², peu de gaping est observé, tandis que des quantités variables de gaping (entre 0 et 100 cm de filet abîmé par poisson) apparaissent pour des densités de fibres plus faibles.

En période de reproduction, le développement des réserves de graisse périviscérale et le poids des gonades est un facteur important qui influence le rendement de filetage, spécialement pour les femelles où la masse ovarienne peut représenter jusqu'au quart du poids corporel ([159], [160], [161], [162], [163]).

En aquaculture, le processus de domestication des espèces permet d'améliorer et d'optimiser leurs capacités de production grâce à la sélection de souche à fortes performances de croissance ([41]). Cependant, plusieurs auteurs ont observé des variations dans les rendements de transformation entre différentes souches chez le saumon *O. kisutch* ([163]), chez le tilapia (*O. niloticus*) ([144]), chez le bar ([64]), chez le poisson-chat africain ([160]), chez le poisson-chat ([165]) et chez la carpe ([166]).

Plusieurs études ont montré que la taille de l'individu un facteur important de variation du rendement de filetage ([167], [149], [168], [167]) (Tableau 5). Références [146] rapportent qu'à âge égal, la part du squelette, des nageoires, de la tête est plus importante chez les poissons les moins gros d'où une diminution des rendements de filetage.

Selon [147], La forme du poisson et son poids sont à prendre en compte pour la détermination des rendements technologiques. En effet, il peut exister plusieurs morphotype pour une même espèce et pour une même taille ([170], [171], [168]). Chez le tilapia, il a été démontré qu'il est possible de prédire le rendement de filetage à partir de mesures morphologiques ([144]). Références [172] signalent que l'analyse de la morphologie, permettent d'envisager l'amélioration de ces caractères par la sélection génétique. Cependant, au-delà de cette variabilité de conformation, des malformations affectant l'aspect global des poissons et les

rendements de découpe peuvent contribuer à déprécier la qualité du produit ([173]).

b- Facteurs trophiques

Selon [48], l'amélioration des performances de croissance par les pratiques alimentaires (aliments à forte valeur énergétique, riches en lipides) entraîne un développement important des réserves de graisse dans les tissus périviscéraux des poissons d'élevage, comparativement aux poissons sauvages (Tableau 6). Pour [41], cette réserve périviscérale est souvent préjudiciable pour l'aptitude à la transformation de ces poissons en baissant les rendements et l'efficacité de fumage, notamment. En effet, les poissons nourris avec des aliments à valeur énergétique élevées ont un rendement de filetage inférieur à ceux nourris avec des aliments moins énergétiques ([174], [151]). Cependant, l'augmentation de la teneur en lipides de la chair ne modifie souvent pas les rendements de filetage ([175], [176]). Il en de même pour la nature et la composition lipidique des aliments distribués. En effet, [145] n'observent pas de différences de rendement de filetage et d'éviscération entre les turbots nourris avec des aliments à base d'huile végétale et ceux nourris avec des aliments à base d'huile de poisson. Cependant, du fait des différences de régimes alimentaires, notamment la nature des pigments ingérés, les facteurs génétiques et environnementaux, la couleur des poissons peut varier d'un milieu à un autre ([177], [178], [179], [180]). Références [181] ont également observé des qualités microbiologique (germes aérobic totaux) et physicochimique (pH, ABVT et TMA) meilleures chez les sujets de bar (*D. labrax*) élevés en cage flottante dans une mer ouverte, comparativement à ceux élevés dans un étang utilisant de l'eau chauffée d'une centrale électrique. Selon ces auteurs, les poissons élevés dans les étangs en eau chaude ont été rejetés comme inacceptables pour la consommation humaine après 13 jours, alors que les poissons élevés dans des cages flottantes l'ont été qu'après 15 jours. Ils concluent donc que les qualités organoleptique, hygiénique et technologique des poissons de pisciculture dépendent des conditions physicochimiques et bactériologiques durant leur élevage. A Madagascar, [182] a observé une amélioration du taux de survie des larves et une réduction de la flore microbienne des bassins d'élevage biologique de crevettes (*Penaeus monodon*) en utilisant l'huile essentielle d'une plante locale (*Cinnamosma fragrans*) dont les activités antimicrobiennes ont déjà été démontrées *in vitro* sur plusieurs bactéries (*Vibrio harveyi*, *V. fisheri*, *V. penaeicida*, *V. alginolyticus*, *V. anguillarum*, *Micrococcus luteus*, *Escherichia coli*,

Salmonella typhimurium, *Staphylococcus aureus*, *Bacillus subtilis*) dont certaines sont spécifiques à l'aquaculture.

Tableau 6 : Teneurs en lipides musculaire (% poids frais) de quelques poissons d'élevage et sauvages

Espèce	Lipides musculaire (%)		Références
	Sauvage	Elevage	
Bar (<i>Dicentrarchus labrax</i>)	1,4	5,2	[183]
Bar du japon (<i>Lateolabrax japonicus</i>)	1,8	5,7	[184]
Carangue (<i>Caranx delicatissimus</i>)	4,5	10,8	[184]
Carpe (<i>Cyprinus carpio</i>)	1,4	5,6	[184]
Daurade japonaise (<i>Pagrus major</i>)	1,4	4,6	[184]
Daurade royale (<i>Sparus aurata</i>)	1,0	9,4	[186], [187]
Flétan (<i>Hippoglossus hippoglossus</i>)	0,1	5,10	[188]
Griset (<i>Spondyliosoma Cantharus</i>)	3,5	9,2	[189]
Pagre (<i>Pagrus pagrus</i>)	0,6	3,0	[190]
Saumon Atlantique (<i>Salmo salar</i>)	4-6	8-16	[191], [192], [193]
Sériole (<i>Seriola dumerili</i>)	2,6	5,8	[184]
Turbot (<i>Scophthalmus maximus</i>)	0,6	1,1	[194]
Perche (<i>Perca fluviatilis</i>)	1,2	2,5	[195], [151]

(Source : [48])

4.2.5 Normes et critères de qualité des produits de pêche

Plusieurs méthodes permettent de mesurer la perte des caractéristiques initiales de fraîcheur et l'apparition des signes de décomposition détectables chez le poisson. Le système d'analyse des dangers et points critiques pour leur maîtrise, en abrégé système HACCP (*Hazard Analysis Critical Control Point*), est la méthode universelle en vogue pour la maîtrise de la sécurité sanitaire des denrées alimentaires (<https://fr.wikipedia.org>). La démarche HACCP est fondamentale pour la prévention, l'élimination ou la réduction à un niveau acceptable de tout danger biologique, chimique et physique. Cependant, dans la plupart des pays en développement, ces méthodes de contrôle sanitaire sont très peu développées, et les règlements nationaux ou régionaux qui sont utilisés s'inspirent généralement des normes ou standards européens ou américains sans que des études sérieuses soient menées pour adapter les critères aux exigences et conditions locales ou régionales. Au Bénin, malgré la création par Décret N°2011-113 du 08 mai 2012 de l'Agence Béninoise de Sécurité Sanitaire des Aliments (ABSSA), la Direction en charge des pêches demeure toujours l'Autorité Compétente de l'Assurance Qualité du contrôle de qualité des produits halieutiques en République du Bénin conformément à

l'article 4 du Décret N° 114 du 09 avril 2003 portant assurance qualité des produits de la pêche au Bénin. Tout produit de la pêche destiné à la consommation humaine doit donc être présenté à l'inspection sanitaire de l'Autorité Compétente aux fins d'effectuer des contrôles organoleptiques, chimiques et microbiologiques conformément aux textes réglementaires en vigueur. Au nombre des règlements nationaux utilisés pour le contrôle sanitaire des produits de la pêche au Bénin, nous pouvons citer le :

- Règlement N° 04/2007/CM/UEMOA du 06 avril 2007 portant création et modalités de fonctionnement du comité consultatif sur l'harmonisation des politiques et des législations des Etats membres de l'UEMOA en matière de pêche et d'aquaculture ;
- Règlement N° 007/ 2007/cm/UEMOA du 06 Avril 2007 relatif a la sécurité sanitaire des végétaux, des animaux et des aliments dans l'UEMOA ;
- Décision N°05/99/CM/UEMOA du 06 août 1999 portant adoption du Programme Spécial Régional pour la Sécurité Alimentaire dans les Etats membres de l'UEMOA ;

- Décret N° 2003-114 du 09 avril 2003 portant assurance qualité des produits de la pêche en République du Bénin ;
- Arrêté N° 419/MAEP/D-CAB/SGM/DA/DP/CSRH/SA du 07 avril 2003 fixant les valeurs limites en azote basique volatile total, en triméthylamine et en histamine dans les produits de la pêche ;
- Arrêté N° 423/MAEP/D-CAB/SGM/DA/DP/CSRH/SA du 07 avril 2003 portant auto-contrôle sanitaire dans les établissements à terre ;
- Arrêté N° 425/MAEP/D-CAB/SGM/DA/DP/CSRH/SA du 07 avril 2003 fixant les valeurs limites du plomb, du mercure et du cadmium dans les produits de la pêche ;
- Arrêté N° 426/MAEP/D-CAB/SGM/DA/DP/CSRH/SA du 07 avril 2003 portant définition des conditions d'hygiène à bord des navires de pêche et des navires-usines ;
- Arrêté n°1101/MAEP/D-CAB/SGM/DRH/DP/SA du 15 Novembre 2004 portant limite maximale des additifs autorisés dans le traitement des produits de la pêche ;
- Arrêté N° 3069/MAEP/D-CAB/SGM/DRH/DP/SA du 02 Novembre 2005 portant les limites maximales de substances organo-halogénées et autres molécules pesticides dans les produits de la pêche ;
- Arrêté N° 3477/MAEP/D-CAB/SGM/DRH/DP/SA du 22 Novembre 2005 portant définition des conditions d'hygiène à bord des pirogues de pêche ;
- Arrêté 2009 N° 034/MAEP/D-CAB/SGM/DRH/DP du 29 Novembre 2009 portant recherche des parasites sur les produits de la pêche.

Dans tous les cas, lorsque l'évaluation organoleptique suscite un doute sur la fraîcheur du poisson, le Règlement CE N° 2074/2005 de la Commission du 5 décembre 2005 signale que l'ABVT est le meilleur indicateur chimique d'altération des poissons. Au Bénin, l'Arrêté N° 419/MAEP/D-CAB/SGM/DA/DP/CSRH/SA du 7 avril 2003 fixant les valeurs limites en ABVT, en TMA et en histamine dans les produits de la pêche considère comme impropre à la consommation humaine les poissons osseux dont la teneur en ABVT est >25 mg N/100 g, les poissons cartilagineux dont la teneur ABVT est >30 mg N/100 g, les crustacés et les céphalopodes dont la teneur en ABVT est

>350 mg N/100 g. Cependant, la limite supérieure de 35 mg N/100 g de chair est généralement utilisée par les services de contrôle sanitaire au Bénin aussi bien pour les poissons entiers ou filets de poissons congelés importés que pour les poissons frais d'eau douce produits localement (pêche ou aquaculture), de même que les crustacés et les céphalopodes (Cf. [196]). En Côte d'Ivoire, conformément à l'Arrêté N° 2017-002/MIRHA/CAB du 06 janvier 2017 relatif aux critères microbiologiques et chimiques applicables à la production des produits de pêche destinés à la consommation humaine, la limite en ABVT dans les poissons frais éviscérés est inférieure à 25 mg N/100 g de chair, tandis que dans les filets de poissons non transformés elle doit être inférieure à 30 mg N/100 g de chair. On remarque déjà une disparité dans les critères d'acceptation en ABVT dans les pays de l'UEMOA alors que conformément aux articles 9 à 11 du Règlement No 01/2005/CM/UEMOA du 04 juillet 2005 portant schéma d'harmonisation des activités d'accréditation, de certification, de normalisation et de métrologie dans l'UEMOA et aux dispositions du règlement N° 007/2007/CM/UEMOA relatif à la sécurité sanitaire des végétaux, des animaux et des aliments dans l'UEMOA, les Etats membres devraient mettre en œuvre le principe de reconnaissance mutuelle des prescriptions techniques et normes en matière de protection sanitaire des aliments en vigueur dans les Etats membres en les reconnaissant comme équivalentes. Par ailleurs, pour les produits de pêche transformés (fumés, salés, séchés, fermentés, etc.) les normes ci-dessus indiquées pour l'ABVT ne sont plus applicables. Ainsi, selon Silva et al. (1998), c'est au-delà de 500 mg N/100 g, que les produits halieutiques transformés peuvent être considérés comme impropre à la consommation humaine ([197]). Références [105] rapportent aussi des teneurs en ABVT inférieures à 500 mg N/100 g pour les poissons fermentés Adjuevan (Côte d'Ivoire), Guedj (Sénégal) et Lanhoun (Bénin) commercialisés dans les marchés traditionnels en Afrique de l'Ouest.

Sur le plan toxicologique, les Arrêtés N°425/MAEP/D-CAB/SGM/DA/DP/CSRH/SA du 07 avril 2003 et N°3069/MAEP/D-CAB/SGM/DRH/DP/SA du 02 Novembre 2005 fixent respectivement pour le Bénin les valeurs limites maximales du plomb (0,2 mg/kg), du mercure (0,25 mg/kg) et du cadmium (0,05 mg/kg) d'une part, et d'autre part les limites maximales de substances organo-halogénées et autres molécules pesticides (Organophosphorés : 50 µg/kg ; Organochlorés : 2 à 20 µg/kg et PCB et congénères : 40 µg/kg) dans le poisson frais.

Sur le plan microbiologique, l'article 6 du Décret N° 114 du 09 avril 2003 portant assurance qualité des produits de la pêche au Bénin impose une vérification du respect des normes microbiologiques pendant le processus de production avant la mise sur le marché des produits de la pêche. Comme la plupart des pays de l'UEMOA (Union Economique et Monétaire Ouest Africaine), aucune réglementation spécifique nationale n'a encore été adoptée pour la qualité microbiologique des produits de la pêche ; les contrôles effectués se réfèrent généralement aux normes internationales ([123], [11]). Il s'agit notamment de :

- la Norme AFNOR du 12 décembre 2000 spécifique aux poissons congelés et surgelés et aux poissons frais réfrigérés ;
- du Règlement CE N° 2495/2001, selon lequel l'état de fraîcheur du poisson peut prendre en fonction des notes, quatre catégories d'indice de qualité : « Extra », « A », « B » et « C » ;
- du Règlement CE N° 2406/96 du 26 novembre 1996 relatif aux normes communes de commercialisation pour certains produits de la pêche frais ou réfrigérés ;
- du Règlement CE N° 2074/2005 de la Commission du 5 décembre 2005 qui fixe les limites en ABVT à 25 mg N/100 g de chair pour les Pleuronectidae et les Sebastidae, et à 35 mg N/100 g de chair pour les Salmonidae, les Maerluccidae et les Gadidés ;
- le Règlement CE N° 2073/2005 qui définit au niveau européen les critères de sécurité des produits et d'hygiène des procédés applicables à certaines denrées alimentaires ;
- les critères microbiologiques définis par la Fédération des Entreprises du Commerce et de la Distribution (FCD), fixant le seuil de tolérance Maximale (M).

Sur le plan toxicologique, les exigences réglementaires visant à réduire la contamination chimique des aliments y compris le poisson sont consignées dans la norme du CODEX STAN 193-1995 portant code d'usages concernant les mesures prises à la source pour réduire la contamination chimique des aliments.

V. CONCLUSION

La dégradation de la qualité du poisson est liée non seulement à sa composition biochimique, mais aussi à ses caractéristiques physico-chimiques (pH neutre, concentration élevée de composés azotés de faible poids moléculaire, etc.) qui favorisent la croissance microbienne. Ce développement microbien *post mortem* est déterminé

non seulement par les bactéries présentes dans le milieu de vie du poisson, mais aussi et surtout par les conditions *peri mortem* (hygiène des procédés de capture et de manutention notamment) et les méthodes de conservation et de transformation. Les microorganismes spécifiques responsables de la dégradation de la qualité organoleptique, chimique, microbiologique et technologique du poisson, de même que les normes et critères d'évaluation de ces qualités, l'influence des procédés de conservation et l'atmosphère de stockage des produits ont été documentés. Cette revue a donc permis de mieux comprendre les changements *post mortem* du poisson dans le but de fournir des indicateurs de qualité pertinents pour améliorer les méthodes de conservation et assurer la sécurité sanitaire des consommateurs.

CONTRIBUTION DES AUTEURS

Ce travail a été réalisé en collaboration avec tous les auteurs ayant lu et approuvé le manuscrit final. L'auteur ABL a fait la revue de littérature et rédigé le 1^{er} draft du manuscrit ; les auteurs IIT, ARB, PUT et VA ont contribué à l'élaboration du plan de rédaction, lu et corrigé le manuscrit, tandis que les auteurs DMFG et LD ont contribué à la collecte des documents et ont aussi lu et corrigé le document.

REMERCIEMENTS

Les auteurs remercient les membres du comité de thèse de M. Akim BELCO LATIFOU qui ont validé le plan général du présent manuscrit.

REFERENCES

- [1] FAO. 2018. La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2018. Atteindre les objectifs de développement durable. Rome. Licence: CC BY-NC-SA 3.0 IGO.
- [2] Akande GR, Dieri-Ouadi Y. 2010. Post-harvest losses in small-scale fisheries. Case studies in five Sub-Saharan African countries. FAO fisheries and aquaculture technical Paper No. 550. Rome, Italy.
- [3] Commission du Codex Alimentarius. 2016. Code d'usages pour les poissons et les produits de la pêche. CAC/RCP 52-2003, mis à jour en 2016. Rome, FAO et OMS (également consultable en ligne www.fao.org/fao-who-codexalimentarius/codex-texts/codes-of-practice).

- [4] FAO. 2006. Profil des pêches et de l'aquaculture par pays ; vue générale du secteur des pêches nationales FAO/FIR/CP/BEN p42.
- [5] ANSES. 2015. Définition des denrées périssables et très périssables. Avis de l'Anses, saisine n° 2014-SA-0061. <https://www.anses.fr/system/files/BIORISK2014sa00;61p>.
- [6] Aung MM, Chang YS. 2014. Temperature management for the quality assurance of a perishable food supply chain. *Food Control*. 40: p. 198-207.
- [7] Sharifian S, Ebrahim A, Mortazavi MS, Moghadam MS. 2014. Effects of refrigerated storage on the microstructure and quality of grouper (*Epinephelus coioides*) fillets. *Journal of food science and technology*. 51(5): p. 929-935.
- [8] Humai SA, Jamal MT. 2014. The Effect of Storage Temperature (4°C, 15°C and 25°C) on the Shelf Life of Whole Marine Fish (*Rastrelliger kanagurta*). *Journal of Environmental Science, Toxicology and Food Technology*. 8(11):46-51.
- [9] Assogba MHM, Salifou CFA, Ahounou SG, Silemehou JAS, Dahouda M, Chikou A, Farougou S., Kpodekon M., Youssao A.K.I., 2018a. Effet de la Fumaison sur les Qualités Technologiques et Sensorielles de *Scomber Scombrus* (Maquereau Commun) et de *Trachurus Trachurus* (Chinchard) à Wlacodji dans le Sud du Bénin. *International Journal of Progressive Sciences and Technologies*. 9(1) :34-35.
- [10] Assogba MHM, Ahounou SG, Bonou GA, Salifou CFA, Dahouda M, Chikou A, Farougou S., Youssao A.K.I., 2018b. Qualité de la Chair des Poissons : Facteurs de Variations et Impacts des Procédés de Transformation et de Conservation. *International Journal of Progressive Sciences and Technologies*. 10(2) :333-358.
- [11] Assogba MHM, Salifou CFA, Tobada P, Aboudou AK, Bio Bakary A, Dahouda M, Chikou A., Farougou S., Youssao A.K.I., 2018c. Impact of break in the cold chain on the microbiological quality of *Scomber scombrus* (Atlantic mackerel) and *Trachurus trachurus* (Horse mackerel) in South Benin. *International Journal of Innovation and Applied Studies*. 24(2):623-632.
- [12] Rosset P, Annie B, Marie C, Gerard P. 2002. La chaîne du froid en agroalimentaire. *Cahier de Nutrition et de Diététique*, 37 (2), 124-130. <https://hal-anses.archives-ouvertes.fr/hal-00378384>
- [13] Calanche J, Samayoa S, Alonso V, Provincial L, Roncales P, Beltran JA. 2013. Assessing the effectiveness of a cold chain for fresh fish salmon (*Salmo salar*) and sardine (*Sardina pilchardus*) in a food processing plant. *Food Control*. 33:126-135.
- [14] Sylla K. 2000. Contribution à l'étude comparée des conditions de réception, de stockage et de préparation des denrées alimentaires d'origine animale en restauration collective : cas particulier des restaurants du Centre des Œuvres Universitaires de Dakar (COUD)-Sénégal. Thèse Médecine Vétérinaire. Dakar.
- [15] Asao T, Kumeda Y, Kawai T, Shibata T, Oda H, Haruki K, Nakazawa H, Kozaki S. 2003. An extensive outbreak of staphylococcal food poisoning due to low-fat milk in Japan: estimation of enterotoxin A in the incriminated milk and powdered skim milk. *Epidemiol infect*. 130 (1): 33-40.
- [16] Al Bulushi IM, Poole SE, Barlow R, Deeth HC, Dykds GA. 2010. Speciation of gram-positive bacteria in fresh and ambient-stored sub-tropical marine fish. *International Journal of Food Microbiology*. 138: p. 32-38.
- [17] Bocodaho BG. 2015. Etats des lieux sur les techniques de conservations par le froid des poissons d'eau marine *Scomber scombrus* (maquereau commun) et *Trachurus trachurus* (chinchard) dans le sud du Bénin (Abomey-Calavi et Cotonou). Rapport de fin de formation pour l'obtention de la licence en Production et Santé

- Animale, Ecole Polytechnique d'Abomey-Calavi, Université d'Abomey-Calavi ; 48p.
- [18] Gnimavo EM. 2015. Caractérisation de la chaîne du froid des poissons (*Scomber scombrus* et *Trachurus trachurus*) dans la commune d'Abomey Calavi. Rapport de fin de formation pour l'obtention de la licence en Production et Santé Animale, 47p.
- [19] Huss HH, Perdersen A, Cann DC. 1974. The incidence of *Clostridium botulinum* in Danish trout farms. 1. Distribution in fish and their environment. J. Fd. Technol. 9. 445-450.
- [20] Billon J. 1976. Intérêt du froid dans la conservation du poisson et des crustacées : aspects microbiologiques. Bul. Acad. Vétérinaire de France. 49 : 333-334.
- [21] Shewan J.M. 1977. The bacteriology of fish and spoiling fish and some related chemical changes induced by bacterial action. In: handling processing and marketing of tropical fish. Londres Tropical product institute.
- [22] Hansen GH, Olafsen JA. 1999. Bacterial interactions in early life stages of marine cold water fish. Microb Ecol. 38: 1-26.
- [23] Levoi F. 2002. La microbiologie du saumon fumé à froid : Aspects hygiéniques et qualité. Froid. 1028: p. 35-40
- [24] Mench M, Baize D. 2004. Contamination des sols et de nos aliments d'origine végétale par les éléments en traces. Le Courrier de l'environnement de l'INRA, 52(52), 31-56.
- [25] Leduc F. 2011. Evaluation de la qualité des poissons frais par des approches biochimiques. Thèse de doctorat en biochimie de l'Université Science et Technologie de Lille 1 de l'Ecole doctorale biologie et Santé.
- [26] Lagler K. 1978. Capture, Sampling and Examination of Fishes. In: Begenal, T., Ed., Methods for Assessing Fish Production in Fresh Waters, Blackwell, Oxford, 7-47.
- [27] Stansby ME. 1962. Proximate composition of fish. In Fish nutrition, p 55-60, éd. E Heen et R. Kreuser. Londres, Fishing News (Books) Ltd, pour la FAO.
- [28] Bendali JR. 1962. The structure and composition of muscle. In Recent advances in food science, vol. 1: 58-67, éd. J. Hawthorn et J. Muil Leitch. Londres, Butterworths.
- [29] Love RM. 1970. The chemical biology of fishes - With a key to the chemical literature. Academic Press, London. 541 p.
- [30] Watts JCD. 1957. The chemical composition of West African fish. 2. The West African shad (*Ethmalosa dorsalis*) from the Sierra Leone river estuary. Bull. Inst Fondam. Afr. Noire (A Sci. nat.), 19 (2): 539-547.
- [31] Ito Y, Watanabe KO. 1968. Variations in chemical composition in the fillet of corvina and pescada foguete. Contrib. inst. Oceanogr. Univ. Sao Paulo (Ser. Technol.), (5): 1-6.
- [32] Watanabe KO. 1971. Physical characteristic and chemical composition of fresh bream, mud sucker, tiger fish and barb from lake Kariba. Fisheries Research Bull., 5: 153-173.
- [33] Sikorski ZE, Lolakowska A, Pan BS. 1990. The nutritive composition of the major groups of marine food organisms In Sikorski Z. E. (Ed.) (1990), Resources Nutritional Composition and Preservation (Boca Raton, Florida: CRC Press-Inc): 30-52.
- [34] Purwaamidjaja ET. 2010. Storage quality of fresh Red fish (*Sebastes marinus*) fillets as affected by different cooling methods. Reykjavik: UNU-FTP.
- [35] Ghaly AE., Dave D, Budge S, Brooks MS. 2010. Fish spoilage mechanisms and preservation techniques. American Journal of Applied Sciences. 7(7): p. 859.
- [36] Dehaut A. 2014. Evaluation de la qualité fraîcheur du poisson par des approches biochimiques (SPME-GC/MS) et Moléculaires (q PCR). Thèse de doctorat de l'Université de Lille I en Ingénierie des fonctions biologiques. p. 243.

- [37]Fauconneau B. 2004. Diversification, domestication et qualité des produits aquacoles. *Productions Animales*. 3 (17), 227-236.
- [38]Corraze G, Kaushik S. 1999. Les lipides des poissons marins et d'eau douce. *Oléagineux, Corps gras, Lipides* 6 (1), 111-115.
- [39]Médale F. 2008. Le poisson : quels enjeux pour sa consommation ? Lettre scientifique de l'Institut Français pour la nutrition. n°130. p20.
- [40]Huss HH. 1988. Le poisson frais : qualité et altérations de la qualité. Manuel de formation préparé pour le Programme FAO/DANIDA sur la technologie du poisson et le contrôle de qualité. Collection FAO, Pêches n°29. 138p.
- [41]Fauconneau B, Faure A, Haffray P, Médale F, Vallet JL. 1996. Amélioration des rendements de carcasse et maîtrise de l'état d'engraissement des poissons d'élevage. *La Pisciculture Française* 124, 25-29.
- [42]Sheridan MA. 1988. Lipid dynamics in fish: aspects of absorption, transportation, deposition and mobilization. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology* 90(4), 679-690.
- [43]Stansby ME, Hall AS. 1967. Chemical composition of commercially important fish of the USA. *Fish. Ind. Res*, 3 (4): 29-34.
- [44]Sargent JR, Tocher DR., Gordon Bell J. 2002. The lipids. In "Fish nutrition" (J. E. Halver, and R. W. Hardy, eds.). Academic Press, Elsevier Science, New York. pp. 181-257.
- [45]Rose DP, Connolly JM. 1999. Omega-3 fatty acids as cancer chemopreventive agents. *Pbarmacol. Tbera.*, 83, 217-244.
- [46]Kamal-Eldin A, Yanishlieva NV. 2002. N-3 fatty acids for human nutrition: stability considerations. *European Journal of lipid Science and technology/ Volume* 104, issue 12.
- [47]Opsahl-Ferstad H-G, Rudi H, Ruyter B, Refstie S. 2003. Biotechnological approaches to modify rapeseed oil composition for applications in aquaculture. *Plant Science* 165(2), 349-357.
- [48]Mairesse G. 2005. Déterminisme ante mortem et variabilité de la qualité nutritionnelle, technologique et organoleptique (couleur et morphologie) de la perche commune *Perca fluviatilis* (L.). Thèse de doctorat de l'Institut National Polytechnique de Lorraine. p. 189.
- [49]Breakkan OR. 1976. Den ernaeringsmessige betydning av fisk. *Fiskets Gang*, (35).
- [50]Tokunaga T. 1970. Trimethylamine oxide and its decomposition in the bloody muscle of fish. I TMAO. TMA and DMA contents in ordinary and bloody muscles. *Bull. Jap. Soc. Sci. Fish.*, 36 (5): 502-509.
- [51]Mendel B, Kemp A, Myers DK. 1954. A colorimetric micro-method for the determination of glucose. *Biochemical Journal*; 56(4): 639-646.
- [52]Liese AD, Schulz M, Fang F, Wolever TMS, D'Agostino RB, Sparks KC, Mayer-Davis EJ. 2005. Dietary glycemic index and glycemic load, carbohydrate and fiber intake, and measures of insulin sensitivity, secretion, and adiposity in the Insulin Resistance Atherosclerosis. *Diabetes care*, 28 (12) 2832-2838.
- [53]Maage A, Lorentzen M, Bjornevik M, Julshamn K. 1993. Zinc requirement of Atlantic salmon (*Salmo salar*) fry during start feeding. In: *Fish Nutrition in Practice Proceedings IV. International Symposium on Fish Nutrition and Feeding*. Biarritz, France, 24-27 June, 1991, (Kaushik, S.J. & Luquet, P. eds). INRA, Paris, 873-882.
- [54]Tomlinson N, Geiger SE. 1963. Brine spray frozen tuna, Sodium, potassium, lactic acid and acid-soluble phosphorus in the muscle, and the influence thereon of thawing and precooking. *J. Fish. Res. Board Can.*, 20 (5): 1183-1187.
- [55]Spinelli J. 1965. Effect of hypoxanthine on the flavor of fresh and stored low-dose-irradiated petrale sole filets. *J. Food Sci.*, 30 (6): 1063-1067.

- [56] Siebert G, Schmitt A. 1965. Fish tissue enzymes and their role in the deteriorative changes in fish. In *The technology of fish utilization*, p. 47-52, éd. R Kreuzer. Londres, Fishing News (Books) Ltd, pour la FAO.
- [57] Reddi PK, Constantinides SM, Dymsha HA. 1972. Catheptic activity of muscle. *J. Food Sci.*, 37: 643-648.
- [58] Wojtowicz MB, Odense PH. 1972. Comparative study of the muscle catheptic activity of some marine species. *J. Fish. Res. Board Can.*, 29 (1): 24-27.
- [59] Herbert RA, Shewan JM. 1976. Roles played by bacterial and autolytic enzymes in the production of volatile sulphides in spoiling North Sea cod (*Gadus morhua*). *J. Sci. Food Agric.*, 27: 89-94.
- [60] Shewan JM, Jones NR. 1957. Chemical changes occurring in cod muscle during chill storage and their possible use as objective indices of quality. *J. Sci. Food Agric.* 8, 491-498.
- [61] Castell CH, Neal WE, Dale J. 1973. Comparison of changes in trimethylamine, dimethylamine and extractable protein in iced and frozen gadoid fillets. *J. Fish. Res. Board Can.*, 30 (8) 1246-1248.
- [62] Mackie JM, Thomson BW. 1974. Decomposition of trimethylamine oxide during iced and frozen storage of whole and comminuted tissue of fish. *Proc. Int. Congr. Food Sci. Technol.*, 4(1): 2333-2342.
- [63] Hebard CE, Flick GJ, Martin RE. 1976. Occurrence and significance of trimethylamine oxide and its derivatives in fish and shellfish. In *Chemistry and biochemistry of marine food products*, p. 149-304, éd. R.E. Martin et al. Westport. Connecticut. AVI Publishing Co.
- [64] Love RM. 1980. *The chemical biology of fishers*. Vol. 2. Londres, Academic Press.
- [65] Hsieh RJ, Kinsella JE. 1989. Oxidation of polyunsaturated fatty acids: mechanisms, products, and inhibition with emphasis on fish. *Adv Food Nutri Res*; 33: 233-41.
- [66] MC Clements DJ, Decker EA. 2000. Lipid oxidation in oil-in-water emulsions: impact of molecular environment on chemical reactions in heterogeneous food systems. *J Food Sci*; 65: 1270-82.
- [67] Eymard S. 2003. Mise en évidence et suivi de l'oxydation des lipides au cours de la conservation et de la transformation du chinchard (*Trachurus trachurus*) : choix des procédés. Thèse de l'Université de Nantes (France), Octobre 2003, N° ED 0367.
- [68] Genot C, Eymard S, Viau M. 2004. Comment protéger les acides gras polyinsaturés à longues chaînes oméga 3 (AGPI -- LC ω3) vis-à-vis de l'oxydation ? Oléagineux, Corps Gras, Lipides. Volume 11, Numéro 2, 133-141.
- [69] Knockaert C. 1990. Le fumage du poisson. Edition IFREMER -1995. p. 178.
- [70] Shewan JM. 1962. The bacteriology of fresh and spoiling fish and some related chemical changes. In *Recent advances in food science*, vol. 1: 167-193, éd J. Hawthorn and J. Muil Leitch. Londres, Butterworths.
- [71] Lima dos Santos CAM. 1978. Bacterial spoilage of iced Amazonian freshwater catfish. Royaume-Uni, Loughborough Univ. Technology. (Mémoire de Maîtrise).
- [72] Gilles-pie NC, Macrae JC. 1975. The bacterial flora of some Queensland fish and its ability to cause spoilage. *J. Appl. Bacterial.*, 39: 91-100.
- [73] Liston J. 1980. Fish and shellfish and their products. In *Microbial ecology of foods*, vol. 2: 567-605, éd. J.H. Silliker et al. New York, Academic Press.
- [74] Abotchi K. 2010. Evaluation de la qualité microbiologique des poissons fumés artisanalement au Togo. Mémoire de master 2 en qualité des aliments de l'homme de l'Ecole Inter-Etats des Sciences et Médecine Vétérinaires de Dakar, 30 p.
- [75] Shewan JM, Murray CK. 1979. The microbial spoilage of fish with special reference to the role of psychrophiles. In *Cold-tolerant microbes in spoilage*

- and the environment, p.117-136, éd. A. D. Russell and R. Fuller. Londres, Academic Press.
- [76]Murray CK, Flechter TC. 1976. The immunohistochemical localization of lysozyme in plaice (*Pleuronectes platessa* L.) tissues. *J. Fish Biol.*, 9: 329-334.
- [77]Huss HH. 1972. Storage life of prepacked wet fish at 0°C. 1. Plaice and haddock. *J. Food technol.* 7:13-19.
- [78]Sakaguchi M, Kan K, Kwai A. 1980. Induced synthesis of membrane-bound c-type cytochromes and trimethylamine oxide reductase in *Escherichia coli*. In *Advances in fish science and technology*, p. 472-476, éd J.J. Connell. Farnham, Surrey, Royaume-Uni, Fishing News (Books) Ltd.
- [79]Stenbergs E, Styrvold OB, Strom AR. 1982. Trimethylamine oxide respiration in *Proteus* sp. *Strain NTCH 153: electron transfert-dependent phosphorylation and L-serine transport. J. Bacteriol.*, 149 (1): 22-28.
- [80]Lagoin Y. 1976. Les produits de la pêche congelés : altérations et réglementation. *Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France*, 49 : p. 321-331.
- [81]Cheng JH, Sun DW, Han Z, Zeng XA. 2014. Texture and Structure Measurements and Analyses for Evaluation of Fish and Fillet Freshness Quality *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*. 13.
- [82]Choubert G. 2010. Procédé de conservation/transformation et qualité sensorielle du poisson. 13ème journée Sciences des Muscles et Technologies des Viandes, Clermont Ferrand, 19- 20 Octobre. p. 91-98.
- [83]Regost C. 2001. Effets des lipides sur la qualité nutritionnelle, physique et organoleptique de la chair de la Truite Fario (*Salmo trutta*) et du turbot (*Psetta maxima*). Thèse de doctorat de l'Université de Rennes 1 de l'Ecole Doctorale Vie-Agronomie- Santé p. 222.
- [84]Lefèvre F, Bugeon J. 2015. Quelles exigences de qualités pour les poissons d'élevage et issus de la pêche ? *INRA Productions Animales*, INRA Editions. 28(2): p. 119-124.
- [85]Choubert G. 1992. La pigmentation des Salmonidés : dynamique et facteurs de variations. *INRA Productions Animales*, INRA Editions. 5(4): p. 235-246.
- [86]Lebret B, Picard B. 2015. Les principales composantes de la qualité des carcasses et des viandes dans les différentes espèces animales. In : Numéro spécial, le muscle et la viande. Picard B., Lebret B. (Eds). *INRA Production Animale*, 28: p. 93-98.
- [87]Listrat A, Lebret B, Louveau I, Astruc T, Bonnet M, Lefaucheur L, Bugeon J. 2015. Comment la structure et la composition du muscle déterminent la qualité des viandes ou chairs ? *INRA Productions Animales*. INRA Editions. 28(2): p.125-136.
- [88]Chéret R. 2005. Effet des hautes pressions sur les indicateurs de maturation de la viande et d'altération du muscle de poissons. Thèse de doctorat de l'Université de Nantes en Génie des Procédés. p. 197.
- [89]Kolditz CI. 2008. Déterminisme nutritionnel et génétique de la teneur en lipides musculaires chez la truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*) : Etude par analyse de l'expression de gènes candidats, du protéome et du transcriptome du foie et du muscle. Thèse de doctorat de l'Université de Bordeaux 1 de l'Ecole Doctorale des Sciences de la Vie et de la Santé. p. 420.
- [90]Haard NF. 1992. Control of chemical composition and food quality attributes of cultured fish. *Food Research International*. 25: p. 289-307.
- [91]Cowey CB. 1993. Some effects of nutrition on flesh quality of cultured fish. . Ln: S.I. Kaushik et P. Luquet (Eds.), *Fish Nutrition in Practice*, Biarritz, France, INRA Editions. Les Colloques. 061 : p. 228-236.

- [92] Lefèvre F, Bugeon J. 2008. Déterminisme biologique de la qualité des poissons in 12ème Sciences du Muscle et Technologies des Viandes. p. 139-146.
- [93] Liu S, Fan W, Zhong S, Ma C, Li P, Zhou K, Peng Z, Zhu M. 2010. Quality evaluation of tray-packed tilapia fillets stored at 0C based on sensory, microbiological, biochemical and physical attributes. *African Journal of Biotechnology*. 9(5): p. 692-701.
- [94] Farid FB, Latifa GA, Nahid MN, Begum M. 2014. Effect of sun-drying on proximate composition and pH of shoal fish (*C. striatus*; Bloch, 1801) treated with salt and salt-turmeric storage at room temperature (27 C-30 C). *J. Agricul. Veter. Sci.* 7(9): p. 01-08.
- [95] Makawa Z, Kapute F, Valeta J. 2014. Effect of delayed processing on nutrient composition, pH and organoleptic quality of pond raised tilapia (*Oreochromis shiranus*) stored at ambient temperature. *African Journal of Food, Agriculture, Nutrition and Development*, 14(3).
- [96] Akter M, Islam M J, Mian S, Shikha FH, Rahman MH, Kamal MD. 2014. Changes in fillet quality of pangas catfish (*Pangasianodon hypophthalmus*) during frozen storage. *World Journal of Fish and Marine Sciences*. 6(2): p. 146-155.
- [97] Dromer C, Reynal L, Etienne M, Mathieu H, Pau C, Eugène S, Régina F. 2015. Etude de la qualité des produits de la pêche associée aux DCP ancrés R.INT.RBE/BIODIVENV 2015-2. p. 123.
- [98] Ozyurt G, Kuley E, Ozkutuk S, Ozogul F. 2009. Sensory, microbiological and chemical assessment of the freshness of red mullet (*Mullus barbatus*) and goldband goatfish (*Upeneus moluccensis*) during storage in ice. *Food chemistry*. 114(2): p. 505-510.
- [99] Zang B, S. Deng. 2012. Quality assessment of *Scomber japonicus* during different temperature storage: biochemical, textural and volatile flavor properties. in International conference on artificial intelligence and soft computing. *Notes Information Technology* 1:1155-1161.
- [100] Erkan NT, Ulusoy SY, Uretener S G. 2011. The use of thyme and laurel essential oil treatments to extend the shelf life of bluefish (*Pomatomus saltatrix*) during storage in Ice. *Journal für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit*. 6(1): p. 39-48.
- [101] Huss HH, Larsen A. 1979. The post-mortem changes in the oxidation-reduction potential of fish muscle and internal organs. In *Food as an ecological environment for pathogenic and index-organism*. P 265-279. Éd. K. Sobolenska-ceronik. E. Ceronik & S. Zaleski. Pologne. *Ars Polonia*.
- [102] Huss HH. 1980. Distribution of *Clostridium botulinum*. *Appl. Environ. Microbiol.* 39, 764-769
- [103] CPS 1999. Méthodes pratiques de conservation des produits de la mer, salage et séchage : Manuel de formation ; Secrétariat Général de la Communauté du Pacifique, CPS ; 42p.
- [104] Tuara P. 1999. Méthodes pratiques de conservation des produits de la Mer : Salage et séchage ; Manuel de formation, Secrétariat général de la Communauté du Pacifique ; 42p
- [105] Fall M, Diop MB, Montet D, Maiga AS, and Guiro AT. 2019. Fermentation du poisson en Afrique de l'Ouest et défis sociétaux pour une amélioration qualitative des produits (adjuevan, guedj et lanhouin): revue de la littérature. *Cah. Agric*, 28, 7.
- [106] ANSES. 2010. Rapport sur la consommation des poissons, mollusques et crustacés : Aspects nutritionnels et sanitaires pour l'Homme. p. 130.
- [107] Bailly JD, Brugere H, Chardon H. 2002. Maladies microbiennes et parasitaires pouvant être associées à la consommation de viandes et de produits carnés ; cahiers sécurité des aliments, 52.
- [108] Dib AL. 2014. Evaluation de la contamination microbienne des produits de la mer. Thèse de Doctorat en Sciences en Hygiène et Sécurité Alimentaire de

- l'Université Constantine1, Institut des Sciences Vétérinaires. p. 280.
- [109] Froman B. 1995. Le manuel qualité : outil stratégique d'une démarche qualité, AFNOR, deuxième édition, 189p.
- [110] Larpent JP. 1997. Microbiologie alimentaire : techniques de laboratoires. Paris : Technique et Documentation-Lavoisier, 1013p.
- [111] Rieu D. 2012. Composition des poissons : protéines, lipides, vitamine D, iode Arch Pediatr. 19 : p. 36-37.
- [112] Cheftel J.-C, Besancon P. 1990. Introduction à la biochimie et à la technologie des aliments. Volumes 2. Lavoisier, Paris, 420p.
- [113] Guiraud JP. 1998. Microbiologie alimentaire. Paris : Dunod. 652p
- [114] Jouve JL. 1993. La qualité microbiologique des aliments : maîtrise et critères. Paris : Polytechnica, 394p.
- [115] Merwad AMA, El-Ghareeb WR, Taisir SM. 2001. Occurrence of some Zoonotic Vibrios in Shellfish and Diarrheic Patients with Regard to the Gene in *Vibrio Parahaemolyticus*. Journal of American Science. 7(9) : p. 449-459.
- [116] Mhongole OJM. 2009. Microbiology and Spoilage Trail in Nile Perch (*Lates niloticus*), Lake Victoria, Tanzania. Thesis of degree of MSc. Food Science (Seafood processing) in Faculty of Food Science and Nutrition School of Health Sciences of University of Iceland. p. 94.
- [117] Le Fur B, Wacogne D, Lorre S, Pilet MF, Leroi F. 2013. Applications de la biopréservation via des cultures microbiennes dans la filière des produits de la mer. Réseau Mixte Technologique. Archimer, Ifremer: p. 19.
- [118] Abdoullahi HO, Zongo C, Tapsoba T, Tidjani A, Savadogo A. 2016. Evaluation de la qualité hygiénique et des paramètres physicochimiques des poissons séchés vendus dans les villes de N'Djamena (Tchad) et de Ouagadougou (Burkina Faso). Rev. Microbiol. Ind. San et Env. 10(1) : p. 13-32.
- [119] Wabi KA. 2010. Evaluation de la qualité microbiologique et physico-chimique du poisson chinchard « *Trachurus trachurus* » congelé commercialisé dans les environs du Campus Universitaire d'Abomey Calavi au Bénin. Mémoire de Master en normes, contrôle de qualité et technologie alimentaire de l'Université d'Abomey Calavi au Bénin. p. 44.
- [120] Obemeata O, Nnenna FP, Christopher N. 2011. Microbiological assessment of stored *Tilapia guineensis*. African Journal of Food Science. 5(4):242-247.
- [121] Olayemi FF, Raji AO, Adedayo MR. 2012. Microbiological quality of catfish (*Clarias gariepinus*) smoked with Nigerian Stored Products Research Institute (NSPRI) developed smoking kiln. International Research Journal of Microbiology (IRJM). 3(13) : p. 426-430.
- [122] Degnon GR, Dognon TJ, Toussou S, Migan SY. 2012. Evaluation de la qualité microbiologique et physico-chimique des poissons capturés et commercialisés au port de pêche industrielle de Cotonou. Journal of Applied Biosciences 6(1) : p. 166-174.
- [123] Degnon RG, Agossou V, Adjou ES, Dahouenon Ahoussi E, Soumanou MM, Sohounhloue DCK. 2013. Qualité microbiologique du chinchard (*Trachurus trachurus*) au cours du processus de fumage. Journal of Applied Biosciences ; 67 :5210-5218.
- [124] Odu NN, Imaku LN. 2013. Assessment of the microbiological quality of street-vended ready-to-eat bole (roasted plantain) fish (*Trachurus Trachurus*) in Port Harcourt metropolis, Nigeria. Researcher. 5(3): p. 9-18.

- [125] Chabi NW, Konfo CTR, Emonde PDM, Capo Chichi MT, Chabi Sika KJK, Alamou Y, Keke M, Dahouenon-Ahoussi E, Baba-Moussa LS. 2014. Performance d'un dispositif amélioré de fumage (four Chorkor) sur la qualité du poisson fumé dans la commune d'Aplahoué (Sud-Est du Bénin). *International Journal of Innovation and Applied Studies*. 9 : p. 1383-1391.
- [126] Mohamed I. 2017. Etude de la qualité hygiénique des poissons sèches artisanalement au soleil vendu dans la ville D'Antananarivo. Mémoire de Master 2
- [127] Gamane Kaffine A, Tidjani A, Micha JC. 2018. Qualité hygiénique du poisson transformé et commercialisé au Tchad. *Tropicultura* (En ligne), Volume 36, Numéro 4, 649-657. URL : <https://popups.uliege.be/443/2295-8010/index.php?id=380>.
- [128] Tanabe S, Tatbukawa R, Hidaka H. 1982. Global distribution and atmospheric transport of chlorinated hydrocarbons: HCH (BCH) isomers and DDT compounds in the Western Pacific, eastern India and Antarctic oceans. *J. Oceanogr. Soc. Jpn.* 38 137-148.
- [129] Guzzella L, Roscioli C, Vigano L, Saha M, Sarkar SK, Bhattacharya A. 2005. Evaluation of the concentration of HCH, DDT, HCB, PCB and PAH in the sediments along the lower stretch of Hugli estuary, West Bengal, Northeast India. *Environment International*, 31 (4) 523-534.
- [130] Mawussi G, Kolani L, Adden AK, Devault D, Sanda K. 2015. Résidus de pesticides organochlorés retrouvés dans quelques poissons du Lac Togo et évaluation du potentiel de risque pour le consommateur ; *Journal de la recherche Scientifique de l'Université de Lomé*, 17(3) : p 79-92.
- [131] Zoumenou YMBG. 2019. Etude de l'impact des pesticides sur la contamination de l'environnement et des produits de la pêche dans le bassin cotonnier Béninois ; Thèse présentée en vue de l'obtention du grade de Docteur en Sciences Vétérinaires ; Faculté de Médecine Vétérinaire, Université de Liège ; 238p
- [132] FAO/OMS. 1999. Document technique sur les pêches. No. 390. FAO, Rome. 1999. 59p.
- [133] Forstner U, Wittmann GTW. 1981. Metal pollution in the aquatic environment. Second edition, Springer-Verlag, New York pp 247-269.
- [134] Ademoroti CMA. 1996. Standard Methods for Water and Effluents Analysis (Foludex PressLtd., Ibadan, Nigeria p29-118).
- [135] Stephen JH. 1997. What Is a "Heavy Metal"; *J. Chem. Educ.*, 1997, 74 (11), p1374.
- [136] Babalola OA. 2017. Evaluation of metal pollutants in water, sediments and four economically important fish species from Porto-novo lagoon, Republic of Benin. Thesis Write-Up For the award of the Degree of Doctor of Philosophy in Hydrobiology and Aquatic Toxicology; University of Abomey-Calavi, Bénin. 207 p
- [137] Law AT, Singh A. 1991. Relationships between heavy metal contents and body weight of fish from the Kelang Estuary Malaysia. *Marine Pollution Bulletin* 22: 86-89.
- [138] ISTPM. 1981. Rendements des opérations de transformation du poisson : Matière et main d'œuvre ; Institut Scientifique et Technique des Pêches Maritimes, Département « Utilisation et valorisation des produits de la mer » ; 43p.
- [139] Lanari D, Poli BM, Ballestrazzi R, Lupi P, D'Agaro E, Mecatti M. 1999. The effect of dietary fat and NFE levels on growing European sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.). Growth rate, body and fillet composition, carcass traits and nutrient retention efficiency. *Aquaculture* 179, 351-364.
- [140] Testi S, Bonaldo A, Gatta PP, Badiani A. 2006. Nutritional traits of dorsal and ventral fillets from three farmed fish species. *Food Chem.*, 98, 104–111.

- [141] Eroldogan OT, Kumlu M, Aktas M. 2004. Optimum feeding rates for European sea bass *Dicentrarchus labrax* L. reared in seawater and freshwater. *Aquaculture* 231(1-4), 501-515.
- [142] De Francesco M, Parisi G, Médale F, Lupi P, Kaushik SJ, Poli BM. 2004. Effect of long-term feeding with a plant protein mixture based diet on growth and body/fillet quality traits of large rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture* 236(1-4), 431-450.
- [143] Caballero MMJ, Obach A, Rosenlund G, Montero D, Gisvold M, Izquierdo MS. 2002. Impact of different dietary lipid sources on growth, lipid digestibility, tissue fatty acid composition and histology of rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. *Aquaculture* 214(1-4), 253-271.
- [144] Rutten MJ, Bovenhuis H, Komen H. 2004. Modeling fillet traits based on body measurements in three Nile tilapia strains (*Oreochromis niloticus* L.). *Aquaculture*. 231(1-4): p. 113-122.
- [145] Regost C, Arzel J, Cardinal M, Rosenlund G, Kaushik SJ. 2003. Total replacement of fish oil by soybean or linseed oil with a return to fish oil in Turbot (*Psetta maxima*): 2. Flesh quality properties. *Aquaculture* 220(1-4), 737-747.
- [146] Morkore T, Austreng E. 2004. Temporal changes in texture, gaping, composition and copper status of Atlantic salmon (*Salmo salar*, L.) fed moist feed or extruded feed. *Aquaculture* 230, 425-437.
- [147] Einen O, Morkore T, Rora AMB, Thomassen MS. 1999. Feed ration prior to slaughter-a potential tool for managing product quality of Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Aquaculture* 178(1-2), 149-169.
- [148] Rasmussen RS, Ostensfeld TH. 2000. Effect of growth rate on quality traits and feed utilisation of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) and brook trout (*Salvelinus fontinalis*). *Aquaculture* 184(3-4), 327-337.
- [149] Martin J, Poli J, Petillot F. 1995. La transformation du silure glane (*Silurus glanis* L.) Rendement du filetage. *La pisciculture française*. p. 51-55.
- [150] Linhart O, Stech L, Svarc J, Rodina M, Audebert JP, Grecu J, Billard R. 2002. The culture of the European catfish, *Silurus glanis*, in the Czech Republic and in France. *Aquatic Living Resources* 15, 139-144.
- [151] Mathis N, Feidt C, Brun-Bellut J. 2003. Influence of protein/energy ratio on carcass quality during the growing period of Eurasian perch (*Perca fluviatilis*). *Aquaculture* 217(1-4), 453-464.
- [152] Rye M, Refstie T. 1995. Phenotypic and Genetic Parameters of Body Size Traits in Atlantic Salmon *Salmo Salar* L., *Aquaculture Research* 26(12): 875-885.
- [153] Thodesen J, Rye M, Wang YX, Bentsen HB, Gjerdem T. 2012. Genetic Improvement of Tilapias in China: Genetic Parameters and Selection Responses in Fillet Traits of Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*) after Six Generations of Multi-Trait Selection for Growth and Fillet Yield ». *Aquaculture* 366-367 (novembre): 67-75.
- [154] Toubiana A. 2016. Paramètres génétiques de prédictors de rendement de découpe chez le bar et progrès génétiques potentiels par sélection ; Mémoire de fin d'études d'Ingénieur de l'Institut Supérieur des Sciences agronomiques, agroalimentaires, horticoles et du paysage ; Agrocampus Ouest ; 85p.
- [155] Nguyen HH, Ponzoni RW, Abu-Bakar KR, Hamzah A, Khaw HL, Yee HY. 2010. Correlated response in fillet weight and yield to selection for increased harvest weight in genetically improved farmed tilapia (GIFT strain), *Oreochromis niloticus*. *Aquaculture*. 305(1-4): p. 1-5.
- [156] Gjerd B, Mengistu SB, Odegard, J, Johansen H, Altamirano DS. 2012. Quantitative genetics of body weight, fillet weight and fillet yield in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Aquaculture*. 342: p. 117-124.

- [157] Saillant E, Dupont-Nivet M, Sabourault M, Haffray P, Laureau S, Vidal MO, Chatain B. 2009. Genetic variation for carcass quality traits in cultured sea bass (*Dicentrarchus labrax*). *Aquatic Living Resources* 22(1): p. 105-112.
- [158] Johnston IA, Manthri S, Alderson R, Campbell P, Mitchell D, Whyte D, Dingwall A, Nickell D, Selkirk C, Robertson B. 2002. Effects of dietary protein level on muscle cellularity and flesh quality in Atlantic salmon with particular reference to gaping. *Aquaculture* 210(1-4), 259-283.
- [159] Gjerde B, Gjedrem T. 1984. Estimates of phenotypic and genetic parameters for carcass traits in Atlantic salmon and rainbow trout. *Aquaculture* 36:97-110.
- [160] Hoffman LC, Casey NH., Prinsloo JF. 1993. Carcass yield and fillet chemical composition of wild and farmed African sharptooth catfish, *Clarias gariepinus*. In *Production, Environment and Quality* (G. Barnabé, and P. Kestemont, eds.), Vol. 18. European Aquaculture Society, Ghent, Belgium.
- [161] Sulistyo I. 1998. Contribution à l'étude et à la maîtrise du cycle de reproduction de la perche eurasiennne *Perca fluviatilis* L. Thèse. Université Henri Poincaré, Nancy, France, 142 p.
- [162] Rougeot C, Minet L, Prignon C, Vanderplasschen A, Detry B, Pastoret P-P, Melard C. 2003. Induce triploidy by heat shock in Eurasian perch, *Perca fluviatilis*. *Aquatic Living Resources* 16(2), 90-94.
- [163] Neira R, Lhorente JP, Araneda C, Diaz N, Bustos E, Alert A. 2004. Studies on carcass quality traits in two populations of Coho salmon (*Oncorhynchus kisutch*): phenotypic and genetic parameters. *Aquaculture* 241(1-4), 117-131.
- [164] Peruzzi S, Chatain B, Saillant E, Haffray P, Menu B, Falguiere J-C. 2004. Production of meiotic gynogenetic and triploid sea bass, *Dicentrarchus labrax* L.: Performances, maturation and carcass quality. *Aquaculture* 230(1-4), 41-64.
- [165] Argue BJ, Liu Z, Dunham RA. 2003. Dress-out and fillet yields of channel catfish, *Ictalurus punctatus*, blue catfish, *Ictalurus furcatus*, and their F1, F2 and backcross hybrids. *Aquaculture* 228(1-4), 81-90.
- [166] Vandeputte M. 2003. Selective breeding of quantitative traits in the common carp (*Cyprinus carpio*): a review. *Aquatic Living Resources* 16(5), 399-407.
- [167] Lindsay RC. 1980. Comparative sensory analysis of aquaculture and wild yellow perch (*Perca flavescens*) filets. *Journal of Food Quality* 3, 283-289.
- [168] Bosworth BG, Libey GS. 1998. Relationships among total weight, body shape, visceral components and fillet traits in palmetto bass (striped bass female *Morone saxatilis* X White bass male *M. chrysops*) and paradise bass (striped bass female *M. saxatilis* X yellow bass Male *M. mississippiensis*). *Journal of the World Aquaculture Society* 29(1), 40-50.
- [169] Rosas J, Arana D, Cabrera T, Millan J, Jory D. 1999. The potential use of the Caribbean flounder *Paralichthys tropicus* as an aquaculture species. *Aquaculture* 176(1-2), 51-54.
- [170] Dunham RA, Joyce JA, Bondari K, Malvestuto SP. 1985. Evaluation of body conformation, composition and density as traits for indirect selection for dress-out percentage of channel catfish. *Progressive Fish-Culturist* 47, 169-175.
- [171] Fauconneau B, Laroche M. 1995. Characteristics of the flesh and quality of products of Siluriforms. *Aquatic Living Resources* 8, 1-15.
- [172] Haffray P., Bugeon J., Rivard Q., Quittet B., Puyo S., Allamelou J. M., et al. (2013). Genetic parameters of in-vivo prediction of carcass, head and fillet yields by internal ultrasound and 2D external imagery in large rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture* 41 236-244.

- [173] Taylor JF, Preston AC, Guy D, Migaud H. 2011. Ploidy effects on hatchery survival, deformities, and performance in Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Aquaculture*, 315, 61-68.
- [174] Aksnes A, Hjertnes T, Opstvedt J. 1996. Effect of dietary protein level on growth and carcass composition in Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus* L.). *Aquaculture* 145(1-4), 225-233.
- [175] Hillestad M, Johnsen F. 1994. High-energy/low-protein diets for Atlantic salmon: effect on growth, nutrient retention and slaughter quality. *Aquaculture* 124, 109-116.
- [176] Bencze Rora AM, Kvale A, Morkore T, Rorvik K-A, Hallbjørn S, Magny S, Thomassen S. 1998. Process yield, colour and sensory quality of smoked Atlantic salmon (*Salmo salar*) in relation to raw material characteristics. *Food Research International* 31(8), 601-609.
- [177] Choubert G, Storebakken T. 1989. Dose response to astaxanthin and canthaxanthin pigmentation of rainbow trout fed various dietary carotenoid concentrations. *Aquaculture* 81, 69-77.
- [178] Borresen T. 1992. Quality aspects of wild and reared fish. In "Quality assurance in the fish industry" (H. H. Huss, ed.). Elsevier Science Publishers. pp. 1-17.
- [179] No HK, Storebakken T. 1992. Pigmentation of rainbow trout with astaxanthin and canthaxanthin in freshwater and saltwater. *Aquaculture* 101, 123-143.
- [180] Baker RTM. 2001. Canthaxanthin in aquafeed applications: is there any risk? *Trends in Food Science & Technology* 12(7), 240-243.
- [181] Djamal M, Mustapha O, Cuesta A. 2018. Fish farming conditions affect to European sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.) quality and shelf life during storage in ice; *Aquaculture*, 490(1): 120-124.
- [182] Sarter S. 2008. Des huiles essentielles contre les maladies infectieuses des élevages aquacoles ; Le CIRAD en 2008 ; p32-33.
- [183] Alasalvar C, Taylor KDA, Zubcov E, Shahidi F, Alexis M. 2002. Differentiation of cultured and wild sea bass (*Dicentrarchus labrax*): total lipid content, fatty acid and trace mineral composition. *Food Chemistry* 79(2), 145-150.
- [184] Aoki T, Takada K, Kunisaki N. 1991. On the study of proximate composition, mineral, fatty acid, free amino acid, muscle hardness, and color difference of six species of wild and cultured fishes. *Nippon Suisan Gakkaishi* 57, 1927-1934.
- [185] Cahu C, Salen P, de Lorgeril M. 2004. Farmed and wild fish in the prevention of cardiovascular diseases: Assessing possible differences in lipid nutritional values. *Nutrition Metabolism and Cardiovascular Diseases* 14, 34-41.
- [186] Grigorakis K, Alexis MN, Taylor KDA, Hole M. 2002. Comparison of wild and cultured gilthead sea bream (*Sparus aurata*); composition, appearance and seasonal variations. *International Journal of Food Science and Technology* 37, 477-484.
- [187] Grigorakis K, Taylor KDA, Alexis MN. 2003. Organoleptical and volatile compounds comparison of wild and cultured gilthead sea bream (*Sparus aurata*): sensory differences and possible chemical basis. *Aquaculture* 225, 109-119.
- [188] Olsson GB, Olsen RL, Carlehog M, Ofstad R. 2003. Seasonal variations in chemical and sensory characteristics of farmed and wild Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*). *Aquaculture* 217(1-4), 191-205.
- [189] Rodriguez C, Acosta C, Badia P, Cejas JR, Santamaria FJ, Lorenzo A. 2004. Assessment of lipid and essential fatty acids requirements of black seabream (*Spondyliosoma cantharus*) by comparison of lipid composition in muscle and liver of wild and

- captive adult fish. Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology 139, 619-629.
- [190] Rueda FM, Lopez JA, Martinez FJ, Zamora S, Divanach P, Kentouri M. 1997. Fatty acids in muscle of wild and farmed red porgy, *Pagrus pagrus*. *Aquaculture Nutrition* 3(3), 161-165.
- [191] McDonald DG, Milligan CL, McFarlane WJ, Croke S, Currie S, Hooke B, Angus RB, Tufts BL, Davidson K. 1998. Condition and performance of juvenile Atlantic salmon (*Salmo salar*): effects of rearing practices on hatchery fish and comparison with wild fish. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 55, 1208-1219.
- [192] Jobling M. 2003. Do changes in Atlantic salmon, *Salmo salar* L., fillet fatty acids following a dietary switch represent wash-out or dilution? Test of a dilution model and its application. *Aquaculture Research* 34(13), 1215-1221.
- [193] Morris PC, Beattie C, Elder B, Finlay J, Gallimore P, Jewison W, Lee D, Mackenzie K, McKinney R, Sinnott R. 2003. Effects of the timing of the introduction of feeds containing different protein and lipid levels on the performance and quality of Atlantic salmon, *Salmo salar*, over the entire seawater phase of growth. *Aquaculture* 225(1-4), 41-65.
- [194] Sérot T, Gandemer G, Demaimay M. 1998. Lipid and fatty compositions of muscle from farmed and wild adult turbot. *Aquaculture International* 6, 331-343.
- [195] Hunter BJ, Roberts DCK. 2000. Potential impact of the fat composition of farmed fish on human health. *Nutrition Research* 20 (7), 1047-1058.
- [196] LCSSA. 2016. Rapport de contrôle de l'Azote Basique Volatil total (ABVT) dans les produits de pêche au Bénin : cas du poisson frais ; Laboratoire Central de Sécurité Sanitaire des Aliments, Département de Physico-chimie ; 11p.
- [197] Silva C, Da Ponte D, Dapkevicius M. 1998. Storage temperature effect on histamine formation in Big Eye Tuna and **Shkipjack**. *J Food Sci* 63: 644–647.