

Effet comparé des extraits des feuilles de *Manihot esculenta* Crantz (Euphorbiaceae) et de *Laportea aestuans* (Urticaceae) sur la croissance et la qualité d'*Arthrospira platensis* en culture artisanale dans la localité de Yabassi-Cameroun

[Biomass production and quality of *Arthrospira platensis* in open culture as affected by leaf extracts of *Manihot esculenta* Crantz (Euphorbiaceae) and *Laportea aestuans* (Urticaceae) at Yabassi-Cameroon]

MUTLEN Melvin¹, FOKOM Raymond², TOMEDI EYANGO Minette¹, DIBONG Siegfried Didier³, SIMENI Yannick Hervé¹, and BOYOMO SAMAKI Brice Steve¹

¹Laboratoire d'Aquaculture et de Démographie des Ressources Halieutiques ; Département d'Aquaculture de l'Institut de Sciences Halieutiques de l'Université de Douala à Yabassi ; BP 7236, Douala, Cameroon

²Laboratoire des Microbiologies des Sols. Centre de Biotechnologie de l'Université de Yaoundé 1 ; BP Yaoundé, Cameroon

³Département des Sciences Pharmaceutiques, Faculté de Médecine et des Sciences Pharmaceutiques, B.P. 2701, Université de Douala, Cameroon

Copyright © 2019 ISSR Journals. This is an open access article distributed under the **Creative Commons Attribution License**, which permits unrestricted use, distribution, and reproduction in any medium, provided the original work is properly cited.

ABSTRACT: Cyanobacteria *Arthrospira platensis* var *Toliarensis* is a food source with high nutritional qualities due to the diversity and richness of its constituents. However, its production in a synthetic medium is very expensive given the high requirements in mineral elements of this micro-algae. The present study conducted at the Spirulina Production Pilot Unit of the Institute of Fisheries and aquatic Sciences of the University of Douala at Yabassi aimed to evaluate the effect of the different doses *Manihot esculenta* Crantz (Casava) and *Laportea aestuans* leaves extracts on biomass production and nutritional characteristics of postharvest dry biomass of *Arthrospira platensis*. To achieve this objective, 11 experimental culture substrates were developed, 10 of which were based on extract of *Manihot esculenta* leaves at different doses (10 g / l, 20 g / l, 30 g / l, 40 g / l, 50 g / l) and based on extract of *Laportea aestuans* doses (at the same doses are respectively 10 g / l, 20 g / l, 30 g / l, 40 g / l, 50 g / l) and 1 referential medium (Modified Jourdan medium).). All the media previously prepared were subsequently seeded with 5 ml / l of a strain of *Arthrospira platensis* for each respective medium. A daily check of the physicochemical parameters was carried out, as well as weekly harvests in order to evaluate the productivity of each culture medium. A characterization of nutritional parameters (quantification of proteins, carbohydrates, lipids, phycocyanin and moisture) of post harvest biomasses from different media was made later. A comparative analysis of dry biomass obtained from different experimental culture media based on *Manihot esculenta* leaf extract at different doses (10 g / l, 20 g / l, 30 g / l, 40 g / l, 50 g / l) and those with the extract of *Laportea aestuans* doses (respectively at doses of 10 g / l, 20 g / l, 30 g / l, 40 g / l, 50 g / l) compared to the reference medium of Jourdan shows a significant difference ($P < 0.05$) between treatments. The culture medium at a dose of 50 g / l of *Laportea aestuans* (M11) had a significantly greater effect on biomass production than all other experimental media with an average biomass of 5.65 ± 0.32 g / l. These results are also reflected in the better nutritional profile of post-harvest biomass from this environment, particularly their protein content (an average of $55.44 \pm 0.38\%$) and carbohydrate (an average value of $33.93 \pm 5.45\%$) in lipid (9.97 ± 1.11) in moisture ($16.30 \pm 4.66\%$) but also in phycocyanin ($11.66 \pm 2.97\%$) compared to other experimental media.

KEYWORDS: *Arthrospira platensis*, *manihot esculenta*, *Laportea aestuans*.

RESUME: La cyanobactérie *Arthrospira platensis* var *Toliarensis* est une source alimentaire à hautes qualités nutritives grâce à la diversité et la richesse de ses constituants. Toutefois, sa production dans un milieu synthétique est très coûteuse vu les exigences trop élevées en éléments minéraux de cette micro-algue. La présente étude menée à l'unité pilote de production de

spiruline de l'Institut des Sciences Halieutiques de l'Université de Douala à Yabassi visait à évaluer l'effet des différentes doses d'extraits de *Manihot esculenta* Crantz et de *Laportea aestuans* sur la production en biomasse et quelques caractéristiques nutritionnelles des biomasses post récoltes d'*Arthrospira platensis*. Pour atteindre cet objectif 11 substrats de culture expérimentaux ont été élaborés dont 10 à base d'extrait de feuilles de *Manihot esculenta* à différentes doses (10 g/l ; 20 g/l ; 30 g/l ; 40 g/l ; 50 g/l) et à base d'extrait de *Laportea aestuans* doses (aux même doses soient respectivement 10 g/l ; 20 g/l ; 30 g/l ; 40 g/l ; 50 g/l) et 1 milieu dit référentiel (Milieu de Jourdan modifié). L'ensemble des milieux préalablement préparé ont par la suite étéensemencé soit 5ml/l d'une souche d'*Arthrospira platensis* pour chaque milieu respectif. Un contrôle journalier des paramètres physico chimiques était effectué, ainsi que des récoltes hebdomadaires afin d'évaluer la productivité de chaque milieu de culture. Une caractérisation des paramètres nutritionnels (quantification des protéines, glucides, lipides, phycocyanine et humidité) des biomasses post récoltes issus des différents milieux a été faite par la suite. Une analyse comparative des biomasses sèches obtenus des différents milieux de culture expérimentaux à base d'extrait de feuilles de *Manihot esculenta* à différentes doses (10 g/l ; 20 g/l ; 30 g/l ; 40 g/l ; 50 g/l) et ceux à l'extrait de *Laportea aestuans* doses (soient aux doses respectives de 10 g/l ; 20 g/l ; 30 g/l ; 40 g/l ; 50 g/l) comparativement au milieu référentiel de Jourdan montre une différence significative ($P < 0,05$) entre les traitements. Le milieu de culture à la dose de 50 g/l de *Laportea aestuans* (M11) a eu un effet significativement plus important sur la production en biomasse que l'ensemble des autres milieux expérimentaux avec une biomasse moyenne de $5,65 \pm 0,32$ g/l. Ces résultats se traduisent également par le meilleur profil nutritionnel des biomasses post récoltes issus de ce milieu notamment leur teneur en protéine (soit une moyenne de $55,44 \pm 0,38\%$), en glucide (soit une valeur moyenne de $33,93 \pm 5,45\%$) en lipide ($9,97 \pm 1,11$) en humidité ($16,30 \pm 4,66\%$) mais également en phycocyanine ($11,66 \pm 2,97\%$) comparativement aux autres milieux expérimentaux.

MOTS-CLEFS: *Arthrospira plantensis*, *manihot esculenta*, *Laportea aestuans*.

1 INTRODUCTION

La malnutrition protéino-énergétique constitue l'un des principaux fléaux au quels sont confrontés les pays dit en voies de développement dont le taux de croissance démographique reste au dessus de la production agricole. Ce décalage entre l'accroissement démographique et la production alimentaire soulève des problèmes de plus en plus alarmants. En effet cette situation conduit à une demande alimentaire élevée et à une recrudescence de la mortalité infantile (Banque Mondiale, 2002). En 2006 déjà, on estimait à 10 millions le nombre d'enfant de moins de 5 ans décédés de malnutrition, avec plus de la moitié issu du continent africain (principalement en Afrique subsaharienne). Au Cameroun en particulier, cette proportion de personnes atteintes de malnutrition, est plus fréquente chez les enfants âgés de 0 à 5 ans où elle est responsable de près de 38% des décès [19]. Cette situation reste peu reluisante en dépit des disponibilités alimentaires et des potentialités agricoles dont regorge le pays. Eu regard de cette situation, des organismes internationaux concernés par ces problèmes, tels que la FAO (Food and Agriculture Organisation), l'OMS (Organisation Mondiale de la Santé), le FISE (Fonds International de Secours de l'Enfance), ont recommandé aux chercheurs du monde entier de réexaminer les potentiels alimentaires de l'humanité dans ses sources conventionnelles, semi-conventionnelles et non conventionnelles [20]. En effet, pour accroître les ressources alimentaires de l'humanité, il faudrait s'intéresser aux sources non conventionnelles, c'est à dire, à celles qui n'ont pas été ou peu exploitées jusqu'ici. Dans ce sens, de nombreuses micro algues, notamment la cyanobactérie *Spirulina platensis*, ont depuis longtemps retenu l'attention des chercheurs comme sources de protéines [22]. En effet, la spiruline présente des avantages majeurs dans la lutte contre la malnutrition chronique grâce aux multiples vitamines, oligo-éléments et protéines végétales (60-70%) qu'elle renferme [3].

Considéré comme une source alimentaire de haute qualité nutritive de part sa haute digestibilité, sa forte teneur en protéines (50 à 70% de son poids sec), sa richesse en acides gras essentiels, en vitamines et éléments minéraux majeurs, la Spiruline connaît un regain d'intérêt croissant de la part de la communauté scientifique internationale. Au regard de sa possible utilisation comme source de produit à vertus thérapeutique [36]. Au regard de sa possible utilisation comme source de produit à vertus thérapeutique [36]. De part sa richesse en pigments essentiels, la spiruline contient de nombreux pigments photosynthétiques dont la concentration excède 20% du poids sec, comme les chlorophylles, le bêta-carotène, les phycocyanines et les xanthophylles, qui peuvent avoir des valeurs bénéfiques et commerciales [41][23]. La chlorophylle est le pigment le plus visible dans la spiruline, qui contribue entre 6,8 et 11 kg^{-1} . Il libère des ions lorsqu'il est frappé par l'énergie de la lumière du soleil. Ces ions libres stimulent les réactions biochimiques qui forment les protéines, les vitamines et les sucres dans les cultures de spiruline [32]. Les caroténoïdes quant à eux sont généralement responsables des teintes rouges et jaunes observées dans la nature et se situent en moyenne entre 3,4 et 4,0 g kg^{-1} . Le bêta-carotène représente 80% des caroténoïdes présents dans la spiruline, qui est convertible en vitamine A [40],[17],[38]. La xanthophylle se présente dans la spiruline à une concentration de 1,0 g kg^{-1} et sa concentration dépend de l'espèce et des conditions environnementales. Les xanthophylles sont une source importante de pigments jaune orangé. Ils sont utilisés dans l'industrie de la volaille comme additif alimentaire pour améliorer le jaune d'œuf très coloré, ainsi que la pigmentation de la viande et de la peau qui plaît au consommateur

[11],[33]. Les phycocyanines par contre sont une source importante de pigment bleu à utiliser dans la coloration des aliments, elles se retrouvent dans la spiruline à une concentration comprise entre 30 et 220 g kg⁻¹ [15].

La production de spiruline à coûts réduits est nécessaire lorsqu'on considère la culture à grande échelle à des fins industrielles. Le coût des éléments nutritifs est considéré comme le deuxième facteur majeur influençant le coût de production de la biomasse de spiruline après le travail [40]. Dans cette culture, les intrants ont un impact direct sur la croissance et sur la photosynthèse [42]. Le milieu de Zarrouk a servi avec succès de milieu standard (SM) pour la culture de la Spiruline pendant de nombreuses années [42]. Toutefois, la production de la spiruline dans ce milieu synthétique est très coûteuse vu les exigences trop élevées en éléments minéraux de cette algue, l'épuisement rapide des minéraux et la difficulté à maintenir les conditions de culture favorable à la culture d'*Arthrospira platensis* [3]. La non disponibilité et le coût élevé de certains intrants chimiques dans le marché local constitue un obstacle à la culture en masse de cette algue, d'où l'intérêt de faire recours à d'autres sources minérales.

Parmi les sources minérales biologiques non conventionnelles alternatives aux sources minérales synthétiques potentiellement utilisables en culture de la spiruline, les feuilles de *Manihot esculenta* Crantz (Euphorbiaceae) et de *Laportea aestuans* (Urticaceae) constituent des opportunités intéressantes eues égard de leur composition chimique. En effet *Manihot esculenta* Crantz est une plante alimentaire vivace tropicale de la famille des Euphorbiaceae cultivée pour ses racines tubérisées riches en hydrate de carbone et pour ses légumes feuilles riches en vitamines, en sels minéraux et en protéines [13],[8]. Au Cameroun cette plante est cultivée dans quatre des cinq zones agroécologiques que compte le pays soit sur une superficie d'environ 205 000 ha et constitue de ce fait l'une des cultures vivrières les plus importantes [26]. Les feuilles de *Manihot esculenta* Crantz sont particulièrement riches en protéines (21%), en carotènes, en minéraux (K, Ca, Na, I) et en vitamines (B1, B2, et C) [29]. Les études menées par IITA(1990) révèlent que les feuilles de *Manihot esculenta* Crantz crues contiennent d'ailleurs considérablement plus d'énergie, de protéines, de lipides, de glucides, de fibres, de cendres, de sels minéraux (Ca, P, Fe, etc.), de vitamine A, de thiamine, de riboflavine et de niacine que certains légumes introduits, tels que le chou chinois ou l'épinard. Cependant, la présence de l'acide cyanhydrique, du tanin et la pauvreté de leurs protéines en acides aminés soufrés (méthionine et cystine) limitent leur large utilisation [9],[18],[39] en alimentation animale. Les études antérieures réalisées par Alexandre Glouchkoff [2] sur la composition des feuilles de *Manihot esculenta* ont pu mettre en évidence la présence d'éléments minéraux majeurs que sont le Magnesium, le Phosphate, le Potassium, Calcium, fer, sodium et bien d'autres. Toutefois la valorisation des extraits des feuilles des cultivars du Cameroun comme sources minérales dans la culture de la spiruline n'ont pas encore fait l'objet d'investigations scientifiques. *Laportea aestuans* quant à elle est une herbacée annuelle vivace de 30 à 120 cm de long native d'Afrique appartenant à la famille des Urticaceae. Encore appelé Ortie indienne des bois, elle fait partie des plantes médicinales les plus utiles et les plus efficaces de par sa composition minérale qui lui confère diverses propriétés médicinales. Cette plante est utilisée en pharmacopée traditionnelle comme antimicrobien, abortif, laxatif, dans le traitement de la vue et dans la lutte contre la douleur. Elle est également utilisée dans le traitement des troubles pulmonaires et gastriques, de la diarrhée et de la dysenterie [4],[3],[16],[30]. Au Gabon, au Nigeria et au Ghana, les feuilles cuites de *Laportea aestuans* sont consommées comme légumes [28],[12]. Des auteurs tel que [27] ont mis en exergue son utilisation dans l'alimentation animale notamment celle du bétail; mais également comme fertilisant et pesticide biologiques en agriculture. Toutefois il a été constaté qu'aucune étude scientifique portant sur son utilisation comme source minérales biologique potentielles dans la culture de la spiruline n'a été faite. La présente étude vise à évaluer l'effet des différentes doses d'extraits de *Manihot esculenta* Crantz et de *Laportea aestuans* sur la production en biomasse et quelques caractéristiques nutritionnelles des biomasses post récoltes d'*Arthrospira platensis*

2 MATERIEL ET METHODES

2.1 SITE D'ÉTUDE

L'étude s'est déroulée dans la localité de Yabassi Chef-lieu du Département du Nkam, l'un des quatre départements de la Région du Littoral Cameroun (Figure 1).

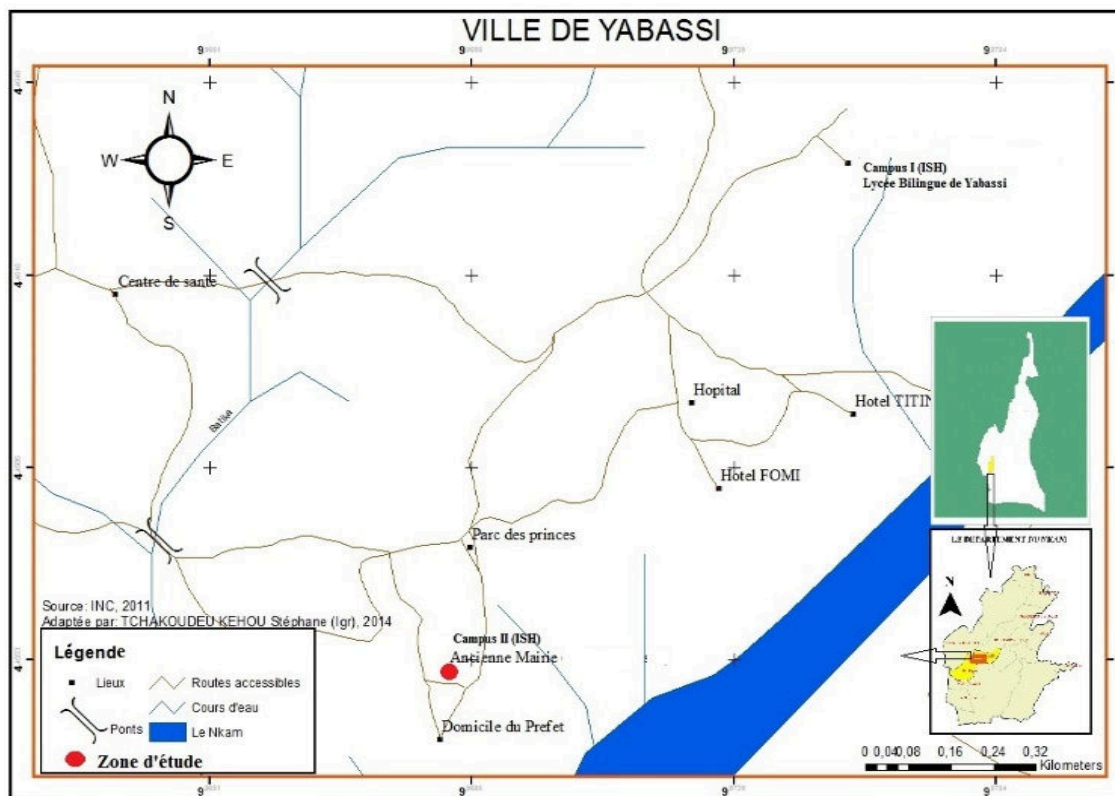


Fig. 1. Situation géographique du site expérimental

Elle est située entre le 9°50' et le 10°10' de latitude Nord, et entre le 4°20' et le 4°40' de longitude Est avec une altitude moyenne de 15 à 20 m correspondant à la vallée du NKAM. Le climat qui sévit dans la zone de Yabassi est de type subéquatorial à tendance tropicale avec deux saisons : une saison sèche qui dure de novembre à juin et une saison de pluie qui va de juillet à octobre. La température y varie de 24,9 °C à 28,2 °C avec une température moyenne de 27,5 °C.

2.2 SÉLECTION ET MAINTIEN DE LA SOUCHE DE SPIRULINE

La souche *Arthrospira platensis* utilisée dans le cadre de cette expérimentation est la variété *Toliarensis* originaire de Madagascar. Elle appartient à la classe des cyanobactéries [34], l'ordre des nostocales, famille des oscillatoriacées [24]. Cette algue se présente sous forme d'un filament pluricellulaire à forme hélicoïdale [33]. La longueur moyenne du filament comprenant 5 à 7 spires est de 250 µm et le filament spiralé a un diamètre voisin de 10 µm [6]. Cette souche a été gracieusement offerte par la ferme de production *Spirusud-antenna* basée à Toliara à Madagascar. Une fois à l'Unité pilote de production de Spiruline de l'Institut des Sciences Halieutiques, elle a été mise en culture dans un milieu neuf (milieu synthétique de Jourdan [22] préalablement préparé dans un bassin de 7m² puis nourri quotidiennement au bicarbonate de potassium.

2.3 CONDITIONS DE CULTURE

2.3.1 PRÉPARATION DES INTRANTS BIOLOGIQUES

Les feuilles de *Manihot esculenta* ainsi que celle de *Laportea aestuans* ont été récoltées in situ aux environs du Campus II de l'Institut des Sciences Halieutiques de l'Université de Douala à Yabassi au lieu dit ancienne mairie. Une fois récolté, elles étaient respectivement lavées, égouttées puis pesées en fonction de la concentration de la solution mère à préparer. Ainsi pour un volume d'eau total de 45 l, 1125 g de feuilles étaient sollicitées. Par la suite les feuilles étaient écrasées à l'aide d'une machine mécanique. Le produit obtenu était introduit dans un contenant disposant d'un volume d'eau de 45 l préalable. L'ensemble était homogénéisé puis tamisé (Figure 3 et Figure 4). Plusieurs dilutions ont été effectuées pour permettre d'obtenir les différentes doses à évaluer. Les différents extraits y résultant étaient directement utilisés pour la composition des milieux de culture expérimentaux. Les principales doses évaluées au cours de cette expérimentation sont les suivantes : D₁=10 g/l ; D₂=20 g/l ; D₃=30 g/l ; D₄= 40 g/l ; D₅= 50 g/l respectivement pour chaque extrait brut.



Fig. 2. Préparation d'extraits aqueux à base des feuilles de *Manihot esculenta*



Fig. 3. Préparation d'extraits aqueux à base de feuille de *Laportea aestuans*

2.3.2 PRÉPARATION DES DIFFÉRENTS SUBSTRATS DE CULTURE

11 substrats de culture expérimentaux ont été élaborés dans le cadre de ce travail suivant la méthode décrite par Jourdan(1999). Les différentes proportions d'intrants entrant dans la constitution des différents milieux expérimentaux sont résumées dans le Tableau 1.

Tableau 1. Composition des différents milieux de culture expérimentaux

Intrants	Concentration (g/l)										
	M ₁	M ₂	M ₃	M ₄	M ₅	M ₆	M ₇	M ₈	M ₉	M ₁₀	M ₁₁
Bicarbonate de sodium (NaCaCO ₃)	08	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Phosphate trisodique (P ₂ O ₅)	0,2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Sulfate de potassium (K ₂ SO ₄)	0,1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Sulfate de magnésium (MgSO ₄)	0,1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Nitrate de potassium (KNO ₃)	0,2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Sulfate de fer (FeSO ₄)	0,02	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Chlorure de sodium (NaCl)	05	05	05	05	05	05	05	05	05	05	05
Chlorure de calcium (CaCl ₂)	0,02	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Natron	05	05	05	05	05	05	05	05	05	05	05
Argile verte	02	02	02	02	02	-	-	-	-	-	-
Extrait Feuilles de <i>Manihot esculenta</i>	-	10	20	30	40	50	-	-	-	-	-
Extrait feuilles de <i>Laportea aestuans</i>	-	-	-	-	-	-	10	20	30	40	50

NB : M₁ = Milieu de Jourdan modifié; M₂ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Manihot esculenta* à la dose de 10g/l; M₃ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Manihot esculenta* à la dose de 20g/l; M₄ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Manihot esculenta* à la dose de 30g/l; M₅ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Manihot esculenta* à la dose 40g/l; M₆ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Manihot esculenta* à la dose 50g/l; M₇ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Laportea aestuans* à la dose de 10g/l; M₈ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Laportea aestuans* à la dose de 20g/l; M₉ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Laportea aestuans* à la dose de 30g/l; M₁₀ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Laportea aestuans* à la dose 40g/l; M₁₁ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Laportea aestuans* à la dose 50g/l

Le dispositif expérimental (Figure 4) était constitué d'une serre artisanale de deux pentes à l'intérieure de laquelle était disposé une étagère d'un mètre de hauteur. Trente-trois (33) bassines d'une capacité chacune de 20 l ont été utilisées pour conduire les essais. Elles ont été disposées de manière aléatoire sur une étagère conçus et assemblés à l'aide des bambous de chine.



Fig. 4. Dispositif expérimental

2.3.3 INOCULATION DE LA SOUCHE DANS LES MILIEUX PRÉALABLEMENT PRÉPARÉS

Les différents milieux expérimentaux ainsi que le milieu synthétique témoin ont été inoculé par un culot de spiruline récolté par filtration à partir d'une culture jeune issue d'un bassin de production de 7m². 18 bassines de 20 l de contenance chacune ont été utilisées dans le cadre de ces expérimentations. Chaque bassine expérimentale contenant chacun un milieu de culture préalablement préparé recevait un volume de 5ml de l'Inoculum. L'ensemble était mélangé délicatement pour homogénéiser les différents milieux.



Fig. 5. Inoculation de la souche *Arthrospira platensis* dans les différents milieux de culture expérimentaux

2.4 SUIVIE DE LA CULTURE

Le contrôle des paramètres physicochimiques que sont la température, le pH, l'Oxygène dissous, la conductivité, la transparence et la profondeur étaient mesurés quotidiennement à l'aide d'un multi paramètre de marque, d'un disque de Secchi et d'une règle graduée. L'agitation des milieux de cultures s'effectuait manuellement comme préconisé par Jourdan [23] et ceci quotidiennement suivant la fréquence suivante : 8h, 12h, 16h. L'agitation servait à homogénéiser et à assurer une bonne répartition des éléments nutritifs et de l'éclairage dans les milieux de culture ; ce qui permettait de faire une alternance rapide de l'ombre et de la lumière sur les filaments de spiruline. La photopériode était de 12h/24.



Fig. 6. Suivre, Récolte et Séchage des biomasses

2.5 EVALUATION DE LA CROISSANCE

La concentration en biomasse de chaque milieu de culture était évalué à l'issue de la récolte, qui s'effectuait tous les 7 jours à 7 h du matin très précise durant toute la durée des expérimentations. 5 ml de chaque substrat de culture était prélevé puis filtré à l'aide d'un papier filtre dit papier Whatmann préalablement pesé. Puis l'ensemble est rincé avec 25ml d'eau distillée acidifiée (pH 4) pour libérer tous les sels et nutriments. Après filtration le papier filtre était séché dans un séchoir solaire et ceci à température ambiante, soit à 35°C en moyenne, puis repesé. Le poids sec était évalué en $g.l^{-1}$ [1].

2.6 ANALYSE BROMATOLOGIQUE DES BIOMASSES POST RÉCOLTES

L'analyse bromatologique des biomasses post récoltes prend en compte l'évaluation de la teneur en protéines, en Matières grasses, en hydrates de carbone, ainsi que l'humidité relative pour 100g de chaque échantillon.

2.6.1 QUANTIFICATION DE PROTÉINES TOTALES

La quantification des protéines s'est faite suivant la méthode décrite par Devani *et al* en 1989, suivant le principe du dosage de l'azote total des minéralisât préalablement obtenus des différents échantillons de spiruline sec. En effet, l'ammoniac (NH_3) réagit avec l'acétyle acétone et le formaldéhyde dans un milieu aqueux pour former un complexe; le 3,5-diacétyl-1,4 – dihydrolutidine de coloration jaune, qui absorbe avec un maximum à 412 nm dans les limites de 0,5 à 6 μg d'azote/ ml. L'intensité de la coloration est proportionnelle à la quantité en azote présent dans le milieu. Dans un tube à essai contenant 0,5mL du minéralisât précédemment obtenu, a été ajouté 1,2 ml d'acétate de sodium suivi de 1,6 ml de solution réactive. L'ensemble a été homogénéisé et le mélange obtenu a été incubé dans de l'eau bouillante pendant 15 minutes puis, laissé à refroidir dans un courant d'eau froide jusqu'à 30°C. Après incubation, la densité obtenue a été lue à 412 nm au spectrophotomètre contre un blanc constitué uniquement d'acétate de sodium et solution réactive. Pour chaque échantillon trois répétitions ont été effectuées. L'étalonnage a été réalisé avec une solution de $(NH_4)_2SO_4$ (0,4mg/l).

$$\text{Teneur en azote : } N(\%) = [(V - V_0) / M \times V_1] \times 0,14$$

$$\text{Teneur en protéine : } P(\%) = \%N \times 6,25.$$

2.6.2 QUANTIFICATION DES MATIÈRES GRASSES (NF V 03-905)

La détermination des matières grasses est faite dans cette manipulation selon la méthode d'extraction par le SOXHLET en utilisant l'hexane comme solvant suivant la norme AFNOR, 1977. A cet effet 50 g d'échantillon sont placées dans le Soxhlet et y introduire 500 mL d'hexane dans le ballon, régler la température à 60°C. Par la suite, chasser la majeure partie du solvant à l'aide de l'évaporateur rotatif pour éviter l'ébullition de l'huile qui à la longue pourrait modifier les indices d'acidité. Le ballon contenant les lipides est placé à l'étuve pendant 30 min à 103°C, puis au dessiccateur pendant 30 min. Le poids des lipides est obtenu par la différence entre le poids final et le poids initial du ballon. Les résultats sont donnés par la formule suivante:

$$\text{Teneur en MG (\% MS)} = (A-B) .100/C. MS/100$$

A: poids du ballon + extrait en gramme ;

B: poids du ballon vide en gramme ;

C: poids de la prise d'essai en gramme ;
MS: matière sèche en pourcentage

2.6.3 QUANTIFICATION DES HYDRATES DE CARBONE

La méthode utilisée pour déterminer le taux des carbohydrates est inspirée de celle de la réaction acide sulfurique + anthrone adaptée à la biomasse algale suivant la méthode décrite par Miron, 2003. A 100 mg de biomasse sont ajoutés 8 ml d'acide perchlorique agité fortement et laissé. Cinq mL du réactif à l'antrone fraîchement préparé sont ajoutés à 1 mL du filtrat précédemment obtenu puis chauffés à 100°C pendant 12 minutes, une couleur verte se développe en raison de la formation d'un complexe glucose-anthrone, dont on détermine la densité optique à 630 nm après refroidissement du mélange. Le blanc étant 5 mL du réactif additionné à 1 ml d'eau distillée. Un courbe étalon est réalisé en préparant des concentrations connues de D + glucose dissous dans de l'eau distillée. Densité optique et concentration en glucose (Cg; mg/mL) sont liés par la relation suivante:

$$C_g = 0,536 \times DO_{630} + 0,0028$$

Cg : concentration de glucose (mg/mL).

2.6.4 QUANTIFICATION DE LA PHYCOCYANINE (%)

Pour la détermination de la phycocyanine, 3g de solution d'échantillon ont été centrifugés et décantés. A partir du surnageant, 0,5 ml de solution a été prélevé dilué 100 fois avec de l'eau distillée. La densité optique (DO) de chaque échantillon a été mesurée par spectrophotométrie à 615 et 652 nm. La teneur en phycocyanine exprimée en % de la matière sèche (DW) a été estimée à travers la relation :

$$\text{Teneur en phycocyanine (\%)} = [1,873 \times (DO_{615} - 0,473 \times DO_{652}) \times 100] / C$$

C étant la concentration de Spiruline dans la solution.

2.7 ANALYSE STATISTIQUE

Les résultats sont exprimés en moyenne \pm écart type. L'homoscedacité et la normalité des jeux de données ont été préalablement vérifiés grâce au test de Hartley. Les conditions de normalité et d'homoscedacité étant remplies, le test ANOVA au seuil de signification de 5% est effectué. Les différences étaient considérées comme significatives à $P < 0,05$. Les tests statistiques ont été effectués avec le logiciel *Statistica v.10*.

3 RESULTATS ET DISCUSSION

3.1 QUALITÉ PHYSICO CHIMIQUE DES MILIEUX DE CULTURE

Les principaux paramètres physico chimiques évalués au cours de cette phase d'expérimentation étaient la Température, le pH et la conductivité. Il en ressort que les moyennes des températures et celles de pH sont restées relativement stable au cours de cette phase d'expérimentation. Il en est de même de la conductivité. En effet les moyennes de température oscillaient entre $29,13 \pm 5,28$ °C et $24,6 \pm 1,3$ °C, tandis que les moyennes de pH allaient de $11,21 \pm 0,42$ à $8,87 \pm 0,38$. Les valeurs de conductivités quant à elles variaient respectivement de $20,38 \pm 3,35$ à $29,88 \pm 4,12$ ms /cm. Soient des moyennes respectives de $27,35 \pm 3,47$ °C pour la Température, $9,94 \pm 0,37$ pour le pH. L'analyse statistique précise qu'il y a une différence significative ($P < 0,05$) entre les différents traitements (Tableau 2).

Tableau 2. Caractéristiques physico-chimiques des milieux expérimentaux

Milieux de culture expérimentaux						
Paramètres	M ₁	M ₂	M ₃	M ₄	M ₅	M ₆
pH	9 ^a ±0,09	9,2 ^a ±0,09	8,88 ^a ±0,3	8,87 ^a ±0,38	8,88 ^a ±0,38	9,2 ^a ±0,13
Température (°C)	27,4 ^{ab} ±3,5	29,10 ^a ±5,1	26 ^b ±1,3	25,6 ^b ±1,03	24,6 ^{bc} ±1,3	29,13 ^a ±5,28
Conductivité (ms /cm)	29,59 ^a ± 5,23	29,59 ^a ± 4,99	29,45 ^a ± 5,07	29,37 ^a ± 5,18	28,42 ^a ± 5,12	20,38 ^c ± 3,35

Milieux de culture expérimentaux					
Paramètres	M ₇	M ₈	M ₉	M ₁₀	M ₁₁
pH	11,21 ^b ±0,42	11,10 ^b ±0,78	11,08 ^b ±0,46	11,01 ^b ±0,51	10,94 ^b ±0,55
Température (°C)	27,62 ^{ab} ±4,39	27,62 ^{ab} ±3,32	27,61 ^{ab} ±4,43	27,69 ^{ab} ±4,30	28,52 ^a ±4,30
Conductivité (ms /cm)	29,76 ^a ± 2,83	29,88 ^a ± 4,12	28,72 ^a ± 3,54	28,95 ^a ± 1,37	26, 75 ^b ± 2,05

NB : Les chiffres possédant les mêmes lettres dans la même ligne ne sont pas significativement différents ($p < 0,05$).

3.2 PRODUCTION EN BIOMASSE DES DIFFÉRENTS MILIEUX DE CULTURE EXPÉRIMENTAUX AU COURS DE LA PHASE D'EXPÉRIMENTATION

Tout au long de la période d'essai, les biomasses produites dans les différents milieux ont été enregistrées à la fin de chaque semaine. Une analyse comparative des biomasses sèches obtenus des différents milieux de culture expérimentaux à base d'extrait de feuilles de *Manihot esculenta* à différentes doses (10 g/l ; 20 g/l ; 30 g/l ; 40 g/l ; 50 g/l) et ceux à l'extrait de *Laportea aestuans* doses (soient aux doses respectives de 10 g/l ; 20 g/l ; 30 g/l ; 40 g/l ; 50 g/l) comparativement au milieu référentiel de Jourdain montre une différence significative ($P < 0,05$) entre les traitements (Figure 7 et Figure 8). En effet des milieux de culture expérimentaux à base d'extrait de feuilles de *Manihot esculenta* comparativement au milieu référentiel de Jourdain, celui de Jourdain a enregistré une production en biomasse sèche plus élevée que l'ensemble des autres traitement soit une moyenne de $73,26 \pm 0,81$. Les milieux de culture à la dose de 40 g/l et de 50 g/l de *Manihot esculenta* ont eu un effet similaire sur la production en biomasse soit des valeurs moyennes en biomasse sèche respectifs de $0,93 \pm 0,06$ g/l (M₅) et de $0,96 \pm 0,09$ (M₆). Des milieux de culture expérimentaux à base d'extrait de feuilles de *Manihot esculenta* le Milieu M₃ (soit à la dose de 20 g/l de *Manihot esculenta*) a été le plus productif soit avec production en biomasse moyenne de $1,88 \pm 0,41$ g/l. Pour ce qui est des Milieux de culture expérimentaux à l'extrait de *Laportea aestuans* (soient aux doses respectives de 10 g/l ; 20 g/l ; 30 g/l ; 40 g/l ; 50 g/l), le milieu de culture à la dose de 50 g/l (M₁₁) a eu un effet significativement plus important que l'ensemble des autres milieux expérimentaux avec une biomasse moyenne de $5,65 \pm 0,32$ g/l. Les milieux de culture M₉ (30 g/l) et M₁₀ (40 g/l) quant à eux ont eu un effet similaire avec des biomasses moyennes respectives de $4,88 \pm 0,11$ g/l et $4,99 \pm 0,21$ g/l.

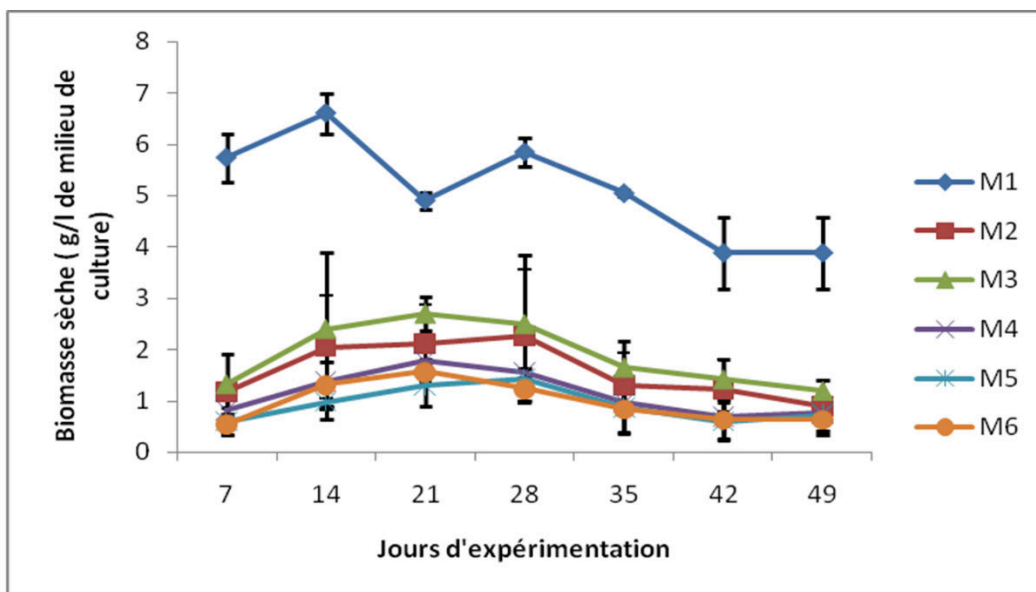


Fig. 7. Evolution de la production en biomasse sèche d'*Arthrospira platensis* des différents milieux de culture expérimentaux à base d'extrait aqueux des feuilles de *Manihot esculenta* comparativement au milieu référentiel de Jourdan au cours de la période d'expérimentation

NB : Υ = écart type de la moyenne ($n=3$). M_1 = Milieu de Jourdan modifié; M_2 = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Manihot esculenta* à la dose de 10g/l; M_3 = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Manihot esculenta* à la dose de 20g/l; M_4 = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Manihot esculenta* à la dose de 30g/l; M_5 = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Manihot esculenta* à la dose 40g/l; M_6 = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Manihot esculenta* à la dose 50g/l

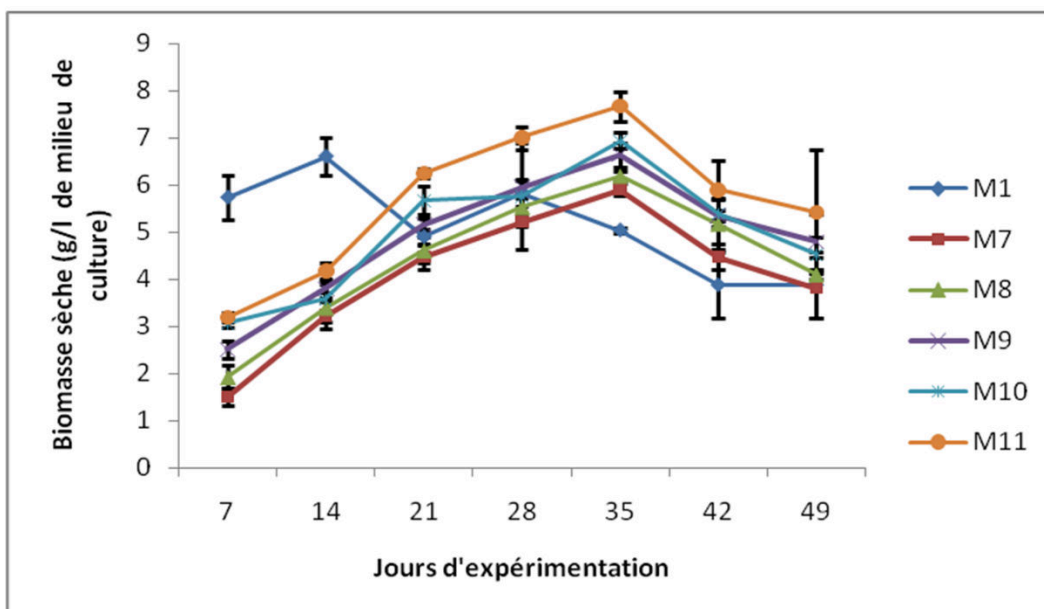


Fig. 8. Evolution de la production en biomasses sèches d'*Arthrospira platensis* dans les différents milieux de culture expérimentaux à base d'extrait des feuilles de *Laportea aestuans* comparativement au milieu référentiel de Jourdan au cours de la période d'expérimentation

NB : Υ = écart type de la moyenne ($n=3$). M_1 = Milieu de Jourdan modifié; M_7 = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Laportea aestuans* à la dose de 10g/l; M_8 = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Laportea aestuans* à la dose de 20g/l; M_9 = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Laportea aestuans* à la dose de 30g/l; M_{10} = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Laportea aestuans* à la dose 40g/l; M_{11} = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Laportea aestuans* à la dose 50g/l

3.3 CARACTÉRISTIQUES NUTRITIONNELLES DES BIOMASSES POST RÉCOLTES ISSUS DES DIFFÉRENTS MILIEUX DE CULTURE AU COURS DE LA PHASE D'EXPÉRIMENTATION

Une analyse comparative de quelques paramètres nutritionnels (teneur en protéine, en glucide, lipide, phycocyanine et Humidité) des biomasses post récoltes obtenus des différents milieux de culture expérimentaux à base d'extrait de feuilles de *Manihot esculenta* à différentes doses (10 g/l ; 20 g/l ; 30 g/l ; 40 g/l ; 50 g/l) et ceux à l'extrait de *Laportea aestuans* doses (soient aux doses respectives de 10 g/l ; 20 g/l ; 30 g/l ; 40 g/l ; 50 g/l) comparativement au milieu référentiel de Jourdan montre une différence significative ($P < 0,05$) entre les traitements (Tableau 3 et Tableau 4). En effet des différents résultats obtenus, il ressort que la teneur moyenne en protéines des biomasses post récolte issus des milieux de culture à base d'extrait de feuilles de *Manihot esculenta* est plus élevé dans le milieu M3 (soit à la dose à 30 g/l) et le milieu référentiel de Jourdan soient des valeurs moyennes respectives de $42,92 \pm 0,66\%$ et de $41,29 \pm 0,36\%$ comparativement aux valeurs obtenues des biomasses post récoltes issus des autres milieux (milieux aux doses respectives de 10 g/l ; 20 g/l ; 40 g/l ; 50 g/l d'extrait de *Manihot esculenta*). Les milieux M₅ et M₆ ont un effet similaire sur la production en protéine avec des moyennes respectives de $16,37 \pm 0,37\%$ et de $17,90 \pm 0,10\%$. L'analyse en protéines totaux des biomasses post récoltes issues des différents milieux de culture du début à la fin de la phase exponentielle de croissance révèle une différence significative ($P < 0,05$) entre les différents traitements tant pour les milieux de culture à base d'extraits de *Manihot esculenta* et ceux à base d'extraits de *Laportea aestuans* (Figure 9 et Figure 10). Toutefois, l'optimum de croissance est atteint au 21^e Jours pour les milieux à base d'extraits de *Manihot esculenta* tandis que pour les milieux de culture à base d'extraits de *Laportea aestuans*, la phase de croissance est plus longue et est atteinte au 35 jours. Une analyse de la corrélation entre les biomasses sèches obtenue des différents milieux de culture et leur teneur en protéines totaux montre une corrélation significative ($r^2 = 0,823$ à $P < 0,05$) entre ces deux facteurs.

L'analyse de la teneur en glucide des biomasses post récoltes issus des différents milieux de culture à base d'extrait de feuilles de *Manihot esculenta* révèle que le Milieu de Jourdan M1 présente la valeur la plus élevée soit une moyenne de $32,55 \pm 4,46$. Les milieux M₃ (20 g/l) M₄ (30 g/l) et M₅ (40 g/l) ont eu un effet similaire soient respectivement $14,02 \pm 2,17\%$, $13,94 \pm 0,04\%$ et $13,52 \pm 1,38\%$. Quant à la teneur en lipide, le milieu M₄ (30 g/l) a enregistré la valeur la plus importante soit une moyenne de $14,33 \pm 4,16\%$. La teneur en phycocyanine toutefois a été la plus importante dans les milieux M₁, M₂ et M₆ correspondant aux valeurs moyennes de $7,97 \pm 1,71\%$; $7,04 \pm 0,63\%$ et de $7,55 \pm 1,26\%$ respectivement. Les milieux M₄ M₅ et M₆ quant à eux ont eu un effet similaire en ce qui concerne la teneur en humidité.

Concernant les paramètres nutritionnels des biomasses post récoltes issus des milieux de culture expérimentaux à base d'extrait de feuilles de *Laportea aestuans* il est à noter que le taux de protéine le plus élevé a été enregistré dans le milieu M₁₁ avec une valeur moyenne de $55,44 \pm 0,38\%$. Les milieux M₈ et M₁₀ ont eu un effet similaire avec des taux de protéines respectifs de $46,86 \pm 0,30$ et de $45,56 \pm 0,29\%$. En ce qui concerne la teneur en glucide, Les milieux M₁, M₁₁ ont eu un effet similaire soient des moyennes de $33,93 \pm 5,45\%$ et de $32,55 \pm 4,46\%$ correspondant aux valeurs les plus élevées. De même les milieux M₈ M₉ et M₁₀ ont eu un effet similaire sur la synthèse en glucide (soient des valeurs moyennes de $29,37 \pm 7,61\%$; $30,33 \pm 3,78\%$ et $31,90 \pm 5,14\%$). Toutefois les teneurs en lipides ont été plus importantes dans biomasses issus des milieux de culture M₁ (Milieu Référentiel), M₉ (30g/l), M₁₀ (40g/l) et M₁₁ (50g/l) soient des valeurs moyennes respectives de $9,93 \pm 1,32\%$; $9,1 \pm 1,51\%$ et $9,7 \pm 1,09\%$. Quant à la teneur en humidité, elle a été la plus importante dans le milieu M₇ (10g/l) soit une moyenne de $19,27 \pm 3,61\%$. Tandis que les autres milieux de culture (M₁, M₈, M₉ M₁₀ et M₁₁) ont eu un effet similaire. La teneur en phycocyanine quant à elle a été la plus élevée dans les milieux M₁₀ et M₁₁ soient des valeurs moyennes de $10,28 \pm 2,81$ et de $11,66 \pm 2,97\%$.

Tableau 3. Paramètres nutritionnels des biomasses post récoltes des milieux de culture expérimentaux à base d'extrait de *Manihot esculenta* comparativement au milieu référentiel de Jourdan

Paramètres	M1	M2	M3	M4	M5	M6
Moy prot	41,29 ^a ±0,36	29,52 ^b ±0,69	42,92 ^a ±0,66	19,45 ^c ±1,86	16,37 ^d ±0,35	17,90 ^d ±0,10
Moy Gluci	32,55 ^a ±4,46	12,19 ^{bc} ±0,33	14,02 ^b ±2,17	13,94 ^b ±0,04	13,52 ^b ±1,38	12,73 ^{bc} ±0,27
Moy Lipi	9,93 ^d ±1,32	8,0 ^d ±1	10,66 ^c ±2,51	14,33 ^a ±4,16	12,66 ^b ±2,08	5,66 ^e ±3,21
Moy Phyco	7,97 ^a ±1,71	7,04 ^a ±0,63	6,28 ^a ±1,41	4,22 ^b ±0,22	3,55 ^b ±0,76	7,55 ^a ±1,26
Moy Humid	16,49 ^b ±2,01	18,95 ^b ±4,24	16,43 ^b ±2,59	19,04 ^a ±2,47	19,21 ^a ±3,73	19,32 ^a ±4,63

NB : Les chiffres possédant les mêmes lettres dans la même ligne ne sont pas significativement différents ($p < 0,05$). M₁ = Milieu de Jourdan modifié; M₂ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Manihot esculenta* à la dose de 10g/l; M₃ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Manihot esculenta* à la dose de 20g/l; M₄ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Manihot esculenta* à la dose de 30g/l; M₅ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Manihot esculenta* à la dose 40g/l; M₆ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Manihot esculenta* à la dose 50g/l

Tableau 4. Paramètres nutritionnels des biomasses post récoltes des milieux de culture expérimentaux à base d'extrait de *Laportea aestuans* comparativement au milieu référentiel de Jourdan

Paramètres	M7	M8	M9	M10	M11	M1
Moy prot	36,68 ^a ±0,33	46,86 ^c ±0,30	52,68 ^b ±0,71	45,56 ^c ±0,29	55,44 ^a ±0,38	41,29 ^d ±0,36
Moy Gluci	27,78 ^b ±11,76	29,37 ^{ab} ±7,61	30,33 ^{ab} ±3,78	31,90 ^{ab} ±5,14	33,93 ^a ±5,45	32,55 ^a ±4,46
Moy Lipi	6,58 ^b ±0,25	8,13 ^{ab} ±1,76	9,1 ^a ±1,51	9,7 ^a ±1,09	9,97 ^a ±1,11	9,93 ^a ±1,32
Moy Phyco	8,75 ^{ab} ±1,48	9,02 ^{ab} ±2,89	7,67 ^b ±0,52	10,28 ^a ±2,81	11,66 ^a ±2,97	7,97 ^b ±1,71
Moy Humid	19,27 ^a ±3,61	17,72 ^b ±4,95	17,90 ^b ±4,90	17,34 ^b ±4,54	16,30 ^b ±4,66	17,49 ^b ±2,01

NB : Les chiffres possédant les mêmes lettres dans la même ligne ne sont pas significativement différents ($p < 0,05$). M₁ = Milieu de Jourdan modifié; M₇ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Laportea aestuans* à la dose de 10g/l; M₈ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Laportea aestuans* à la dose de 20g/l; M₉ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Laportea aestuans* à la dose de 30g/l; M₁₀ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Laportea aestuans* à la dose 40g/l; M₁₁ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Laportea aestuans* à la dose 50g/l

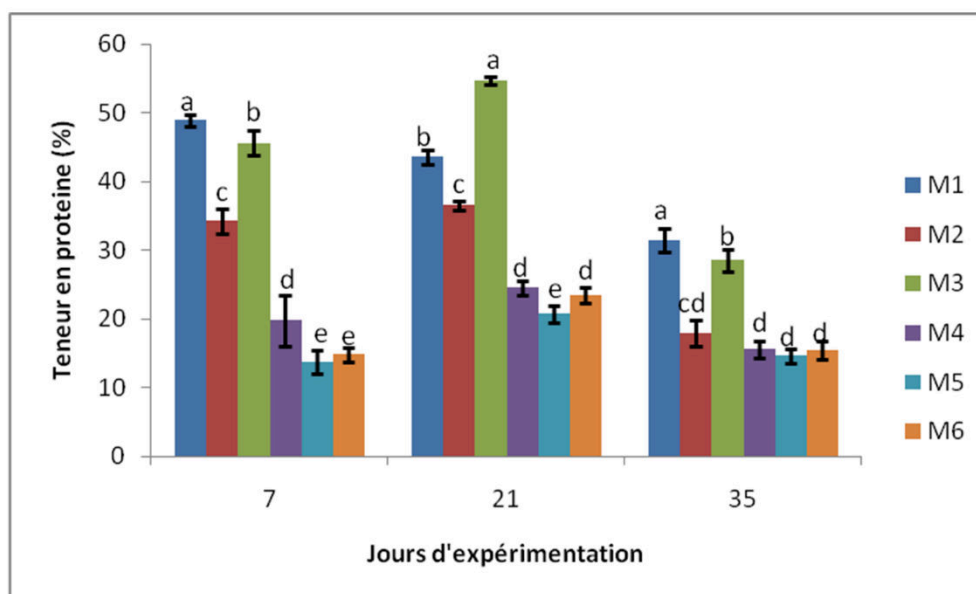


Fig. 9. Teneur en protéines des biomasses post récoltes issus des différents milieux de culture expérimentaux à base d'extrait de *Manihot esculenta* comparativement au milieu référentiel de Jourdan en début et à fin de la croissance exponentielle

NB : Les barres verticales portant les mêmes lettres ne sont pas significativement différents ($p < 0,05$; \bar{x} = écart type de la moyenne ($n=3$)). M₁ = Milieu de Jourdan modifié; M₂ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Manihot esculenta* à la dose de 10g/l; M₃ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Manihot esculenta* à la dose de 20g/l; M₄ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Manihot esculenta* à la dose de 30g/l; M₅ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Manihot esculenta* à la dose 40g/l; M₆ = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Manihot esculenta* à la dose 50g/l

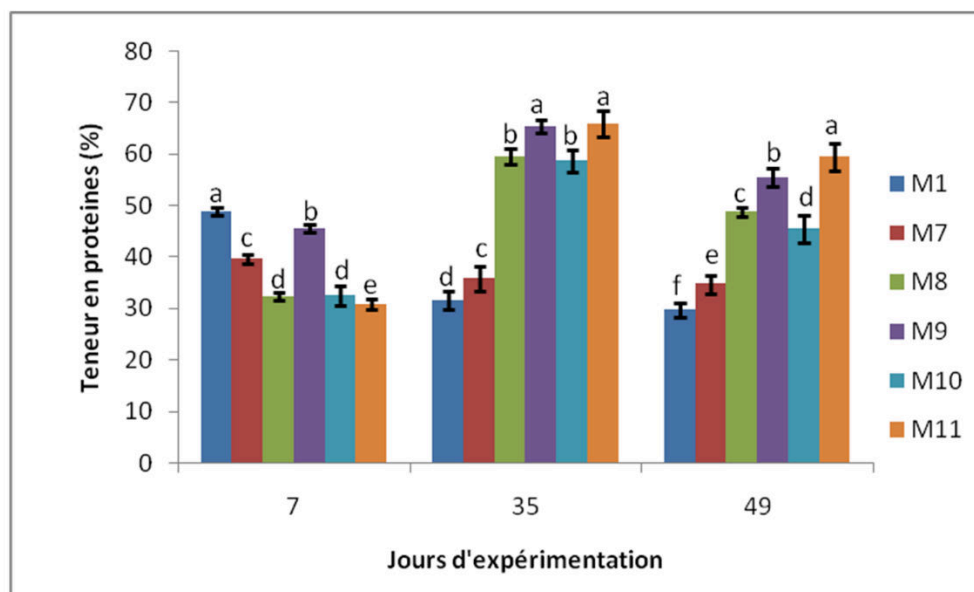


Fig. 10. Teneur en protéines des biomasses post récoltes issus des différents milieux de culture expérimentaux à base d'extrait de *Laportea aestuans* comparativement au milieu référentiel de Jourdan en début et à fin de la croissance exponentielle

NB : Les barres verticales portant les mêmes lettres ne sont pas significativement différentes ($p < 0,05$; τ = écart type de la moyenne ($n=3$)). M_1 = Milieu de Jourdan modifié; M_7 = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Laportea aestuans* à la dose de 10g/l; M_8 = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Laportea aestuans* à la dose de 20g/l; M_9 = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Laportea aestuans* à la dose de 30g/l; M_{10} = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Laportea aestuans* à la dose 40g/l; M_{11} = Milieu de culture constitué d'extrait aqueux de feuilles de *Laportea aestuans* à la dose 50g/l

4 DISCUSSION

Les principaux paramètres physico-chimiques mesurés au cours de cette phase d'expérimentation à savoir la Température, le pH et la conductivité du milieu de culture ont eu des valeurs moyennes qui sont conformes aux exigences de croissance adéquate d'*Arthrospira platensis* telles que rapportées par Jourdan (2014)[24]. Soient des valeurs moyennes comprises entre 20°C – 40°C pour la température, et 8,5 à 11,5 pour le Ph. En effet les valeurs de température et de pH durant la période d'expérimentation oscillaient dans l'intervalle moyen de $29,13 \pm 5,28$ °C et $24,6 \pm 1,3$ °C pour la température et $11,21 \pm 0,42$ à $8,87 \pm 0,38$ pour le Ph. Ce résultat corrobore avec celui de Jarisoa [21] qui trouve des températures moyennes de 24 °C et 33 °C. Ces valeurs élevées de pH, traduisent une bonne activité photosynthétique de la cyanobactérie dans les différents milieux de culture. Selon Doumandji *et al.*[11], une élévation de pH représente un indicateur positif de l'efficacité photosynthétique d'*Arthrospira platensis*.

Une analyse comparative des biomasses sèches obtenus des différents milieux de culture expérimentaux à base d'extrait de feuilles de *Manihot esculenta* à différentes doses (10 g/l ; 20 g/l ; 30 g/l ; 40 g/l ; 50 g/l) et ceux à l'extrait de *Laportea aestuans* doses (soient aux doses respectives de 10 g/l ; 20 g/l ; 30 g/l ; 40 g/l ; 50 g/l) comparativement au milieu référentiel de Jourdan montre une différence significative ($P < 0,05$) entre les traitements. Les résultats enregistrés indiquent que la dose d'extrait appliqué aurait un effet significatif sur la production en biomasse des différents milieux de culture. Toutefois bien que le milieu M1 (Milieu référentiel de Jourdan) a enregistré une meilleure production en biomasse comparativement aux autres traitements, il est à noter que des milieux de culture expérimentaux à base d'extrait de feuilles de *Manihot esculenta* le Milieu M_3 (soit à la dose de 20 g/l de *Manihot esculenta*) a été le plus productif, avec production en biomasse moyenne de $1,88 \pm 0,41$ g/l. Tandis que dans les Milieux de culture expérimentaux à base d'extrait de *Laportea aestuans*, le milieu de culture à la dose de 50 g/l (M11) a eu un effet significativement plus important que l'ensemble des autres milieux expérimentaux avec une biomasse moyenne de $5,65 \pm 0,32$ g/l. Ces résultats obtenus sont supérieurs aux observations de Maarez *et al.* [31] qui ont obtenus à l'issu de leurs travaux une production en biomasse allant de 4,30 à 4,87 g/l. Cette différence pourrait s'expliquer par l'usage de milieux de culture différents. En effet dans le cadre de nos expérimentations le substrat de culture est constitué d'extrait de *Laportea aestuans* alors que chez ces auteurs les milieux référentiel de ZAROUCK et SHU ont servit de substrat de culture. Cette différence en termes de substrat de culture pourrait expliquer la différence de croissance d'*Arthrospira platensis* dans ces milieux. De plus des auteurs tels que Pandey *et al* [35] ont pu mettre en relation la forte production en biomasse d'*Arthrospira platensis* et le niveau élevé d'alcalinité du milieu de culture. A cet effet nous notons que dans le milieu de culture

à la dose de 50 g/l de *Laportea aestuans* (M₁₁) la valeur moyenne de pH est de 10,94 ± 0,55. Des auteurs tels que Soundarandian & Vasanthi [41] rapportent que la croissance d'*Arthrospira platensis* est maximale à un pH de 10. Cette croissance importante pourrait être attribuée à une activité optimale de l'ensemble des enzymes nécessaires à la photosynthèse et à la respiration à ce pH.

Une analyse comparative de quelques paramètres nutritionnels (teneur en protéine, en glucide, lipide, phycocyanine et Humidité) des biomasses post récoltes obtenus des différents milieux de culture expérimentaux à base d'extrait de feuilles de *Manihot esculenta* à différentes doses (10 g/l ; 20 g/l ; 30 g/l ; 40 g/l ; 50 g/l) et ceux à l'extrait de *Laportea aestuans* doses (soient aux doses respectives de 10 g/l ; 20 g/l ; 30 g/l ; 40 g/l ; 50 g/l) comparativement au milieu référentiel de Jourdan montre une différence significative (P < 0,05) entre les traitements. Concernant la teneur moyenne en protéines des biomasses post récolte issus des différents milieux de culture expérimentaux les valeurs moyennes oscillent de 16,37 ± 0,35 à 55,44 ± 0,38 %. Le taux de protéine le plus élevé a été enregistré dans le milieu M₁₁ le milieu de culture à la dose de 50 g/l de *Laportea aestuans* soit une valeur moyenne de 55,44 ± 0,38%. Toutefois il est à noter que ces résultats sont inférieurs à ceux obtenus par Fox [27] soient des teneurs respectives de 75,62% et 60%. Cette différence pourrait s'expliquer par la différence des substrats de culture utilisés, le moment de récolte et même la technique de séchage tel que rapporté par Mohamed [47]. Toutefois les résultats obtenus des biomasses post récoltes du milieu M₁₁ sont supérieurs à ceux trouvés par Jarisoa [21] soit une moyenne de 40% du poids sec notamment avec la souche *toliarensis*. Cette différence pourrait être due aux substrats de culture différents qui agiraient de manière différentielle sur la biosynthèse protéinique.

L'analyse de la teneur en glucide précise des différences entre les différents milieux de culture avec des valeurs moyennes qui varient de 12,19 ± 0,33% à 33,93 ± 5,45%. Le milieu M₁₁ ayant enregistré la valeur la plus élevée. Cette variabilité de la teneur en glucide reste dans la gamme de variation de la teneur en glucide de la spiruline tel que stipulé par Cruchot [8] soit de 15 à 25% avec une marge relative de 10%. La teneur moyenne en lipides quant à elle oscille entre 5,66 ± 3,21 (Milieu M₆) et 14,33 ± 4,16 (Milieu M₄). Ces résultats obtenus sont similaires à ceux préconisés par Xue [39] et Cohen [6] soient des valeurs comprises entre 6 et 13% du poids sec. En ce qui concerne la Phycocyanine la valeur moyenne la plus faible a été obtenue du milieu M₅ soit 3,55 ± 0,76% tandis que la plus élevée du milieu M₁₁ soit une moyenne de 11,66 ± 2,97%. Ces moyennes obtenues sont inférieures à celles recommandées par Falquet [15]. Selon cet auteur la teneur de la spiruline en phycocyanines doit être supérieure à 15 mg/g. Cette faible teneur des biomasses post récoltes pourraient être due à la période de récolte et la technique de séchage qui pourraient altérer les constituants présents dans les biomasses récoltées. Une analyse de la teneur en humidité des biomasses post récoltes indique une variabilité de cette grandeur avec des valeurs moyennes allant de 16,30 ± 4,66 (M₁₁) à 19,32 ± 4,63 (M₆). Ces différentes valeurs sont en accord avec les recommandations de Jourdan [24] soit une humidité des biomasses sèches inférieure à 25%.

5 CONCLUSION

Les résultats de cette étude indiquent que les extraits des deux plantes étudiées à savoir de *Manihot esculenta* à différentes doses (10 g/l ; 20 g/l ; 30 g/l ; 40 g/l ; 50 g/l) et ceux de *Laportea aestuans* aux mêmes doses respectives peuvent servir de substrats à la production d'*Arthrospira platensis*. De ces résultats il ressort que le milieu de culture M₁₁ (à la dose de 50g/l d'extrait de *Laportea aestuans*) a eu un effet significativement plus important que l'ensemble des autres milieux expérimentaux sur la production en biomasse avec une biomasse moyenne de 5,65 ± 0,32 g/l. Ces résultats se traduisent également par le meilleur profil nutritionnel des biomasses post récoltes issus de ce milieu notamment leur teneur en protéine (soit une moyenne de 55,44 ± 0,38%), en glucide (soit une valeur moyenne de 33,93 ± 5,45%) en lipide (9,97 ± 1,11) en humidité (16,30 ± 4,66%) mais également en phycocyanine (11,66 ± 2,97%) comparativement aux autres milieux expérimentaux.

REMERCIEMENTS

Les auteurs tiennent à remercier Dr. FOKOM RAYMOND, Chargé de Cours au Département de Transformation et Contrôle qualité des produits Halieutiques pour sa contribution à la réalisation de ce travail de recherche en ce qui concerne la caractérisation bromatologique des biomasses post récoltes.

REFERENCES

- [1] AOAC., "Analysis of the Association of Official Analytical Chemists". (Ed. William, H.), 17ed., Gaithersburg, MD, USA, pp. 141-144, 2000.
- [2] Alexandre Glouchkoff., "Utilisation des feuilles de manioc en Afrique et bromatologie des feuilles de manioc", 49p. 2007.
- [3] Benahmed-djilali A., "Analyse des aptitudes technologiques de poudres de dattes (*Phoenix dactylifera*. L) améliorées par la spiruline. Etudes des propriétés rhéologiques, nutritionnelles et antibactériennes". Doctorat d'Etat en Génie des procédés, Université M'HAMED BOUGARA, Boumerdes, Algérie. 180p. 2012.
- [4] Burkill, HM., "The Useful Plants of West Tropical Africa", Second Edition. Vol.5, Families S – Z, Addenda Royal Botanic Gardens, Kew, Richmond. United Kingdom, 689 p. 2000.
- [5] Chew, WL, A., "Monograph of Laportea (Urticaceae)", Gard. Bull. Singapore, 21: 178 – 195. 1969.
- [6] Cohen Z., Reung jitchachawali., M, Siangdung., W, Tanticharoen M., "Production and partial purification of γ -linolenic acid and some pigments from *Spirulina platensis*", Journal of Applied Phycology 5: 109-115. 1997.
- [7] Clement G., "Production et constituants caractéristiques des algues *Spirulina platensis* et maxima", Annales de la nutrition alimentaire, 29: 477-488. 1975.
- [8] Cruchot Hélène, "La spiruline bilan et perspectives", faculté de médecine et de Pharmacie de Besançon .P 5, 9-18, 23-69, 180-183. 2008
- [9] Da Costa TR, Pedro Soares VF, Maria C, Marta ZG, Giselly FL, Da Silva LI, Marcus VK., "Genetic diversity and population structure of sweet Cassava Using Simple Sequence repeat (SSR) molecular marker". African Journal of Biotechnology, 12(10): 10401048. 2013.
- [10] Dada Adigu O, Oworu Olusola O., "Mineral and Nutrient Leaf Composition of Two Cassava (*Manihot esculenta* Crantz) Cultivars Defoliated at Varying Phenological Phases" Not. Sci. Biol., 2(4): 44-48. ISSN 20673205. 2010.
- [11] Doumandji A., Boutekrabi L., Saidi N., Doumandji S., Hamerouch D. & Haouari S., "Etude de l'impact de l'incorporation de la spiruline sur les propriétés nutritionnelles, technologiques et organoleptiques du couscous artisanal". Nature & Technologie, 6: 40-50. 2012.
- [12] Durand-chastel H., "Production and use of *Spirulina* in Mexico", In: Algae Biomass. Shele, G. and Soeder J. (Edits), Elsevier, North Holland, Biomedical, Amsterdam. pp. 51–64. 1980.
- [13] Essiett UA., Edet NI., and, Bala DN., "Phytochemical and physicochemical analysis of the leaves of *Laportea aestuans* (Linn.) Chew and *Laportea ovalifolia* (Schumach.) Chew (male and female)", Asian J. Plant Sci. Res., 2011, 1(2):35-42. ISSN : 2249 – 7412. 2011
- [14] Esuma W, Patrick R, Anthony P, Robert K, Bramwel W., "Genetic Diversity of Provitamin A Cassava in Uganda". Journal of Plant Studies, 1(1): 60-70. 2012.
- [15] Falquet J., "Spiruline, Aspects nutritionnels". Antenna Technologie, Genève. 22p. 2006.
- [16] Fairchild, D., and Glazer, N., "Oligomeric structure, enzyme kinetics and substrate specificity of the phycocyanin alpha subunit phycocyanobilin lyase", J. Biol. Chem., 269:8686-8694. 1994.
- [17] Friis, I., "Urticaceae". In Verlag. The Families and Genera of Vascular Plants: Kubitzki, K. (Ed). Berlin: Springer, 2:612 – 630. 1993
- [18] Habib, B.; Parvin, M.; Huntington, C. and Hasan, R., "A Review on Culture, Production and Use of *Spirulina* as Food for Humans and Feeds for Domestic Animals and Fish". FAO Fisheries and Aquaculture Circular No. 1034, p. 33. (2008).
- [19] Houndonougbo MF, Chrysostome CAAM, Houndonougbo VP., "Performances bioéconomiques des poulettes alimentées avec des rations à base de feuilles séchées de manioc (*Manihot esculenta*)", Int. J. Biol. Chem. Sci., 6(2): 670-676. DOI : <http://dx.doi.org/10.4314/ijbcs.v6i2.11>. 2012a.
- [20] INS., "Enquête démographique et de Santé à indicateur Multiple. Ministère de l'Économie de la Planification et de l'Aménagement du Territoire Ministère de la Santé Publique Yaoundé, Cameroun". 576P. (2011)
- [21] Jarisoa Tsaravevitra, "Adaptation de la Spiruline du Sud de Madagascar à la culture en eau de mer. Mise au point de structures de productions à l'échelle villageoise", Thèse, Université de Toliara, Madagascar. 179p. 2005.
- [22] Jourdan. J.P., "Sugar as a source of carbon for spirulina (*Arthrospira platensis*) culture", International symposium on Cyanobacterial biotechnology", Bharathidasan University, Tiruchirapalli, Inde. (1996)
- [23] Jourdan J.P., "cultivez votre spiruline: Manuel de culture artisanale". Genève, PP85 ;63, 1999.
- [24] Jourdan JP, "Cultiver votre Spiruline", Manuel de culture artisanale pour la production de spiruline, 143p. 2018.
- [25] Kihlberg R., "The microbe as a source of food", *Annu. Rev. Microbiol* 26: 427-466. (1972).
- [26] Koru, E. *Spirulina* Microalgae Production and Breeding in Commercial, Turkey J. Agric., 11:133-134. (2009).
- [27] Fox R D., "Spiruline : technique pratique et promesse. Edisud, aix-en-provence", 246p. 1999a.
- [28] Fox R D., "Spiruline : technique, pratique et promesse. Edisud, aix-en-provence", 246p. 1999b.
- [29] IRAD. "Diffusion des Nouvelles Technologies Agricoles en Afrique DONATA (Composante II de PSTAD)". IRAD (Institut de la Recherche Agronomique pour le Développement) Cameroun, Rapport annuel d'activités 2013 : Yaoundé. 2013.

- [30] Lyphout JP, thèses de doctorat. « L'ortie a-t-elle un avenir dans l'avenir de l'agriculture écologique intensive » ? terrenales lycée Briacé Mairie. pp 428, 2015.
- [31] Marrez Diaa A., Mohamed Naguib M., Yousef sultan Y., Zakaria Y. Daw and Aziz Higazy M., "Impact of Culturing Media on Biomass Production and Pigments Content of *Spirulina platensis*." International Journal of Advanced Research (2013), Volume 1, Issue 10, 951-961. ISSN No. 2320-5407. 2013.
- [32] Morrison JF, Twumasi SK., "Comparative studies on the in vitro antioxidant properties of methanolic and hydro-ethanolic leafy extracts from eight edible leafy vegetables of Ghana". Afr J Biotech 2010; 9:5177-84. 2010.
- [33] Mweugang N. N., Tendongeng F., Miegoue E., Matumuini F. E. N., Zougou G. T., Fonteh F. A, Boukila B., et Pamo E. T., "Effets de l'inclusion de feuilles de manioc (*Manihot esculenta* Crantz) dans la ration sur les performances de reproduction du cobaye (*Cavia porcellus* L.) local camerounais", Int. J. Biol. Chem. Sci. 10(1): 269-280. ISSN 1991-8631. 2016.
- [34] Nadine A., "General information for medicinal plants", New edition Vol. 6 West India Chew Western edition, 2001;5: 7-31. 2001.
- [35] Pandey, P.; Pathak, N. and Tiwari, A., "Standardization of pH and light intensity for the biomass production of *Spirulina platensis*", J. Algal Biomass Utln., 1 (2):93-102. (2010).
- [36] Rangel-Yagui, O.; Danesi, G.; Carvalho, M. and Sato, S., "Chlorophyll production from *Spirulina platensis*: cultivation with urea addition by fed-batch process". Bioresour. Technol., 92(2):133-141. (2004).
- [37] Richmond, A., "Spirulina", In: Microalgal Biotechnology (Eds. Borowitzka, A. and Borowitzka, J.), Cambridge University Press, Cambridge. pp. 85-121.1988.
- [38] Rippka, R.; Deruelles, J.; Waterbury, B.; Herdman, M. and Stanier, Y., "Generic assignments, strain histories and properties of pure cultures of cyanobacteria". J. Gen. Microb., 111:1-61.1979.
- [39] Xue CH, Hu YQ, Saito H, Zhang ZH, Li ZJ, Cai YP, Ou CR, Lin H, Imbs AB, "Molecular species composition of glycolipids from *Spirulina platensis*". Food Chemistry 77p. 2002.
- [40] Sguera Sébastien, "Spirulina platensis et ses constituants ; Intérêt nutritionnel et activité thérapeutiques". Thèse doctorat en Pharmacie, Faculté de pharmacie, Université Henry point carré-Nancy 175p . 2008.
- [41] Soundarapandian, P. and Vasanthi B., "Effects of Chemical Parameters on *Spirulina platensis* Biomass Production: Optimized Method for Phycocyanin Extraction. Internat. J. Zool. Res., 4(1):1-11.(2008).
- [42] Theodore, S. and Georgios, S. (2013). Health aspects of *Spirulina* (*Arthrospira*) microalga food supplement. J. Serb. Chem. Soc., 78 (3): 395-405.
- [43] Udo IU, John JF., "Effects of processing methods on the utilization of cassava (*Manihot esculenta* Crantz) leaf meal (CLM) by African catfish (*Clarias gariepinus*)". Livestock Research for Rural Development, 27(8). 2015.
- [44] Vonshak, A.; Chanawongse, L.; Bunnag, B. and Tanticharoen, M., "Role of light and photosynthesis on acclimation process of cyanobacterium *Spirulina platensis* to salinity stress". J. Appl. Phycol., 8:119-124. (1996).
- [45] Vonshak, A., "Use of *Spirulina* Biomass", In: *Spirulina platensis* (*Arthrospira*) Physiology Filament Biology and Biotechnology. (Ed. Vonshak, A.), Taylor & Francis, ISBN, London, pp. 159-173. (2002).
- [46] Zarrouk C., " Contribution à l'étude d'une cyanophycée : influence de divers facteurs physiques et chimiques sur la croissance et la photosynthèse de *Spirulina maxima* (Setch et Gardner) Geitler". Thèse Doctorat, Faculté des sciences, Université de paris. 1966.
- [47] Mohammed El Khelifi, Contribution à l'étude de la composition chimique de la Spiruline : *Spirulina platensis*. Master en Biologie option Sciences des aliments. Faculté de sciences de Nature de la Vie et de L'Univers ; Université Abou Bekr Belkaid Tlemcen. Algerie, pp53, 2011.