

Impact de la conservation sur la teneur en β -carotène de la spiruline produite au Burkina Faso

Titre courant : Teneurs en β -carotènes de la spiruline au Burkina Faso

Boubacar SAVADOGO^{1*}, Fabrice BATIONO²,
Hermann Biènou LANOU¹, Laurencia OUATTARA-SONGRE², Charles PARKOUDA²,
Augustin Nawidimbamba ZEBA¹

Résumé

La spiruline est utilisée comme complément alimentaire riche en micronutriments et en vitamines. Elle est appelée « l'aliment idéal pour l'humanité » et l'Organisation mondiale de la santé l'a considérée comme «super aliment». C'est la meilleure nourriture pour l'avenir en raison de sa haute valeur nutritive. La présente étude visait à évaluer l'influence du stockage sur les niveaux de β -carotène dans la spiruline séchée au soleil. Il s'agissait d'une étude analytique visant à déterminer les niveaux de β -carotène dans la spiruline séchée au soleil en utilisant la chromatographie liquide à haute performance (HPLC). Les teneurs moyennes en β -carotène de la spiruline étaient de 35,55 mg / 100 g. Après six mois de stockage, les teneurs moyennes en β -carotène baissent à 21,36 mg / 100 g soit une perte en β -carotène de 40%. Le séchage et le conditionnement de la spiruline restent les seules alternatives pour une large distribution commerciale. Les pertes nutritionnelles survenues pendant le stockage de la spiruline suggèrent une consommation rapide après la récolte et certaines mesures spéciales de conditionnement et de stockage.

Mots clés : Spiruline, Conservation, β -carotène, Burkina Faso.

Impact of storage on β -carotene content of spirulina produce in Burkina Faso

Abstract

Spirulina is a food supplement rich in micronutrients including vitamins. It is a beneficial food for humans and the WHO calls it a "superfood" because it has a high nutritional value. This study aimed to assess the impact of storage on the levels of β -carotene in sun-dried spirulina. This is an analytical study which involves determining the levels of β -carotene in sun-dried spirulina using high-performance liquid chromatography (HPLC). The average content of β -carotene in spirulina before storage was 35.55 mg / 100 g. After six months of storage, the average content of β -carotene went down to 21.36 mg / 100 g. This

¹- Institut de Recherche en Sciences de la Santé (IRSS)/Centre National de la Recherche Scientifique et Technologique (CNRST) ; Ouagadougou, Burkina Faso.

²- Institut de Recherche en Sciences Appliquées et Technologies (IRSAT)/ Centre National de la Recherche Scientifique et Technologique (CNRST) ; Ouagadougou, Burkina Faso.

* **Correspondant auteur :** Boubacar SAVADOGO, 03 BP 7192 Ouagadougou, Burkina Faso email : sbouba7@yahoo.fr
Téléphone : +226 70 26 42 43

constitutes a loss in β -carotene of 40%. Drying and packaging are the best means of commercial distribution of spirulina. The loss of nutritional values during storage of spirulina leads to rapid consumption after the harvest of spirulina.

Keywords: Spirulina, Storage, β -carotene, Burkina Faso.

Introduction

La spiruline est une algue comprenant plus de 20000 espèces dans le monde, soit 18 % du règne végétal (Lecointre *et al.*, 2001). En effet sous le terme « algue » sont regroupés des organismes végétaux extrêmement variés tant par la taille que par la structure cellulaire. La spiruline (*Spirulina platensis*, famille des Oscillatoriaceae) est l'une des algues bleu-vert riche en protéines (62,84%). Elle contient une forte proportion d'acides aminés essentiels (38,46% de la protéine), riche en vitamines comme les β -carotènes et le complexe de vitamine B sous forme de vitamine B12 (175 μ g / 10 g) et d'acide folique (9,92 mg / 100 g). Elle est également riche en calcium et en fer (922,28 et 273,2 mg / 100 g, respectivement) permettant de prévenir l'ostéoporose et les maladies du sang (Sharoba, 2014). Ainsi, la spiruline est utile et nécessaire à la croissance des nourrissons et très adaptée aux enfants, notamment en phase de croissance, aux personnes âgées et aux malvoyants. Elle permet aide également de prévenir l'anémie et de constipation chronique. La spiruline contient du sélénium (0,0393 mg / 100 g) et de nombreux phytopigments tels que la chlorophylle et la phycocyanine (1,56 et 14,647%), qui sont connus pour être de puissants antioxydants (Sharoba, 2014).

Il a été prouvé expérimentalement, in vivo et in vitro que la spiruline est efficace pour traiter certaines allergies, l'anémie, le cancer, l'hépatonéphrotoxicité, les maladies virales et cardiovasculaires, l'hyperglycémie, l'hyperlipidémie, l'immunodéficiences les processus inflammatoires (Chamorro *et al.*, 2002, Romay *et al.*, 2003, Selmi *et al.*, 2011, Abdel-Daim *et al.*, 2015). Ainsi, la spiruline est considérée comme un produit sans effets toxicologiques, et elle est approuvée par la FDA (Food and Drug Administration) et l'ANVISA (Navachi *et al.*, 2012). La Food and Drug Administration des États-Unis (1981) n'a pas remis en question le fondement de la désignation généralement reconnue comme sûre de la spiruline dans les conditions de son utilisation prévue, la restreignant ainsi en tant qu'additif alimentaire dans des quantités allant de 0,5 à 3,0 grammes par portion. Les formulateurs utilisent la spiruline dans les barres alimentaires de spécialité, les boissons nutritionnelles en poudre, le pop-corn, les boissons, les fruits et les jus de fruits, les desserts et condiments surgelés (Sharoba, 2014). Au cours de la dernière décennie, l'agriculture et la consommation de cette algue sont en plein essor dans tous les pays en développement (Charpy *et al.*, 2008). Sa consommation est indiquée comme l'une des solutions de lutte contre les carences en multi-nutriments dans ces pays (Simpore *et al.*, 2012, Teas *et al.*, 2012). Ce complément alimentaire offre des bienfaits remarquables pour la santé des enfants sous-alimentés. Il est riche en β -carotène, permettant de guérir

des problèmes oculaires causés par une carence en vitamine A. Il fournit les besoins alimentaires quotidiens en β -carotène qui peuvent aider à prévenir la cécité et les maladies oculaires (Seshadri, 1993). Le complexe de protéines et de vitamines B apporte une amélioration nutritionnelle majeure dans l'alimentation d'un nourrisson. C'est la seule source alimentaire autre que le lait maternel contenant des quantités substantielles d'acide gras essentiel, d'acides aminés essentiels qui aide à réguler l'ensemble du système hormonal (Ramesh *et al.*, 2013). La spiruline contient également de l' α -tocophérol (Falquet *et al.*, 2006) qui est connu dans la plupart des cas pour ses propriétés anti-oxydantes et son implication dans la régulation du stress oxydatif (McLaren, 2001, Traber *et al.*, 2007, Rajendran *et al.*, 2013). Par conséquent, la spiruline constitue une source intéressante de β -carotène et d' α -tocophérol dont les pertes doivent être minimisées pendant la production et la transformation. Au Burkina Faso, la carence en plusieurs nutriments est un problème de santé publique. Selon l'enquête démographique et sanitaire de 2010, les manifestations de malnutrition chez les enfants de moins de 5 ans sont des retards de croissance (35%), un poids insuffisant (16%) et un taux d'anémie élevé (88%) (INSD, 2010). L'une des solutions entreprises dans la lutte contre les carences nutritionnelles est l'introduction de la culture de la spiruline et la vulgarisation de sa consommation à petites doses comme complément alimentaire (Sawadogo *et al.*, 2004). Le principal objectif des exploitations impliquées dans la production de spiruline doit contribuer à améliorer la santé de la communauté grâce à son utilisation (Jourdan, 2010). Le gouvernement du Burkina Faso a approuvé cet objectif en finançant entièrement le projet de production intégrée de spiruline de Koudougou «Nayalgué».

La spiruline fraîche reste moins accessible à la population en raison de sa courte durée de conservation. Le séchage de la biomasse fraîche et son stockage restent le seul moyen sûr de commercialisation ou de distribution. Le séchage permet une stabilisation de la spiruline déshydratée. Cependant, des dégradations chimiques sont susceptibles de se produire dans la biomasse sèche pendant le séchage et le stockage. L' α -tocophérol et le β -carotène sont sensibles à l'oxygène, à la lumière et aux variations de température (Rastrelli *et al.*, 2002, Cuvelier *et al.*, 2002, Ferrera *et al.*, 2008).

Ces processus influencent négativement la teneur en β -carotène au niveau de la spiruline. L'impact du stockage sur la valeur nutritive de la spiruline commercialisée et produite au Burkina Faso n'est pas bien connu. Le but de la présente étude était d'évaluer l'influence de la conservation sur la teneur en β -carotène dans la spiruline au Burkina Faso

I. Matériel et Méthodes

1.1. Matière végétale

La matière végétale était constituée de spiruline (*Spirulina platensis*) prélevée de mai à juin 2020 dans la ferme de production Notre Dame d’Afrique de Koudougou. La spiruline a été obtenue en culture synthétique contrôlée à échelle semi-industrielle.

1.2. Echantillonnage

Un échantillonnage de 20 sachets de poudre de spiruline produite dans la ferme a été choisi de façon aléatoire pour les analyses chimiques au laboratoire. Cet échantillonnage a concerné deux mois de production à raison de trois productions par mois. Cette même série a été analysée à un temps initial et après six mois de conservation afin d’étudier l’effet de la conservation sur les teneurs en β -carotène des échantillons de spiruline.

1.3. Séchage et stockage de la spiruline

Le séchage a été réalisé au soleil pendant 5 h à l'aide d'un séchoir de type «coquillage» (Ibrahim *et al.*, 2015). Après séchage des spaghettis de spiruline, ils deviennent durs et cassants, faciles à broyer. La biomasse séchée a été immédiatement pesée et broyée. Le conditionnement de la poudre a été effectué dans une pièce aux fenêtres fermées à température ambiante (30 ° C). La poudre a été conditionnée manuellement dans des sacs en plastique (10 g / sachet). Les échantillons de poudre ont été immédiatement transportés dans un sac isotherme au laboratoire de l’institut de recherche en sciences de la santé où des analyses chimiques des nutriments ont été effectuées. Les 20 échantillons de poudre ont été analysés dès leur arrivée (temps zéro) afin de déterminer les teneurs en β -carotènes. Les échantillons collectés ont été stockés à la température ambiante de 30 ° C et à l'abri de l'air et de la lumière dans une boîte de séchage jusqu'à la deuxième analyse effectuée après six mois de stockage. L'emballage et les conditions de stockage des échantillons en laboratoire visaient à réduire les pertes en nutriments

1.4. Méthodes de dosage des vitamines par HPLC

1.4.1. Appareillage utilisé pour l’analyse

Une balance analytique de marque COLLEGE B154 d’une précision de 1/10000 (0,1mg), d’une sensibilité de 0,1mg et d’une portée maximale de 151g a été utilisée pour les différentes pesées. Un agitateur de type Vortex, de modèle JULABO PARAMIX II a servi pour l’agitation des solutions lors des différentes extractions. Une centrifugeuse de marque HERAEUS, modèle Labofuge 200 a été utilisée afin d’accélérer la séparation des phases lors de l’extraction. Un spectrophotomètre UV-Visible de type CECIL CE 2041 a été utilisé pour la mesure de la densité optique (DO) des différentes solutions de standards purs. Une chaîne HPLC a été utilisée pour

dosage en β -carotène. Elle se compose d'une pompe de modèle JASCO UV-Visible 980, d'un détecteur UV-Visible de modèle JASCO UV-Visible 975, d'une colonne chromatographique C₁₈ Nucleosyl de modèle SUPELCO LC-18 de 25 cm de long, de 4,6 mm de diamètre, avec des particules de taille moyenne 5 μ m. Ce système est couplé à un ordinateur pilote par un logiciel d'intégration des pics (Galaxie).

1.4.2. Calibration

La calibration est une étape importante de l'analyse. Elle permet en effet d'identifier sur le chromatogramme les pics et les différents temps de rétention des éléments à analyser, mais aussi de calculer pour chaque composé un facteur de calibration relatif qui interviendra comme un facteur de correction lors des calculs de la teneur des différentes substances identifiées.

La détermination de la concentration de chaque composé du mélange de calibration est une étape importante dans sa préparation. Pour ce faire, on dissout une petite quantité de la poudre du standard dans 3 mL d'hexane qui constituera la solution mère. On réalise ensuite des dilutions successives au 1/10, 1/100 et 1/1000 de cette solution mère avec de l'hexane.

On mesure la densité optique (DO) des 4 solutions. La longueur d'onde analytique est de 450 nm. On calcule ensuite la concentration de la solution ayant une DO comprise entre 0,1 et 0,9 à l'aide de la formule suivante : $C = (DO/\epsilon) \cdot 10^{-3} \mu\text{g} / \text{mL}$

ϵ = coefficient d'extinction molaire.

Ensuite, le mélange de calibration est constitué en déterminant puis en prélevant exactement le volume requis de solution hexanique du standard. Ces volumes sont repris dans un tube puis le mélange est effectué sous agitation au vortex et soumis à une évaporation sous jet d'azote. L'évaporation sous azote permet de dégazer l'hexane et le sédiment obtenu est récupéré dans un volume requis de phase mobile. Le mélange de calibration ainsi constitué contient de X pMoles du standard dans 20 μ L de phase mobile. Ce mélange a été ensuite injecté dans le chromatographe en duplicata en vue de déterminer le facteur de calibration.

1.4.3. Extraction

Les granulés de spiruline ont été moulus dans un mortier et 10 mg de poudre sèche ont été prélevés. A cette pesée furent ajoutés 1 mL d'éthanol et 4 mL d'hexane. Après agitation au vortex pendant 2 minutes, les tubes contenant ce mélange sont fermés et conservés au réfrigérateur à 4° pendant 12 à 15 heures. Après avoir ramené à la température ambiante, 1 mL d'une solution de NaCl 3 M est ajouté au macéré. Après agitation, ce mélange est centrifugé à 3000 tours/min pendant 5 minutes pour casser les émulsions. La phase hexanique est ensuite prélevée, transférée dans un autre tube auquel on ajoute 1 mL de DMF servant à éliminer la chlorophylle. Le mélange est soumis ensuite

à une agitation et une centrifugation. 1 mL de l'extrait est ensuite prélevé pour l'évaporation sous jet d'azote et l'extrait sec ainsi obtenu est récupéré dans 1 mL d'acétonitrile, composante majoritaire de la phase mobile.

1.4.4. Dosage

Soixante (60) μL de l'extrait récupéré dans l'acétonitrile sont prélevés pour injection en duplicata afin de quantifier les différentes teneurs en β -carotène. La teneur est exprimée en mg/ 100g.

Les analyses se sont effectuées avec une phase mobile composée d'un mélange d'acétonitrile, de dichlorométhane et de méthanol respectivement à 70 %, 20% et 10 %.

II. Résultats

Teneurs en β -carotènes dans les échantillons avant et après conservation

Le dosage des β -carotènes a été effectué sur 20 échantillons avant et après conservation. Les résultats sont consignés dans le tableau ci-dessous.

Tableau 1: Teneurs en β -carotènes dans les échantillons avant et après conservation

Le tableau 1 présente les teneurs en β -carotènes dans 20 échantillons de spiruline avant et après conservation. Dans l'ensemble, avant conservation, on note une teneur moyenne de $35,55 \pm 2,8$ mg/100g et après conservation, une teneur moyenne de $21,36 \pm 1,9$ mg/100g, soit une baisse de 40%. Les échantillons 1, 3, 12, 14, 17, 18, 19 et 20 enregistrent une forte dégradation dépassant 50%. Une baisse non significative a été observée au niveau des 12 autres échantillons.

Numéro Echantillon	Teneur en mg/100g de β -carotène avant conservation	Teneur en mg/100g de β -carotène après conservation
1	33,16 \pm 1,3 ^a	13,71 \pm 0,8 ^b
2	16,36 \pm 2,4 ^a	12,74 \pm 1,4 ^a
3	31,18 \pm 1,9 ^a	15,35 \pm 2,1 ^b
4	31,42 \pm 2,7 ^a	23,54 \pm 1,9 ^a
5	20,46 \pm 1,6 ^a	19,82 \pm 1,7 ^a
6	30,91 \pm 2,4 ^a	25,31 \pm 2,2 ^a
7	34,36 \pm 2,2 ^a	33,27 \pm 3,1 ^a
8	34,71 \pm 1,5 ^a	31,36 \pm 2,4 ^a
9	34,62 \pm 2,3 ^a	28,23 \pm 2,3 ^a
10	29,87 \pm 2,4 ^a	19,21 \pm 1,5 ^a
11	28,19 \pm 3,6 ^a	16,54 \pm 1,1 ^a
12	54,37 \pm 4,5 ^a	20,36 \pm 1,7 ^b
13	53,52 \pm 4,8 ^a	35,47 \pm 3,1 ^a
14	45,34 \pm 2,3 ^a	18,36 \pm 1,4 ^b
15	29,51 \pm 1,2 ^a	20,33 \pm 1,9 ^a
16	27,29 \pm 1,1 ^a	20,35 \pm 1,7 ^a
17	42,69 \pm 3,2 ^a	20,29 \pm 1,3 ^b
18	47,58 \pm 4,1 ^a	13,03 \pm 0,5 ^b
19	41,18 \pm 3,6 ^a	21,34 \pm 1,6 ^b
20	44,27 \pm 4,3 ^a	18,51 \pm 1,3 ^b
Moyenne	35,55 \pm 2,8^a	21,36 \pm 1,9^a

III. Discussion

Le dosage des β -carotènes a été effectué sur les échantillons avant conservation et six mois après conservation. Les échantillons étaient conditionnés dans des sachets transparents qui laissent passer la lumière. Les premières analyses portant sur des échantillons recueillis de mai à juin 2020, analysés immédiatement au laboratoire ont donné des teneurs variant de 16,36 à 54,37 mg / 100 g. La moyenne était de 35,55 \pm 11,41 mg / 100 g de spiruline séchée. L'analyse des mêmes échantillons après six mois de conservation à la température du laboratoire, rapporte des résultats variant de 12,74 à 35,47 mg / 100 g, avec une moyenne de 21,36 \pm 1,02 mg / 100 g, soit une dégradation de 40%. La diminution des teneurs en β -carotène pourrait être due à une détérioration chimique du β -carotène imputable au séchage et des conditions de stockage. La détérioration du β -carotène pendant le stockage a déjà fait l'objet de nombreux travaux de recherche antérieurs (Ibrahim *et al.*, 2015). De plus, il a été démontré que des pertes élevées de provitamine A se produisent lors du stockage dans des conditions ambiantes.

Après quatre mois de stockage à température ambiante, une perte moyenne de 70,4% des caroténoïdes a été observée en travaillant avec les variétés de patate douce à chair orange en Ouganda (Bechoff *et al.*, 2010). Les échantillons ont été conditionnés dans des sacs en plastique qui n'étaient pas complètement pleins (10 g / sachet). Les β -carotènes sont des composants oxydants, sensibles à l'oxygène de l'air (Rastrelli *et al.*, 2002, Bechoff *et al.*, 2010).

Les travaux de Kambou en 2005 au Burkina Faso sur la spiruline ont montré des résultats similaires ; en six mois de conservation à la température ambiante, des échantillons de spiruline ont perdu la moitié de leurs concentrations en β -carotènes (Kambou, 2005). Des études menées par Bationo *et al.* en 2015 ont rapporté une perte moyenne de 24% de la teneur en β -carotènes des échantillons de spiruline après six mois de conservation (Bationo *et al.*, 2015).

Au temps zéro (mois 0), la variation des teneurs en β -carotène entre les différents échantillons a été révélée. La variation des teneurs en β -carotène observée pourrait s'expliquer par un séchage non uniforme de la biomasse fraîche de spiruline.

La technique utilisée était le séchage direct au soleil. Pour ce faire, la biomasse fraîche a été transformée en de cylindres de deux (2) millimètres de diamètre («spaghetti» de spiruline), puis étalée sur un écran contenu dans une boîte de séchage exposée à la lumière du soleil. La température de l'air entrant dans la boîte de séchage, qui s'avère être un paramètre prépondérant pour garantir la valeur nutritive de la spiruline (Becera *et al.*, 2005), n'a pas été contrôlée. Les échantillons séchés à l'aide de cette technique contiennent des teneurs en eau résiduelle non homogène qui sont susceptibles d'avoir une influence sur le contenu en nutriments (Lingani-Sawadogo *et al.*, 2005).

Les teneurs en β -carotène de la spiruline au temps zéro obtenues à partir de cette étude (variant de 16,36 à 54,37 mg/100g) étaient inférieures aux valeurs rapportées par Careri en 2001, allant de 70 à 200 mg / 100 g de spiruline. La différence pourrait être due aux modes de culture et aux techniques de séchage. Pour le séchage solaire utilisé dans notre étude, des «spaghettis» de spiruline entiers ont été séchés, ce qui a allongé le temps de séchage. La composition de la spiruline étant sujette à des variations en fonction des conditions de culture et des techniques de production, certains écarts ont pu être observés, en témoignent les différentes variations en fonction des lots de production. Ceci peut constituer un reflet des conditions de production et de conservation. Nos échantillons contiendraient probablement plus d'eau résiduelle que ceux de ces auteurs.

Conclusion

Les résultats de la présente étude suggèrent l'utilisation de cette micro-algue comme complément alimentaire dans les plus brefs délais après sa récolte et son séchage. Les pertes de valeur nutritive de la spiruline après récolte peuvent être dues à plusieurs

facteurs tels que l'emballage et les conditions de stockage. Ce sont des aspects importants à prendre en compte sur les sites de production ainsi que tout au long de la chaîne de commercialisation de la spiruline.

Conflit d'intérêt

Les auteurs déclarent qu'il n'y a aucun conflit d'intérêt pour cette publication.

Remerciements

Nous remercions la ferme de production Notre Dame d'Afrique de Koudougou pour son appui dans la collecte des échantillons dans la zone de l'étude.

Références bibliographiques

Abdel-Daim MM, Farouk SM, Madkour FF, Azab SS., 2015. Anti-inflammatory and immunomodulatory effects of *Spirulina platensis* in comparison to *Dunaliella salina* in acetic acid-induced rat experimental colitis. *Immunopharmacol.*, 37 (2):126-139.

Bationo Fabrice, Savadogo Aly, Kabore Donatien, Ouattara/Songré Laurencia, 2015. Storage influence on beta-carotene and alpha-tocopherol contents of solar-dried *Spirulina platensis* (*Spirulina*). *African Journal of Food Science*. Vol. 9(12) pp. 546-554, DOI: 10.5897/AJFS2015.1283.

Beccera C, Desmorieux H, Briçon S, Khenniche S, Albiol J., 2005. Culture et séchage de la spiruline par atomisation. *Récents Progrès en Génie des Procédés* 92.

Bechoff A, Westby A, Owor C, Menya G, Dhuiqu-Moyer C, Dufour D, Tomlins K., 2010. Effet of drying and storage on the degradation of total carotenoids in orange-fleshed sweet potato cultivars. *J. Sci. Food Agric.* 90: 622-629.

Chamorro G, Salazar M, Araújo KG, dos Santos CP, Ceballos G, Castillo LF., 2002. Update on the pharmacology of *Spirulina* (*Arthrospira*), an unconventional food. *Arch Latinoam Nutr.* 52(3): 232-40.

Charpy L, Langlade MJ, Alliod R., 2008. La spiruline peut-elle être un atout pour la santé et le développement en Afrique? IRD: Marseille, 2008.

Cuvelier C, Dotreppe O, Istasse L., 2003. Chimie, sources alimentaires et dosage de la vitamine E. *Ann. Méd. Vét.*, 147: 315-324.

Falquet J, Hurni J.P., 2006. Spiruline, Aspects Nutritionnels. Antenna Technology, 41p.

Ferreira JE, Rodriguez-Amaya D.B., 2008. Degradation of lycopene and beta-carotene in model systems and in lyophilized guava during ambient storage: kinetics, structure, and matrix effects. *J. Food Sci.*, 73(8):589-94.

Ibrahim EA, Abdel-Daim M.M., 2015. Modulating effects of *Spirulina platensis* against tilmicosin-induced cardiotoxicity in Mice. *Cell J.* 17(1):137-144.

Institut National de la Statistique et de la Démographie (INSD), 2010. Enquête Démographique et de Santé (EDS-IV) et à Indicateurs Multiples (MICS), Burkina Faso. Rapport Préliminaire 2011.

Jourdan JP, 2010. Manuel de culture artisanale de la spiruline: Cultivez votre spiruline. Antenna Technologies., Genève, Suisse, 129 p.

Kambou Carine, 2005. Contribution à la détermination de la teneur en protéines, tocophérol, caroténoïdes et essais de formulation galénique de la poudre de spiruline produite au Burkina Faso : cas de la ferme de Koudougou. Thèse de pharmacie, Université de Ouagadougou.

Le Cointre G et le Guyader H, 2001. Classification phylogénétique du vivant. 2^{ème} édition, Berlin, ISBN 2-70011-213-6, 543 p.

Lingani-Sawadogo H, Thiombiano G, Traoré S.A., 2005 Effets du stockage sur la vitamine C, les caroténoïdes et le brunissement de la mangue (*Mangifera indica* L.) Amélie séchée. *Sci. Méd.*, 3: 62-67.

McLaren SD, Frigg M., 2001. Manual sight and life sur les troubles dus à la carence en vitamine A (TCVA). 2^{ème} éd. Bâle : Suisse, Task Force Sight and Life., 176p.

Navacchi MFP, Monteiro de Carvalho JC, Takeuchi KP, Danesi EDG., 2012. Development of cassava cake enriched with its own bran and *Spirulina platensis*. *Acta Sci. Technol. (Maringa)*. 34: 465-472.

Rajendran B, ChitturiSree SK, Matukumalli UR, Mylaram KS, Gopu B, Alla G.R., 2013 An evaluation of the protective role of α -tocopherol on free radical induced hepatotoxicity and nephrotoxicity due to chromium in rats. *Indian J. Pharmacol.*, 45(5):490-495.

Ramesh S, Manivasgam M, Sethupathy S, Shantha K., 2013 Effect of spirulina on Anthropometry and Bio-Chemical Parameters in School Children. *IOSR J. Dent. Med. Sci.* 7(5) 11-15.

Rastrelli L, Passi S, Ippolito F, Vacca G, De Simone F., 2002. Rate of degradation of alpha-tocopherol, squalene, phenolics, and polyunsaturated fatty acids in olive oil during different storage conditions. *J. Agric. Food Chem.*50(20): 5566-5570.

- Romay Ch, González R, Ledón N, Remirez D, Rimbau V., 2003. C-phycoyanin: a biliprotein with antioxidant, anti-inflammatory and neuroprotective effects. *Curr. Protein Pept. Sci.*4(3): 207-216.
- Sawadogo M, Nikièma JB, Compaoré M., 2004. La spiruline de "Nayalgué", projet de production intégrée au Burkina Faso. *Pharm. Méd. Trad. Afr.*13:117-132.
- Selmi C, Leung PS, Fischer L, German B, Yang CY, Kenny TP, Cysewski GR, Gershwin ME., 2011. The effects of spirulina on anemia and immune function in senior citizens. *Cell Mol. Immunol.* 8(3): 248-254.
- Seshadri CV, 1993. Large scale nutritional supplementation with spirulina alga. All india coordinated project on spirulina. Shrimm. Murugappa Chettiar. Research Center (MCRC), Madras, India.
- Sharoba AM., 2014. Nutritional value of spirulina and its use in the preparation of some complementary baby food formulas. *J. Agroalim. Proc. Technol.*20:330-350.
- Simpore J, Pignatelli S, Musumeci S., 2007. The effects of spirulina on the immune functions of HIV-infected undernourished children. *J. Infect. Dev. Ctries.* 1: 112-117.
- Teas J, Irhimeh M.R., 2012. Dietary algae and HIV/AIDS: proof of concept clinical data. *J. Appl. Phycol.* 24: 575–582.
- Traber MG, Atkinson J., 2007. Vitamin E, Antioxidant and Nothing More. *Free Radic. Biol. Med.*43(1):4-15.