

RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

UNIVERSITÉ de BLIDA 1

Faculté de Technologie

Département de Génie des Procédés



Mémoire

En vue de l'obtention du diplôme de **MASTER EN GENIE DES PROCÉDES**

Spécialité : Génie de l'environnement

Intitulé du mémoire

**ETUDE HYDRODYNAMIQUE D'UN PHOTOBIOREACTEUR
APPLICATION A L'ELIMINATION DU DICLOFENAC**

Présenté par :

M. Rafik ELHADI

Encadré par :

Mme AIT MESBAH Zohra

Dr HAMITOUCHE Adh'ya-eddine

Année universitaire : 2017/2018

RESUME

Ce travail porte sur la caractérisation d'un photobioréacteur destiné à la culture de microalgues. D'abord, une optimisation des paramètres hydrodynamique : la vitesse d'agitation, la position et le nombre des hélices, est effectuée. Ensuite, les conditions optimales de l'étude hydrodynamiques sont utilisées afin d'examiner le comportement des microalgues dans deux milieux différents (TMP et TAP). Les résultats obtenus démontrent que, la DTS dépend de la position des hélices, plus que de leurs nombres. Aussi, les conditions optimales pour obtenir un volume mort minimal, correspond à un système fonctionnant à une vitesse d'agitation de 300 tr/min et à deux hélices placées à 3-16 cm. La culture de microalgues effectuée dans ce système a révélé que le milieu TAP est plus favorable, du moment où celui-ci atteint la phase de croissance plus rapidement en comparaison avec le TMP.

ملخص

في هذه الأطروحة ، تمت دراسة تحسين المعلمات الهيدروديناميكية: سرعة التحريك ، تأثير موضع المروحة وتأثير عدد المراوح في مفاعل حيوي ضوئي. تم استخدام الظروف المثلى للدراسة الهيدروديناميكية لرؤية سلوك الطحالب الدقيقة في وسطين مختلفين من أجل تحديد معدل النمو. نخلص من مجموعة النتائج التجريبية التي تم الحصول عليها أن سرعة التحريك 300 دورة في الدقيقة ومروحتين هي الظروف المثلى لهذا المفاعل حيوي ضوئي.

REMERCIEMENTS

Ce travail de recherche a été réalisé au niveau du Centre de Recherche scientifique et technique en Analyses Physico-chimiques (CRAPC).

Je remercie tout particulièrement Madame AIT MESBAH Zohra, Enseignante au département de Génie des Procédés à l'Université de Blida 1, d'avoir accepté de participer à encadrer cette thèse.

Je tiens à remercier Monsieur HAMITOUCHE Adh'ya-eddine, chercheur au CRAPC qui a dirigé cette thèse et qui a soutenu tout au long de mon travail, toujours disponible à aider, prêt à m'épauler et à m'encourager dans les moments difficiles.

Je tiens à adresser mes vifs remerciements aux membres de jury, pour l'intérêt qu'ils ont porté à mon travail en acceptant d'examiner ce mémoire et de faire partie de ce jury.

Je remercie tous mes collègues du CRAPC : les chercheurs, le personnel, les stagiaires et thésards pour leur amitié et leur soutien.

Enfin, un immense merci va à ma famille pour m'avoir supporté et encouragé dans les moments difficiles tout au long de ce travail.

TABLE DES MATIERES

RESUME	I
REMERCIEMENTS	II
TABLE DES MATIERES	III
LISTE DES FIGURES	V
INTRODUCTION GENERALE	1
CHAPITRE I : THEORIE DES REACTEURS.....	3
I REACTEURS IDEAUX	3
I.1 REACTEUR FERME	3
I.2 REACTEUR SEMI FERME	4
I.3 REACTEUR OUVERT PARFAITEMENT AGITE	4
I.4 REACTEUR TUBULAIRE.....	5
II REACTEURS REELS	5
II.1 DEFINITION : CONCEPTS D'AGE, TEMPS DE SEJOUR, ESPERANCE DE VIE.....	5
II.2 LES FONCTIONS DE DISTRIBUTION	6
II.3 DETERMINATION EXPERIMENTALE DE LA DISTRIBUTION DES TEMPS DE SEJOUR (DTS)	7
II.4 LES DIFFERENTS TYPES DE PERTURBATIONS	8
II.4.1 <i>Injection échelon ou purge échelon : la courbe F</i>	8
II.4.2 <i>Injection impulsion : la courbe C</i>	8
II.5 PRINCIPALES RELATION MATHEMATQUES DES FONCTIONS DE DISTRIBUTION	9
II.5.1 <i>Temps de séjour moyen</i>	9
II.5.2 <i>La variance</i>	9
II.6 DETECTION D'UN MAUVAIS FONCTIONNEMENT	10
II.6.1 <i>Notion de court-circuit</i>	10
II.6.2 <i>Notion de volume mort</i>	11
II.7 MODELISATION DE L'ÉCOULEMENT DANS UN REACTEUR REEL.....	12
II.7.1 <i>Modèle de l'écoulement piston</i>	12
II.7.2 <i>Modèle de l'écoulement piston avec dispersion axiale</i>	13
CHAPITRE II : GENERALITES SUR LES PHOTOBIOREACTEURS ET LES MICROALGUES.....	16
I NOTIONS IMPORTANTES SUR LES PHOTOBIOREACTEURS	16
I.1 INTRODUCTION.....	16
I.2 PRINCIPE DE FONCTIONNEMENT D'UN PHOTOBIOREACTEUR.....	16
I.3 LA LUMIERE ET LE PHOTOBIOREACTEUR	16
II LES MICROALGUES DANS LE TRAITEMENT DES EAUX USEES	18
II.1 INTRODUCTION.....	18
II.2 DEFINITION ET CARACTERISTIQUES DES MICROALGUES	18
II.3 TECHNIQUES DE MISE EN CULTURE.....	19
II.3.1 <i>Différents modes de production de biomasse micro-algale</i>	19
II.3.2 <i>Influence du milieu</i>	20
II.3.3 <i>La cinétique de croissance algale</i>	21
II.3.4 <i>Modes de nutrition des microalgues</i>	22
II.3.5 <i>Paramètres influençant la culture des microalgues</i>	22
II.3.5.1 La lumière	23
II.3.5.1.1 Source	23
II.3.5.1.2 Intensité	23
II.3.5.1.3 Durée d'éclairement	23
II.3.5.2 La température	23

II.3.5.3 Les sels minéraux.....	24
II.3.5.4 Le pH.....	24
II.3.5.5 Sélection des microalgues	24
CHAPITRE III : MATERIEL ET METHODES	26
I ETUDE HYDRODYNAMIQUE	26
I.1 INTRODUCTION.....	26
I.2 CARACTERISTIQUES DU PHOTOBIOREACTEUR	26
I.3 LE MONTAGE EXPERIMENTAL.....	27
I.4 METHODOLOGIE EXPERIMENTALE.....	27
II CULTURE DES MICROALGUES	28
II.1 DESCRIPTION DU DISPOSITIF EXPERIMENTAL	28
II.2 STERILISATION DU PHOTOBIOREACTEUR.....	29
II.3 METHODES DE SUIVI DE LA CROISSANCE DES MICROALGUES	29
CHAPITRE IV : RESULTATS ET DISCUSSIONS	31
I ETUDE HYDRODYNAMIQUE	31
I.1 TRACE DE LA DTS	31
I.2 EFFET DE LA VITESSE D'AGITATION	32
I.3 EFFET DE LA POSITION DE L'HELICE.....	34
<i>I.3.1 Position d'hélice à 16 cm</i>	<i>35</i>
<i>I.3.2 Position d'hélice à 24 cm</i>	<i>36</i>
I.4 EFFET DU NOMBRE DES HELICES	39
II CULTURE DES MICROALGUES	40
II.1 MODE OPERATOIRE.....	40
II.2 COMPOSITION DES MILIEUX ETUDIES.....	41
II.3 EFFET OBTENU SUR LA POPULATION MICRO-ALGALE.....	43
<i>II.3.1 Cas du milieu TMP.....</i>	<i>43</i>
<i>II.3.2 Cas du milieu TAP</i>	<i>44</i>
CONCLUSION GENERALE	45
ACRONYMES	47
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	48

LISTE DES FIGURES

Figure I. 1 : Réacteur fermé	3
Figure I. 2 : Réacteur semi fermé	4
Figure I. 3 : Réacteur ouvert parfaitement agité	4
Figure I. 4 : Réacteur piston Réacteur fermé	5
Figure I. 5 : Réacteur réel	6
Figure I. 6 : Distribution des temps de séjour	7
Figure I. 7 : Réponse à injection échelon	8
Figure I. 8 : Réponse à une injection impulsion	9
Figure I. 9 : Existence d'un court-circuit	10
Figure I. 10 : Existence d'un volume mort	11
Figure I. 11 : DTS des réacteurs	12
Figure II. 1: Exemples de microalgues	19
Figure II. 2 : Arbre technologique des réacteurs de culture de microalgues	20
Figure II. 3 : Modélisation de la cinétique de croissance algale	21
Figure III. 1 : Photobioréacteur utilisé	26
Figure III. 2 : Schémas illustrant le dispositif expérimental utilisé	27
Figure III. 3 : Installation expérimentale utilisée pour la culture des microalgues	28
Figure III. 4 : Schémas illustrant le dispositif expérimental utilisé pour la culture de microalgues	29
Figure III. 5 : Spectrophotomètre utilisé pour le suivi de la croissance algale	30
Figure IV. 1 : Courbe d'étalonnage du traceur.....	32
Figure IV. 2 : Evolution de la conductivité en fonction du temps pour différentes vitesses d'agitation (Une hélice à 3 cm et débit de 200 ml/s)	33
Figure IV. 3 : Position de l'hélice à l'intérieur du réacteur	34
Figure IV. 4 : Evolution de la conductivité en fonction du temps pour différentes vitesses d'agitation (Une hélice à 16 cm et débit de 200 ml/s)	35
Figure IV. 5 : Evolution de la conductivité en fonction du temps pour différentes vitesses d'agitation (une hélice à 24 cm et débit de 200 ml/s)	37
Figure IV. 6 : Effet de la position et du nombre des hélices sur le volume mort et le temps de séjour moyen	40
Figure IV. 7 : Evolution de l'absorbance en fonction du temps dans le cas du milieu TMP	43
Figure IV. 8 : Evolution de l'absorbance en fonction du temps dans le cas du milieu TAP	44

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I. 1 : Exemples des traceurs utilisés pour la détermination de la DTS.....	7
Tableau II. 1: Les différents types nutritionnels des microalgues.....	22
Tableau IV. 1 : Evaluation des paramètres hydrodynamique du photobioréacteur (Hélice à 3 cm et à un débit de 200 ml/s).....	33
Tableau IV. 2 : Evaluation des paramètres hydrodynamique du photobioréacteur (Hélice à 16 cm et à un débit de 200 ml/s)	36
Tableau IV. 3 : Evaluation des paramètres hydrodynamique du photobioréacteur (Hélice à 24 cm et à un débit de 200 ml/s)	38
Tableau IV. 4 : Résumé des paramètres hydrauliques pour les trois positions d'hélice (pour un débit de 200 ml/s).....	38
Tableau IV. 5 : Paramètres de la DTS pour différents nombres d'hélices placées à différentes positions pour un débit de 200 ml/s.....	39
Tableau IV. 6 : Composition du milieu TAP-Sels	41
Tableau IV. 7 : Composition de la solution stock de phosphate	41
Tableau IV. 8 : Composition de la solution en éléments traces	42

INTRODUCTION GENERALE

Aujourd'hui, les microalgues offrent des perspectives d'application intéressantes et dans un large domaine d'action. En effet, que ce soit pour la production solaire de bioénergies, la production de molécules naturelles d'intérêt ou encore pour la dépollution d'effluents gazeux et liquide, les microalgues présentent une alternative de choix.

Cependant la production industrielle de microalgues requiert des technologies différentes qui doivent permettre la croissance photosynthétique basée sur l'assimilation, grâce à la lumière captée, de nutriments inorganiques (CO₂ ou hydrogénocarbonates) et minéraux (nitrates, phosphates, etc.). Selon les contraintes et objectifs d'exploitation, le procédé de culture est à sélectionner parmi un large panel de solutions technologiques allant des systèmes ouverts extensifs (type lagunage) aux systèmes intensifiés et clos (type photobioréacteurs).

Ce dernier système, offre, justement, la possibilité d'optimiser le fonctionnement afin de maximiser la production tout en diminuant le coût du procédé. Pour cela, de nombreux paramètres sont à considérer tel l'aspect hydrodynamique du photobioréacteur (lié à sa géométrie et ses caractéristiques).

C'est dans ce contexte que s'intègre mon travail de thèse, dans l'objectif de :

- ❖ caractériser l'hydrodynamique du photoréacteur utilisé pour la culture de microalgues et optimisation des conditions de fonctionnement, tels : la vitesse d'agitation, la position et le nombre des hélices ;
- ❖ Essais d'application des conditions optimisées pour la culture de microalgues dans différents milieux de culture.

Ce manuscrit sera décliné en quatre chapitres :

Le chapitre I est une revue des notions élémentaires concernant les réacteurs et la fonction de distribution du temps de séjour.

Le chapitre II présentera une étude bibliographique des photobioréacteurs et des microalgues : leur natures, les différents modes de culture, les cinétiques de croissance ainsi que et les paramètres influençant la croissance dans un photobioréacteur.

Le chapitre III s'attachera à décrire la méthodologie expérimentale adoptée au cours de ce travail, en présentant les différentes installations expérimentales utilisées, les analyses effectuées ainsi que la méthodologie de travail mise en place adoptée pour l'étude hydrodynamique ainsi que pour la culture des microalgues.

Le chapitre IV exposera les résultats portant sur l'étude hydrodynamique ainsi que pour la culture des microalgues.

Enfin les conclusions essentielles sur l'ensemble de ce travail.

CHAPITRE I : Théorie des réacteurs

Un réacteur est tout appareillage permettant de réaliser une réaction chimique ou biochimique, c'est-à-dire de transformer des espèces moléculaires en d'autres espèces moléculaires. Néanmoins, cette appellation est limitée aux cas où la transformation (ou conversion) est effectuée dans le but de produire une ou plusieurs espèces chimiques déterminées ou d'éliminer d'un mélange un ou plusieurs composés[1].

Nous pouvons distinguer deux types de réacteurs : les réacteurs idéaux et les réacteurs réels.

I Réacteurs idéaux

Les réacteurs idéaux sont des configurations réactionnelles particulièrement simples, où les conditions hydrodynamiques et physiques sont supposées idéales et bien déterminées, ces configurations permettent d'approcher le fonctionnement des réacteurs industriels et de comprendre l'influence des paramètres critiques pour le fonctionnement des réacteurs réels.

I.1 Réacteur fermé

Le réacteur (figure : I.1) reçoit une charge initiale de réactifs, pendant la réaction il n'y a pas d'échange de matière avec l'extérieur, les produits sont extraits en fin d'opération[1], [2].

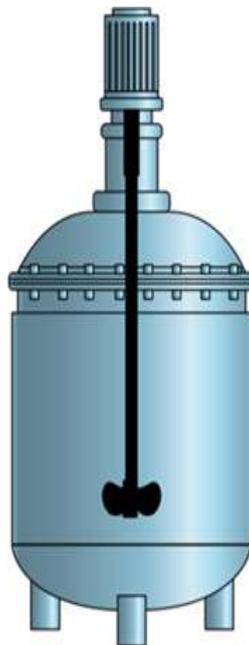


Figure I. 1 : Réacteur fermé

I.2 Réacteur semi fermé

Il y a des échange avec l'extérieur au cours de la réaction, mais il existe au moins un constituant qui est ni apporté ni extrait au cours de la réaction[1], [2].

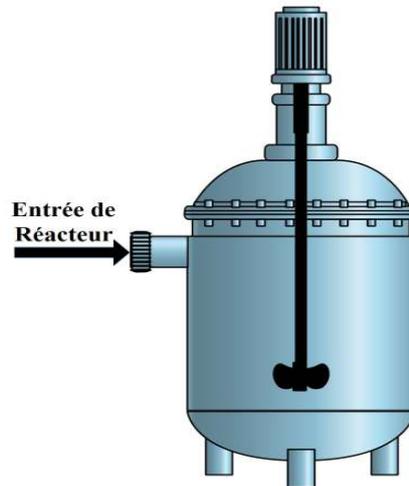


Figure I. 2 : Réacteur semi fermé

I.3 Réacteur ouvert parfaitement agité

Ce réacteur (figure I.3) se caractérise par une composition et un état instantané du mélange réactionnel parfaitement uniforme dans tout le volume qui lui est offert[1], [2].

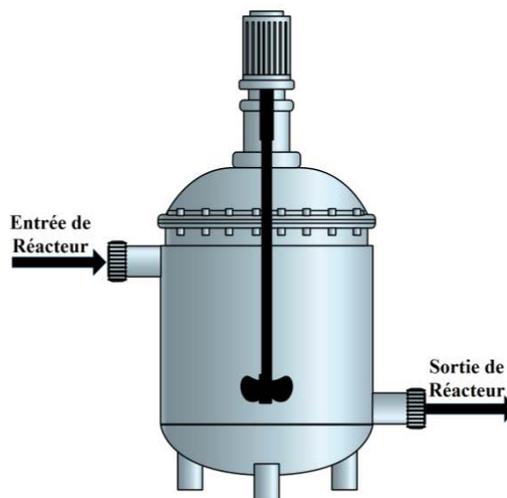


Figure I. 3 : Réacteur ouvert parfaitement agité

I.4 Réacteur tubulaire

Le mélange réactionnel est en écoulement piston lorsqu'il progresse dans le réacteur figure I.4 par tranches parallèles et indépendantes n'échangeant pas de matière[1], [2].

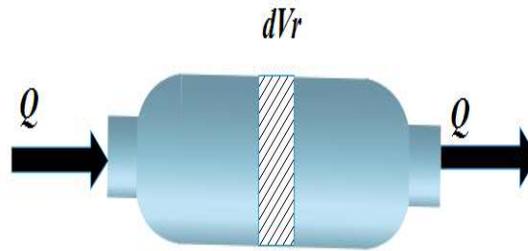


Figure I. 4 : Réacteur piston

II Réacteurs réels

Dans un réacteur réel, toutes les molécules qui pénètrent à un instant donné ne sortent pas tous ensemble, il existe donc une dispersion des temps de séjour autour du temps de séjour moyen. Celle-ci dépend notamment du profil hydrodynamique et de la géométrie du réacteur.

II.1 Définition : concepts d'âge, temps de séjour, espérance de vie

Tous ces concepts font appel à la distribution de populations, notion introduite par Danckwerts en 1953[3].

Considérons un réacteur quelconque (figure I.5) délimité par une section d'entrée E et une section de sortie S. Pour une molécule M, située dans le réacteur, on définit :

- Son âge interne α de la molécule comme étant le temps qui s'est écoulé depuis qu'elle a franchi la surface d'entrée E du réacteur.
- Son espérance de vie λ , comme étant le temps qui lui reste à passer dans le réacteur avant de franchir la surface de sortie S
- Son temps de séjour t_s comme étant le temps qu'elle aura passé dans le réacteur. (Ce temps n'est autre que l'âge dans le courant de sortie).

D'une manière générale :

$$ts = \alpha + \lambda \quad (1)$$

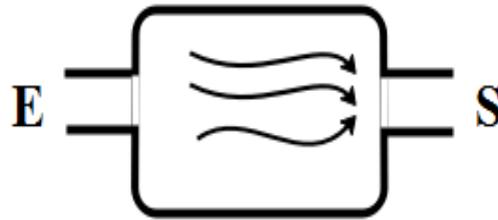


Figure I. 5 : Réacteur réel

II.2 Les fonctions de distribution

La fonction la plus importante est la distribution des temps de séjour $E(ts)$, telle que $E(ts) dt_s$ est la fraction du débit sortie contenant des molécules dont l'âge est compris entre ts et $ts + dt_s$ (figure I.6). La distribution des temps de séjours (DTS) est exprimée par l'équation (2)

$$DTS = E(ts) = C(ts) \int_0^{\infty} C(ts) dt_s \quad (2)$$

Les conditions de distribution implique que :

$$\int E(ts) dt_s = 1 \quad (3)$$

La fonction de distribution des âges interne $I(\alpha)$ est telle que $I(\alpha).d\alpha$ représente la fraction du fluide, contenant des molécules d'âges compris entre α et $\alpha + d\alpha$.

$$\int_0^{\infty} I(\alpha) = 1 \quad (4)$$

$$V_1 = V_r \int I(\alpha) d\alpha \quad (5)$$

Avec :

- $\int I(\alpha) d\alpha$: la fraction du fluide, dont l'âge est inférieur à t_1 .
- V_1 : volume du fluide contenant des molécules dont l'âge est inférieur à t_1 .
- V_r : volume du réacteur.

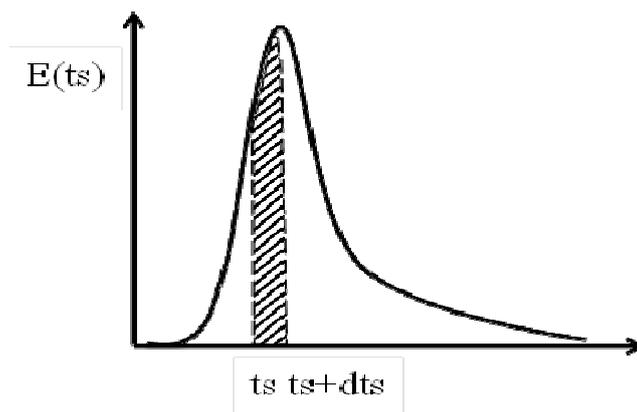


Figure I. 6 : Distribution des temps de séjour

La fonction intensité $I(\alpha)$, telle que : $I(\alpha).d\alpha$ représente la fraction de molécules qui sortiront immédiatement dans l'intervalle $d\alpha$.

II.3 Détermination expérimentale de la distribution des temps de séjour (DTS)

La méthode utilisée généralement est celle des traceurs, qui consiste à individualiser ou marquer les molécules qui entre dans le réacteur et à suivre leurs trajets jusqu'à la sortie.

L'injection du traceur doit se faire sans créer de perturbation sur la marche de réacteur. On applique, à l'aide du traceur, un signal à l'entrée du réacteur et on examine sa réponse à la sortie avec un détecteur. Nous regroupons dans un tableau I.1 quelques traceurs utilisés pour les systèmes liquides ainsi que leur mode de détection.

Tableau I. 1 : Exemples des traceurs utilisés pour la détermination de la DTS

TRACEUR	DETECTION
Chlorure de sodium Chlorure de potassium	Conductimétrie
Espèces électroactives	Polarographie
Traceurs colorés	Traceur colorés Spectrophotométrie
Traceur radioactifs	Compteur Geiger
Liquide organique	Réfractométrie

II.4 Les différents types de perturbations

II.4.1 Injection échelon ou purge échelon : la courbe F

La concentration en traceur passe brusquement de 0 à C_0 dans l'alimentation à l'instant $t = 0$. A la sortie, on observe une courbe réponse $C(t)$ qui augmente jusqu'à atteindre la concentration stationnaire C_0 .

$$C = C_0 U(t) \quad (6)$$

$U(t)$, représente la fonction de HEAVISIDE[3].

Avec :

- $U(t) = 0 \quad t < 0$
- $U(t) = 1 \quad t > 0$

Notons que dans une purge échelon, l'injection permanente établie de traceur est brusquement interrompue à l'instant initial.

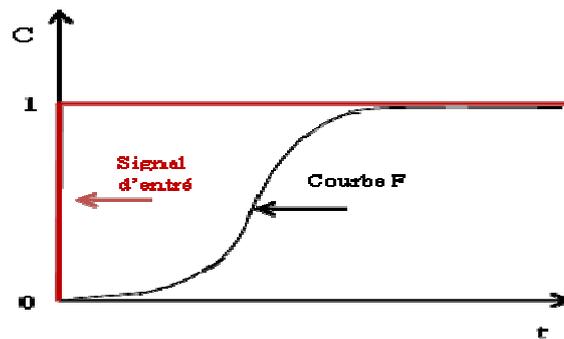


Figure I. 7 : Réponse à injection échelon

II.4.2 Injection impulsion : la courbe C

On injecte une quantité de traceur pendant un temps très court devant le temps de passage τ . Soit $C_0 = n / V_r$, la concentration que le traceur aurait s'il était uniformément réparti dans tout le volume du réacteur[3].

Relation entre C et E : la quantité de traceur qui est sortie du réacteur depuis le début de l'expérience est égale à celle qui a un temps de séjour inférieur à t_1 ; soit :

$$\int_0^t QC(t)dt = n \int_0^t E(ts)dt \quad (7)$$

On en déduit :

$$E(ts) = (Q/n).C(ts) \quad (8)$$

$$C(ts) = \tau E(ts) \quad (9)$$

$$C = C(ts) / C_0 \quad (10)$$

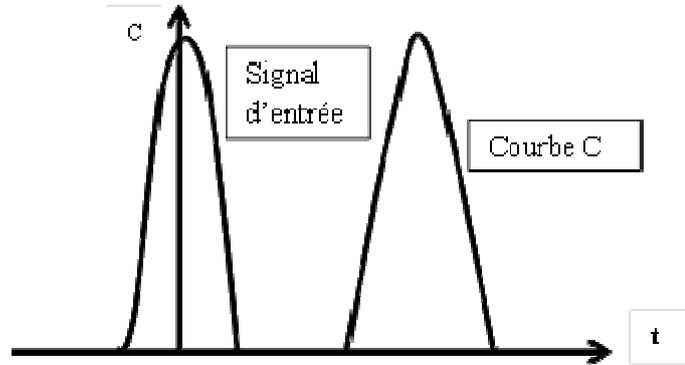


Figure I. 8 : Réponse à une injection impulsion

II.5 Principales relation mathématiques des fonctions de distribution

II.5.1 Temps de séjour moyen

Le temps de séjour moyen, ou le moment d'ordre 1, est défini par les équations (11 à 13), \bar{ts} , étant le temps de séjour moyen des molécules dans le réacteur[2].

Après injection impulsion :

$$\bar{ts} = \int_0^{\infty} ts.E(ts)dt \quad (11)$$

$$\bar{ts} = \left(\int_0^{\infty} ts.C(ts)dt \right) / \left(\int_0^{\infty} C(ts)dt \right) \quad (12)$$

Par approximation, on peut écrire aussi :

$$\bar{ts} = \left(\sum_i ti.Ci.\Delta ti \right) / \left(\sum_i Ci.\Delta ti \right) \quad (13)$$

II.5.2 La variance

La variance, ou le moment d'ordre 2, sera définie par les équations (14 à 16)

$$\sigma^2 = \int_0^{\infty} (ts - \bar{ts})^2 . E(ts) dt \quad (14)$$

$$\sigma^2 = \left(\frac{\int_0^{\infty} ts^2 \cdot C(ts) dt}{\int_0^{\infty} C(ts) dt} \right) - \bar{ts}^2 \quad (15)$$

Par approximation, on peut écrire aussi :

$$\sigma^2 = \left[\frac{\left(\sum_i ti^2 \cdot Ci \cdot \Delta ti \right)}{\left(\sum_i ti \cdot Ci \cdot \Delta ti \right)} \right] - \bar{ts}^2 \quad (16)$$

II.6 Détection d'un mauvais fonctionnement

De la comparaison du temps de séjour moyen et de temps de passage dans le réacteur, on peut déduire les indices de volume mort et de court-circuit. Ceci est un diagnostic très utilisé dans l'industrie pour détecter le mauvais fonctionnement des appareils[2].

II.6.1 Notion de court-circuit

La notion de court-circuit s'observe par une sortie inattendue et rapide du traceur (figure I.9). En effet, si $\bar{ts} > \tau$, ceci peut traduire la présence d'un court-circuit. Ce dernier, est caractérisé par la présence d'un pic supplémentaire sur la réponse de sortie dont le débit Q_0 a échappé à l'enregistrement[2].

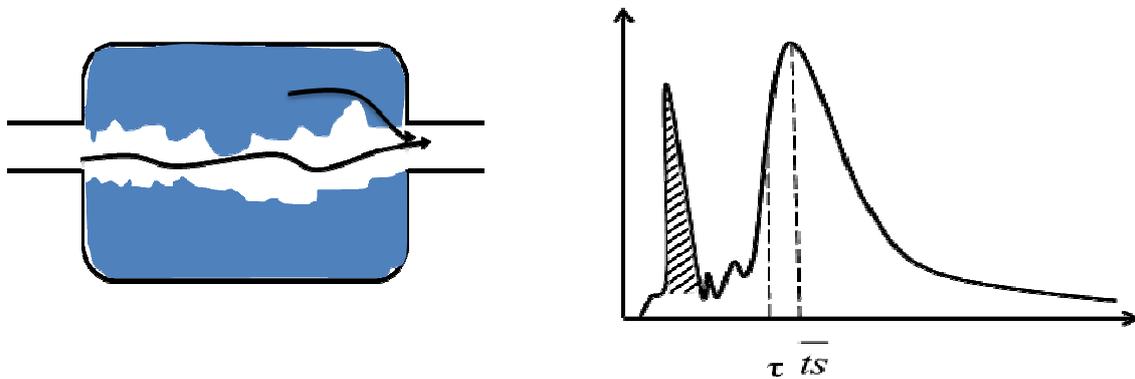


Figure I. 9 : Existence d'un court-circuit

$$Q_0 = Q + Q_c \quad (17)$$

$$Q_c / Q_0 = 1 - (Q / Q_0) = 1 - (\tau / \bar{ts}) \quad (18)$$

Avec :

- Q_c , débit de court-circuit
- Q , le débit non court-circuité
- $\bar{t}_s = V_r / Q$
- $\tau = V_r / Q_0$

II.6.2 Notion de volume mort

La notion de volume mort est plus difficile à détecter, sa présence se traduit par une trainée sur la courbe de réponse. En effet, si $\bar{t}_s < \tau$, ceci peut être l'indice de l'existence d'un volume mort ou stagnant V_m tel que : $V_r = V_a + V_m$

V_a étant le volume accessible au fluide. Il est obtenu à partir temps de séjour moyen déterminé comme suit :

$$V_a = Q_0 \cdot \bar{t}_s \quad (19)$$

L'expérimentateur effectue involontairement une troncature de la courbe réponse estimant que le signal est entièrement sorti. Le traceur qui sort après cette coupure était retenu dans le volume mort [2].

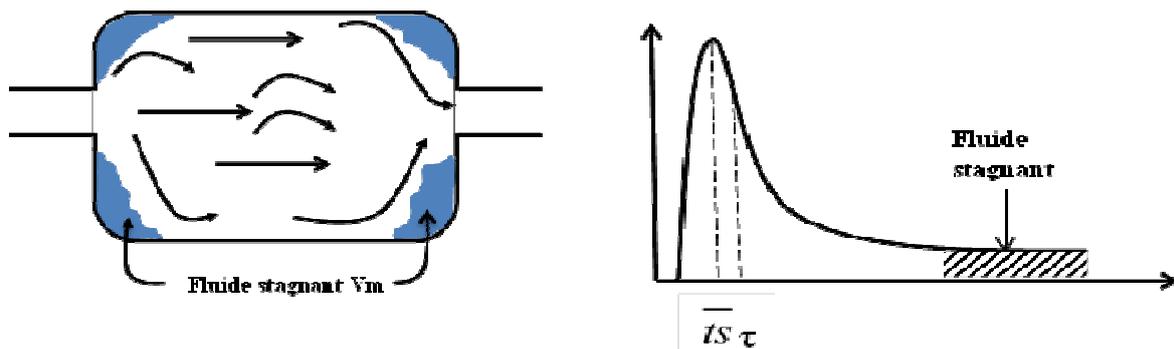


Figure I. 10 : Existence d'un volume mort

Soit :

$$\tau = (V_r / Q_0) = (V_a + V_m) / Q_0 \quad (20)$$

$$\bar{t}_s = V_a / Q_0 \quad (21)$$

$$(V_m / V_r) = 1 - (\bar{ts} / \tau) \quad (22)$$

Avec :

$$Q_0 = Q$$

II.7 Modélisation de l'écoulement dans un réacteur réel

Le choix d'un modèle hydrodynamique simple permet de rendre compte des résultats obtenus lors de la distribution expérimentale des temps de séjour. Le fonctionnement de tout réacteur réel fait appel à deux types d'écoulement idéaux[2]:

- L'écoulement piston caractérisé par un temps de séjour unique pour toutes les molécules ;
- L'écoulement en mélange parfait dont la composition est uniforme en chaque point.

La modélisation d'un réacteur réel repose sur un arrangement adéquat de ces deux types de réacteurs idéaux. Avec l'introduction ou non de court-circuit, de volume mort et de recyclage.

II.7.1 Modèle de l'écoulement piston

Un écoulement piston se comporte comme un retard pur ; toutes les molécules ont le même temps de séjour \bar{ts} tel que $\bar{ts} = \tau = V_r / Q_0$.

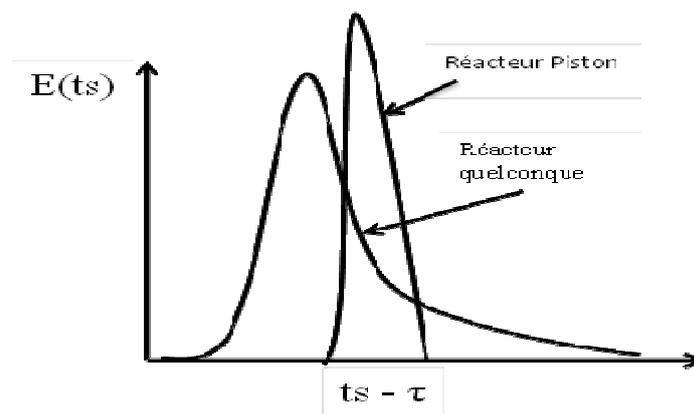


Figure I. 11: DTS des réacteurs

La DTS est représentée par un pic très étroit situé au temps τ . Les courbes expérimentales présentent en général une certaine dispersion autour du temps de séjour moyen.

II.7.2 Modèle de l'écoulement piston avec dispersion axiale

On superpose à l'écoulement piston une dispersion axiale analogue à une diffusion. Cette dispersion axiale n'est pas une caractéristique du fluide comme la diffusivité car elle dépend à la fois, du fluide, du régime d'écoulement et de la structure géométrique du réacteur[4][2].

La dispersion obéit à la 1^{ère} loi de FICK. Le flux est donné par :

$$J = CU - D \frac{\partial C}{\partial Z} \quad (23)$$

Avec :

- D : coefficient de dispersion
- J : flux axial
- U : vitesse du fluide
- Z : abscisse axiale

Expression de la DTS en fonction de la dispersion axial D

Cette expression des conditions aux limites qui règnent au point d'injection du traceur (Z=0) et point de mesure de la réponse (Z=L). On distingue essentiellement trois cas :

- ❖ Réacteur ouvert à la dispersion. Il n'y a aucune discontinuité du flux de dispersion à l'entrée et à la sortie.
- ❖ Réacteur fermé à la dispersion. En Z = 0 et Z = L. on a D = 0
- ❖ Réacteur semi ouvert à la dispersion, soit en amont soit en aval.

Le bilan de matière sur le traceur pour le modèle à dispersion axiale conduit à l'équation

$$D \left(\frac{\partial^2 C}{\partial Z^2} \right) = U \left(\frac{\partial C}{\partial Z} \right) + \left(\frac{\partial C}{\partial t} \right) \quad (24)$$

La solution de cette équation dépend des conditions aux limites.

On cherche la réponse C(t) en Z = L, à la sortie du réacteur. La DTS est donnée par :

$$E(t) = \frac{1}{C} \frac{\tau}{C_0} \quad (25)$$

Où :

- $\tau = L/U$;
- C_0 étant la concentration du traceur supposé réparti dans le volume compris entre $Z = 0$ et $Z = L$.

❖ Cas d'un réacteur ouvert à la dispersion

La résolution mathématique du problème est assez difficile. Les expressions obtenues sont souvent compliquées, la plus simple correspond au réacteur illimité, soit :

$$E(ts) = \left(\frac{1}{2}\right) \cdot \left[\frac{Pe}{\pi \cdot \tau \cdot ts} \right]^{1/2} \exp \left[- \frac{(Pe(\tau - ts))^2}{4 \cdot \pi \cdot ts} \right] \quad (26)$$

$$Pe = UL/D \quad (27)$$

Où :

- Pe est le nombre adimensionnel de Peclet ;
- U la vitesse en fut vide ;
- L la longueur du lit ;
- D le coefficient de dispersion axial.

❖ Cas de réacteur semi ouvert et fermé à la dispersion

Pour ces deux derniers types de conditions aux limites, la solution de la résolution de l'équation est longue et n'aboutit pas toujours à une expression analytique pour $E(t)$. mais lorsque l'écart à l'écoulement piston est faible, la DTS correspondant aux différents conditions aux limites sont quasiment indiscernables. La DTS s'approche alors beaucoup d'une Gaussienne pour laquelle :

$$E(ts) = \left(\frac{1}{2\tau}\right) \cdot \left[\frac{Pe}{\pi} \right]^{1/2} \exp \left[- \frac{(Pe(\tau - ts))^2}{4\tau^2} \right] \quad (28)$$

Avec :

- $\overline{ts} = \tau$
- $\frac{\sigma^2}{\tau^2} = \frac{2}{Pe}$

$$\frac{\sigma^2}{\tau^2} = \frac{2}{Pe} \quad (29)$$

Ainsi, on obtient plusieurs expressions analytiques de la DTS. Elles dépendent toutes d'un seul paramètre, suivant les conditions aux limites à l'entrée et la sortie de réacteur, soit le critère de Peclet axial.

CHAPITRE II : Généralités sur les photobioréacteurs et les microalgues

I Notions importantes sur les photobioréacteurs

I.1 Introduction

La notion de photobioréacteur date déjà de quelque décennie. Il est défini comme étant un système clos, à l'intérieur duquel se déroulent des interactions biologiques [5]. De nombreux photobioréacteurs ont été réalisés et expérimentés avec des formes géométriques diverses.

I.2 Principe de fonctionnement d'un photobioréacteur

Le principe du fonctionnement des photobioréacteurs est le suivant : au sein d'une enceinte confinée, le bioréacteur, des microorganismes photosynthétiques sont cultivés, dans des conditions contrôlées, à l'aide des substrats nécessaires à leur croissance et d'un apport d'énergie lumineuse.

Les interactions biologiques ayant lieu en milieu fermé, il est indispensable de maîtriser les conditions de cultures. Il faut en particulier gérer le processus d'homogénéisation du milieu, et effectuer un suivi de la température, du pH et de lumière [6], [7].

I.3 La lumière et le photobioréacteur

La particularité d'un photobioréacteur tient, en plus des besoins habituels communs à tous les bioréacteurs, à la nécessité de fournir une énergie photonique aux microorganismes à cultiver (ici les microalgues).

Cet apport étant incontournable pour la réalisation de la photosynthèse, d'un point de vue technologique, l'enceinte du système doit donc être transparente et être conçue de façon à fournir une intensité lumineuse suffisante, mais non mortelle, pour les microalgues [6].

On peut distinguer deux grandes catégories de photobioréacteurs suivant la source lumineuse : les photobioréacteurs solaires et les photobioréacteurs à lumière artificielle.

La première catégorie (bioréacteurs solaires) est généralement utilisée pour la production en masse, profitant ainsi de la ressource solaire pour la mise en place d'une production industrielle à grande échelle [8], [5].

Les photobioréacteurs à lumière artificielle sont utilisés pour des productions à petite échelle. Les différents paramètres (température, pH, agitation etc....) en plus de la lumière peuvent alors être rigoureusement maîtrisés, ce qui rend particulièrement utiles les systèmes en lumière artificielle pour l'étude de la croissance des microorganismes photosynthétiques et l'optimisation d'un ou plusieurs paramètres[9].

La croissance des microorganismes (microalgues), et donc la production de biomasse, dépend de la quantité de lumière reçue par chaque microalgue.

Deux facteurs sont à distinguer :

- D'une part, la quantité et la qualité de la lumière émise par le dispositif d'éclairage (intensité, spectre d'émission des sources lumineuses et le nombre de ces sources) ;
- D'autre part, la quantité et la qualité de la lumière réellement disponible pour les microalgues au sein du photobioréacteur : celle-ci étant différente du flux lumineux incident du fait des pertes par absorption et diffusion qui ont lieu en traversant la culture et les parois du réacteur.

La distribution hétérogène de l'irradiance, selon l'épaisseur de la culture, conduit à des cinétiques locales de croissance :

- En surface, du fait d'une intensité lumineuse trop forte, une zone de photoinhibition peut apparaître et entraîner la dégradation du photosystème et l'apparition de pigments accessoires ;
- En profondeur, des effets d'auto-ombrage peuvent conduire à une photoalimentation avec un manque d'énergie ou même à un basculement vers un mécanisme respiratoire.

Concevoir un photobioréacteur suppose donc une réflexion poussée sur les conditions d'accès à la lumière[6].

II Les microalgues dans le traitement des eaux usées

II.1 Introduction

Il existe plusieurs espèces de microalgues possédant un métabolisme hétérotrophe. Celles-ci se distinguent, toutefois, de par leurs caractéristiques nutritionnelles et leur capacité à produire des acides gras pouvant servir à la production de biodiesel[6].

Aussi, les microalgues constituent une source importante de molécules d'intérêt pouvant être valorisées sur de nombreux marchés.

II.2 Définition et caractéristiques des microalgues

Les microalgues sont des organismes unicellulaires délimités par une membrane plasmique et contenant dans leur cytoplasme de nombreux organites. Elles peuplent les océans depuis plus de 4 milliards d'années. On dénombre environ 6 000 espèces de microalgues dans le milieu marin et plus de 14 000 espèces en eau douce[10]. Elles constituent un matériel photosynthétique de choix pour capturer du CO₂ et fabriquer de la biomasse.

On distingue trois grands types de microalgues[11] :

1. Les microalgues ayant un métabolisme autotrophe : ce mode de nutrition leur permet d'utiliser les rayons solaires ou de la lumière artificielle afin de synthétiser leur énergie. Les microalgues de métabolisme autotrophe utilisent également une source de carbone inorganique comme le CO₂ et le HCO₃⁻ pour la synthèse du carbone organique. Ce carbone organique est essentiel à la synthèse de toutes les composantes organiques nécessaires à leur survie.
2. Les microalgues ayant un métabolisme hétérotrophe : ces microalgues utilisent une source de carbone organique (généralement des sucres ou de petites molécules organiques en C₂- C₆) pour la production de leur énergie.
3. Les microalgues ayant un métabolisme mixotrophe : elles peuvent avoir un métabolisme autotrophe et/ou hétérotrophe en fonction des éléments disponibles et des conditions environnementales dans lesquelles elles vivent.



Figure II. 1: Exemples demicroalgues

Les microalgues peuvent vivre sous forme libre ou en colonie. Ce sont des microorganismes appartenant à deux groupes: les eucaryotes et les procaryotes.

En ce qui concerne la multiplication des microalgues, elles ne grandissent pas. Par contre, certaines d'entre elles, comme les diatomées, peuvent voir leur taille diminuer. Comme toutes les microalgues, elles colonisent leur milieu en se divisant par mitose, rapidement et activement, si les conditions physico-chimiques et nutritives sont favorables. Lors de cette reproduction asexuée, leur taille diminue jusqu'à ce qu'elles ne puissent plus se diviser.

II.3 Techniques de mise en culture

II.3.1 Différents modes de production de biomasse micro-algale

Trois principales méthodes de production à grande échelle de biomasse micro-algale sont à distinguer : les systèmes ouverts (bassins), les photobioréacteurs, et les fermenteurs [12]:

- Les fermenteurs sont surtout utilisés pour les mixotrophes, globalement similaires aux fermenteurs industriels utilisés pour les levures, bactéries et champignons pour la fermentation alcoolique ou lactique ;
- Les bassins ouverts ou « open ponds » peuvent être intensifs (optimisation de la productivité par agitation, apport d'intrants, apport de CO₂) ou extensifs (larges surfaces, naturelles ou artificielles, pas particulièrement optimisées).

- Les systèmes fermés, appelés photobioréacteurs (PBR), présentent de nombreux designs différents, comme indiqué sur la figure II. 2. Le choix de ce design dépend de l'espèce d'algue cultivée et des produits visés. Le principal avantage de cette technique est qu'elle permet de contrôler les conditions de culture (distribution et évacuation du CO₂, de l'O₂, contrôle du pH, de la température,...), et aussi de maintenir la stérilité de la culture.

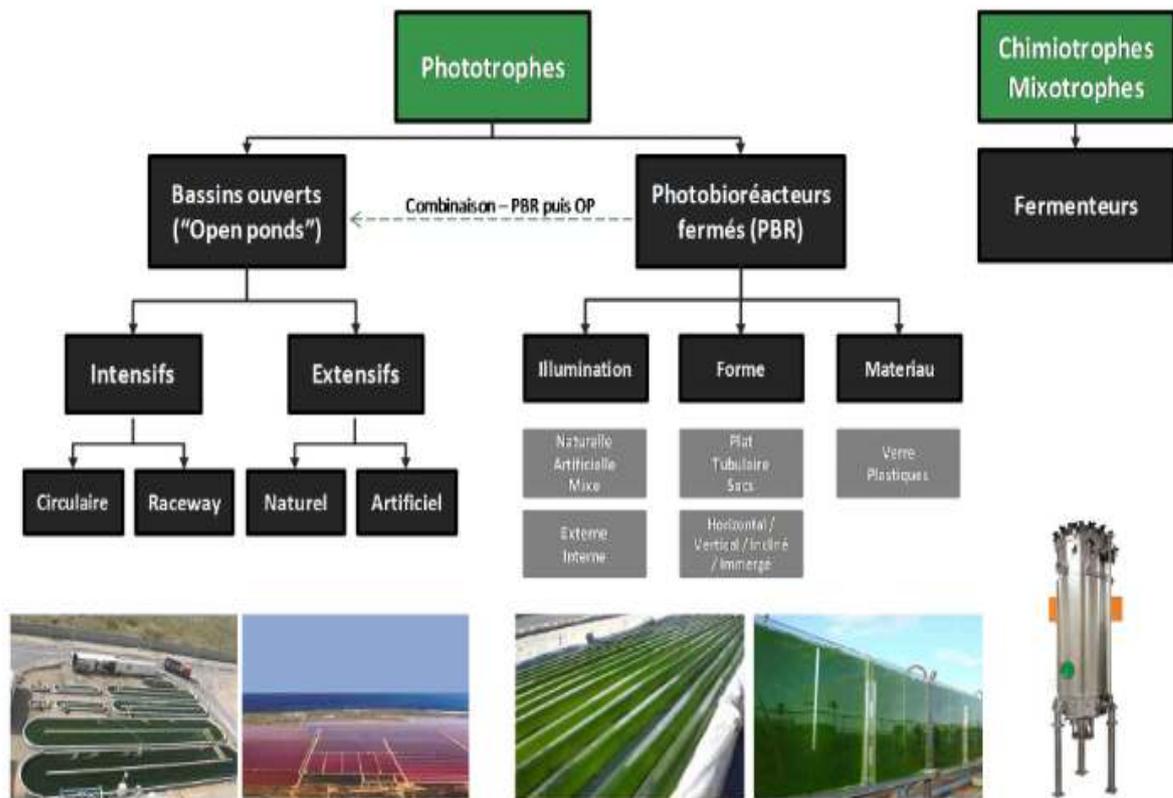


Figure II. 2 : Arbre technologique des réacteurs de culture de microalgues

II.3.2 Influence du milieu

La croissance d'une culture de microalgues est contrôlée par un très grand nombre de facteurs dont les plus importants sont la lumière (intensité et photopériode), le pH, les nutriments, les concentrations en CO₂ et O₂ et l'état physiologique. De ce fait, la recherche d'une production de biomasse algale doit passer par une modélisation de la croissance au cours du temps, en fonction de différents paramètres d'étude.

II.3.3 La cinétique de croissance algale

Les microalgues sont capables de se multiplier de manière rapide dans des conditions favorables. La croissance en culture des microalgues (Figure II.3) suit un développement en 4 phases[13] :

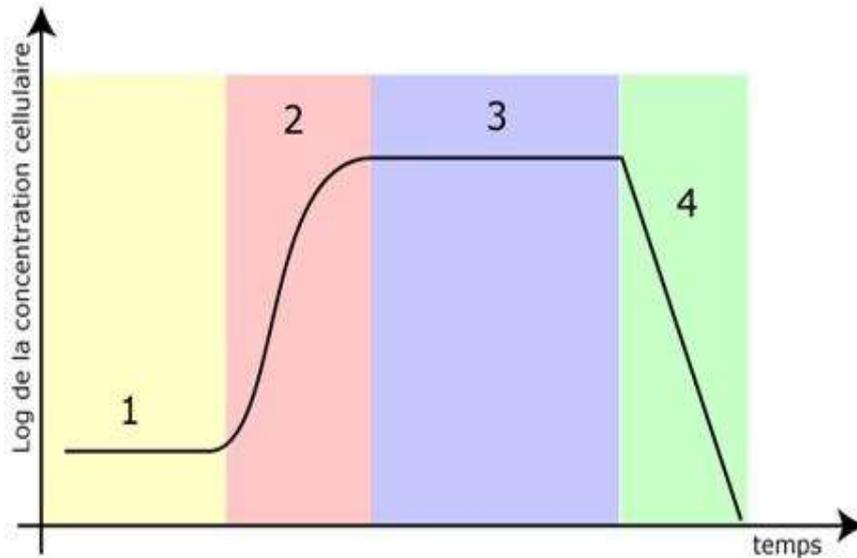


Figure II. 3 : Modélisation de la cinétique de croissance algale

- **Phase de démarrage** : c'est une phase de latence, qui se traduit par une adaptation aux nouvelles conditions de culture.
- **Phase de croissance exponentielle** : pendant cette phase les cellules se multiplient au maximum de leur capacité. Elles présentent au cours de celle-ci leur meilleur profil nutritionnel.
- **Phase stationnaire** : durant cette phase les microalgues ont épuisé un ou plusieurs éléments nutritionnels ou ont relâché des composés limitant la multiplication cellulaire.
- **Phase de décroissance** : c'est une phase de décroissance rapide, où la culture vient à mourir du fait de la pollution du milieu; on parle de « crash ».

D'un point de vue pratique, il convient donc de garder la culture en phase de croissance exponentielle le plus longtemps possible. Ceci permet de bénéficier d'un matériel biologique en abondance sans que la mortalité cellulaire ne soit importante.

II.3.4 Modes de nutrition des microalgues

Les microalgues sont principalement connues comme étant des organismes photoautotrophes. L'autotrophie est un mode de nutrition des microalgues leur permettant d'utiliser les rayons solaires afin de synthétiser leur énergie. Les microalgues de métabolisme autotrophe utilisent également une source de carbone inorganique comme le CO_2 et le HCO_3 pour la synthèse du carbone organique [14]. Ce carbone organique est essentiel à la synthèse de toutes les composantes organiques nécessaires à leur survie. Par ailleurs, plusieurs microalgues ont un métabolisme hétérotrophe de nutrition et celles-ci n'ont pas besoin de l'énergie solaire. Elles utilisent plutôt une source de carbone organique pour la production de l'énergie et des composants organiques. Les microalgues de métabolisme mixotrophe peuvent, soit avoir un métabolisme autotrophe, ou encore hétérotrophe. En effet, en absence d'énergie lumineuse, lorsqu'une source de carbone organique est disponible, le développement des chloroplastes est inhibé et ces microalgues métabolisent leur énergie en mode hétérotrophe [14]. Le tableau II.1, représente les différents types nutritionnels des algues

Tableau II. 1 : Les différents types nutritionnels des microalgues

Mode de nutrition	Source d'énergie	Source de carbone
Photoautotrophe	Radiation solaire	CO_2 seulement
Photohétérotrophe	Radiation solaire	CO_2 et carbone organique
Chimioautotrophe	Composé inorganique	CO_2
Chimiohétérotrophe	Composé organique	Carbone organique

II.3.5 Paramètres influençant la culture des microalgues

Les microalgues sont des plantes, elles réalisent la photosynthèse. Cette réaction est complexe et il faut que les conditions de culture soient favorables, pour qu'elle puisse se réaliser [15], [16] :

II.3.5.1 La lumière

II.3.5.1.1 Source

Pour les cultures extérieures en grands volumes (plusieurs dizaines de m³), il est raisonnable d'utiliser l'énergie lumineuse du soleil. Par contre, dans les salles d'algues climatisées la lumière est souvent artificielle. Les installations les plus utilisées sont des tubes fluorescents classiques ou encore des lampes haute pression aux iodures métalliques. Ainsi pour les tubes néons, on préférera les tubes classiques, du genre "lumière du jour" ou "blanc industriel".

II.3.5.1.2 Intensité

L'intensité lumineuse dépend beaucoup de la profondeur et de la densité des cultures. Ainsi pour un petit volume (erlenmeyer, ballons), un éclairage de 1000 lux peut suffire. Par contre, l'éclairage nécessaire pour des bacs ou des gaines de plus de 100 litres est d'au moins 5000 lux. Les tubes fluorescents classiques ont une efficacité lumineuse d'environ 90 lumens/Watt, alors que les lampes HPS (vapeur de sodium haute pression) ont une efficacité d'environ 130 lumens/Watt. Un tube néon de 36 W produit donc un flux lumineux d'environ 3240 lumens, mais ce flux n'est pas réparti régulièrement dans l'espace.

II.3.5.1.3 Durée d'éclairage

Les espèces cultivées en aquaculture se développent très bien en éclairage continu. De plus, les tubes fluorescents s'abîment moins en restant constamment allumés.

II.3.5.2 La température

La croissance des principales microalgues se déroule normalement à des températures entre 17 et 23 °C. Il existe cependant des différences entre les espèces (*Pavlovalutheri* supporte mal les températures supérieures à 20 °C) et même entre les souches (ainsi la souche "Tahiti" de *Isochrysis galbana* préfère des températures plus élevées). Les tubes fluorescents produisant de la chaleur, il est donc nécessaire de refroidir les cultures ou l'air de la salle d'algues. Les climatiseurs de cave peuvent être utilisés pour les petites salles. On notera qu'en cas de panne de la climatisation il est préférable d'éteindre l'éclairage dans la pièce car la température peut s'élever dangereusement pour les cultures, qui peuvent par conséquent supporter plus de 12 heures d'obscurité.

II.3.5.3 Les sels minéraux

Les sels minéraux les plus importants pour les microalgues sont les mêmes que pour les plantes supérieures : Azote et Phosphore. Il faut aussi fournir aux microalgues des oligo-éléments comme le fer, le manganèse, le cobalt, le cuivre et le molybdène. Par contre, pour les diatomées, il est nécessaire de rajouter de la silice sous forme dissoute (métasilicate de sodium) au milieu de culture. Ce sel se dissout très mal dans l'eau de mer, il faut toujours préparer une solution de stock dans de l'eau déminéralisée. Il existe de nombreuses "recettes" de milieux de culture, certaines sont adaptées à des microalgues particulières ou à des conditions particulières (eau douce, eau de forage, etc...) mais les principaux milieux de cultures utilisés en aquaculture sont le Conway, le f/2 de Provasoli ou encore le milieu de Walnes. Les dilutions intermédiaires que l'on doit préparer dans ces recettes servent à faciliter les dosages.

II.3.5.4 Le pH

Les microalgues consomment le CO₂ dissous pour la photosynthèse. Il en résulte une augmentation du pH du milieu de culture par une modification de l'équilibre carbonaté de l'eau. Le pH des cultures concentrées peut ainsi dépasser 9,5. Ce pH peut devenir le facteur limitant, il est donc possible d'augmenter la densité des cultures en jouant sur ce paramètre. La méthode la plus simple à mettre en oeuvre est l'ajout de dioxyde de carbone (gazeux) dans l'air qui sert à remuer les cultures. Une proportion de 0,5 à 1 % peut être conseillée. Il est aussi possible d'utiliser de l'acide chlorhydrique dans les cultures continues.

II.3.5.5 Sélection des microalgues

Une espèce de microalgues doit répondre à certaines caractéristiques [17] :

- être robuste et capable de survivre aux contraintes de stress dans les photobioréacteurs
- être en mesure de dominer les souches sauvages dans les bassins ouverts de production
- avoir une haute capacité de capture du CO₂
- avoir des besoins limités en nutriments
- tolérer des écarts de température résultant du cycle diurne et des variations saisonnières
- pouvoir fournir des coproduits de grande valeur

- avoir un cycle de productivité rapide
- avoir une haute efficacité photosynthétique
- faire preuve de capacités d'auto-floculation

Afin d'utiliser des microalgues comme biocarburant, elles doivent également posséder un pouvoir calorifique élevé et doivent être capable de croître dans de grands volumes kJ/g[18].

CHAPITRE III : Matériel et méthodes

I ETUDE HYDRODYNAMIQUE

I.1 Introduction

L'étude hydrodynamique du bioréacteur, consiste en la détermination de fonction de distribution du temps de séjour, pour les différents cas considérés :

- vitesses d'agitation ;
- positions des hélices ;
- nombre des hélices.

Ceci a été accompli par la méthode du traçage, qui consiste à injecter un traceur (dans notre cas c'est le KCl à 0.1M) et de suivre sa concentration en fonction du temps. Les courbes ainsi obtenues définissent la DTS. Dans le cas présent, la concentration du KCl est suivie par conductimétrie.

I.2 Caractéristiques du photobioréacteur

Le bioréacteur utilisé pour cette étude est un réacteur de forme cylindrique, la cuve monobloc en verre, le couvercle et accessoire en inox et l'agitateur est en inox. La capacité du bioréacteur est de 6 L.



Figure III. 1 : Photobioréacteur utilisé

I.3 Le montage expérimental

Le montage expérimental conçu pour l'étude hydrodynamique du bioréacteur est schématisé par la figure III.2. Il est alimenté en eau distillée en continu à un débit de 200 ml/s. Après injection du traceur (0.1 M KCl), la concentration de ce dernier est suivie par la mesure de la conductivité.

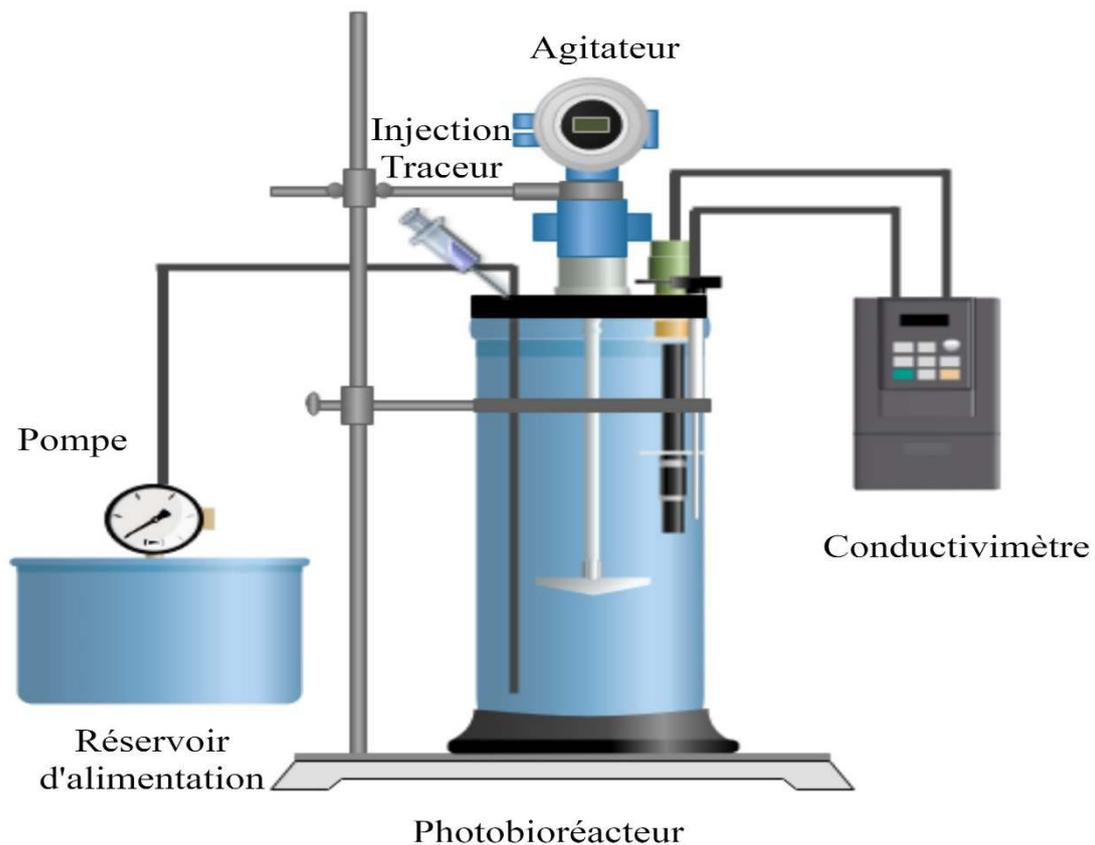


Figure III. 2 : Schémas illustrant le dispositif expérimental utilisé

I.4 Méthodologie expérimentale

Les expériences sont réalisées à la température ambiante pour différentes vitesses d'agitation : 50, 75, 100, 150, 200, 250, 300 tr/min, différents nombres et positions ont été, également, testés pour les hélices.

Pour chaque cas étudié, la vitesse d'agitation est réglée, la position et le nombre des hélices. Une fois le régime permanent est établi (en circulant de l'eau distillée à une vitesse de 200 ml/s), une solution de 0.1 M KCl, d'un volume de 5 ml, est injectée à un point du couvercle du

bioréacteur à l'aide d'une seringue d'une manière très rapide pour se rapprocher de la fonction de Dirac, et en même moment de l'injection du traceur ($t=0$), le chronomètre est déclenché.

La conductivité est enregistrée jusqu'à stabilisation totale du signal.

II Culture des microalgues

II.1 Description du dispositif expérimental

Le photobioréacteur adopté pour la culture des microalgues dans ce travail, est le même que celui utilisé pour l'étude hydrodynamique. Il est de forme cylindrique ayant une capacité de 6 L. Il est aéré à un débit de 2×4 L/ min, par une pompe de marque air-pump S 2000. L'agitation du milieu est fixée à 200tr/min, elle est assurée par un axe rotatif équipé de deux hélices. Le pH est suivi au cours de l'expérimentation par un pH mètre OHAUS starter 2100. Le photobioréacteur est éclairé à l'aide de trois lampes LED (perfect light 190 lumen) qui émettent dans les longueurs d'ondes similaires à la lumière naturelle, disposées de manière à former un triangle équilatéral au tour du réacteur, et ce, afin d'assurer une dispersion uniforme de la lumière.



Figure III. 3 : Installation expérimentale utilisée pour la culture des microalgues

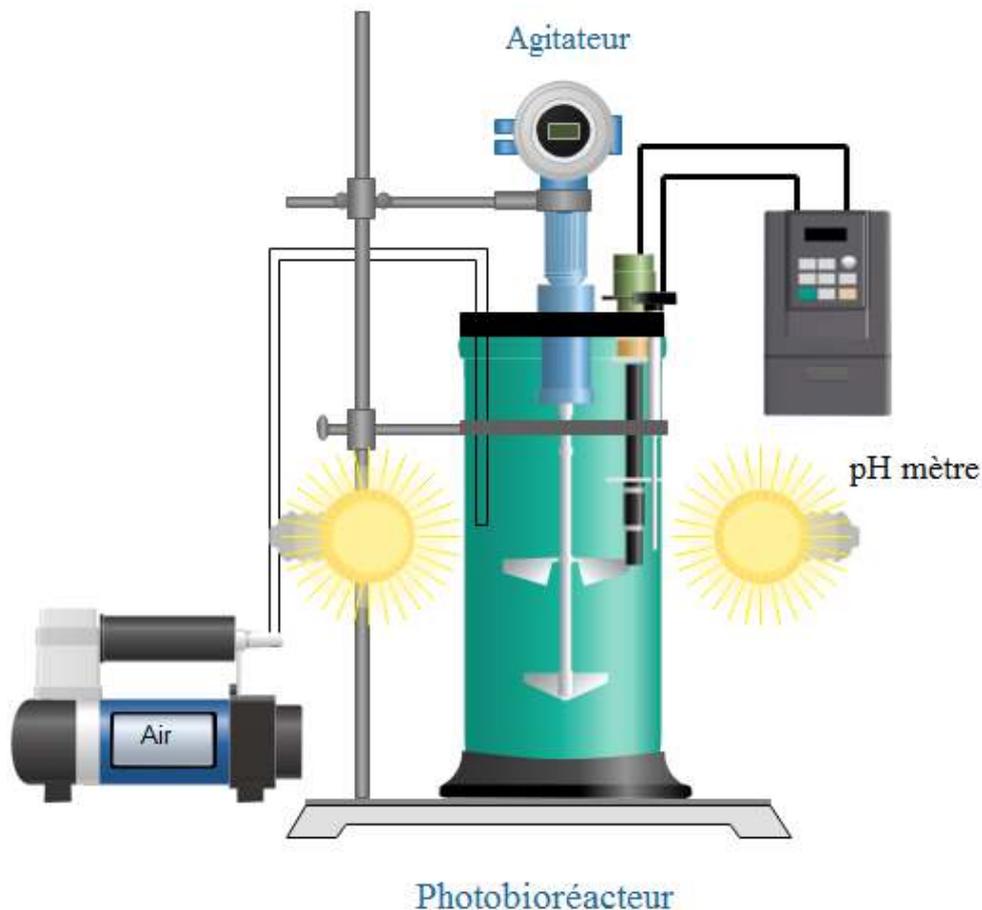


Figure III. 4 : Schémas illustrant le dispositif expérimental utilisé pour la culture de microalgues

II.2 Stérilisation du photobioréacteur

La stérilisation du réacteur est une étape importante pour le succès d'une culture. La présence de contaminants comme les bactéries peut nuire à la culture et conduire à des résultats erronés. En effet, les bactéries peuvent entrer en compétition avec les microalgues cultivées diminuant ainsi leur vitesse de croissance. Avant de mettre en marche le photobioréacteur, la cuve en verre vide, le matériel à utiliser pour leur remplissage et le milieu de culture sont stérilisés par autoclavage à 121°C pendant 20 minutes. Le remplissage du bioréacteur est fait sous une hotte à flux laminaire.

II.3 Méthodes de suivi de la croissance des microalgues

Quatre techniques indépendantes permettent de déterminer l'évolution de la concentration cellulaire d'une culture de microalgues : comptage par microscopie, comptage par

granulométrie laser, mesure de la densité optique par spectrophotométrie et mesure de la matière sèche. Toutes ces techniques sont réalisées hors ligne. Le temps nécessaire pour effectuer la mesure dépend de la méthode choisie et peut varier entre 15 minutes et 24 heures. Nous avons choisi la méthode de mesure par spectrophotométrie.

Il s'agit d'une méthode de mesure indirecte de la biomasse par la mesure de la densité optique DO de l'échantillon à 600 nm et 750 nm. En effet, cette dernière indique la turbidité d'une solution micro-algale laquelle, permet une estimation de la concentration en biomasse [19]. Le suivi quotidien des cultures est réalisé en prélevant un échantillon dont la DO est mesurée sur place, à 600 nm et 750 nm à l'aide d'un spectrophotomètre (varian cary 500 scan)



Figure III. 5 : Spectrophotomètre utilisé pour le suivi de la croissance algale

CHAPITRE IV : Résultats et discussions

I Etude hydrodynamique

L'objectif de cette partie du travail est l'optimisation des paramètres hydrodynamique du photobioréacteur et ce, par la détermination de la Distribution des Temps de Séjour (DTS). Ici trois paramètres sont considérés :

1. la vitesse d'agitation (une seule hélice) ;
2. la position de l'hélice ;
3. le nombre des hélices.

I.1 Tracé de la DTS

La méthode adoptée pour la détermination de la DTS est celle du traceur. Une solution de chlorure de potassium (KCl 0.1 M) est utilisée comme traceur et de l'eau distillée comme fluide de travail pour l'obtention de la distribution des temps de séjour (DTS). Le traceur utilisé, dans notre étude, est la solution de chlorure de potassium KCl, elle est facilement détectable et totalement dissociée quand elle dispersée dans la phase liquide. L'injection du traceur doit se faire une fois le régime permanent est établi[20] et la détection été réalisée avec un conductimètre.

La procédure et les étapes suivantes ont été respectées pour l'obtention des courbes de la DTS :

- Mise en régime de l'écoulement dans le photobioréacteur ;
- Une fois le régime établi, nous avons réalisé une injection impulsion d'une petite quantité de la solution KCl ;
- Le relevé expérimental de l'évolution de la conductivité électrique du milieu en fonction du temps, est enregistré a un point donné de bioréacteur, en utilisant un conductimètre de type (Thermofisherscientific Orion star A329) ;
- La concentration du traceur en fonction du temps est déduite à partir de la courbe d'étalonnage représentée ci-dessous.

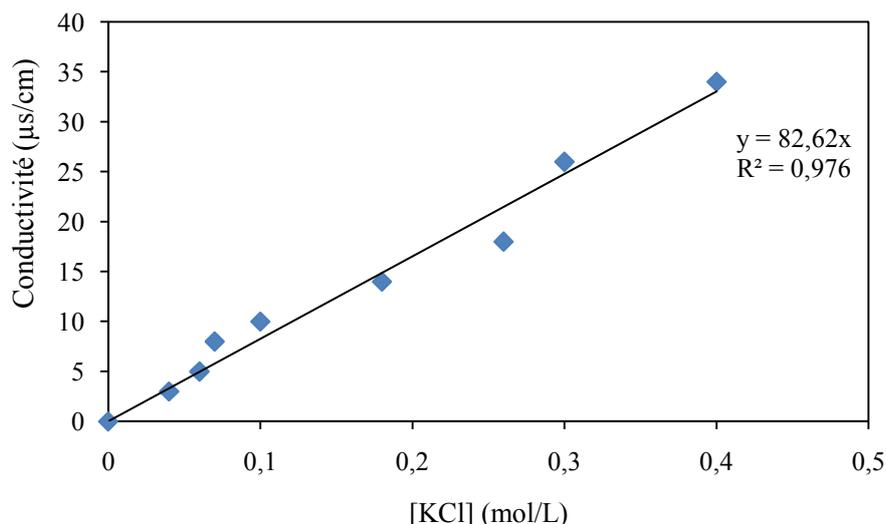


Figure IV. 1 : Courbe d'étalonnage du traceur

I.2 Effet de la vitesse d'agitation

Dans cette partie nous nous sommes intéressés à l'effet de la variation vitesse d'agitation en présence d'une seule hélice placée à 3 cm de la base du réacteur.

Pour cela, nous avons procédé comme suit :

- La circulation de fluide (eau distillée) entrant dans le réacteur est assurée par une pompe à un débit fixe 200 ml/s.
- La vitesse d'agitation est contrôlée par un agitateur électrique
- L'injection de traceur (0,1M en KCl) manuellement à l'aide d'une seringue, à l'entrée de réacteur.
- La détection du traceur par un conductimètre à la sortie de réacteur.

Au début de notre étude expérimentale nous avons vérifié que tous les appareils sont connectés. La mise en marche de tous les équipements est contrôlée, à commencer par la pompe, afin d'assurer le remplissage du photobioréacteur, en faisant circuler de l'eau du distillée à un débit fixe (200 ml /s).

Après le remplissage du réacteur on fixe la vitesse d'agitation. Une fois l'écoulement établi, nous injectons le traceur à l'entrée du réacteur. Le suivi du traceur est assuré par mesure de la conductivité en fonction du temps à la sortie du réacteur comme déjà expliqué ci-dessus.

Les résultats obtenus sont représentés sur la figure IV.1

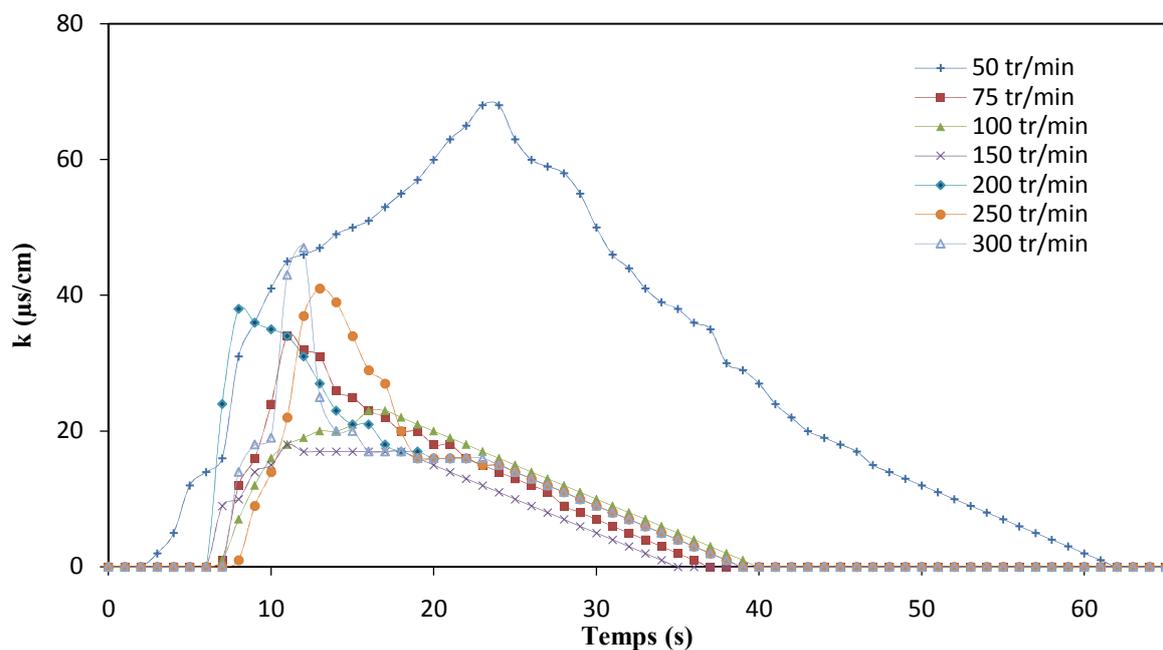


Figure IV. 2 : Evolution de la conductivité en fonction du temps pour différentes vitesses d'agitation (Une hélice à 3 cm et débit de 200 ml/s)

Les courbes de DTS obtenues pour les différentes vitesses d'agitation représentées dans la figure IV.2 permettent de visualiser la fonction de distribution des temps de séjour et de détecter un dysfonctionnement du réacteur. En effet, sur ces graphes, les signaux de sortie montrent une dissymétrie des réponses, bien que la courbe gaussienne soit constatée pour tous les cas étudiés. L'exploitation mathématique des résultats obtenus, selon les relations données au chapitre I, permet de calculer les paramètres hydrodynamiques résumés au tableau IV.1.

Tableau IV. 1 : Evaluation des paramètres hydrodynamique du photobioréacteur (Hélice à 3 cm et à un débit de 200 ml/s)

Vitesse tr/min	t_s (s)	τ (s)	σ^2 (s ²)	V_R (L)	V_a (L)	Volume mort (%)
50	14,94	32,70	212,09	6,54	3,01	53,98
75	14,80	32,70	218,51	6,54	2,96	54,72
100	16,74	32,70	279,70	6,54	3,35	48,78
150	14,71	32,70	215,97	6,54	2,94	54,98
200	15,62	32,70	243,48	6,54	3,12	52,21
250	17,25	32,70	297,29	6,54	3,45	47,20
300	16,84	32,70	283,02	6,54	3,37	48,48

Ces résultats nous permettent de comparer le temps de séjour moyen (t_s) et du temps de passage du traceur dans le réacteur τ ($= V_0/Q_0$). La valeur de t_s est inférieure à celle de τ , et ce, pour toutes les vitesses d'agitation étudiées, ce qui indique la présence d'un volume mort.

En effet, ce résultat est vérifié par le calcul, car celui-ci met en évidence la présence d'un volume mort important : 53.98, 54.72, 48.78, 54.98, 52.21, 47.20 et 48.48 % pour des vitesses d'agitation de 50, 75, 100, 150, 200, 250 et 300 tr/min, respectivement.

Nous pouvons conclure que dans le cas d'une hélice placée à 3 cm du fond du réacteur, et en travaillant avec un débit de 200 ml/s, et une vitesse d'agitation variant entre 50-300 tr/min, le volume mort représente une fraction très importante du volume réactionnel avoisinant la moitié de ce dernier.

Ainsi, chercher d'autres paramètres, qui permettent d'assurer de meilleurs résultats, est souhaitable.

A cet effet, d'autres facteurs tels la position et le nombre d'hélices, seront examinés.

I.3 Effet de la position de l'hélice

Dans cette partie nous nous sommes intéressés à l'effet de la variation de la position de l'hélice sur l'axe centrale (Figure IV. 3) pour des distances respectives de 3, 16 et 24 cm, de la base du réacteur, sur la DTS, et ce, pour différentes vitesses d'agitations (N.B. la position 3cm a été déjà étudiée et les résultats sont représentés au paragraphe précédent)

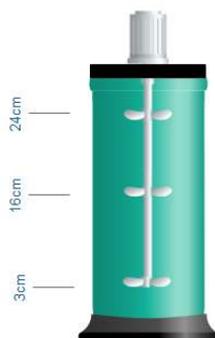


Figure IV. 3 : Position de l'hélice à l'intérieur du réacteur

Ainsi, deux autres positions d'hélices ont été étudiées, à 16 et 24 cm de la base du réacteur, et ce, pour différentes vitesses d'agitation. Pour ce, nous avons procédé de la même manière que précédemment.

I.3.1 Position d'hélice à 16 cm

En travaillant dans les mêmes conditions expérimentales que précédemment, c'est –à –dire un débit de 200 ml/s et utilisant KCl à 0.1 M comme traceur et pour une position d'hélice de 16 cm, nous avons représenté sur la figure suivante la distribution du temps de séjours.

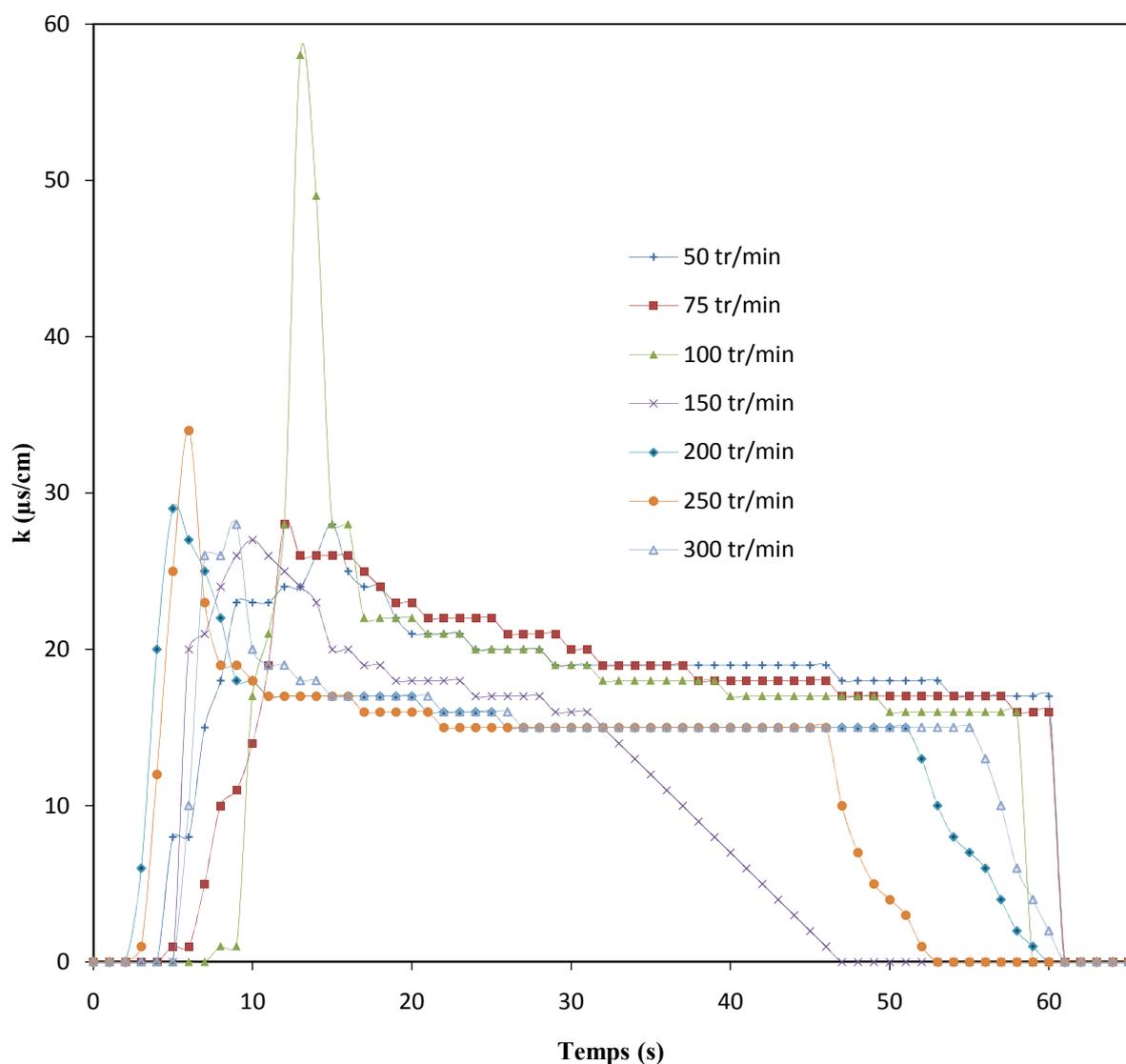


Figure IV. 4 : Evolution de la conductivité en fonction du temps pour différentes vitesses d'agitation (Une hélice à 16 cm et débit de 200 ml/s)

Les courbes de DTS obtenues pour les différentes vitesses d'agitation représentées sur la figure IV.4, tout comme pour l'hélice à la position 3 cm, indiquent que, la fonction de distribution des temps de séjour présente une forme gaussienne déformée caractérisée par une traînée de la courbe de la distribution de temps de séjour, indiquant la présence d'un volume stagnant du fluide, défini comme étant le volume mort. Le tableau IV.2, résume les paramètres définissant l'aspect hydrodynamiques du système.

Tableau IV. 2 : Evaluation des paramètres hydrodynamique du photobioréacteur (Hélice à 16 cm et à un débit de 200 ml/s)

Vitesse tr /min	ts (s)	τ (s)	σ^2 (s ²)	V _R (L)	V _a (L)	Volume mort (%)
50	26,38	32,70	695,7	6,54	5,28	19,27
75	27,05	32,70	731,04	6,54	5,41	17,28
100	25,78	32,70	664,03	6,54	5,16	21,10
150	17,54	32,70	307,28	6,54	3,51	46,33
200	25,00	32,70	624,85	6,54	5	23,55
250	22,54	32,70	507,67	6,54	4,51	31,04
300	27,64	32,70	763,8	6,54	5,53	15,44

La comparaison entre ts et τ , nous permet de conclure que ts est légèrement inférieur à τ pour toutes les vitesses étudiées, ce qui confirme la présence du volume mort maximal (46 %) pour la vitesse d'agitation de 150 tr/min.

Le volume mort relevé pour les autres vitesses étudiées varie entre 15.44 à 31.04% pour les vitesses d'agitation de 300 et 250 tr/min, respectivement. Ceci semble indiquer que l'optimum pour avoir un volume mort minimale se situe pour un intervalle incluant les faibles vitesses d'agitation (50 et 75 tr/min) ainsi que des vitesses élevées (300 tr/min). Alors que les vitesses intermédiaires semblent, au contraire, perturbatrices à l'écoulement.

I.3.2 Position d'hélice à 24 cm

De même, la DTS étudiée pour une position d'hélice à 24 cm dans le même système fonctionnant à un débit de 200 ml/s et utilisant une solution de 0.1 M KCl comme traceur. La variation de la conductivité en fonction du temps pour différentes vitesses d'agitation est représentée sur la figure suivante.

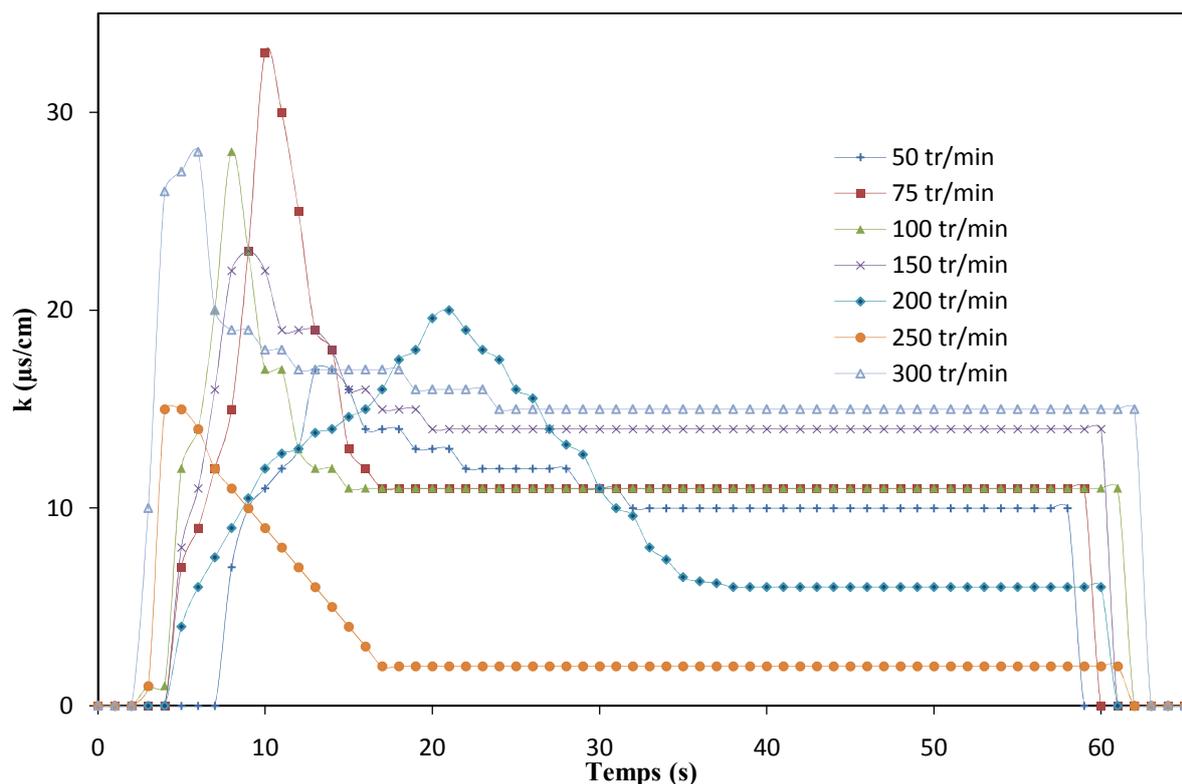


Figure IV. 5 : Evolution de la conductivité en fonction du temps pour différentes vitesses d'agitation (une hélice à 24 cm et débit de 200 ml/s)

Dans ce cas, l'allure des courbes ressemble à celle obtenue avec l'hélice à 16 cm, c.-à-d. qu'une traînée apparaît sur toutes les courbes, ce qui indique la présence d'un volume mort. Les paramètres hydrauliques reportés sur le tableau IV.3 permettent, cependant de conclure que l'écart entre le t_s et τ est de moins en moins important, cependant la valeur de t_s reste toujours inférieure à celle de τ indiquant la présence d'un volume mort dont la présence est vérifiée par les calculs mathématiques, quoique sa valeur maximale a diminué pour atteindre une valeur de 40 % (pour une vitesse d'agitation de 250 tr/min pour une position d'hélice de 24 cm) contre 46 % (pour une vitesse d'agitation de 150 tr/min pour une position d'hélice de 16 cm).

Une légère amélioration est observée, pour le volume mort, à titre d'exemple, sa valeur est de 13 % (pour une vitesse d'agitation de 300 tr/min pour une position d'hélice de 24 cm) contre 15 % (pour une position d'hélice de 16 cm et pour une même vitesse d'agitation).

Tableau IV. 3 : Evaluation des paramètres hydrodynamique du photobioréacteur (Hélice à 24 cm et à un débit de 200 ml/s)

Vitesse tr/min	ts (s)	τ (s)	σ^2 (s ²)	V _R (L)	V _a (L)	Volume mort (%)
50	26,24	32,70	687,94	6,54	5,25	19,72
75	24,58	32,70	603,62	6,54	4,92	24,77
100	25,72	32,70	661,21	6,54	5,14	21,41
150	26,19	32,70	685,55	6,54	5,24	19,88
200	26,03	32,70	677,02	6,54	5,21	20,34
250	19,70	32,70	387,51	6,54	3,94	39,76
300	28,31	32,70	800,94	6,54	5,66	13,46

En prenant la vitesse d'agitation de 300 tr/min, nous pouvons comparer les résultats obtenus pour les trois positions étudiées (Tableau IV.3).

Aussi, on calcule le nombre de Peclet (Pe) par la relation simplifiée [21]:

$$Pe = 2 \frac{(\bar{t}_s)^2}{\sigma^2} \quad (30)$$

On obtiendra alors les résultats représentés sur le tableau suivant :

Tableau IV. 4 : Résumé des paramètres hydrauliques pour les trois positions d'hélice (pour un débit de 200 ml/s)

Position d'hélice (cm)	Vitesse tr/min	ts (s)	τ (s)	σ^2 (s ²)	V mort (%)	Pe
3	300	16,84	32,7	283,02	48,48	2,004
16	300	27,64	32,7	763,8	15,44	2,000
24	300	28,31	32,7	800,94	13,46	2,001

Il est clair que, d'après les résultats représentés au tableau IV.4, plus l'hélice s'éloigne de la base du réacteur, plus la valeur du volume mort, diminue. De même, plus la position de l'hélice s'éloigne de la base, plus la valeur de ts avoisine celle de τ , s'approchant ainsi du réacteur piston parfait. Ceci peut se traduire par le fait qu'une agitation proche de la base du réacteur crée des phénomènes de circulation au niveau des parois du réacteur, ce qui se traduit par un dysfonctionnement de ce dernier, manifesté par la présence de volume mort. Le nombre de Peclet, Pe est invariable ($Pe \approx 2$) pour les trois positions étudiées (3, 16 et 24 cm) ceci, s'explique par fait que le transfert de masse dans le réacteur est dominé par la diffusion [22].

La valeur de $Pe_{\text{échant}} < 30$, on peut considérer une dispersion axiale dans tous les cas étudiés [21]. De plus étant faible, cette valeur traduit l'affaissement de la DTS et sa dissymétrie [4].

I.4 Effet du nombre des hélices

La géométrie, la taille, la position ainsi que le nombre des hélices, sont des paramètres importants à prendre en considération lors de la caractérisation d'un photobioréacteur, du moment où ces derniers contrôlent le régime d'écoulement à l'intérieur du réacteur et par conséquent influencent la fonction de distribution du temps de séjours [23].

Dans cette partie, nous nous sommes intéressés au nombre des hélices utilisées pour le mélange à l'intérieur du réacteur, aussi, nous avons étudié la variation de la DTS pour 1, 2 et 3 hélices placées différemment et ce, pour différentes vitesses d'agitations (fonctionnant à un débit de 200 ml/s et utilisant 0.1 M KCl comme traceur).

Les résultats obtenus sont regroupés au tableau IV. 5.

Tableau IV. 5 : Paramètres de la DTS pour différents nombres d'hélices placées à différentes positions pour un débit de 200 ml/s

N° Hélices	Position (cm)	Vitesse tr/min	ts (s)	τ (s)	σ^2 (s ²)	Vmort (%)
1	3	300	16,83	32,70	283,02	48,48
	16	300	27,64	32,70	763,80	15,40
	24	300	28,31	32,70	800,94	13,37
2	3 et 16	300	28,73	32,70	825,12	12,07
	3 et 24	300	15,25	32,70	232,10	53,34
	16 et 24	300	13,71	32,70	187,49	58,05
3	3,16 et 24	300	27,64	32,70	763,80	15,40

D'après le tableau ci-dessus, et en se référant au volume mort et à l'écart ts/τ , on déduit que l'augmentation du nombre des hélices ne signifie pas toujours une amélioration de la DTS. En effet, les résultats obtenus démontrent que, la DTS dépend beaucoup plus de la position des hélices que de leurs nombres. Effectivement, avec deux hélices utilisées à des positions différentes, seule la position 3-16 cm, améliore la DTS, avec un volume mort de 12 % alors qu'avec les deux autres positions (3-24 cm et 16-24 cm) le volume mort est très élevé (avoisinant les 60 %).

Ceci indique une grande turbulence du milieu, favorisée par cette configuration et la disposition des hélices.

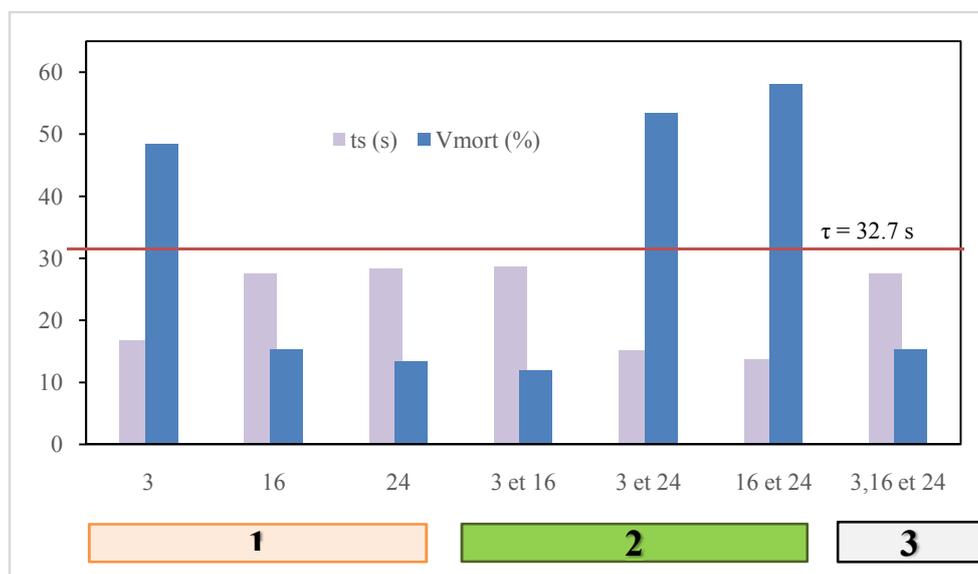


Figure IV. 6 : Effet de la position et du nombre des hélices sur le volume mort et le temps de séjour moyen

On peut conclure que, pour le photoréacteur étudié, la DTS est influencée beaucoup plus par la disposition des hélices, plus que par leur nombre.

II Culture des microalgues

Le milieu nutritionnel dans lequel les microalgues évoluent est un paramètre important à leur croissance. De ce fait, nous nous sommes intéressés à l'effet de l'usage de deux milieux différents sur la culture des microalgues, mesuré par la croissance de ces derniers. L'étude est menée dans le même photobioréacteur utilisé précédemment pour l'étude hydrodynamique.

II.1 Mode opératoire

Avant toute manipulation, le réacteur est nettoyé puis désinfecté avec de l'eau de javel et de l'eau distillée. Un volume de 35 mL de microalgues (concentrées) est introduit dans le réacteur contenant déjà 5 L du milieu de culture étudié. Le pH initial est noté (= 7) et la densité optique initiale du mélange microalgale est également notée.

Le fonctionnement du photobioréacteur en batch est régulé aux optimums obtenus pour l'étude hydrodynamique. C'est-à-dire, le mélange réactionnel agité à une vitesse de rotation de 300 tr/min par deux hélices fixée aux positions 3 et 16 cm sur l'axe centrale d'agitation (étant donné que le volume mort obtenu dans ce cas est le plus bas avec 12 %). L'aération du milieu est assurée par une pompe à air et le réacteur est irradié par la lumière artificielle procurée par des lampes (se référer au chapitre III pour le détail). Afin de suivre la croissance des microalgues, deux prélèvements par jour sont effectués à l'aide d'une seringue. La densité optique est mesurée pour deux longueurs d'onde 600 et 750 nm, à l'aide d'un spectrophotomètre.

II.2 Composition des milieux étudiés

La composition des deux milieux testés, quant à leur capacité d'améliorer la croissance des microalgues, est donnée sur les tableaux suivants pour le Tris Magnésium Phosphate (TMP) et le Tris Acetate Phosphate (TAP), respectivement[24].

- Pour le milieu TAP, il faut ajouter l'acide acétique ;
- Pour le milieu TMP ajouter l'acide chlorhydrique HCl.

Tableau IV. 6 : Composition du milieu TAP-Sels

Stock Solution	volume (mL)	Composant	C (g/L)	C finale (M)
TAP-sels (Sels de Beijerinck)	25	NH ₄ Cl	15	7,00. 10 ⁻³
		MgSO ₄ .7H ₂ O	4	8,30. 10 ⁻⁴
		CaCl ₂ . 2H ₂ O	2	4,50. 10 ⁻⁴

Tableau IV. 7 : Composition de la solution stock de phosphate

Stock Solution	volume (mL)	Composant	C (g/100 mL)	C finale M
Solution de phosphate	1	K ₂ HPO ₄	28,8	1,65. 10 ⁻³
		KH ₂ PO ₄	14,4	1,05 .10 ⁻³

Tableau IV. 8 : Composition de la solution en éléments traces

Stock Solution	volume mL	Composant	C (g /100 mL)	C finale M
Éléments traces (Hutner trace elements)	1	Na ₂ EDTA. 2H ₂ O	5	1,34. 10 ⁻⁴
		ZnSO ₄ .7H ₂ O	2,2	1,36. 10 ⁻⁴
		H ₃ BO ₃	1,14	1,84 .10 ⁻⁴
		MnCl ₂ . 4H ₂ O	0,5	4,00. 10 ⁻⁵
		FeSO ₄ .7H ₂ O	0,5	3,29. 10 ⁻⁵
		CoCl ₂ .6H ₂ O	0,16	1,23 .10 ⁻⁵
		CuSO ₄ . 5H ₂ O	0,16	1,00. 10 ⁻⁵
		(NH ₄) ₆ MoO ₃	0,11	4,44. 10 ⁻⁶

TAP-Medium peut être utilisé pour les algues qui utilisent NH₄⁺ au lieu de NO₃⁻ comme source d'azote. Ces algues Il manque les nitrates réductase qui leur permettrait de réduire le nitrate en nitrite en ammonium.

Pour 1000 mL de milieu de culture final, ajouter les quantités suivantes (en volume) de solutions mères (SL) préparées aux concentrations données à 850 ml de dd-H₂O. Ajouter un composant après l'autre jusqu'à ce que chacun s'est complètement mélangé et finalement rempli jusqu'à 1000 ml. Toutes les solutions mères peuvent être stockées non stérilisées à 4°C.

Tout d'abord, dissoudre Na₂EDTA . 2H₂O dans 100 mL d'eau distillée en chauffant à 60-80 ° C, puis ajuster le pH avec KOH à 5,0.

Ajouter tous les oligo-éléments séparément et vérifier constamment la valeur du pH. Le pH ne doit pas augmenter au-dessus de 6,8, sinon le MnSO₄ peut précipiter. Laisser la solution reposer à 4 ° C; quand la couleur change de l'orange au rouge après env. 2 semaines, filtrer, diviser et conserver à -20 ° C dans un centenaire en téflon ou polycarbonate (ne pas utiliser de récipients en verre pour les oligo-éléments, car ceux-ci ont tendance à être adsorbés sur la surface du verre). Après addition d'acide acétique, le pH devrait être d'environ 7,0. Ajuster le milieu à un pH final de 6,0 ou, comme désiré, avec de l'acide acétique et à l'autoclave à 121°C pendant 20 minutes.

Pour les cultures mères sur gélose, ajouter 1,0 à 1,3% d'agar (par exemple, une haute résistance purifiée, 1000 g/cm²) à un milieu préparé avant autoclavage.

II.3 Effet obtenu sur la population micro-algale

Effet de la nature du milieu nutritionnel utilisé est observé par suivi de la variation de l'absorbance à 750 nm.

II.3.1 Cas du milieu TMP

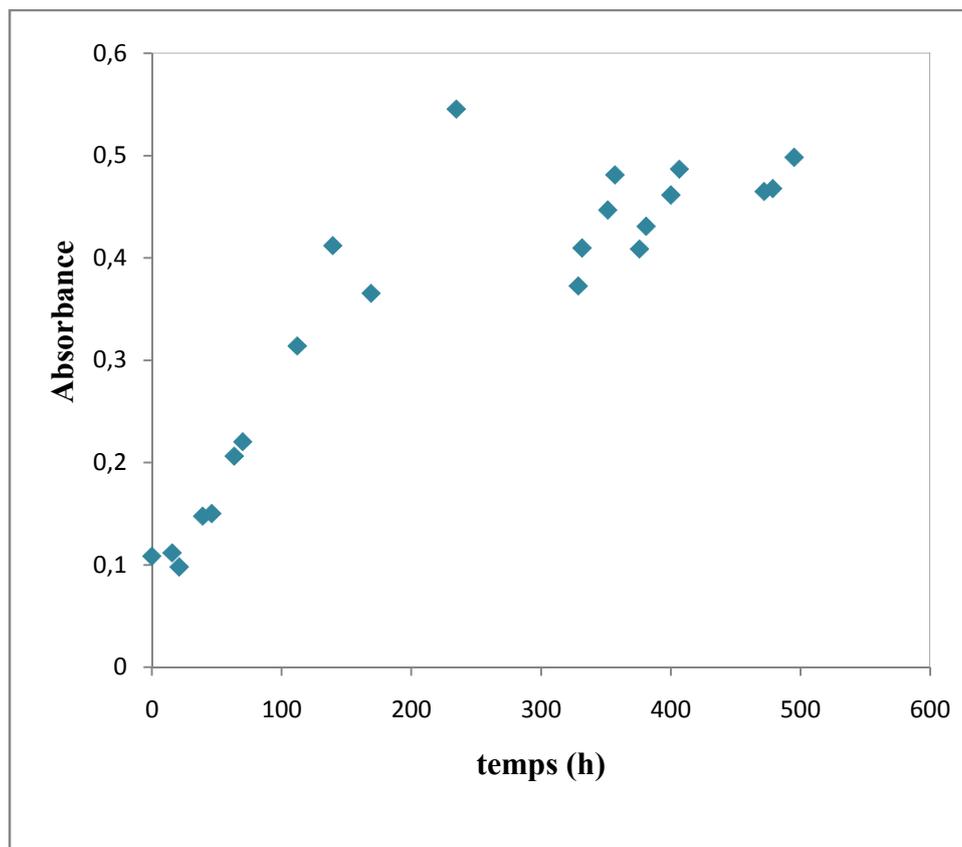


Figure IV. 7 : Evolution de l'absorbance en fonction du temps dans le cas du milieu TMP

On observe sur la figure deux principales phases de croissance : une courte phase de démarrage (0-26 h) qui traduit une phase d'adaptation des microalgues au milieu utilisé, et une phase de croissance exponentielle (26-250 h) au cours de laquelle les microalgues se multiplient. Au-delà, un palier est atteint ce qui traduit la phase stationnaire.

II.3.2 Cas du milieu TAP

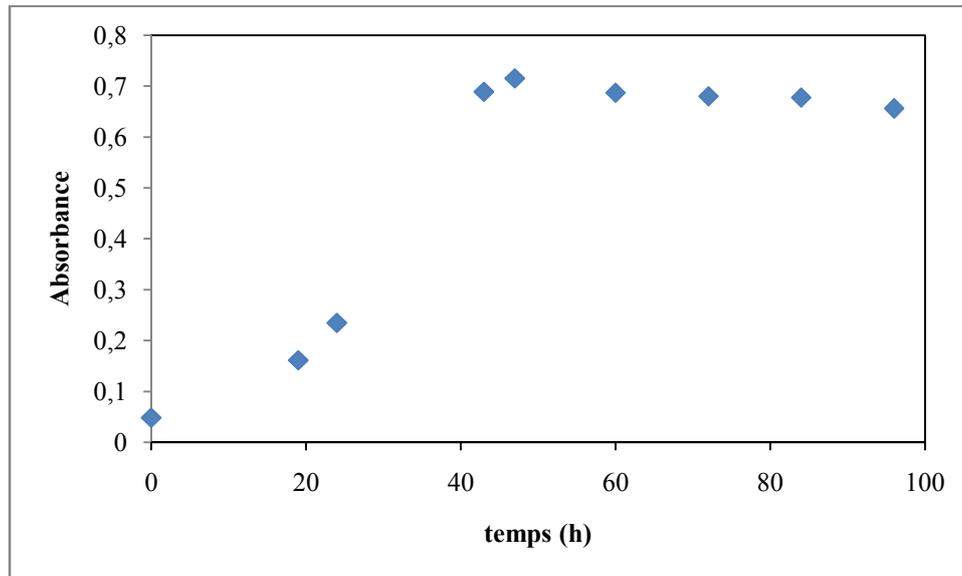


Figure IV. 8 : Evolution de l'absorbance en fonction du temps dans le cas du milieu TAP

On observe sur la figure IV.8 que la phase d'adaptation n'est pas observée pour ce milieu. Cependant, une phase principale presque linéaire correspond à la phase de croissance est observée jusqu'à 47 h. Au-delà, la phase stationnaire est vite atteinte.

Nous pouvons conclure que le milieu TAP est plus favorable, du moment où celui-ci atteint la phase de croissance plus rapidement en comparaison avec le TMP.

CONCLUSION GENERALE

Cette étude, qui s'inscrit dans le cadre général de la caractérisation des photobioréacteurs, avait comme objectif l'étude des performances de ces derniers au cours d'une modification du système, et ce, afin d'identifier les paramètres influençant leur comportement hydrodynamique. Cette première étape aurait servi à définir les paramètres optimisés pour le fonctionnement du photobioréacteur afin de l'utiliser pour la culture des microalgues. Cette dernière était testée pour deux milieux de cultures différents.

La caractérisation de l'hydrodynamique du photoréacteur est effectuée en identifiant l'effet de la variation des paramètres de fonctionnement : la vitesse d'agitation, la position et le nombre des hélices, sur la fonction de distribution du temps de séjour. Le système est étudié pour un débit d'écoulement de 200 ml/s et en utilisant KCl 0.1M comme traceur. Les résultats obtenus, nous ont permis de vérifier différentes hypothèses :

- ❖ La variation de la vitesse d'agitation pour une même position de l'hélice, conduit à un changement du comportement hydrodynamique du fluide dans le réacteur résultant en un volume mort minimale pour les vitesses extrêmes (les très faibles et les très grandes). Alors que les vitesses intermédiaires semblent, au contraire, perturbatrices à l'écoulement. Cette expérience, nous a permis d'identifier la vitesse optimale d'agitation estimée à (300 tr/min).
- ❖ Pour différentes positions de l'hélice, les calculs du volume mort et du t_s nous ont permis de conclure que plus l'hélice s'éloigne de la base du réacteur, plus la valeur du volume mort, diminue. De même, plus la position de l'hélice s'éloigne de la base, plus la valeur de t_s , avoisine celle de τ , s'approchant ainsi du réacteur piston parfait. Ceci peut se traduire par le fait qu'une agitation proche de la base du réacteur crée des phénomènes de circulation au niveau des parois du réacteur, ce qui se traduit par un dysfonctionnement de ce dernier, manifesté par la présence de volume mort.
- ❖ L'augmentation du nombre des hélices ne signifie pas toujours une amélioration de la DTS. En effet, les résultats obtenus démontrent que, la DTS dépend beaucoup plus de la position des hélices que de leurs nombres.

Cette partie nous a permis de déterminer les conditions optimales pour la conduction de futures expérimentations :

- Vitesse d'agitation : 300 tr/min
- Deux hélices placées à 3 et 16 cm de la base du réacteur.

Les essais d'application des conditions optimisées, pour la culture de microalgues dans deux milieux de culture, se sont révélés un succès. La culture de microalgues effectuée dans ce système nous a aussi révélé que le milieu TAP est plus favorable, du moment où celui-ci atteint la phase de croissance plus rapidement en comparaison avec le TMP.

ACRONYMES

RP : Réacteur piston

C (t) : La concentration du traceur mesurée à la sortie de réacteur

E(t) : Fonction qui représente la distribution des temps de séjour du fluide

t : Temps (min)

t_s : Le temps de séjour (min)

\bar{t}_s : Le temps de séjour moyen (min)

V : Volume hydraulique (l)

Q : Débit de recirculation (ml min⁻¹)

σ^2 : la variance

Pe : est le nombre de Peclet

E_{max} : la valeur maximale de la courbe de distribution des temps de séjour du fluide E(t)

τ : temps de séjour moyen

TMP : Tris Magnésium Phosphate

TAP : Tris Acetate Phosphate

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- [1] P. Trambouze and J.-P. Euzen, *Chemical reactors*. Editions OPHRYS, 2004.
- [2] J. Villiermaux, “Génie de la réaction chimique,” 1993.
- [3] O. Levenspiel, “Chemical engineering reaction,” *Wiley-Eastern Limited, New York*, 1972.
- [4] M. Debacq, *Génie de la Réaction Chimique : Distribution des Temps de Séjour*. Conservatoire national des arts et métiers, France, 2009.
- [5] J. PRUVOST, J.-F. CORNET, F. LE BORGNE, and J. JENCK, “Production industrielle de microalgues et cyanobactéries,” 2011.
- [6] E. Olivo, “Conception et étude d’un photobioréacteur pour la production en continu de microalgues en éclosiers aquacoles.” Université de Nantes, 2007.
- [7] G. Dahi, “Etude expérimentale et modélisation par approche radiative d’un photoréacteur pour la production d’hydrogène.” Université Blaise Pascal-Clermont-Ferrand II, 2016.
- [8] M. Sadi, “Les micro algues: un défi prometteur pour des biocarburants propres.”
- [9] H. Takache, “Caractérisation, modélisation de la croissance photosynthétique de *Chlamydomonas reinhardtii* en photobioréacteur et mise en évidence du couplage à l’hydrodynamique.” Nantes, 2010.
- [10] I. Wahby, “Cours de biotechnologies des microalgues.”
- [11] R. Consultants, *Région Bretagne Etude microalgues*. .
- [12] G. K. de Rosbo and O. Bernard, “Évaluation du gisement potentiel de ressources algales pour l’énergie et la chimie en France à horizon 2030.” Ademe, 2014.
- [13] S. Tebbani, R. Filali, D. Dumur, F. Lopes, and D. Pareau, *Biofixation de CO2 par les microalgues: Modélisation, estimation et commande*. ISTE editions, 2014.
- [14] R. J. Stevenson, M. L. Bothwell, R. L. Lowe, and J. H. Thorp, *Algal ecology: Freshwater benthic ecosystem*. Academic press, 1996.
- [15] B. Sialve and J.-P. Steyer, “Les microalgues, promesses et défis,” *Innov. Agron.*, vol. 26, pp. 25–39, 2013.

- [16] A. Villay, "Production en photobioréacteurs et caractérisation structurale d'un exopolysaccharide produit par une microalgue rouge, *Rhodella violacea*: application à l'obtention d'actifs antiparasitaires." Clermont-Ferrand 2, 2013.
- [17] L. Brennan and P. Owende, "Biofuels from microalgae—a review of technologies for production, processing, and extractions of biofuels and co-products," *Renew. Sustain. energy Rev.*, vol. 14, no. 2, pp. 557–577, 2010.
- [18] A. H. Scragg, A. M. Illman, A. Carden, and S. W. Shales, "Growth of microalgae with increased calorific values in a tubular bioreactor," *Biomass and Bioenergy*, vol. 23, no. 1, pp. 67–73, 2002.
- [19] D. Dermoun, "Ecophysiologie de porphyridium cruentum: validation expérimentale d'un modèle de croissance. Etude de la production de polysaccharide." Compiègne, 1987.
- [20] J. S. Charlton, "Guidebook on radioisotope tracers in industry," *IAEA Tech. Reports Ser.*, no. 316, 1990.
- [21] N. Becheikh, "Modélisation et simulation numérique de la dégradation photocatalytique d'un polluant modèle dans un microréacteur." Université de Lorraine, 2012.
- [22] A. Cantu-Perez, S. Barrass, and A. Gavriilidis, "Residence time distributions in microchannels: comparison between channels with herringbone structures and a rectangular channel," *Chem. Eng. J.*, vol. 160, no. 3, pp. 834–844, 2010.
- [23] K. Bekrentchir and A. Debab, "Numerical Investigation of Mixing Time in a Torus Reactor," *Period. Polytech. Chem. Eng.*, vol. 60, no. 3 SE-Articles, Jan. 2016.
- [24] R. A. Andersen, *Algal culturing techniques*. Elsevier, 2005.