



## ETUDE COMPARATIVE DE DEUX TYPES D'EAU POUR LA CULTURE DE LA SPIRULINE *ARTHROSPIRA PLATENSIS*

### COMPARATIVE STUDY OF TWO TYPES OF WATER FOR THE CULTURE OF SPIRULINA *ARTHROSPIRA PLATENSIS*

**KANON A. O. R.<sup>2</sup>, SEU-ANOI N. M.<sup>2</sup>, OUATTARA A.<sup>2</sup>, KOUASSI B. A. T.<sup>1</sup>**

<sup>1</sup> UFR Biosciences: Laboratoire de Botanique, 22 BP 582 Abidjan 22, Côte d'Ivoire.

<sup>2</sup> UFR des Sciences et Gestion de l'Environnement: Pôle de Recherche Pêche et Aquaculture, 02 BP 801 Abidjan 02, Côte d'Ivoire.

*benjakanon@yahoo.fr*

#### RESUME

Une étude a été menée au laboratoire afin d'évaluer la croissance de *Arthrospira platensis*, cultivée à base de deux types d'eau (eau de source et eau de forage) et d'identifier le milieu présentant le meilleur rendement en termes de concentration en biomasse. Les cultures ont été réalisées suivant les mêmes conditions physiques et chimiques avec les milieux tests enrichis en éléments nutritifs (milieu de Zarrouk) et les milieux témoins non-enrichis. Après 21 jours de culture, le taux de croissance journalier de *Arthrospira platensis*, était de 21,03 % et de 20,64 % respectivement dans les eaux de source (Banco) et de forage (Blondey) enrichis en intrants. Aucune différence significative n'a été enregistrée ( $p > 0,05$ ). Par contre, les valeurs de croissance journalière notées dans les milieux de culture non-enrichis, étaient significativement différentes ( $p < 0,05$ ) avec un taux de 52 % dans l'eau de source comparativement à l'eau de forage où il s'élève à 45 %. La température étant restée constante à 22°C, les valeurs de pH enregistrées au cours de l'expérience, ont présenté des tendances similaires et favorables pour la culture de la cyanobactérie.

**Mots clés :** *Arthrospira platensis*, culture, eau de source, eau de forage.

## ABSTRACT

A study was led to the laboratory in order to evaluate the growth of *Arthrospira platensis*, cultivated to basis of two types of water (spring water and water of drilling) and to identify the medium presenting the best output in terms of concentration in biomass. The cultures were carried out according to the same physical and chemical conditions with the mediums tests enriched in nutritive elements (medium of Zarrouk) and the mediums pilot not-enriched. After 21 days of culture, the daily growth rate of *Arthrospira platensis* was 21,03 % and 20,64 % respectively in spring waters (Banco) and of drilling (Blondey) enrich in nutritive elements. No significant difference was recorded ( $p > 0,05$ ). On the other hand, the growth stocks day laborer noted in the culture medium not-enriched, were significantly different ( $p < 0,05$ ) with a rate from 52 % in spring water compared to the water of drilling where it amounts to 45 %. The temperature having remained constant with 22°C, the values of pH recorded during the experiment, presented tendencies similar and favorable for the culture of the cyanobacteria.

**Keywords:** *Arthrospira platensis*, culture, spring water, drilling water.

## INTRODUCTION

La culture des micro-algues pour les besoins alimentaires est en pleine progression dans le monde (Fox, 1999). La découverte de la cyanobactérie *Arthrospira platensis* (constituée jusqu'à 70 % de protéines), suite à plusieurs travaux de recherche (Jourdan, 2006 ; Bellahcen *et al.*, 2013) a favorisé le développement des cultures artisanales et industrielles. En plus de sa teneur élevée en protéine, *Arthrospira platensis* offre l'avantage de produire divers composés tels les pigments, les lipides, les polysaccharides, les caroténoïdes et les vitamines (Danesi *et al.*, 2002 ; Soletto *et al.*, 2005 ; Moraes *et al.*, 2011).

Elle était consommée traditionnellement depuis des siècles par les Aztèques du Mexique (Farrar, 1966) et les populations de la tribu Kanembu au Tchad (Delpuch *et al.*, 1976). Outre ces propriétés nutritionnelles, *Arthrospira platensis* connaît aujourd'hui un regain d'intérêt de la part de la communauté scientifique internationale. Elle est considérée comme une substance à vertus thérapeutiques, en particulier dans le traitement de certaines infections d'origine microbienne et de la malnutrition (Parikh *et al.*, 2001 ; Barry *et al.*, 2014).

Plusieurs travaux de recherches ont été effectués dans le cadre de la production et de la vulgarisation des vertus de *Arthrospira platensis* à travers le monde (Leonard & Compère, 1967 ; Clément, 1975 ; Falquet, 1996 ; Fox, 1999 ; Guillou, 2006 ; Jourdan, 2006 ; Doumandji *et al.*, 2012). Malgré cela, le coût élevé des éléments minéraux utilisés dans les cultures en masse de cette cyanobactérie, reste un problème sérieux et la nécessité d'avoir recours à une source minérale naturelle s'impose (Bellahcen *et al.*, 2013).

Le présent travail a pour objectif général d'identifier le type d'eau qui favorisera une excellente croissance de la cyanobactérie. Plus spécifiquement, il s'agit de : (1) cultiver l'espèce à partir de l'eau de source (Banco) et l'eau de forage (Blondey), (2) suivre son évolution au cours du temps et (3) évaluer les performances de croissance de la cyanobactérie dans chaque type d'eau utilisé pour sa culture.

## **MATERIEL ET METHODES**

### **Matériel biologique**

Le matériel biologique utilisé dans cette étude est une cyanobactérie, *Arthrospira platensis* dont la souche a été fournie par le département : Culture Collection of Algae (Allemagne).

### **Substrat expérimental**

Les substrats ayant servi de base à la culture de *Arthrospira platensis* sont composés de deux types d'eau. Le premier substrat est une eau de forage (d'environ 60 m de profondeur) provenant de la ferme piscicole «Blondey» et le second est une eau de source provenant du Parc National du Banco. Cette dernière parvient naturellement à la surface du sol après avoir traversé plusieurs couches de terre.

### **Condition de culture**

Les milieux de cultures ont été préparés dans des bocaux puis introduites dans 4 bouteilles plastiques de capacité 1,5 L au laboratoire. Elles ont été maintenues dans des conditions similaires d'éclairage, de température et de débit d'air.

L'éclairage permanent a été assuré à l'aide d'une lumière blanche et la température maintenue à 22°C.

### Préparation de l'inoculum

L'inoculum a été préparé à partir d'une souche de *Arthrospira platensis*. Les intrants préalablement pesés, sont renversés selon l'ordre du tableau 1, dans deux bocaux (1 et 2). Puis 500 ml d'eau distillée prélevées à l'aide d'une éprouvette graduée sont ajoutées dans chaque bocal pour constituer les solutions 1 et 2. Ensuite le contenu des deux bocaux bien homogénéisé, est renversé dans une bouteille plastique. Pour l'ensemencement de l'inoculum, 10 % du volume de mélange soit 100 ml est retranché et un volume équivalent de solution concentré de *Arthrospira platensis* est ajouté. Toute la solution est agitée par bullage d'air généré par une pompé aquarium.

**Tableau 1 : Composition du milieu de culture de l'inoculum**

Solution préparée	Nutriments	Quantité des intrants	Méthode de préparation
S 1	Bicarbonate de sodium (NaHCO <sub>3</sub> )	10,5g	Dissoudre les trois éléments nutritifs dans 500 ml d'eau distillée
	Carbonate de sodium (Na <sub>2</sub> CO <sub>3</sub> )	7,6g	
	Phosphate dipotassique (K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub> )	0,5g	
S 2	Sulfate dipotassique (K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> ),	1g	Dissoudre tous les nutriments dans 500 ml d'eau distillée
	Nitrate de sodium (NaNO <sub>3</sub> )	2,5g	
	Chlorure de sodium (NaCl)	1g	
	Sulfate de fer cristallisé (FeSO <sub>4</sub> .7 H <sub>2</sub> O)	0,01g	
	Chlorure de calcium (CaCl <sub>2</sub> ),	0,03g	
	Sulfate de magnésium cristallisé (MgSO <sub>4</sub> .7H <sub>2</sub> O)	0,08g	
	Acide Ethylène-Diamino-Tétraacétique (EDTA)	0,08g	
S	Mélange des solutions S1 et S2		

## **Préparation des milieux de culture**

### *Milieux de culture témoins réalisés à base d'eau de source et de forage non-enrichies*

Les eaux de source et de forage provenant respectivement du Banco et de Blondey ont été directement utilisées comme milieux de cultures sans enrichissement préalable en intrants.

### *Milieux de culture tests réalisés à base d'eau de source et de forage enrichies*

Les eaux de source et de forage ont été utilisées comme substrat pour préparer les différents milieux de culture. Les intrants utilisés, leur quantité en gramme par litre d'eau et leur méthodologie de préparation sont identiques à ceux du tableau précédant.

## **Ensemencement des milieux de culture**

L'ensemencement s'effectue lorsque l'inoculum est dans sa phase de croissance. Le mode opératoire de l'ensemencement des milieux de culture est identique à celui de l'inoculum (voir page précédente).

## **Suivi de la croissance de *Arthrospira platensis***

Le suivi de la croissance de *Arthrospira platensis* en culture s'est fait par des mesures du pH, le comptage des filaments à l'aide de la cellule de Bürker, des observations à l'œil nu et par le calcul du taux de croissance spécifique (TCS).

## **Mesures du pH des milieux de culture**

Les mesures journalières ont été réalisées durant la période de culture. Le milieu de culture est prélevé dans un bocal et les électrodes du pH-mètre sont plongées dans celui-ci. La valeur du pH est lue directement sur l'écran d'affichage. Ces mesures prises (trois fois) quotidiennement ont permis de connaître le taux d'alcalinité des milieux de culture, car en deçà ou au-delà de certains seuils ( $8 < \text{pH} < 11$ ), il survient un arrêt total de la croissance de *Arthrospira platensis* (Jourdan, 2012).

## Comptage des filaments

Le comptage des filaments par unité de volume de *Arthrospira platensis*, s'est effectué à partir de la cellule de Bürker au microscope. Un échantillon de la culture est prélevé à l'aide d'une pipette pasteur et posé sur la cellule. Après une mise au point et repérage des limites du quadrillage de la cellule à l'objectif x 10, les filaments sont comptés à l'objectif x 40. Cinq comptages ont été effectués sur chaque échantillon et le nombre d'individus par millilitre est calculé selon la formule de El-Hachemi (2012) ci-dessous:

$$N = \frac{n}{V}$$

N : nombre d'individu par millilitre

n : nombre moyen d'individu par case

V : volume d'une case

## Observations à l'œil nu

L'observation à l'œil nu des milieux de culture constitue un moyen de suivre le développement de la culture (Jourdan, 2012). Elle a permis de déterminer d'éventuels problèmes tels que la coloration verte pâle, la décoloration de certains milieux, la formation des amas de spirulines (flocs), de mousse et des bulles d'air sur les parois des bouteilles en plastique. Le diagnostic de la couleur fournit généralement une bonne appréciation de l'état de la culture.

## Taux de croissance spécifique (TCS) de *Arthrospira platensis*

Le taux de croissance spécifique (TCS) est calculé par la méthode de Ketheesan (Ketheesan & Nirmalakhandan, 2012). Il est calculé sur la période exponentielle de croissance à partir de la courbe de croissance des micro-algues transformée en base logarithme en fonction du temps. La période de croissance exponentielle est la partie linéaire de la courbe. Ainsi, TCS est calculé à l'aide de la formule suivante :

$$\text{TCS (\%/j)} = \frac{\ln C_f - \ln C_i}{t}$$

TCS (%/j) est le taux de croissance spécifique ;  $C_i$  et  $C_f$  (ind / ml) sont respectivement les concentrations de la biomasse de *Arthrospira platensis* en début et en fin de la période exponentielle de croissance et  $t$  est sa durée en jour.

### **Traitement statistique des données**

Les tests non-paramétrique de Mann-Whitney et paramétrique du test t ont été réalisés, pour la comparaison des milieux de culture. Avant toutes les analyses, des tests de normalité (test de Shapiro-Wilk) ont été effectués sur les variables. Le seuil de significativité de la valeur de probabilité pour chacun de ces tests est de 5 %.

Toutes les fois que le test de normalité (test de Shapiro-Wilk) réalisé sur les variables a indiqué une probabilité  $p < 0,05$  le test non-paramétrique est utilisé et lorsque  $p > 0,05$  c'est le test paramétrique qui est utilisé pour tester la variabilité des milieux de culture. Les analyses des données ont été effectuées à l'aide du logiciel R version 3.1.1 (Interface R Studio).

## **RESULTATS**

Croissance de *Arthrospira platensis* dans les milieux de culture témoin et test à base d'eau de source

### **pH**

Les valeurs de pH dans les milieux de culture (témoin et test) à base de l'eau de source, sont relativement élevées dans le milieu de culture test au cours du temps (Figure 1). La valeur maximale (10,16) a été observée dans le milieu de culture test tandis que la valeur minimale (9,53) a été enregistrée dans le milieu de culture témoin. Le test t révèle que le pH varie significativement d'un milieu de culture à un autre ( $p < 0,05$ ).

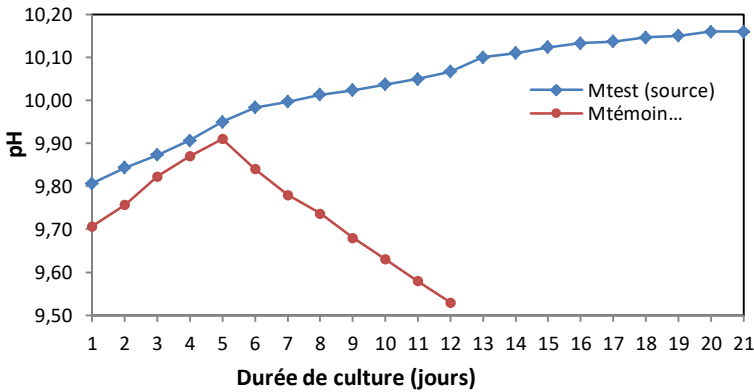


Figure 1 : Evolution du pH dans les milieux de culture témoin et test à base d'eau de source en fonction du temps ;  $M_{test}$  : milieu de culture test ;  $M_{témoïn}$  : milieu de culture témoin.

### Concentration en filaments

Les concentrations de *Arthrospira platensis* varient fortement dans le milieu de culture test et faiblement dans le milieu de culture témoin à base de l'eau de source (Figure 2). Ces variations sont comprises entre  $64.10^4$  et  $304.10^4$  ind. / ml dans le milieu de culture test et entre 0 et  $128.10^4$  ind. / ml dans le milieu de culture témoin. Le test t révèle une différence significative entre ces milieux de culture ( $p < 0,05$ ).

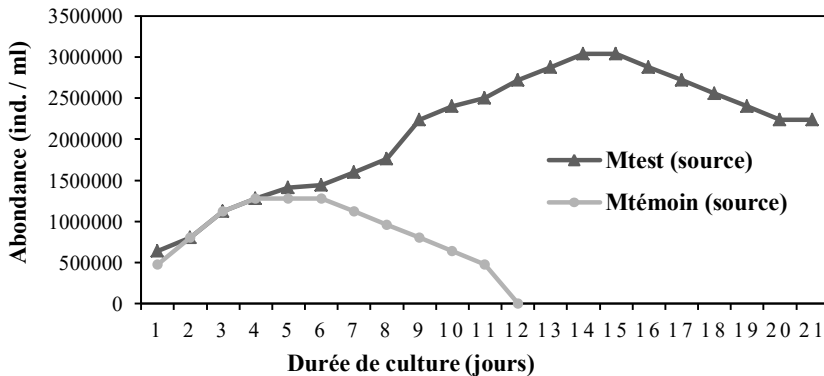


Figure 2 : Abondance des filaments de *Arthrospira platensis* dans les milieux de culture témoin et test à base d'eau de source au cours du temps ;  $M_{test}$  : milieu de culture test ;  $M_{témoïn}$  : milieu de culture témoin.



### Observation à l'œil nu

La figure 3 montre la culture de *Arthrospira platensis* dans les milieux témoin et test à base de l'eau de source du Banco respectivement le 10<sup>ième</sup> et le 20<sup>ième</sup> jour. On observe une apparition de mousse à la surface du milieu de culture témoin dès le 10<sup>ième</sup>, suivie d'une coloration du milieu en jaune-brun kaki (Figure 3a). En revanche, la mousse apparaît à la surface du milieu de culture test le 20<sup>ième</sup> jour (Figure 3b).

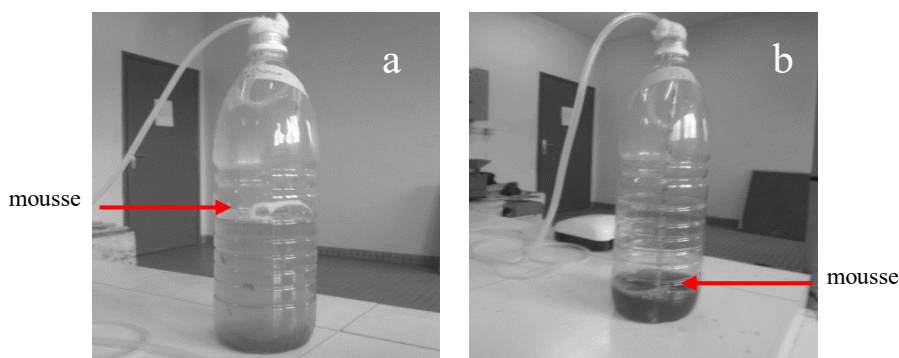
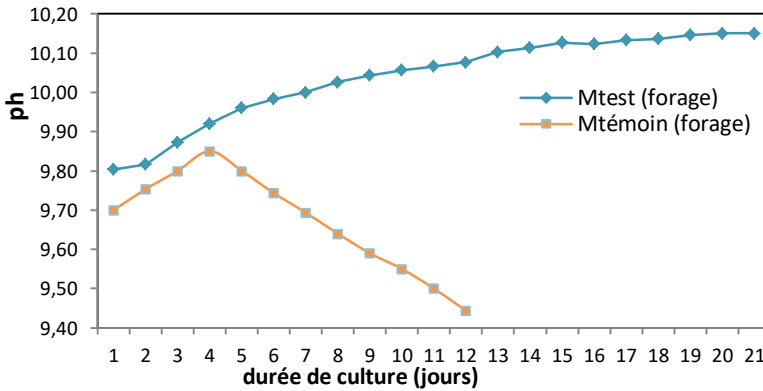


Figure 3 : Cultures de *Arthrospira platensis* dans les milieux témoin et test à base d'eau de source ; a : milieu témoin (10<sup>ième</sup> jour) ; b : milieu test (20<sup>ième</sup> jour)

### Croissance de *Arthrospira platensis* dans les milieux de culture témoin et test à base d'eau de forage

#### *pH*

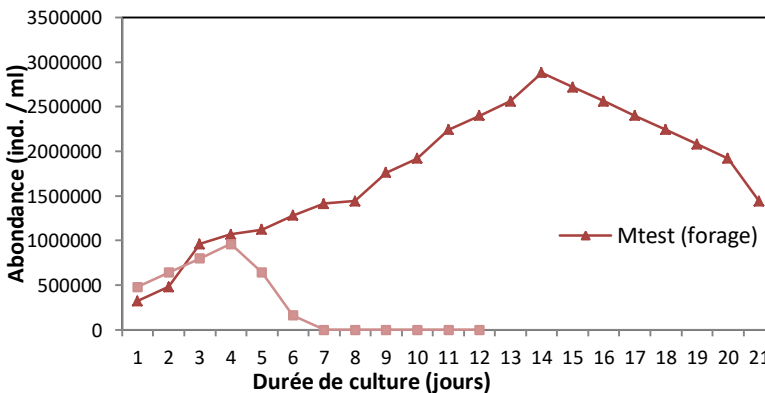
Les valeurs de pH oscillent entre 9,44 et 10,15 dans les deux milieux de culture à base de l'eau de forage de Blondey (Figure 4). Les valeurs maximale et minimale ont été notées respectivement dans les milieux de culture test (10,15) et témoin (9,44). Les résultats de l'analyse statistique révèlent que les valeurs de pH varient significativement d'un milieu à un autre ( $p < 0,05$  ; test de Mann-Whitney).



**Figure 4 :** Evolution du pH dans deux milieux de culture ( $M_{test}$  et  $M_{témoïn}$ ) à base d'eau de forage en fonction du temps ;  $M_{test}$  : milieu de culture test ;  $M_{témoïn}$  : milieu de culture témoin.

### Concentration en filaments

L'évolution de la concentration de *Arthrospira platensis* dans les milieux de culture test et témoin à base d'eau de forage de Blondey (Figure 5), révèlent une différence significative des concentrations en filaments entre les milieux de culture ( $p < 0,05$  ; test de Mann-Whitney). La valeur la plus élevée ( $288 \cdot 10^4$  ind. / ml) a été enregistrée dans le milieu de culture test. En revanche, la plus faible valeur (0 ind. / ml) a été obtenue dans le milieu de culture témoin.



**Figure 5 :** Concentration de *Arthrospira platensis* dans deux milieux de culture ( $M_{témoïn}$  et  $M_{test}$ ) à base d'eau de forage en fonction du temps ;  $M_{test}$  : milieu de culture test ;  $M_{témoïn}$  : milieu de culture témoin.

### Observation à l'œil nu

La culture de la cyanobactérie *Arthrospira platensis* dans les milieux témoin et test à base d'eau de forage de Blondéy, est présentée par la figure 6. Au bout de 6 jours, le milieu de culture témoin est totalement décoloré (Figure 6a). En revanche, le 20<sup>ième</sup> jour, il apparaît une mousse à la surface de la culture du milieu test suivie d'une décoloration partielle (Figure 6b).

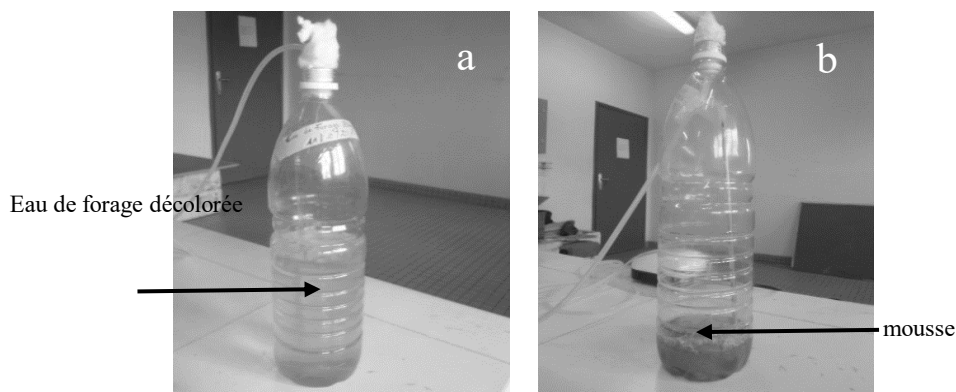


Figure 6 : Cultures de *Arthrospira platensis* dans les milieux témoin et test à base d'eau de forage ; a : Mtémoin (6<sup>ième</sup> jour) ; b : Mtest (20<sup>ième</sup> jour)

### Comparaison de la croissance de *Arthrospira platensis* dans les milieux de culture témoins (non-enrichis) à base d'eau de source et de forage

#### pH

L'évolution du pH au cours du temps dans les milieux de culture témoins (Mtémoin source et Mtémoin forage) est présenté par la figure 7. Les valeurs de pH sont sensiblement élevées dans le milieu de culture témoin à base d'eau de source par rapport à celui d'eau de forage. La valeur maximale (9,91) a été obtenue dans l'eau de source tandis que la valeur minimale (9,44) a été enregistrée dans l'eau de forage. D'un milieu de culture à un autre, le pH ne varie pas significativement (Test t,  $p > 0,05$ ).

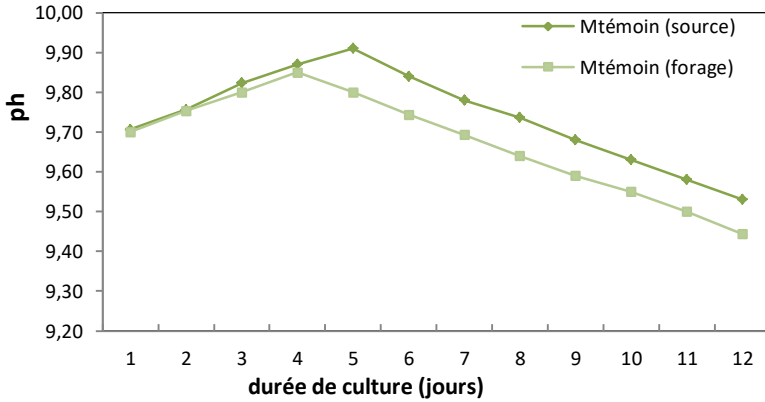


Figure 7 : Evolution du pH dans deux milieux différents (eau de source et eau de forage) non-enrichis en fonction du temps ; Mtémoin : milieu de culture témoin.

### Concentration en filaments

Les concentrations de *Arthrospira platensis* varient fortement dans l'eau de source du Banco et faiblement dans l'eau de forage de Blondéy (Figure 8). Cette variation est comprise entre 0 et  $128.10^4$  ind. / ml dans l'eau de source tandis qu'elle est comprise entre 0 et  $96.10^4$  ind. / ml dans l'eau de forage. Le test de Mann-Whitney montre qu'il existe une différence significative entre ces milieux de culture ( $p < 0,05$ ).

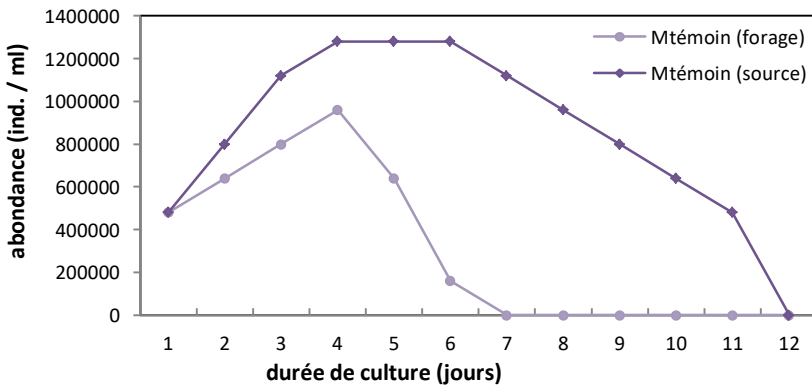
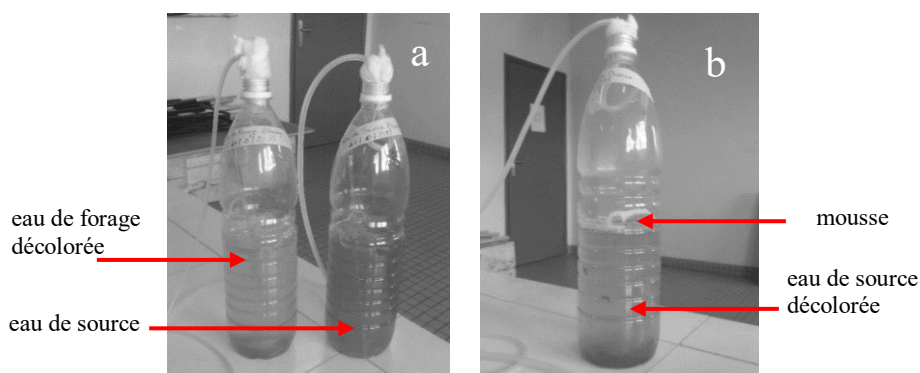


Figure 8 : Croissance de *Arthrospira platensis* dans deux milieux différents (eau de source et eau de forage) non-enrichis au cours du temps ; M<sub>témoin</sub> : milieu de culture témoin.

### Observation à l'œil nu

L'aspect de la culture de *Arthrospira platensis* à différents stades de croissance dans l'eau de source (Mtémoin) et de forage (Mtémoin) non-enrichies est illustré par la figure 9. Dès le 6<sup>ième</sup> jour de la croissance de la cyanobactérie, la culture à base d'eau de forage se décolore (vire au jaune-brun kaki) alors que la coloration verte reste bien marquée dans l'eau de source (Figure 9a). C'est jusqu'au 10<sup>ième</sup> jour que le milieu de culture à base d'eau de source, présente une coloration jaune-brun kaki avec apparition de mousse à sa surface (figure 9b).



**Figure 9 : Cultures de *Arthrospira platensis* dans les eaux de forage et de source non-enrichies à différents stades de leurs croissances au cours du temps ; a : Mtémoins au 6<sup>ième</sup> jour ; b : Mtémoin source décoloré (10<sup>ième</sup> jour) ; Mtémoin : milieu de culture témoin.**

### Comparaison du taux de croissance spécifique de *Arthrospira platensis* dans les milieux de culture à base d'eau de source et de forage

Les valeurs du taux de croissance spécifique (TCS) de *Arthrospira platensis* obtenues au cours des quatre (4) premiers jours (Mtémoins et Mtests) et des 14 premiers jours (Mtests) de culture dans les milieux à base d'eau de source et de forage sont consignées dans le tableau 2. Ces valeurs enregistrées, que ce soit dans le milieu témoin ou test, sont relativement élevées dans l'eau de source du Banco comparativement à l'eau de forage de Blondéy.

**Tableau 2 : Taux de croissance spécifique (TCS) de *Arthrospira platensis* dans les différents milieux de culture ; M<sub>test</sub> : milieu de culture test ; M<sub>témoin</sub> : milieu de culture témoin ; 4j : quatre premiers jour ; 14j : quatorze premiers jour.**

TCS (%/j)	M <sub>test</sub> (source)	M <sub>témoin</sub> (source)	M <sub>test</sub> (forage)	M <sub>témoin</sub> (forage)
4j	52	52	47	45
14j	21,03	-	20,64	-

## DISCUSSION

Les paramètres de suivi de la croissance de *Arthrospira platensis* ont permis d'apprécier l'évolution de celle-ci dans les différents milieux de culture. Concernant les valeurs de pH enregistrées dans les milieux de culture à base d'eau de source (Banco) et d'eau de forage (Blondey), elles sont relativement élevées dans les milieux tests (9,80 à 10,16) par rapport aux milieux témoins (9,44 à 9,91). L'élévation du pH dans les milieux de culture tests, pourrait s'expliquer par l'enrichissement de ces milieux en intrants, particulièrement le bicarbonate de sodium (NaHCO<sub>3</sub>) et le sodium carbonaté (Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>) qui ont constitués les sources de carbone. En effet, le dioxyde de carbone (CO<sub>2</sub>) libéré dans ces milieux de culture par le NaHCO<sub>3</sub> et le Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>, est consommé par la cyanobactérie au cours de la photosynthèse. Cette diminution du taux de CO<sub>2</sub> dans ces milieux de culture est à l'origine de l'élévation du pH. Ce résultat a été également rapporté par Bellahcen *et al.* (2013). Selon ces auteurs, l'augmentation du pH est due à une diminution du CO<sub>2</sub> du milieu en relation avec l'activité photosynthétique au cours de la croissance de la cyanobactérie. Pour Jourdan (2012), un bon test de croissance d'une culture de cette cyanobactérie est son augmentation de pH. Par ailleurs, les valeurs de pH obtenues dans les milieux de culture témoins, sont sensiblement élevées dans le milieu de culture à base d'eau de source avec un maximum de 9,91 comparativement au milieu de culture à base d'eau de forage (9,85). Ces valeurs élevées, traduisent une bonne activité photosynthétique de la cyanobactérie dans le milieu de culture à base d'eau de source. Selon Doumandji *et al.* (2012), une élévation de pH représente un indicateur positif de l'efficacité photosynthétique de *Arthrospira platensis*.

Du point de vue abondance, la croissance de la cyanobactérie *Arthrospira platensis* au cours du temps, indique un développement plus important dans les milieux de culture tests, par rapport aux milieux de culture témoins. Ce

développement est dû au fait que les milieux de culture tests ont été supplées par les éléments nutritifs décrits par Zarrouk (1966). En effet, la cyanobactérie utilise les éléments minéraux présents dans ces milieux de culture tests, pour assurer sa croissance par le mécanisme de la photosynthèse. Nos résultats corroborent ceux de Rengel (2010) et Markou & Georgakakis (2011). Bellahcen *et al.* (2013) ont également montré en cultivant la spiruline dans un milieu enrichi et un autre non-enrichi, l'importance des intrants dans la croissance de *Arthrospira platensis*.

En ce qui concerne les milieux de culture témoins, les performances de croissance enregistrées par la cyanobactérie sont excellentes dans l'eau de source, comparées à l'eau de forage. Ce résultat se traduit également par le taux de croissance spécifique journalier, où les valeurs sont relativement élevées dans l'eau de source que celle de forage. Ces bonnes performances de croissance pourraient s'expliquer par le fait que l'eau de source contient des éléments minéraux supplémentaires notamment l'azote, propices pour la croissance et le bon développement de *Arthrospira platensis* (Jourdan, 2012). En effet, l'eau de source ayant traversé plusieurs couches successives du sol, c'est considérablement enrichie en éléments minéraux. En revanche, l'eau de forage étant statique à plus de 60 mètres de profondeur, sa composition minéralogique n'a pas variée. Une eau riche en éléments minéraux en particulier l'azote, le carbone et le phosphore est favorable au développement de *Arthrospira platensis* (Fox, 1999 ; Cases *et al.* 2002 ; Falquet & Hurni, 2006 ; Jourdan, 2006 ; Rakotoarisoa *et al.* 2010).

La coloration brun-jaune kaki, observée au cours de la production de la cyanobactérie *Arthrospira platensis*, est un signe de carence en certains éléments nutritifs (Dermoun, 1987 ; Jourdan, 2012). Selon ces auteurs, une décoloration des cellules de la cyanobactérie, suivie d'une coloration brun-jaune kaki du milieu de culture est certainement due à un manque d'azote. Ho *et al.* (2013) ont montré que l'azote rentre dans la composition des pigments photosynthétique. Pour Young & Beardall (2004), la diminution de l'azote dans le milieu de culture entraîne une baisse de la capacité photosynthétique de la cellule, du fait de la diminution de la quantité de chlorophylle *a*. Cette baisse de la quantité de chlorophylle *a* suivie de la mort des cellules est à l'origine de la décoloration du milieu de culture.

## CONCLUSION

La croissance de *Arthrospira platensis* a été étudiée dans deux types d'eau qui sont l'eau de source du Banco et l'eau de forage de Blondey, enrichis par des éléments nutritifs (Mtests) suivis de leurs témoins non-enrichis (Mtémoins). Après 21 jours de culture, le milieu composé de l'eau de source du Banco a été identifié comme meilleur pour la culture de la cyanobactérie avec des concentrations maximales en biomasse de  $304.10^4$  ind / ml et de  $128.10^4$  ind. / ml respectivement dans les milieux test et témoin. Tandis que dans l'eau de forage, ces concentrations s'élèvent à  $288.10^4$  ind. / ml et à  $96.10^4$  ind. / ml successivement dans les milieux test et témoin. L'analyse de la croissance de cette cyanobactérie, dans les milieux de culture tests ne révèle aucune différence significative en termes de biomasse produite (Test t,  $p > 0,05$ ). Par contre, les milieux témoins révèlent qu'il existe une différence significative entre ces deux milieux de culture ( $p < 0,05$  ; test de Mann-Whitney).

Par ailleurs, les valeurs du pH enregistrées au cours de l'expérience dans les différents milieux de culture (comprises entre 9,44 et 10,16) restent dans l'intervalle de croissance optimum de la cyanobactérie.

Dans la suite de ce travail, il serait intéressant de connaître les concentrations des paramètres chimiques de la source d'eau du Banco, ayant éventuellement favorisés le développement de *Arthrospira platensis*. Et envisagé puis promouvoir la création de plusieurs micro-fermes pour les besoins agroalimentaires, en particulier la pisciculture où la cherté de la farine de poisson constitue un frein à l'expansion de cette activité sur le territoire ivoirien.

## REMERCIEMENTS

Nous tenons à exprimer notre infinie reconnaissance au Professeur OUATTARA Allassane, Directeur du Pôle de recherche Pêche et Aquaculture pour avoir mis à notre dispositions son laboratoire.

## REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUES

BARRY M., OUEDRAOGO M., SOURABIE S., GUISSOU I. P., PIERRICK B. & CALOP J. (2014.). Notification des effets indésirables de la spiruline chez l'homme:



- revus systématique. International Journal of Biological and Chemical Sciences, 7 (4): 1568-1578.
- BELLAHCEN O., BOUCHABCHOUB A., MASSOUI M. & EL YACHIOUI M. (2013). Culture et production de *Spirulina platensis* dans les eaux usées domestiques. Larhyss Journal, 14: 107-122.
- CASES J., WYSOCKA A., CAPORICCIO B., JOUY N. & BESANCON P. (2002). Assessment of selenium bioavailability from high-selenium spirulina sub-fractions in selenium deficient rats. Journal Agricool Food Chemical, 50 (13): 3867-3873.
- CLEMENT G. (1975). Production et constituants caractéristiques des algues *Spirulina platensis* et *maxima*. Annales de la nutrition alimentaire, 29: 477-488.
- DANESI E. D. G., RANGEL-YAGUI C., CARVALHO J. C. M. & SATO S. (2002). An investigation of effect of replacing nitrate by urea in the growth and production of chlorophyll by *Spirulina platensis*. Biomasse and Energie, 23: 261-269.
- DELPEUCH F., JOSEPH A. & CAVELIER C. (1976). Consommation alimentaire et apport nutritionnel des algues bleues (*Arthrospira platensis*) chez quelques populations du Kanem (Tchad). Annales de nutrition et aliments, 29: 497-516.
- DERMOUN D. (1987). Ecophysiologie de *Porphyridium cruentum* : Validation expérimentale d'un modèle de croissance: étude de la production des polysaccharides. Thèse de Doctorat, Université de Compiègne, France, 208 p.
- DOUMANDJI A., BOUTEKRABT L., SAIDI N., DOUMANDJI S., HAMEROUCH D. & HAOUARI S. (2012). 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.
- EL-HACHEMI A. (2012). Traitement des eaux usées par lagunage en milieu désertique (oasis de Figuig) : Performances épuratoires et aspect phytoplanctonique. Thèse de Doctorat, Université Mohamed Premier, Maroc, 140 p.
- FALQUET J. (1996). Un module d'apprentissage pour la production de la spiruline. Antenna Technology, Genève, 16 p.
- FALQUET J. & HURNI J. P., 2006. Spiruline, Aspects Nutritionnels. Antenna Technology, Genève, 41 p
- FARRAR W. V. (1966). Tecuitlatl; a glimpse of Aztec food technology. Nature, 211: 341- 342.
- FOX R. D. (1999). La spiruline: Technique, pratique et promesse. Edisud, Aix-en-Provence, France, 246 p.
- GUILLOU A. (2006). Etude d'opportunité des biotechnologies marines sur la production et l'utilisation des micro-algues, Société de Développement de l'Industrie Maricole, Rimouski, Québec, Canada, 292 p.
- HO S. H., HUANG S. W., CHEN C. Y., HASUNUMA T., KONDO A. & CHANG J. S. (2013). Characterization and optimization of carbohydrate production from an indigenous microalga *Chlorella vulgaris*. Bioresource Technology, 135: 157-165.

- JOURDAN J. (2006). Cultivez votre Spiruline. Manuel de culture artisanale, Antenna Technology. Genève, Suisse, 146 p.
- JOURDAN J., 2012. Cultivez votre spiruline. Manuel de culture artisanale, Antenna Technology. Genève, Suisse, 226 p.
- KETHEESAN B. & NIRMALAKHANDAN N. (2012). Feasibility of micro-algal cultivation in a pilot-scale airlift-driven raceway reactor. *Bioresource Technology*, 108: 196-202.
- LEONARD J. & COMPERE P. (1967). *Spirulina platensis* (Gom.) Geitl., algue bleue de grande valeur alimentaire par sa richesse en protéines. *Bulletin du Jardin Botanique National Belge*, 37 (1): 23-36.
- MARKOU G., & GEORGAKAKIS D. (2011). Cultivation of filamentous cyanobacteria (blue-green algae) in agro-industrial wastes and wastewaters: A review. *Applied Energy*, 88 (10): 3389-3401.
- MORAES C. C., SALA L., CERVEIRA G. P. & KALIL S. J. (2011). C-phycoyanin extraction from *Spirulina platensis* wet biomass. *Brazilian Journal of Chemical Engineering*, 28 (1): 45-49.
- PARIKH P., MANI U. & IYER U. (2001). Role of *Spirulina* in the control of glycemia and lipidemia in type 2 diabetes mellitus. *Journal of Medicinal Food*, 4: 193-199.
- RAKOTOARISOA R., RIVA A. & VICENTE N. (2010). Essais de culture de la spiruline au domaine de Méjean (Camargue), *Sciences et Techniques*, 60 (4): 237-243.
- RENGEL A. (2010). Conception et analyses énergétique et environnementale d'un bioréacteur à micro-algues pour la production d'énergie. Thèse de Doctorat, Ecole Nationale Supérieure des Mines de Paris, France, 183 p.
- SOLETTI D., BINAGHI L., LODI A., CARVALHO J. C. M. & CONVERTI A. (2005). Batch and fed-batch cultivation of *Spirulina platensis* using ammonium sulphate and urea as nitrogen sources. *Aquaculture*, 243: 217-224.
- YOUNG E. B. & BEARDALL J. (2004). Modulation of photosynthesis and inorganic carbon acquisition in a marine microalga by nitrogen, iron, and light availability. *Canadian Journal of Botanic*, 83: 917-928.
- ZARROUK C. (1966). Contribution à l'étude d'une cyanophycée: Influence de divers facteurs physiques et chimiques sur la croissance et la photosynthèse de *Spirulina maxima*. Thèse de Doctorat, Université des Sciences de Paris, France, 96p.