

Modélisation et conception d'un système de culture de microalgues

Aurélie Lucchetti

▶ **To cite this version:**

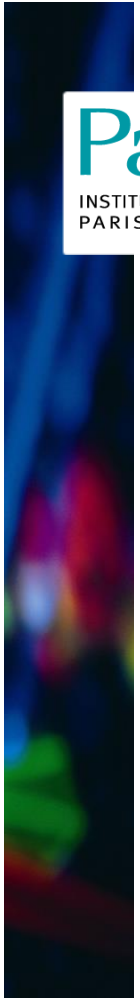
Aurélie Lucchetti. Modélisation et conception d'un système de culture de microalgues. Génie des procédés. Ecole Nationale Supérieure des Mines de Paris, 2014. Français. NNT : 2014ENMP0048 . tel-01141894

HAL Id: tel-01141894
https://pastel.hal.science/tel-01141894

Submitted on 14 Apr 2015

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.



ParisTech
INSTITUT DES SCIENCES ET TECHNOLOGIES
PARIS INSTITUTE OF TECHNOLOGY

MINES ParisTech

École doctorale n° 432 : Sciences des Métiers de l'Ingénieur

Doctorat ParisTech

T H È S E

pour obtenir le grade de docteur délivré par

l'École nationale supérieure des mines de Paris

Spécialité " Energétique et procédés "

présentée et soutenue publiquement par

Aurélie LUCCHETTI

le 11 avril 2014

Modélisation et conception d'un système de culture de microalgues

Modeling and design of microalgae design process

Directeur de thèse : **Assaad ZOUGHAIB**

Jury

M. Pierre NEVEU, Professeur, Université de Perpignan	Président
M. Rafik ABSI, HDR, EBI	Rapporteur
M. Michel FEIDT, Professeur émérite, LEMTA	Rapporteur
M. Jean-Paul CADORET, Directeur de recherche IFREMER	Examinateur
M. Alain GAUNAND, Professeur, MINES ParisTech	Examinateur
M. Assaad ZOUGHAIB, HDR, MINES ParisTech	Examinateur

T H È S E

MINES ParisTech
Centre Efficacité Energétique des Systèmes
5 rue Léon Blum – 91120 Palaiseau

A Eléna,

Remerciements

Je tiens tout d'abord à remercier mon directeur de thèse, M. Assaad ZOUGHAIB. Merci pour la confiance que tu m'as accordée, pour les nombreux échanges que nous avons eus avec chacun nos visions, moi plus tournée vers la biologie et toi vers la vision système. Merci pour tes nombreuses, minutieuses et précieuses relectures. Merci pour toutes ces questions et toutes les discussions que nous avons eues pour faire avancer ce travail de recherche.

Je souhaite remercier M. Rafik ABSI et M. Michel FEIDT pour avoir accepté d'être les rapporteurs de cette thèse. Tous mes remerciements à M. Jean-Paul CADORET, à M. Alain GAUNAND, et à M. Pierre NEVEU d'avoir accepté de juger ce travail.

Je tiens à exprimer ma reconnaissance à la société ESETA et plus particulièrement à M. Guillaume GANZEL qui a été l'initiateur de ce projet de thèse et qui nous a malheureusement quitté trop tôt. Merci à M. Lionel GUILLEMINOT pour son enthousiasme et pour le suivi des quinze premier mois de thèse. Merci à ARMINES qui m'a permis de finir cette thèse.

Un énorme merci à M. Franck FAYOLLE pour son soutien technique et pour avoir toujours réussi à trouver des solutions aux nombreux problèmes techniques expérimentaux rencontrés. Merci pour ta disponibilité et ta bonne humeur. Merci aussi à M. Erwan PRIMA, et M. Olivier CALMELS pour leur aide sur le banc d'essai, toujours dans la bonne humeur.

Un grand merci à l'ensemble du personnel du CES, merci pour la bonne humeur quotidienne, les restos du soir et les soirées. Un merci plus particulier à Carol, pour toutes nos discussions, à Afif, Jérémie, Karim, Fabien et Florent pour le squat de vos ordinateurs pendant les dernières semaines. Merci Zoheir pour ta disponibilité et pour les réponses à mes nombreuses questions concernant la thermique !

Un immense merci à Bob, c'est l'une de nos discussions qui m'a donné l'envie de poursuivre mes études et d'effectuer cette thèse.

Merci à tous les copains de tatamis, pour votre soutien sans faille et de permettre de me changer les idées avec une pratique intensive.

Merci à mes parents et mon frère, pour être toujours là, disponible tout le temps. Mille mercis seraient trop peu. Merci aussi pour les baby-sittings, bien que je sache que pour vous ce n'est que du bonheur !

Un immense merci à Volodia pour sa présence, son soutien, sa patience, sa capacité à me supporter, à me changer les idées et à me faire rire. Merci d'avoir toujours été là et de m'avoir donné le plus beau des cadeaux pendant cette thèse.

Aurélie

a	- Aire interfaciale	$m^2.m^{-3}$
	- Constante dépendante de l'inclinaison du vitrage	-
A	- Surface	m^2
	- Taux spécifique pour la croissance	h^{-1}
a_1	Paramètres selon les propriétés physiques du fluide et de la géométrie du photobioréacteur	$W^{-b_1}.m^{3b_1}$
b_1	Paramètres selon les propriétés physiques du fluide et de la géométrie du photobioréacteur	-
a_2 et b_2	Paramètres expérimentaux	-
b	Fraction rétrodiffusée du rayonnement	-
B	Taux spécifique pour la désactivation	h^{-1}
C_1 à C_{11}	Constantes	K^{-1} ou $mol.L^{-1}$ ou -
C	- Concentration	$mol.m^{-3}$ ou $\mu mol.10^9cell^{-1}.s^{-1}$ ou $mol.L^{-1}$ ou $kg.m^{-3}$ ou $mg.10^9cell^{-1}$ ou $g.L^{-1}$ ou $10^9cell.m^{-3}$
	- Section de la microalgue	m^2
Cp	Capacité calorifique	$J.kg^{-1}.K^{-1}$
C_r	Paramètre de distribution	-
D	- Taux de dilution	h^{-1}
	- Diffusivité aqueuse	$m.s^{-1}$
	- Diamètre	m
D_{AB}	Diffusivité de l'eau dans l'air	$m^2.s^{-1}$
D_z	Coefficient de dispersion axiale	$m^2.s^{-1}$
ΔG_d	Variation de l'énergie libre de la réaction de dénaturation des protéines	$kJ.mol^{-1}$
ΔP	Perte de pression	Pa
Δz	Discrétisation de la colonne ascendante	m
e	Epaisseur	m
E	Energie lumineuse disponible par cellule	$\mu mol.10^9cell^{-1}.s^{-1}$
E_a	Coefficient d'absorption	$m^2.kg^{-1}$
E_b	Energie d'activation pour la dégradation cellulaire	$kJ.mol^{-1}$
E_g	Energie d'activation du processus de croissance	$kJ.mol^{-1}$
E_s	Coefficient de diffusion	$m^2.kg^{-1}$
F	Facteur de conversion de l'énergie lumineuse	-
$Fe(Le)$	Fonction de Lewis	-
g	Accélération gravitationnelle	$m.s^{-2}$
G_1, G_2	Termes adimensionnels	-
G	Intensité lumineuse locale	$\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$
h	- Coefficient de convection	$W.m^{-2}.K^{-1}$
	- Coefficient de transfert thermique	$W.m^{-2}.s^{-1}$
	- Coefficient de transfert de masse	$m.s^{-1}$
	- Enthalpie massique	$J.kg^{-1}$
H	- Constante d'Henry	-
	- Hauteur du liquide	m
HR	Humidité relative	-
I	Intensité lumineuse	$\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$ ou $\mu mol.10^9cell^{-1}.s^{-1}$

J	- Intensité lumineuse spécifique moyenne	$W.m^{-2}$
	- Flux de diffusion	$kg.s^{-1}.m^{-2}$
k	Coefficient de transfert de masse	$m.s^{-1}$
$k_l a$	Coefficient volumique global du transfert de masse	s^{-1}
k_n	Nombre de doublement par jour	j^{-1}
K	- Constante d'équilibre	-
	- Constante de demi-saturation	$\mu mol.10^9 cell^{-1}.s^{-1}$ ou $W.m^{-2}$ ou $kg.m^{-3}$ ou $mg.10^9 cell^{-1}$ ou $\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$ ou $mol.m^{-3}$
	- Constante d'inhibition	$kg.m^{-3}$ ou $mg.10^9 cell^{-1}$ ou $\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$
	- Coefficient global de transfert de masse	$m.s^{-1}$
	- Coefficient des pertes de charges singulières	-
K_Q	Quota de subsistance pour lequel $\mu=0$	$g.cell^{-1}$
L	Profondeur de culture	m
	Grandeur caractéristique	m
Lv	Chaleur latente de vaporisation de l'eau	$J.kg^{-1}$
p	Productivité interne de chaleur	$W.m^{-3}$
$p(\theta, \theta')$	Fonction de phase	-
$puissance$	Puissance nécessaire pour atteindre la température cible	W
P	Pression	Pa
$\frac{P_G}{V_l}$	Puissance d'entrée	$W.m^{-3}$
P_X	Productivité de la biomasse	$kg.m^{-3}.h^{-1}$ ou $g.L^{-1}.h^{-1}$ ou $g.L^{-1}.j^{-1}$
q	Rayonnement ou intensité lumineuse	$\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$
Q	- Quota cellulaire	$g.cell^{-1}$
	- Flux de chaleur	W
	- Débit	$m^{-3}.s^{-1}$ ou $m^{-3}.h^{-1}$
r_X	Vitesse volumétrique moyenne de synthèse de biomasse	$kg.m^{-3}.h^{-1}$
R	Constante des gaz parfaits	$J.mol^{-1}.K^{-1}$
	Rayon	m
	Taux de production ou de consommation	$mol.m^{-3}.s^{-1}$
Rv	Constante spécifique des gaz parfaits pour la vapeur d'eau	$J.kg^{-1}.K^{-1}$
S	Surface de la section	m^2
t_c	Temps de culture	j
T	Température	K
T_2	Temps de doublement de la population	j
U	Vitesse superficielle	$m.s^{-1}$
v	Vitesse linéaire	$m.s^{-1}$
V	Volume	m^3
V_{32}	Volume de Sauter	m^3
w	Humidité absolue	kg/kg_{as}
x_e	Fraction volumique de l'eau dans la microalgue	-
Y	Rendement de conversion	$mol.kg^{-1}$
z_c	Lieu où l'intensité lumineuse est égale à l'intensité de compensation	m

Lettres grecques

α	- Module de diffusion linéaire	-
	- Coefficient d'absorption	-
	- Absorptivité	-
α_1	Paramètre dépendant des propriétés physiques du liquide et de la géométrie du réacteur	$s^{\beta_1}.m^{-\beta_1}$
α_2, β_2	Paramètres expérimentaux	-
β_1	Paramètre généralement compris entre 0,4 et 1	-
β	Coefficient d'atténuation ou facteur de forme	-
γ	Fraction illuminée de travail	-
Γ	Vitesse volumétrique moyenne de biomasse	$kg.m^{-3}.h^{-1}$
δ	Coefficient d'extinction	m^{-1}
ε	- Rétention	-
	- Emissivité corrigée	-
ϵ	Erreur relative	-
ζ	Paramètre adimensionnel	-
κ_a	Coefficient d'absorption de la loi Beer-Lambert	$m^2.kg^{-1}$
λ	- Coefficient des pertes de charges linéaires	-
	- Conductivité thermique	$W.m^{-1}.K^{-1}$
	- Longueur d'onde	nm
μ	- Viscosité dynamique	Pa.s
	- Taux de croissance	j^{-1} ou h^{-1} ou s^{-1}
ρ	- Densité	$kg.m^{-3}$
	- Coefficient de réflexion	-
ρ_m	Rendement énergétique maximum pour la conversion des photons dans l'antenne photosynthétique	-
σ	- Tension superficielle de l'eau	$kg.s^{-2}$
	- Constante de Stefan-Boltzmann	$W.m^{-2}.K^{-4}$
τ	Coefficient de transmissivité	-
φ, φ_e	Ratio normalisé, Ratio de maintenance normalisé	-
ϕ	Rendement quantique de la masse	$kg.\mu mol^{-1}$

Indice

0	Au temps t=0 ; A température = 273 K ; Température de référence ; incident
a	Air
ab	Absorbé
acc	Accessoire
alg	Milieu contenant les algues
atm	Atmosphérique
as	Air sec
ABS	Phénomène d'absorption
b	Bulle
c	Compensation
$calc$	Calculé
$cell$	Disponible par cellule
$circ$	Circulation
cl	Carbone Inorganique Total disponible par cellule
$conv$	Convectif
CIT	Carbone Inorganique Total
CO_2	Dioxyde de carbone
CSA	Phénomène de diffusion

d	Section de la colonne descendante : « le downcomer »
dm	Matière sèche microalgale
dv	Double-vitrage
e	Convection naturelle
$éc$	Eclairé
$év$	Evaporé
exp	Expérimental
ext	Extérieur
f	Fin de culture
g	Phase gazeuse
h	Hydraulique ; Hydrostatique
H^+	Protons
i	Phase
if	A l'interface
in	En entrée
inj	Avec injection de gaz
int	Intérieur
I	Inhibition
j	Section du photobioréacteur
l	Phase liquide
lm	Lame de gaz
m	Débit massique
$mass$	masse
max	Maximal ; Quand $\mu = \mu_{max}$
mes	Mesuré
moy	Moyen
N	Azote
o	orifice
opt	Optimal ; Dans les conditions optimales
out	En sortie
O_2	Oxygène
p	Section de la plaque
par	A la paroi
P	Phosphore
PC	Phycocyanine ; Polycarbonate
PI	Photoinhibition
r	Section de la colonne ascendante : « le riser »
rad	Radiatif
$ré$	Réfléchi
s	Phase solide
sat	A saturation
sp	Spécifique
S	Lumineuse ; Saturation
So	Soufre
t	Au temps t ; Terminal ; Transmis
therm	Thermique
v	Vapeur d'eau ; Verre
X	Biomasse

Exposant

$*$	A l'équilibre ; Modifié
m	Discrétisation de la colonne ascendante
n	Exposant du modèle de Moser ; Exposant dépendant de l'inclinaison du vitrage

Nombres adimensionnels

Gr	Nombre de Grashoff	-
Nu	Nombre de Nusselt	-
Pe	Nombre de Peclet	-
Pr	Nombre de Prandtl	-
Ra	Nombre de Rayleigh	-
Re	Nombre de Reynolds	-
Sc	Nombre de Schmidt	-
Sh	Nombre de Sherwood	-

Abréviations

ACV	Analyse de Cycle de Vie
AP	Activité Photosynthétique
ATP	AdénosineTriPhosphate
Chl	Chlorophylle
CIT	Carbone Inorganique Total
ETR	Equation du Transfert Radiatif
NADPH	Nicotinamide Adénine Dinucléotide Phosphate
PAR	Photosynthetically Active Radiation
PBR	Photobioréacteur
PC	Plastocyanine ; Polycarbonate
Pi	Phosphore inorganique
PMMA	PolyMethyl MethAcrylate
PQ	Plastoquinone
PS	Photosystème
Q	Quinone

Sommaire

REMERCIEMENTS ---- **I**

NOMENCLATURE ---- **III**

SOMMAIRE ---- **IX**

LISTE DES FIGURES ---- **XI**

LISTE DES TABLEAUX ---- **XIV**

INTRODUCTION GENERALE ---- **1**

CHAPITRE I. MICROALGUES : BIOLOGIE ET MOYENS DE CULTURE - SYSTEME EXPERIMENTAL ---- **3**

1. BIOLOGIE DES MICROALGUES ---- 7
   - *1.1. Biologie* ---- *7*
   - *1.2. Photosynthèse* ---- *8*
   - *1.3. Besoins des microalgues - Facteurs influents sur la croissance des microalgues* ---- *16*
   - *1.4. Conclusion* ---- *19*
2. SYSTEME DE CULTURES DES MICROALGUES ---- 20
   - *2.1. Systèmes ouverts* ---- *20*
   - *2.2. Systèmes fermés* ---- *21*
   - *2.3. Comparaisons des systèmes de production* ---- *25*
3. PRINCIPE, CONCEPT ET PILOTE EXPERIMENTAL ---- 28
   - *3.1. Photobioréacteur expérimental* ---- *29*
   - *3.2. Matériel* ---- *30*
4. CONCLUSION DU CHAPITRE ---- 33

CHAPITRE II. CARACTERISATION ET MODELISATION DU PHOTOBIOREACTEUR – HYDRODYNAMIQUE, TRANSFERTS DE MASSE ET TRANSFERTS DE CHALEUR ---- **35**

1. MODELISATION HYDRODYNAMIQUE ---- 37
   - *1.1. Modélisation mathématique* ---- *39*
   - *1.2. Caractérisation expérimentale du photobioréacteur et paramétrage du modèle hydrodynamique* ---- *46*
   - *1.3. Validation du modèle : Comparaison des résultats de la modélisation et des données expérimentales* ---- *50*
   - *1.4. Conclusion* ---- *55*
2. MODELISATION DES TRANSFERTS DE MASSE ---- 56
   - *2.1. Modélisation du transfert de masse dans le photobioréacteur en système air/eau* ---- *56*
   - *2.2. Conclusion* ---- *67*
3. MODELISATION THERMIQUE ---- 68
   - *3.1. Généralités* ---- *68*
   - *3.2. Modélisation des échanges thermiques* ---- *69*
   - *3.3. Validation expérimentale du modèle* ---- *76*
   - *3.4. Conclusion* ---- *81*
4. CONCLUSION DU CHAPITRE ---- 82

CHAPITRE III. MODELISATION DU SYSTEME DE CULTURE ET VALIDATION EXPERIMENTALE ---- **83**

1. MODELISATION DU PHOTOBIOREACTEUR EN CULTURE D'ALGUES ---- 85
   - *1.1. Modèle de croissance* ---- *85*
   - *1.2. Modélisation de la distribution de la lumière dans le photobioréacteur* ---- *93*
   - *1.3. Modélisation de la croissance couplée aux limitations dues à la lumière* ---- *97*

1.4. Modélisation des phénomènes de transferts de masse lors de la culture d'algues ------- 107
1.5. Introduction de la limitation par le carbone ---------- 118
1.6. Conclusion ---------- 121
2. VALIDATION EXPERIMENTALE DU MODELE GLOBAL ----------122
2.1. Microalgue de culture et protocole expérimental ---------- 122
2.2. Résultats expérimentaux et paramétrage du modèle global ---------- 122
2.3. Validation du modèle global ---------- 129
2.4. Conclusion ---------- 133
3. CONCLUSION DU CHAPITRE ----------134

CHAPITRE IV. ETUDE D'INTEGRATION D'UN SYSTEME DE CULTURE D'ALGUES EN FAÇADE DE BATIMENTS 135

1. POSITIONNEMENT DU PROBLEME ET MODELISATION ----------137
1.1. Modification du modèle thermique ---------- 138
1.2. Modélisation du double vitrage ---------- 138
2. ETUDE DE SENSIBILITE ----------140
2.1. Photobioréacteur sans contrôle de température ---------- 140
2.2. Photobioréacteur avec contrôle de température ---------- 141
2.3. Double vitrage avec contrôle de température ---------- 145
2.4. Conclusion ---------- 147
3. OPTIMISATION ENERGETIQUE - ETUDE DE TROIS CAS ----------148
3.1. Résultats de l'optimisation ---------- 148
3.2. Discussion ---------- 153
4. CONCLUSION DU CHAPITRE ----------154

CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES ---------- 155

BIBLIOGRAPHIE ---------- 157

ANNEXES ---------- 173

ANNEXE A. TECHNIQUES DE RECOLTES ET EXTRACTION DES MICROALGUES ----------173
ANNEXE B. COMPOSITION DU MILIEU DE CULTURE ----------175

Liste des figures

Chapitre I

Figure I-1 : Les phases de croissance des microorganismes (D'après FAO,1996) ---- 8
Figure I-2 : La photosynthèse - Réaction globale ---- 9
Figure I-3 : Structure d'un chloroplaste ---- 9
Figure I-4 : Spectre d'absorption des pigments photosynthétiques ---- 10
Figure I-5 : La chaîne photosynthétique ---- 12
Figure I-6 : Schéma Z de la photosynthèse ---- 13
Figure I-7 : Cycle de Calvin ---- 14
Figure I-8 : La chaîne respiratoire ---- 15
Figure I-9 : Activité photosynthétique en fonction de l'intensité lumineuse (Masojidek et al., 2004) ---- 16
Figure I-10 : Forme du carbone dissous dans l'eau selon le pH ---- 18
Figure I-11 : Bassins – a) Culture de *Dunaliella salina* en bassins naturels de 200 ha, Cognis nutrition (Australie) ; b) Culture de Spiruline en raceway, Californie (Andersen, 2005) ---- 21
Figure I-12 : Photobioréacteur plan (Bitog et al., 2011) ---- 22
Figure I-13 : Colonne à bulles (FAO, 1996) ---- 23
Figure I-14 : Les trois types de photobioréacteurs (Merchuk et Gluz, 1999) ---- 23
Figure I-15 : Photobioréacteurs tubulaires a) horizontaux (Demirbas et Demirbas, 2010) ; b) enroulés (Biocol) (Andersen, 2005) ---- 24
Figure I-16 : Système « Plastic bag » (Pulz, 2007) ---- 25
Figure I-17 : Photographie de l'airlift hélicoïdal utilisé par Rengel (Rengel, 2010) ---- 29
Figure I-18 : Photographie du photobioréacteur pilote ---- 30
Figure I-19 : Schéma de principe du photobioréacteur ---- 31

Chapitre II

Figure II-1 : Pression différentielle mesurée de la colonne ascendante en fonction du débit du gaz ---- 44
Figure II-2 : Valeurs expérimentales de la rétention du gaz a) en fonction de la vitesse superficielle du gaz ; b) en fonction de la puissance d'entrée ---- 45
Figure II-3 : Schéma du photobioréacteur - Mesure de la perte de pression dans la plaque ---- 47
Figure II-4 : Perte de pression totale de la plaque a) en fonction du temps ; b) en fonction de la vitesse au carrée ---- 48
Figure II-5 : Perte de pression totale des accessoires du photobioréacteur en fonction du carré du débit du liquide ---- 49
Figure II-6 : Paramètre de distribution du modèle en fonction de la somme des erreurs aux carrées ---- 50
Figure II-7 : Comparaison entre les données expérimentales et les résultats des modèles pour la hauteur de liquide dispersé dans la colonne descendante à différents débits d'injection de gaz ---- 51
Figure II-8 : Rétention de gaz dans le photobioréacteur a) en fonction de la vitesse superficielle du gaz ; b) en fonction de la puissance d'entrée ---- 51
Figure II-9 : Comparaison des résultats de modélisation avec les résultats expérimentaux ---- 52
Figure II-10 : Vitesse superficielle du liquide dans la colonne ascendante et descendante en fonction de la vitesse superficielle du gaz ---- 53
Figure II-11 : Vitesse du liquide dans la plaque en fonction de la vitesse superficielle du gaz ---- 53
Figure II-12 : Débit du liquide dans le photobioréacteur en fonction de la vitesse superficielle du gaz ---- 54
Figure II-13 : Temps de résidence dans chaque section du photobioréacteur en fonction de la vitesse superficielle du gaz ---- 55
Figure II-14 : Théorie du double film (D'après Roustan, 2003) ---- 57
Figure II-15 : Evolution de la concentration en oxygène dissous, à différents débits d'air ---- 60
Figure II-16 : Détermination du coefficient volumique global du transfert de masse pour l'oxygène à un débit de gaz de 5 L/min ---- 61
Figure II-17 : Coefficient volumique globale du transfert de masse de l'oxygène a) en fonction de la vitesse superficielle du gaz ; b) en fonction de la puissance d'entrée ---- 61
Figure II-18 : Coefficient volumique global de transfert de masse en fonction de la vitesse superficielle du gaz 62

Figure II-19 : Coefficient de dispersion axiale en fonction de la vitesse superficielle du gaz, selon les différentes corrélations---- 65
Figure II-20 : Nombre de Peclet en fonction de la vitesse superficielle du gaz, d'après les résultats de la dispersion axiale selon les différentes corrélations---- 65
Figure II-21 : Evolution de la concentration en oxygène dessous, à Qg = 5 L/min, selon les différentes corrélations de la dispersion axiale ---- 66
Figure II-22 : Evolution de la concentration en oxygène dissous a) Qg=5 L/min ; b) Qg=20 L/min ---- 66
Figure II-23 : Echanges thermiques entre l'air ambiant, le liquide et le gaz au niveau de la colonne ascendante 69
Figure II-24 : Flux thermiques sur l'airlift ---- 70
Figure II-25 : Flux d'échanges dans la plaque ---- 73
Figure II-26 : a) et b) : Evolution des températures de liquide, de gaz et de l'air ambiant ; c) et d) Hauteur de liquide dans la colonne descendante ; e) et f) Volume évaporé ; g et h) Température de liquide en sortie de colonne ascendante. a), c), e) et g) Qg = 10 L/min ; b), d), f) et h) Qg = 25 L/min---- 77
Figure II-27 : a) Evolution de la température du liquide et du gaz à la sortie de la colonne ascendante à différentes intensités lumineuses; b) Volume évaporé dans la colonne descendante à plusieurs intensités lumineuses ---- 79
Figure II-28 : a) Evolution de la température du liquide en sortie de la colonne ascendante à plusieurs débits de gaz injecté ; b) Volume évaporé à plusieurs débits de gaz injecté---- 80
Figure II-29 : a) Evolution de la température de liquide à différentes températures d'air ambiant ; b) Volume évaporé à différentes températures d'air ambiant---- 80
Figure II-30 : a) Evolution de la température du gaz et du liquide en sortie de colonne à différentes températures de gaz injecté ; b) Volume évaporé à différentes température de gaz injecté---- 81

Chapitre III

Figure III-1 : Allure des différentes lois de modélisation de la croissance avec pour seul facteur limitant la lumière (*Chlamydomonas reinhardtii*, rayonnement incident de 1000 µmol.m^{-2}.s^{-1}) ---- 88
Figure III-2 : Allure des différents modèles de croissance avec pour facteur limitant la lumière et son inhibition (*Chlamydomonas reinhardtii* (Aldane et Steele (Pruvost et al., 2008)), *Porphyridium purpureum* (Muller-Feuga (Pruvost et al., 2002)) , rayonnement incident de 1000 µmol.m^{-2}.s^{-1}) ---- 89
Figure III-3 : Rayonnement---- 96
Figure III-4 : Définition de la fraction de travail illuminée (Cornet, 2010) ---- 97
Figure III-5 : Intensité locale le long de l'épaisseur du photobioréacteur selon différentes concentrations en biomasse et à un rayonnement incident de 110 µmol.m^{-2}.s^{-1} ----100
Figure III-6 : Intensité locale le long de l'épaisseur du photobioréacteur selon différents rayonnements incidents à une concentration constante (1 g.L^{-1})----100
Figure III-7 : Intensité lumineuse locale en différents points du photobioréacteur en fonction de la concentration en biomasse avec un rayonnement incident : a) 110 µmol.m^{-2}.s^{-1} ; b) 500 µmol.m^{-2}.s^{-1} ----101
Figure III-8 : Intensité lumineuse au centre du photobioréacteur pendant une culture de 10 jours a) pour des intensités de 50, 110, 500 et 1000 µmol.m^{-2}.s^{-1} ; b) pour des intensité de 50 et 110 µmol.m^{-2}.s^{-1}----102
Figure III-9 : Concentration optimale de biomasse en fonction du rayonnement incident----103
Figure III-10 : Productivité de la biomasse sur 10 jours de culture pour différents rayonnements incidents----103
Figure III-11 : Concentration en biomasse en fonction du temps, à différents rayonnements incidents, a) sur 10 jours ; b) sur 40 jours----104
Figure III-12 : Concentration optimale en biomasse en fonction de l'intensité lumineuse incidente----106
Figure III-13 : Concentration en biomasse en fonction du temps sur une culture de 40 jours de *Chlamydomonas reinhardtii*----106
Figure III-14 : Evolution du coefficient global volumique de transfert de masse du dioxyde de carbone dans le photobioréacteur en fonction de la vitesse superficielle du gaz----109
Figure III-15 : Evolution de la production d'oxygène par les microalgues dans la plaque, à différentes intensités lumineuses, Qg = 15 L/min ----111
Figure III-16 : Evolution de la concentration en oxygène dissous dans chaque section du photobioréacteur sous différentes intensités lumineuses, à Qg = 15 L/min----112
Figure III-17 : Force motrice dans la section ascendante du photobioréacteur à différents débit de gaz et à q_0= 110 µmol.m^{-2}.s^{-1}----112
Figure III-18 : Evolution de la concentration en oxygène dissous dans la colonne ascendante à différents débit de gaz, à q_0=110 µmol.m^{-2}.s^{-1} ----113
Figure III-19 : Evolution de la concentration en oxygène dissous, Qg = 5 L/min, q_0 = 1000 µmol.m^{-2}.s^{-1} a) Concentration moyenne dans le photobioréacteur ; b) Concentration en sortie de plaque ----114

Figure III-20: Evolution de la consommation de dioxyde de carbone à différentes intensités, Qg = 15 L/min --115
Figure III-21 : Evolution de la concentration en a) dioxyde de carbone ; b) carbone inorganique total - à différents débits q_0 = 110 µmol.m^{-2}.s^{-1}, enrichissement CO_2 = 0 %, dans la colonne ascendante ----------115
Figure III-22 : Evolution de la concentration en a) dioxyde de carbone ; b) en carbone inorganique total à Qg = 5 L/min et q_0 = 110 µmol.m^{-2}.s^{-1} et différents pourcentages de CO_2 dans l'air injecté. ----------116
Figure III-23 : Evolution de la concentration en carbone inorganique total a) le long de la plaque ; b) le long de la colonne ascendante ----------117
Figure III-24 : Evolution de la concentration en carbone dans la colonne ascendante selon différentes intensités, Qg = 5 L/min, CO_2 = 1 % - a) Dioxyde de carbone dissous ; b) Carbone inorganique total ----------117
Figure III-25 : a) Croissance ; b) Productivité ; de *Chlorella vulgaris* sur une culture de 10 jours, Qg= 15 L/min et CO_2 = 1 %----------118
Figure III-26 : a) Taux de production d'oxygène ; b) Taux de consommation de dioxyde de carbone - Qg = 15 L/min, q_0 = 110 µmol.m^{-2}.s^{-1} ----------119
Figure III-27 : Evolution de la concentration en oxygène dissous a) dans la colonne ascendante, à différents débits de gaz, q_0 = 110 µmol.m^{-2}.s^{-1} ; b) en sortie de plaque, Qg = 5 L/min et q_0 = 1000 µmol.m^{-2}.s^{-1} ----119
Figure III-28 : Evolution de la concentration en CO_2 dissous à différents apports de CO_2 dans le gaz injecté, Qg = 5 L/min, q_0= 110 µmol.m^{-2}.s^{-1} ----------120
Figure III-29 : a) Evolution de la concentration en biomasse ; b) Evolution de la concentration en oxygène dissous ; à différent apport de CO_2 dans le gaz injecté, Qg = 5 L/min et q_0 = 110 µmol.m^{-2}.s^{-1}----------120
Figure III-30 : a), c), e) et g) Evolution de la biomasse (en cellules.mL^{-1}) et du taux de croissance en fonction du temps ; b), d), f) et g) Evolution de la biomasse en fonction du temps (en g.L^{-1})----------123
Figure III-31 : Productivité en fonction du temps a) Culture A ; b) Culture B ; c) Culture C et d) Culture D ---125
Figure III-32 : Evolution du logarithme de la concentration cellulaire en fonction du temps de la culture A ----126
Figure III-33 : Evolution du logarithme de la concentration cellulaire en fonction du temps des cultures B, C et D ----------126
Figure III-34 : Croissance et absorptivité des algues en fonction du temps – Culture D----------128
Figure III-35 : Absorptivité du milieu contenant les algues en fonction de la concentration algale ----------128
Figure III-36 : Intensité lumineuse en entrée et sortie de la plaque - Culture D ----------129
Figure III-37 : Concentration cellulaire - Comparaison données expérimentales et Modèle - Culture B ---------130
Figure III-38 : Concentration cellulaire - Comparaison données expérimentales et Modèle a) Culture A ; b) Culture B ; c) Culture C et d) Culture D ----------130
Figure III-39 : Concentration en oxygène dissous en bas de la colonne ascendante - Culture D ----------131
Figure III-40 : Evolution de la température du liquide en bas de la colonne ascendante - Culture D----------132
Figure III-41 : Culture D – a) Hauteur de liquide dans la colonne ascendante ; b) Volume évaporé ----------133

Chapitre IV

Figure IV-1 : Température du liquide en sortie de plaque selon l'orientation : a) Nord ; b) Sud----------140
Figure IV-2 : Température du liquide en sortie de plaque selon l'orientation : a) Est ; b) Ouest ; c) Horizontale – d) Température de l'air extérieur----------141
Figure IV-3 : a) et c) Energie de chauffage et énergie produite par la combustion de la biomasse ; b) et d) Energie de refroidissement. a) et b) T = 25 °C ; c) et d) T = 20 °C ----------142
Figure IV-4 : a), c) et e) Energie de chauffage et énergie produite par la combustion de la biomasse ; b), d), f), Energie de refroidissement. a) et b) T = 15 °C ; c) et d) T = 10 °C ; e) et f) T = 5 °C----------143
Figure IV-5 : a) Biomasse produite selon l'orientation des plaques ; b) Intensité lumineuse en entrée des plaques selon leur l'orientation – T = 25 °C----------144
Figure IV-6 : a) et c) Energie de chauffage et énergie produite par la combustion de la biomasse ; b) et d) Energie de refroidissement. a) et b) T = 25 °C ; c) et d) T = 20 °C ----------145
Figure IV-7 : a), c) et e) Energie de chauffage et énergie produite par la combustion de la biomasse ; b), d) et f) Energie de refroidissement. a) et b) T = 15 °C ; c) et d) T = 10 °C ; e) et f) T = 5 °C ----------146
Figure IV-8 : Solutions de l'optimisation du cas 1 ----------148
Figure IV-9 : Solutions d'optimisations pour les cas 2 et 3 ----------149
Figure IV-10 : a) Energie de chauffage et énergie produite par la combustion de la biomasse ; b) Energie de refroidissement ----------150
Figure IV-11 : a) Energie de chauffage et énergie produite par la combustion de la biomasse ; b) Energie de refroidissement ----------151
Figure IV-12 : a) Energie de chauffage et énergie produite par la combustion de la biomasse ; b) Energie de refroidissement ----------152

Liste des tableaux

Chapitre I

Tableau I-I : Exemple de productivité selon le moyen de production ---------- 26
Tableau I-II : Caractéristiques techniques du photobioréacteur ---------- 30
Tableau I-III : Comparaison du photobioréacteur avec les systèmes de cultures existants ---------- 32

Chapitre II

Tableau II-I : Calcul de la vitesse terminale des bulles selon les équations de Wallis (1969) ---------- 42
Tableau II-II : Diamètre et vitesse terminale des bulles dans la colonne ascendante du photobioréacteur à plusieurs débits de gaz ---------- 43
Tableau II-III : Corrélations empiriques pour la rétention de gaz dans des airlifts ---------- 46
Tableau II-IV : Perte de pression des différentes sections du photobioréacteur à différents débits de gaz -------- 48
Tableau II-V : Corrélations pour le coefficient global volumique du transfert de masse ---------- 59
Tableau II-VI : Corrélations pour déterminer le coefficient de dispersion axiale ---------- 64
Tableau II-VII : Nombre de Reynolds des différentes phases dans chaque section du photobioréacteur ---------- 70

Chapitre III

Tableau III-I : Temps de culture nécessaire pour atteindre l'intensité de compensation au centre du photobioréacteur ----------102
Tableau III-II : Concentration maximale et productivité maximale de *Chlorella vulgaris* dans la littérature ----105
Tableau III-III : Propriétés optiques et taux de croissance maximale de *Chlamydomonas reinhardtii* (Takache et al., 2010) ----------105
Tableau III-IV : Conditions opératoires des cultures ----------122

Chapitre IV

Tableau IV-I : Bilan énergétique annuel d'un mètre carré de plaque orientée vers l'Est ----------144
Tableau IV-II : Bilan énergétique annuel d'un mètre carré de plaque orientée vers l'Est ----------147
Tableau IV-III : Température optimale de culture selon la saison et l'orientation des plaques de cultures -------149
Tableau IV-IV : Bilan énergétique annuel selon l'orientation des plaques ----------150
Tableau IV-V : Température optimale de culture selon la saison et l'orientation des plaques de cultures --------151
Tableau IV-VI : Bilan énergétique annuel selon l'orientation des plaques ----------151
Tableau IV-VII : Température optimale de culture selon la saison et l'orientation des plaques de cultures -----152
Tableau IV-VIII : Bilan énergétique annuel selon l'orientation des plaques ----------153

Introduction générale

De nos jours, les problèmes environnementaux (pollution, concentration de dioxyde de carbone dans l'atmosphère), et énergétiques (raréfaction des sources fossiles et augmentation de la consommation énergétique) amènent à réfléchir à de nouvelles sources autres que les sources fossiles pour la production d'énergie. La biomasse, et plus particulièrement les êtres photosynthétiques sont regardés avec intérêt pour leur capacité à produire de l'énergie (biocarburant) et à fixer le dioxyde de carbone. Les microalgues ont eu un récent gain d'intérêt par rapport aux autres biomasses du fait de la productivité de leur photosynthèse comparée aux cultures terrestres, de leur très gros potentiel pour la production de biodiesel et de leurs nombreuses applications. Les microalgues pourraient donc être une partie de la solution aux problèmes énergétiques et environnementaux actuels.

Les microalgues ont de nombreuses applications. Elles sont actuellement cultivées de manière industrielle pour les industries de la nutrition animale et pour l'alimentation humaine. Elles sont productrices de nombreuses molécules à haute valeur ajoutée (oméga 3, béta-carotène, antioxydant) utilisées dans les industries pharmaceutiques et cosmétiques. Les microalgues suscitent aujourd'hui un grand intérêt pour la production à grande échelle de biocarburant algal (biodiesel, biohuile, biohydrogène). Mais la production de microalgues pour ces applications ne sont viables à grande échelle sur différents aspects (économique, énergétique et environnemental) que si la production d'algues est conçue par une vision systémique. En l'occurrence, par un couplage avec le traitement des eaux usées (pour réduire la pression sur l'usage de l'eau et l'usage d'intrants) par les algues ainsi que par la valorisation complète de la biomasse produite. De même, la minimisation des besoins énergétiques de la phase de culture passe par une conception adaptée et intégrée du moyen de culture.

L'objectif de la thèse est de modéliser et de caractériser expérimentalement un nouveau concept de photobioréacteur et d'étudier son intégration énergétique.

Le premier chapitre de la thèse présente la biologie des microalgues et leurs moyens de production. Ce passage bibliographique montrera que les systèmes actuels de culture de microalgues ne sont pas adaptés. Ainsi, un nouveau photobioréacteur est proposé pour être étudié dans ce travail de thèse. Le concept est de coupler un système de captage lumineux (plaque mince) avec un airlift. Cette nouvelle architecture de photobioréacteur permet d'avoir un système où la circulation hydraulique, créée par l'injection de gaz, et les échanges gaz/liquide sont découplés de la fonction de captation lumineuse. Ce photobioréacteur permet de tirer parti des avantages de chaque type de photobioréacteur existant, en couplant un système plan pour la phase croissance avec un système cylindrique airlift pour l'enrichissement en CO_2 et en nutriments.

Les deuxième et troisième chapitres de la thèse modélisent et caractérisent expérimentalement sous différents aspects ce nouveau système de production.

Le deuxième chapitre de la thèse présente tout d'abord une modélisation de l'hydrodynamique du système. Cette modélisation permet de prédire la vitesse des différentes phases présentes dans le photobioréacteur (phase liquide et phase gazeuse) en chaque section du système. Cela permet aussi de définir la rétention de gaz dans le photobioréacteur qui est un paramètre important car il influence les coefficients de transfert de masse et de chaleur et influe sur l'étendue du mélange. Les phénomènes de transferts de masse et de chaleur sont aussi modélisés dans le photobioréacteur uniquement en air et eau.

Le troisième chapitre présente la caractérisation et la modélisation des phénomènes ayant lieu avec les microalgues. Les algues ayant besoin de lumière pour croitre, la distribution de la lumière dans le photobioréacteur est modélisée. Ce modèle est couplé à un modèle de croissance des microalgues suivant la loi de Monod. Les modèles de transferts de masse et de chaleur sont adaptés pour intégrer les phénomènes de transferts avec les microalgues. L'ensemble de ces modèles sont couplés pour former un modèle global qui est confronté à des résultats de cultures de microalgues réalisées sur le pilote dans la dernière partie de ce chapitre.

Dans le dernier chapitre, les modèles créés sont utilisés pour étudier l'intégration de la culture d'algues dans un contexte plus complexe : l'intégration des plaques minces du photobioréacteur aux parois d'un bâtiment. Le modèle global permettra d'étudier l'effet les différentes orientions (Nord, Sud, Est, Ouest en vertical sur les façades et à l'horizontal sur les toits terrasses) sur les températures et la productivité du système. Les températures de cultures sont optimisées grâce au modèle pour diminuer les besoins énergétiques du système. A la suite de cette optimisation, certaines perspectives sur l'intégration énergétique d'un tel système sont proposées.

Chapitre I. Microalgues : Biologie et Moyens de culture - Système expérimental

De nos jours, les problèmes environnementaux et énergétiques amènent à réfléchir à de nouvelles sources autres que les sources fossiles pour la production d'énergie. La biomasse, et plus particulièrement les microalgues, sont regardées avec intérêts pour leur capacité à produire de l'énergie (biocarburant) et à fixer le dioxyde de carbone (Razzak et al., 2013). Elles ont eu un récent gain d'intérêt par rapport aux autres biomasses du fait de la productivité de leur photosynthèse comparée aux cultures terrestres, de leur très gros potentiel pour la production de biodiesel (Zijffers et al., 2010) et de leurs nombreuses applications. Les microalgues pourraient donc être une partie de la solution aux problèmes énergétiques et environnementaux actuels.

Les microalgues ont des applications agronomiques comme la nutrition animale (aquaculture principalement (Loubière et al., 2009)) et l'alimentation humaine par le biais des compléments alimentaires. La production de microalgues pour ces applications existe déjà à grande échelle depuis plusieurs décennies en Asie (Spolaore et al., 2006). De plus, les microalgues peuvent être considérées comme des usines cellulaires car elles produisent de nombreuses molécules à fortes valeurs ajoutées comme les omégas 3, des polysaccharides, des antioxydants et des molécules bioactives (anticancéreuse par exemple). La microalgue *Dunaliella salina* est produite commercialement (en Australie, Israël et Usa) pour son béta-carotène et est la troisième industrie majeure des microalgues (Spolaore et al., 2006). Les microalgues peuvent être aussi génétiquement modifiées pour produire par exemple des molécules à intérêt médical ou pour augmenter l'efficacité de la photosynthèse, augmenter la quantité d'huile dans la biomasse, améliorer la tolérance à la température… pour des meilleures performances lors des cultures (Zeng et al., 2011 et Chisti, 2007). De nouvelles applications, notamment énergétiques, avec la production de biocarburants tels que le biodiesel, le biohydrogène, commencent à être regardées pour une production à une grande échelle. Les microalgues peuvent aussi traiter les eaux usées en utilisant les nutriments et oligoéléments présents abondamment dans celles-ci. Les microalgues sont aussi capables de capter les métaux lourds (Becker, 1994 ; Razzak et al, 2013). Les microalgues ont également un fort potentiel à diminuer l'accumulation de dioxyde de carbone dans l'atmosphère (Degen et al., 2001 ; Zhang et al., 1999) et pourraient le capter à partir de fumées industrielles (Concas et al, 2012, Hadj-Romhane et al., 2012, Suali et Sarbatky, 2012). Plusieurs auteurs (Christenson et Sims, 2011 et Cadoret et Bernard, 2008) ont estimé que la production de biocarburant à partir de la biomasse algale ne serait viable que si la production d'algue est couplée : soit avec un traitement d'eaux usées ou avec la production de composés à hautes valeurs ajoutées et avec l'utilisation d'un maximum d'énergie solaire (Cadoret et Bernard, 2008). De nos jours, d'après Brennan et Owende, 2010, le développement pour une commercialisation viable n'est pas au point, plusieurs challenges restent à résoudre comme la sélection des espèces : équilibre entre biocarburant produit et co-produits ou croissance sur eaux usées, atteindre une haute efficacité photosynthétique ainsi que de nombreux problèmes techniques liés au moyen de production (perte CO_2, évaporation de l'eau…) ainsi que des problèmes d'ordre économique (grand coût de la culture, de la récolte des microalgues et de l'extraction des lipides) (Concas et al., 2012).

Aujourd'hui, les cultures de microalgues au niveau mondial sont très énergivores et encore peu productives (20-30 t/ha/an). Les nouvelles applications, notamment énergétiques, des microalgues demandent des productions importantes en biomasse avec une forte productivité des microalgues et une logique d'intégration de leur système de culture pour que leur production soit économiquement, énergétiquement et environnementalement rentable et viable.

Les étapes classiques de la culture au sens large des microalgues sont : la sélection des espèces à cultiver, la production en laboratoire des espèces, la culture, la récolte, l'extraction si besoin. Cette thèse s'intéresse à un moyen de culture économiquement viable, compact, contrôlable et à forte productivité. Les autres aspects de la culture de microalgues ne seront pas traités.

Ce chapitre introduit tout d'abord la biologie des microalgues et définit les paramètres important pour la maitrise de la culture des microalgues. Puis différents systèmes de production des microalgues seront présentés et comparés. Enfin, le système de production étudié dans cette thèse sera présenté et les objectifs techniques et scientifiques de la thèse seront définis.

1. Biologie des microalgues

1.1. Biologie

Les microalgues sont des êtres unicellulaires eucaryotes, c'est à dire comportant un noyau. Elles sont de formes et de tailles variées, allant de quelques micromètres à plusieurs dizaines de micromètres (Cadoret et Bernard, 2008). Présentes dans tous les milieux (salins, eaux douces, milieu aride…), les microalgues représentent la majorité du plancton marin et produisent l'essentiel de l'oxygène atmosphérique (Berberoglu et al., 2009). Le nombre d'espèces est estimé de 200 000 à 1 000 000, ce qui représente un grand potentiel et une grande diversité par rapport aux 250 000 espèces végétales recensées (Cadoret et Bernard, 2008 ; Pulz et Gross, 2004). Sur ce grand nombre d'espèces de microalgues estimées, environ 10 000 espèces sont connues et, malgré un intérêt croissant des industriels depuis la moitié du 20ème siècle, seulement quelques dizaines de microalgues sont cultivées à une échelle industrielle (Degen et al., 2001 ; Spolaore et al., 2006). La majorité des microalgues croissent à une température de 25-35°C avec un pH neutre (Zeng et al., 2011). Les microalgues sont classées par famille selon des caractéristiques communes :

- Diatomées ou bacillariophycées : c'est le groupe le plus important d'eucaryotes photosynthétiques car ils sont les principaux fixateurs de CO_2 en milieu aquatique. Il existe 265 genres de diatomées et près de 10 000 espèces qui sont réparties à 50 % en eau douce et 50 % en eau de mer. Les diatomées représentent 80 % de la biomasse (plancton marin) consommée par les poissons. Elles sont responsables de 20 % de la production carbonée océanique (Cadoret et Bernard, 2008). Elles ont la particularité d'être entourées d'une coque de silice appelée frustule.
- Algues vertes ou chlorophycées : très répandues, elles sont riches en un pigment vert qui leur donne leur couleur : la chlorophylle.
- Algues brunes ou chromophycées.
- Algues rouges ou rhodophycées : ces algues contiennent un pigment rouge : la phycoérythrine. Elles sont trouvées à la fois en eaux douces et marines.
- Cyanobactéries : Les cyanobactéries ne sont pas à proprement parler des microalgues car ce sont des procaryotes (absence de noyau) photosynthétiques mais elles sont souvent classées comme telles et parfois appelées algues bleu-vert.

Les microalgues sont des microorganismes. Comme l'ensemble des microorganismes, les microalgues ont une courbe de croissance divisée en quatre temps (Figure I-1). Cette courbe est caractéristique de la croissance des microalgues en milieu non renouvelé, c'est-à-dire en milieu naturel ou en mode de culture batch.

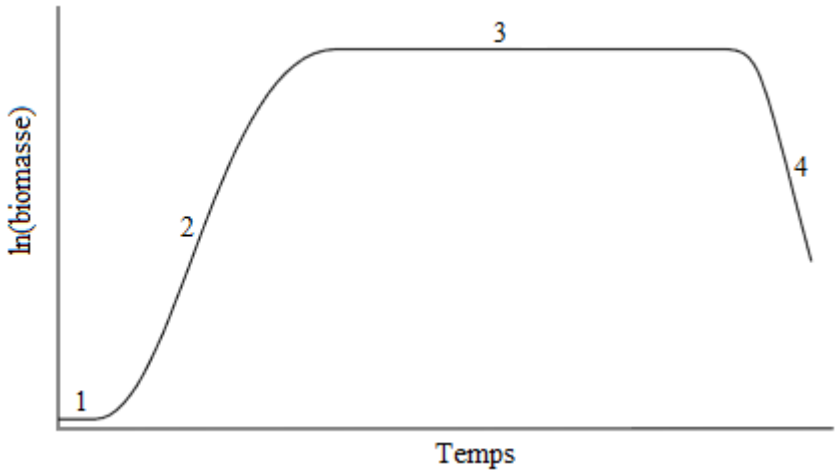


Figure I-1 : Les phases de croissance des microorganismes (D'après FAO,1996)

1. Phase de latence : La phase de latence correspond à la période où le microorganisme s'adapte au milieu, la vitesse de croissance durant cette période est quasi nulle.
2. Phase exponentielle : C'est la phase où la vitesse de croissance est à son maximum et est constante. Les microorganismes se multiplient et la mortalité est faible.
3. Phase stationnaire : Durant cette phase, la capacité du milieu est atteinte, la croissance est nulle, le taux de reproduction est égal au taux de mortalité.
4. Phase de déclin : Phase durant laquelle les microorganismes meurent et ne se reproduisent plus.

Les microalgues sont des organismes photoautotrophes, c'est dire que leur source d'énergie est la lumière et que leur source de carbone est un carbone inorganique comme le dioxyde de carbone. Cependant certaines microalgues sont capables de se développer sans lumière, elles sont dites hétérotrophes. Leur source de carbone peut être différents composés organiques comme le glucose (Cadoret et Bernard, 2008). Certaines algues peuvent se développer en combinant les deux modes, ce sont des organismes mixotrophes.

Par rapport aux autres biomasses, le taux de croissance des microalgues est 50 fois supérieur à celui des plantes terrestres (Suali et Sarbatly, 2012). Les microalgues produisent 20 fois plus d'huiles que les cultures terrestres d'oléagineux (Park et al., 2011). Les microalgues ont une plus grande efficacité photosynthétique, elles fixent donc plus de dioxyde de carbone que les plantes terrestres (Suali et Sabartly, 2012 et Langley et al., 2012). Au niveau des besoins en eau, la fixation d'un kilogramme de carbone nécessite 140 à 200 kg d'eau, ce qui est peu en comparaison avec les arbres (550 kg d'eau) (Berberoglu et al., 2009).

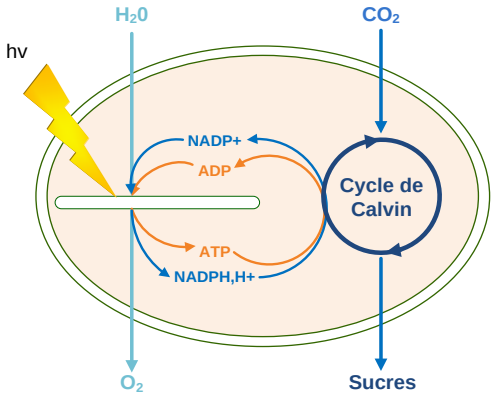
1.2. Photosynthèse

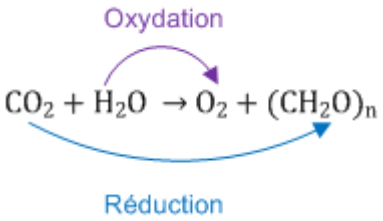
1.2.1. Principe

Les microalgues sont des eucaryotes autotrophes, c'est à dire qu'elles transforment le dioxyde de carbone inorganique (ou minéral), comme celui présent dans l'air, en matière organique. Cette transformation s'effectue grâce à l'énergie lumineuse par un processus unique de conversion de l'énergie solaire : la photosynthèse (Masojidek et al., 2004). Les

microalgues ont un rendement photosynthétique élevé (rapport de l'énergie lumineuse incidente sur l'énergie stockée dans les microalgues) (Cadoret et Bernard, 2008).

Le principe de la photosynthèse a été découvert par Priestley en 1780, le dioxyde de carbone est absorbé par les plantes grâce à un pigment vert : la chlorophylle. Lors de la photosynthèse, par action de la lumière, le dioxyde de carbone est réduit en sucre $(CH_2O)_n$ servant à la construction des réserves (des sucres comme l'amidon ou des huiles). L'eau est quant à elle photo-oxydée en oxygène. La photosynthèse est donc la transformation de carbone inorganique en matière organique ou encore la transformation d'énergie lumineuse (représentée par $h\nu$ dans la Figure I-2) en énergie chimique, c'est un processus de capture de l'énergie (Grobbelaar, 2000).





(I-1)

Figure I-2 : La photosynthèse - Réaction globale

La photosynthèse se déroule dans les membranes thylacoïdiennes des chloroplastes où sont situés des pigments photorécepteurs (chlorophylles, caroténoïdes) (Figure I-3).

Le chloroplaste est un organite typique des cellules végétales et a pour principal composant la chlorophylle (pigment vert). Il est composé d'une phase aqueuse (stroma) et de couches de membranes lipoprotéiques : les thylacoïdes. Les thylacoïdes sont des « lamelles » disposées parallèlement à l'axe principal du chloroplaste, la membrane thylacoïdienne forme une vésicule plate, formant un espace intra-thylacoïdien : le lumen. Les membranes thylacoïdiennes sont majoritairement composées d'acides gras polyinsaturés (Hu, 2004).

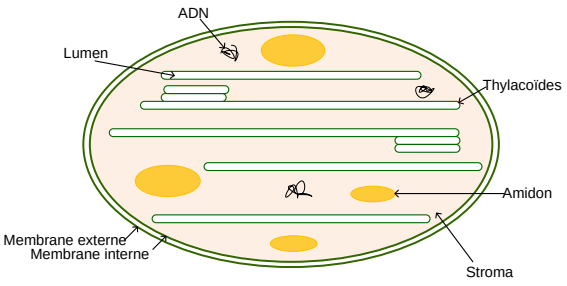


Figure I-3 : Structure d'un chloroplaste

La photosynthèse permet la transformation de l'énergie lumineuse en énergie chimique. Cette transformation est possible grâce à la chaîne photosynthétique et au cycle de Calvin. La photosynthèse se déroule en deux phases :

- La phase photochimique dite éclairée (chaîne photosynthétique), dépend directement de la lumière : phase de conversion de l'énergie lumineuse en énergie chimique au niveau des membranes thylacoïdiennes ;
- La phase dite obscure (cycle de Calvin), non dépendante directement de la lumière : phase de synthèse de matière organique (sucres) à partir de produits issus de la phase photochimique et du CO_2 atmosphérique dans le stroma du chloroplaste.

1.2.2. Phase photochimique

La phase photochimique est la phase dite éclairée de la photosynthèse, elle se déroule dans les membranes thylacoïdiennes, en présence de lumière. La captation de l'énergie lumineuse s'effectue grâce aux pigments photorécepteurs présents dans la membrane des thylacoïdes. Les pigments majoritairement présents sont la chlorophylle et les caroténoïdes (comme le bêta-carotène). Ces pigments sont regroupés dans les photosystèmes pour capter au mieux la lumière. Un photosystème est une entité composée d'une antenne et d'un centre réactionnel. L'antenne, intégrée dans la membrane thylacoïdienne, est composée de centaines de pigments associés à des protéines et des lipides.

1.2.2.1. La lumière, source d'énergie des microalgues

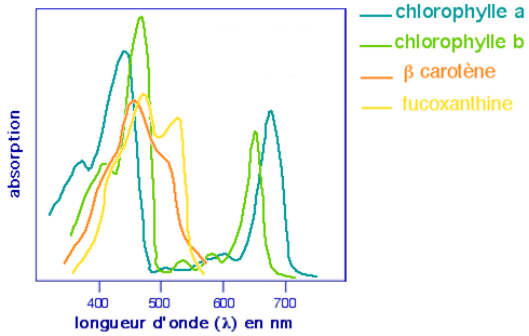


Figure I-4 : Spectre d'absorption des pigments photosynthétiques

La lumière est un rayonnement électromagnétique qui voyage à environ $3*10^8$ m.s^{-1}. Le rayonnement utile à la photosynthèse, appelé PAR (de l'anglais, Photosynthetically Active Radiation), a une longueur d'onde comprise entre 400 et 700 nm et qui correspond plus au moins à la plage de longueur d'onde de la lumière visible.

Plus spécifiquement, le spectre d'absorption de la chlorophylle est majoritairement le bleu et le rouge, avec un maximum d'absorption à 678 nm. Les caroténoïdes absorbent le plus de rayonnement entre 400 et 600 nm (avec un maximum à 440 nm (Richmond, 2004)).

Les photosystèmes des microalgues n'exploitent pas l'ensemble du PAR mais seulement 35 à 45 % du rayonnement solaire. De plus, la photosynthèse de la plupart des microalgues est saturée à 30 % des rayonnements solaires totaux soit un rayonnement de 1700 à 2000 µmol.m^{-2}.s^{-1} (Cadoret et Bernard 2008 ; Tang et al., 2011).

1.2.2.2. Fonctionnement d'un photosystème et de la captation de l'énergie lumineuse

Le photosystème est le lieu de la conversion de l'énergie lumineuse en énergie chimique. Lorsqu'un photon d'énergie $h\nu$ frappe un pigment, il provoque le déplacement d'un électron vers une orbite atomique plus externe. Ce déplacement d'électron provoque un changement d'état de la chlorophylle qui va passer d'un état fondamental (chl_a) à un état dit excité ou instable, c'est-à-dire porteur d'énergie. Quand la chlorophylle excitée ($chl_a{}^*$) revient à son état fondamental, l'énergie emmagasinée est réémise sous forme de chaleur, de fluorescence ou d'énergie d'activation d'un autre pigment.

$$chl_a + h\nu \rightarrow chl_a{}^* \rightarrow chl_a + énergie \qquad \textbf{(I-2)}$$

Le pigment contigu est excité à son tour et l'énergie libérée va exciter un autre pigment et ainsi de suite jusqu'au centre réactionnel du photosystème où une chlorophylle dite « piège » est excitée et va émettre un électron (Equation (I-3)). La chlorophylle piège sera alors oxydée ($chl_a{}^+$).

L'eau, par son oxydation, permettra à la chlorophylle de retrouver son état fondamental. L'électron émis va être pris en charge par différents couples d'oxydoréduction et va former la chaîne photosynthétique qui est un flux d'électron dans la membrane thylacoïdienne.

$$chl_a + h\nu \rightarrow chl_a* \xrightarrow{e^-} chl_a{}^+ \xrightarrow{e^-} chl_a \qquad \textbf{(I-3)}$$

(H_2O et O_2)

L'état excité d'un pigment dure très peu de temps (10^{-13} à 10^{-18} s) et la molécule retourne ensuite à son état fondamental.

1.2.2.3. Principe de la chaîne photosynthétique

Le rôle principal des réactions de la phase photochimique est de créer un réducteur biochimique : le NADPH (Nicotinamide Adenine Dinucleotide Phosphate) et un composé hautement énergétique : l'ATP (Adénosine TriPhosphate**)**. Ces deux molécules sont nécessaires pour l'assimilation du carbone inorganique (Hu, 2004)

La chaîne photosynthétique est composée de trois complexes macromoléculaires intégrés dans la membrane thylacoïdienne : le photosystème II (PS II), le complexe cytochrome b6/f et le photosystème I (PS I). La translocation des électrons entre les différents complexes s'effectue par de petites molécules, transporteurs d'électrons et de photons : les plastoquinones, plastocyanines et ferrédoxines (Figure I-5). Le transfert d'électron se fait en passant d'un couple rédox faible vers un potentiel redox plus élevé (Figure I-6).

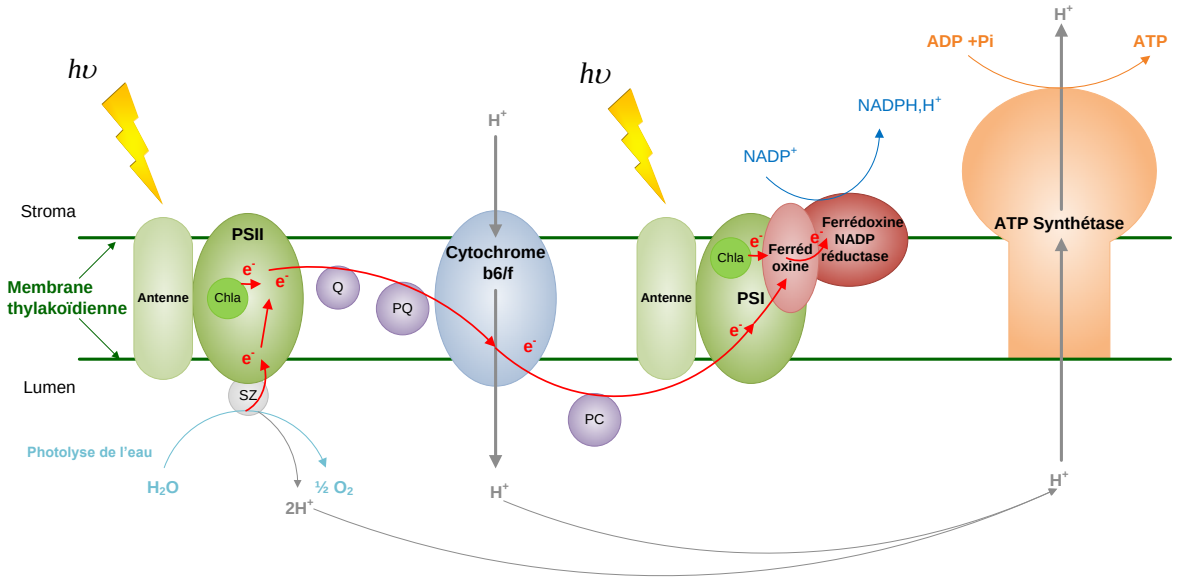


Figure I-5 : La chaîne photosynthétique

La chaîne photosynthétique commence par un impact lumineux sur une antenne de réception accolée au photosystème II. Les photons captés, d'une longueur d'onde comprise entre 400 et 700 nm, excitent les pigments jusqu'au centre réactionnel où la chlorophylle piège passe dans un état excité puis oxydé, libérant ainsi un électron. Le centre réactionnel du PS II fonctionne à un équivalent énergétique d'un photon à 680 nm et est nommé P680. L'énergie excédentaire contenue par les photons des longueurs d'ondes inférieures est réémise sous forme de chaleur ou de fluorescence.

Le retour de la chlorophylle piège oxydée à un état fondamental s'effectue en réaction avec un complexe SZ qui va simultanément oxyder l'eau. L'oxydation de l'eau (ou photolyse) va produire de l'oxygène, des électrons et des protons.

Les électrons issus de la photolyse de l'eau vont rejoindre les électrons issus de l'impact lumineux. Ces électrons sont transférés vers le complexe b6/f par des quinones (Q) puis des plastoquinones (PQ). Ce transfert spontané exergonique (qui libère de l'énergie) est couplé par un trajet endergonique de protons du stroma vers le lumen au niveau du complexe b6/f.

Les électrons sont ensuite transférés par la plastocyanine (PC), qui opère dans le lumen, vers le photosystème I (PS I). Le PS I fonctionne à un équivalent énergique d'un photon à 700 nm et fonctionne comme le photosystème II. Les électrons sont transférés à la ferrédoxine puis à la ferrédoxine NADP réductase qui va réduire le $NADP^+$ en NADPH.

L'accumulation des protons, venant de la photolyse de l'eau et du pompage par le complexe b6/f entraine un gradient de protons dans le lumen du thylacoïde. Ce gradient va générer une force proton-motrice qui peut être utilisée pour la formation d'ATP. Le gradient entraine donc le passage spontané des protons par l'ATP synthétase, formant ainsi de l'ATP. Cette formation d'ATP, dépendante de la lumière est appelée phosphorylation.

L'ensemble de cette chaîne réactionnelle donne l'équation globale de la phase photochimique acyclique (Equation (I-4).

$$4h\nu + H_2O + NADP^+ + ADP + Pi \rightarrow NADPH, H^+ + ATP + \frac{1}{2}O_2 \qquad \textbf{(I-4)}$$

L'équation (I-4) montre que quatre photons sont nécessaires pour former un ATP et un NADPH.

La chaîne photochimique non cyclique est donc totalement dépendante des deux impacts lumineux sur les PS II et PS I qui abaissent leur potentiel d'oxydoréduction permettant ainsi le trajet spontané d'électron exergonique (générateur d'énergie). L'énergie va se trouver sous forme de coenzyme réduite de type $NADPH,H^+$ en fin de chaîne mais aussi sous forme d'ATP (Figure I-6).

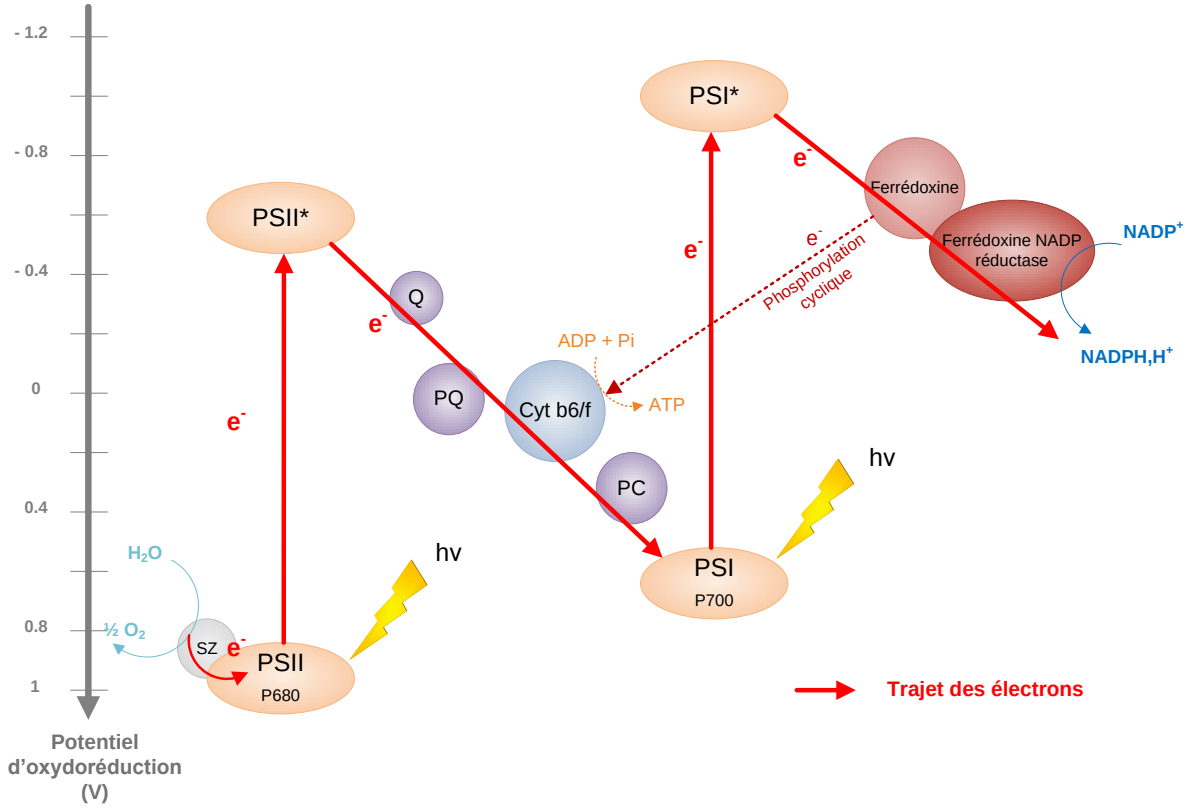


Figure I-6 : Schéma Z de la photosynthèse

La formation d'ATP (ou phosphorylation) peut aussi fonctionner de manière cyclique. Au niveau du PS I, les électrons émis par la chlorophylle reviennent réalimenter le complexe b6/f (shunt d'électron). Lorsqu'il y a une quantité suffisante de NADPH, leur production est bloquée, les électrons se recyclent pour produire plus d'énergie sans produire de NADPH.

1.2.3. Phase d'assimilation de CO_2 ou phase obscure (non dépendante de la lumière)

Cette phase se déroule dans le stroma et ne nécessite pas directement de la lumière.

Cette phase va réduire le CO_2 en matières organiques (glucides, lipides et protéines) (Zeng et al., 2011). L'ATP et le NADPH,H^+ formés lors de la phase photochimique sont nécessaires pour la fixation du carbone. Le CO_2 va interagir avec le ribulose 1-5,diphosphate dans une réaction catalysée par l'enzyme nommée RubisCo. Cette enzyme est donc responsable de la fixation catalytique du CO_2 dans la cellule (Langley et al., 2012). La fixation de carbone est dépendante des produits créés pendant la phase éclairée mais ne dépend pas directement de l'énergie lumineuse. Par contre cette phase a besoin d'un apport continu en ribulose 1-5,diphosphate. Cette molécule est régénérée lors du cycle de Calvin (Figure I-7). Le cycle de Calvin est composé de trois phases : la phase de carboxylation (intégration du CO_2), la phase de réduction, la phase de régénération (Hu, 2004).

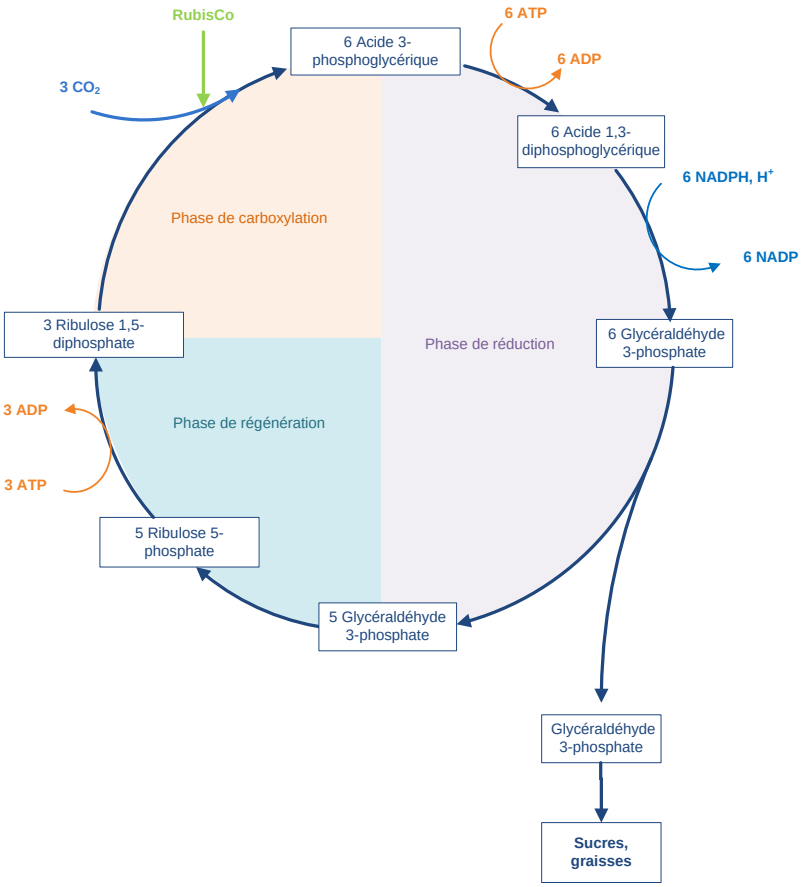


Figure I-7 : Cycle de Calvin

Pour une molécule de CO_2 fixée, trois molécules d'ATP et deux molécules de NADPH,H^+ sont consommées.

Dans des conditions optimales, 10 à 16 moles de photons sont nécessaires pour fixer une mole de CO_2 (Richmond, 2004). En théorie huit moles de CO_2 sont nécessaires. Les moles en plus correspondent aux besoins minimum de la cellule en énergie. (Cadoret et Bernard, 2008).

1.2.4. Respiration cellulaire

Quand il n'y a plus de source lumineuse, la microalgue continue de produire de l'ATP et du NADPH par respiration cellulaire ou respiration mitochondriale. La respiration cellulaire a lieu dans les mitochondries. Son fonctionnement est basé sur le même principe que la photosynthèse, c'est-à-dire le transfert d'électron d'un complexe membranaire à un autre (Figure I-8).

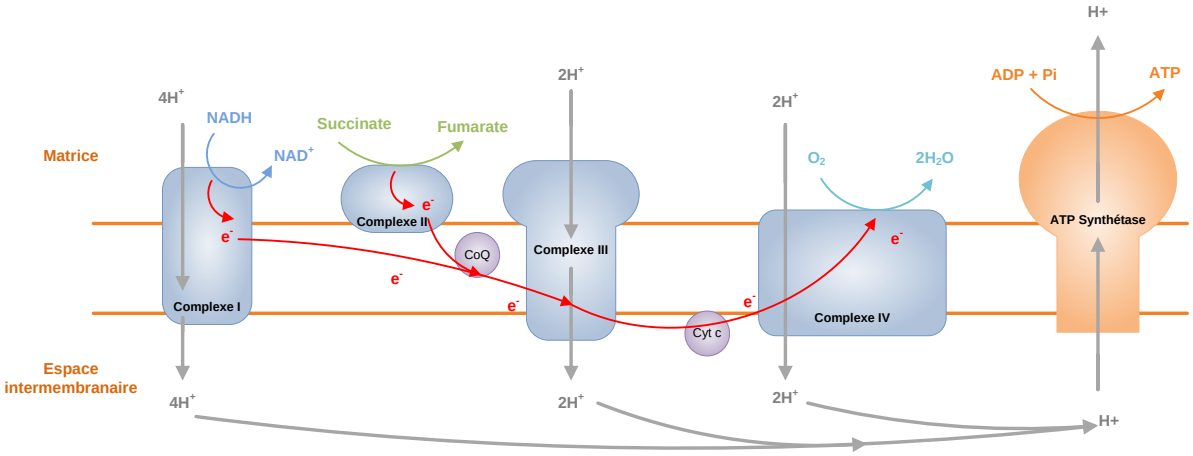


Figure I-8 : La chaîne respiratoire

Quatre complexes multienzymatiques, localisés dans la membrane interne des mitochondries, forment la chaîne respiratoire. Ces complexes vont transporter les électrons jusqu'à la transformation d'oxygène en eau. Les complexes sont aussi des pompes à protons, ils s'accumulent dans l'espace inter membranaire, créant un gradient de protons. Ce gradient de protons permet la synthèse d'ATP par l'ATP synthétase.

La respiration cellulaire permet la consommation d'oxygène et la formation d'ATP. Mais elle ne produit pas de NADPH, essentielle pour la fixation de dioxyde de carbone.

Lors de la production de microalgues, 25 % de la biomasse produite pendant la journée est perdue durant la nuit à cause de la respiration cellulaire, cette perte peut être réduite par un abaissement de la température (Chisti, 2007).

1.2.5. Photorespiration

La photorespiration est un processus compétitif avec la première phase du cycle de Calvin. L'enzyme catalysant la réaction d'intégration du CO_2 peut agir comme une oxygénase pour catalyser la réaction de l'oxygène avec la ribulose phosphate.

L'enzyme RubisCo a plus d'affinité avec l'oxygène qu'avec le dioxyde de carbone, c'est pour cela qu'une concentration élevée en oxygène inhibe la photosynthèse. La photorespiration diminue de 20 à 30 % l'efficacité de la photosynthèse (Zeng et al., 2011). Pour éviter ce phénomène, l'air pour les cultures de microalgues est enrichi en CO_2.

1.3. Besoins des microalgues - Facteurs influents sur la croissance des microalgues

Pour croître, les microalgues ont de nombreux besoins, les facteurs physiques les plus importants sont une source d'énergie, généralement la lumière et une température optimale. Et les facteurs chimiques sont la concentration disponible en dioxyde de carbone et un apport en macronutriment et en oligo-éléments (Burlew, 1953). La croissance algale est affectée par plusieurs paramètres comme le mélange et la concentration en oxygène.

1.3.1. Lumière

La lumière est le facteur le plus important pour la croissance photosynthétique des algues. Elle a un effet sur la composition cellulaire des microalgues (photoadaptation ou photoacclimatation) (Hu, 2004). L'énergie radiative ne s'accumule pas, c'est pour cela que la lumière doit être fournie en permanence et doit être considérée comme un substrat (Grima et al, 1996 ; et Miron et al., 2000).

A de faibles intensités lumineuses, le taux de photosynthèse (ou activité photosynthétique) dépend linéairement de l'intensité lumineuse mais avec l'augmentation de l'intensité lumineuse, l'activité de la photosynthèse augmente jusqu'à atteindre un plateau, ce phénomène est la photolimitation. Sous de plus fortes intensités lumineuses, l'activité de la photosynthèse diminue, ce phénomène est appelé la photoinhibition (Figure I-9). Par contre, lors de culture à de grandes concentrations cellulaire, la zone « photoinhibée » est très proche de la zone noire, il est impossible de savoir quelles cellules sont photoinhibées et quelles cellules sont photolimitées (Grima et al., 1996). Un bon mélange de la culture permet dans ce cas de réduire le nombre de cellules photoinhibées et photolimitées.

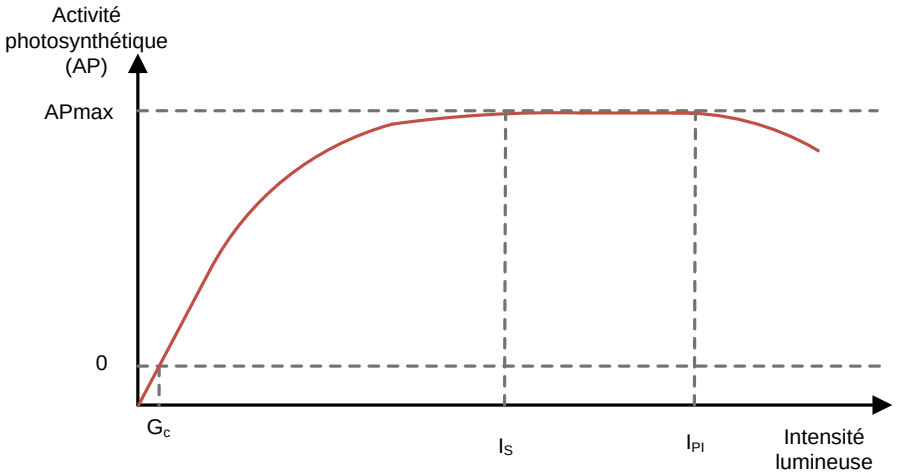


Figure I-9 : Activité photosynthétique en fonction de l'intensité lumineuse (Masojidek et al., 2004)

Avant une certaine intensité lumineuse (G_c : Intensité de compensation) il n'y a pas d'activité de photosynthèse. Seule l'activité de respiration cellulaire est présente. L'intensité de compensation est l'intensité où la photosynthèse compense juste la respiration.

L'intensité lumineuse de saturation (I_S) est l'intensité où l'efficacité de la photosynthèse (ou taux de photosynthèse) est maximale (photolimitation). L'intensité

lumineuse d'inhibition (I_{PI}) est l'intensité où l'activité de la photosynthèse est inhibée par la lumière. D'après Barbosa et al., 2003a, la photoinhibition devient prononcée pour une intensité lumineuse supérieure à 1200 µmol.m^{-2}.s^{-1}.

L'efficacité de la photosynthèse est habituellement mesurée par le dégagement d'oxygène ou par la consommation de dioxyde de carbone. La lumière disponible est exprimée en densité de flux de photons (µE ou µmol.m^{-2}.s^{-1})[1] ou en taux d'absorption de photon (µE ou µmol.kg^{-1}.cell^{-1}.s^{-1}) (Yun et Park, 2003 ; Csögör et al., 1999).

1.3.2. Température

La température est un des facteurs physiques influençant le plus la croissance des microalgues. Pour chaque température il y a une intensité lumineuse spécifique pour atteindre le taux de photosynthèse maximal. La température optimale augmente donc avec l'augmentation de l'intensité lumineuse. Il y a aussi une température optimale pour une production de biomasse maximale[2] mais la variation de la température agit aussi sur la composition cellulaire. La diminution de la température augmente le degré d'insaturation des lipides et l'augmentation de la température entraîne l'augmentation des concentrations des pigments mais aussi une augmentation de la concentration des radicaux d'oxygène. Si les microalgues ne croissent pas à la température optimale, le besoin en carbone et en nutriment pour obtenir le même taux de croissance est plus important (Hu, 2004).

1.3.3. Carbone

Les microalgues ont besoin de carbone inorganique pour la photosynthèse, il peut être apporté sous forme de sels (bicarbonate) ou par enrichissement de l'air insufflé (car l'air ambiant ne contient pas assez de CO_2 pour la culture intensive des microalgues). Pour que les microalgues puissent utiliser le CO_2 pour la photosynthèse, celui-ci doit être solubilisé (Cadoret et Bernard, 2008). Le dioxyde de carbone, dissout dans l'eau prend plusieurs formes, en fonction du pH (Equation (I-5) et Figure I-10).

$$CO_2 + H_2O \leftrightarrow H_2CO_3 \leftrightarrow H^+ + HCO_3^- \leftrightarrow 2H^+ + CO_3^{2-} \quad \textbf{(I-5)}$$

Au niveau de la cinétique de ces réactions, la réaction redonnant du CO_2 est plutôt lente, alors que les réactions dont le HCO_3^- est le protagoniste sont presque immédiates (Becker, 1994).

[1] 1 W.m^{-2} =4,6 µmol.m^{-2}.s^{-1} (pour la lumière visible) (Masojidek et al, 2004)

[2] Le taux maximal de photosynthèse ne correspond pas forcément au taux maximal de productivité (Richmond, 2004)

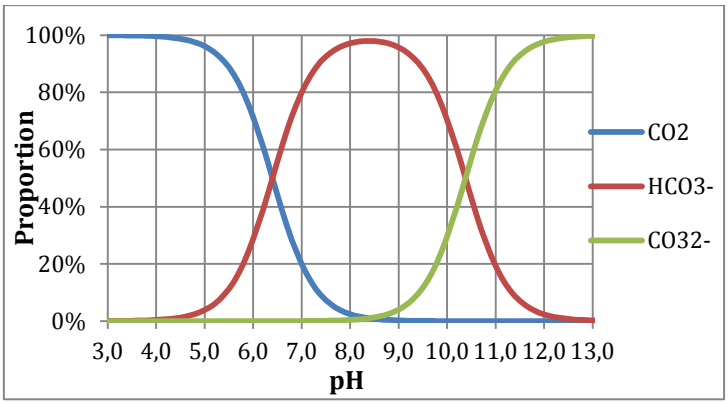


Figure I-10 : Forme du carbone dissous dans l'eau selon le pH

A un pH inférieur à 4,4, la forme du carbone très majoritaire est le dioxyde de carbone. A un pH de 6,4 il y a autant de dioxyde de carbone que d'ions bicarbonates et à un pH de 10,4 il y a autant ions carbonates que d'ions de bicarbonates. Pour un pH situé entre 8,3 et 9,5, les ions bicarbonates sont majoritaires. A partir d'un pH de 12,3 les ions carbonates sont majoritaires.

Les microalgues vivent généralement dans un milieu à un pH neutre. Le carbone dissout sera donc sous forme de dioxyde de carbone et d'ions carbonates.

Les microalgues sont très consommatrices de dioxyde de carbone, pour produire 1 kilogramme de biomasse 1,8 kg de dioxyde de carbone sont nécessaires (Cadoret et Bernard, 2008 ; Lívanský et Doucha, 1996). Le dioxyde de carbone est un produit onéreux, une alternative est d'utiliser les effluents d'usines issus de procédés de combustion, riches en dioxyde de carbone et disponibles en grande quantité, et qui contribuent au réchauffement climatique (Becker, 1994). Il est parfois nécessaire pour cela d'avoir recours à un prétraitement pour concentrer le CO_2 et réduire les substances néfastes au processus de culture.

1.3.4. Besoins nutritifs

L'azote est un élément essentiel des protéines de structure et de fonctionnement, c'est l'élément le plus important après le carbone (Becker, 1994). Le taux de croissance des microalgues est à peu près identique selon les sources d'azote utilisées (urée, nitrite, nitrate). De nombreuses études montrent l'amélioration de la production et du stockage de lipides dans le cas d'une carence en azote. Il y a aussi une accumulation des caroténoïdes secondaires dans ce cas.

Le phosphore est un macronutriment important dans les processus de métabolisme cellulaire. Une carence en phosphore peut entraîner des accumulations de pigments chez certaines microalgues, mais l'impact est plus faible qu'une carence azotée (Becker, 1994).

Les microalgues ont besoin de potassium, de fer, de silice (pour les diatomées), de soufre, de métaux sous forme de traces et de vitamines. Le fer est un oligo-élément essentiel pour la croissance des microalgues de par son implication dans le transport des électrons dans le processus de la photosynthèse (Hu, 2004).

1.3.5. Mélange

Les cultures de microalgues ont besoin d'être mélangées, continuellement ou non selon les espèces, pour plusieurs raisons (Grobbelaar, 2000 ; Richmond, 2004 ; Groobelaar, 1994) :

- Prévenir la sédimentation algale ;
- Prévenir la formation d'un gradient de nutriment ou de gaz ;
- Déplacer les cellules dans le gradient de lumière, cela diminue la photolimitation et photoinhibition (Chisti, 2007) ;
- Diminuer la concentration en oxygène dissous ;
- Augmenter les échanges de nutriments et les transferts de masse.

Le mélange est un facteur important pour avoir un grand rendement en biomasse car cela augmente la productivité et la concentration optimale (Richmond, 2004 ; Grobbelaar, 1994).

L'augmentation de la turbulence du milieu permet aussi d'augmenter les échanges de nutriments et de métabolites entre les cellules et le milieu de culture. Cependant, les algues étant sensibles au cisaillement (Barbosa et al., 2003 ; Chisti,2007), tous les types de mélange ne sont pas utilisables (comme les pompes centrifuges). Les forts régimes de turbulence ne sont généralement pas utilisés avec les microalgues car l'augmentation de la turbulence augmente le risque de dommages cellulaires. Les dommages cellulaires sont très probables en airlift ou en colonne à bulles à de fortes turbulences, (Miron et al., 1999). Les dommages cellulaires sont dus à (Contreras et al., 1998a) :

- La force hydrodynamique sur les cellules due au mélange ;
- L'interaction des cellules avec les bulles ascendantes et coalescentes et aussi avec celles au niveau de la surface.

D'après Richmond, 2004, quand la concentration en biomasse est faible, le mélange ou non ne fait pas de différence.

1.4. Conclusion

En théorie, pour une croissance maximale des microalgues, chaque facteur, physique et chimique a une valeur optimale. Quand le facteur limitant est la lumière, le taux maximal de croissance devrait donc être égal au taux maximal de photosynthèse ce qui donne un taux de croissance à 0,2 h^{-1} (Masojidek et al., 2004). Les facteurs peuvent être adaptés en fonction du produit recherché, et de la microalgue cultivée, comme des carences ou une augmentation de la salinité pour la production de lipides. Les paramètres de production et les outils de production sont donc à adapter selon l'espèce cultivée et les produits recherchés. Pour une meilleure productivité et une forte concentration en biomasse, les paramètres à optimiser sont l'accès à la lumière, l'efficacité du mélange et la température (Hu et al., 1998). Ceci permet de conclure sur l'importance capitale du moyen de culture. Une revue des systèmes les plus usuels ou en développement est présentée dans la section suivante.

2. Système de cultures des microalgues

La culture à l'échelle laboratoire et semi-industrielle est déjà bien étudiée, connue et est maitrisée, ce qui n'est pas encore le cas pour la culture à grande échelle (Singh et Sharma, 2012). Deux moyens principaux de cultures de microalgues ont été développés (Olaizola, 2003), aussi bien à l'échelle laboratoire qu'à l'échelle industrielle. Les systèmes ouverts, où une partie importante de la culture est exposée à l'atmosphère, communément appelés bassins. Les systèmes fermés, où les cultures n'ont pas, ou peu, de contact direct avec l'atmosphère. Ces systèmes sont appelés des photobioréacteurs. (Grobbelaar et Kurano, 2003). Le choix du système de production dépend du degré de contrôle nécessaire à la production du produit voulu et de sa valeur (Apt et Behrens, 1999). Au niveau industriel, les microalgues sont souvent cultivées en bassin mais la production de molécules à haute valeur ajoutée ne peut pas se faire en système ouvert (Camacho Rubio et al., 1999).

2.1. Systèmes ouverts

Les systèmes ouverts sont les systèmes d'exploitation qui ont été majoritairement utilisés pour la culture industrielle des microalgues dans les dernières décennies. Les systèmes ouverts sont plus faciles et moins chers à construire et à exploiter que les réacteurs fermés. Ces systèmes sont les moins énergivores et ont une maintenance et un nettoyage facile (Brennan et Owende, 2010). C'est pour ces raisons qu'ils sont toujours considérés à l'heure actuelle comme des systèmes de cultures viables (Langley et al., 2012), malgré leur faible productivité. Les systèmes ouverts utilisent généralement que la lumière naturelle, il n'y a donc pas de coût associé à l'apport de lumière pour ces systèmes de culture. Cependant, les microalgues dans ces systèmes de culture n'ont qu'une utilisation faible de la lumière (Razzak et al., 2013) et sont soumises aux variations journalières et saisonnières de la température et de l'intensité lumineuse (Apt et Behrens, 1999). Des problèmes de contaminations existent (par des bactéries, champignons, protozoaires et d'autres microalgues) et de grosses pertes d'eau par évaporation (Chisti, 2007) sont observées dans ce type de système de culture. Les conditions de cultures sont peu contrôlables et il existe seulement quelques microalgues assez résistantes pour croitre sous les conditions extrêmes qui sont habituelles aux bassins ouverts (haut pH, haute température ou haute salinité) (Sierra et al., 2008).

Les bassins varient par leur forme, le type de matériaux utilisés, le système de mélange du milieu. Plusieurs familles de bassin existent :



Figure I-11 : Bassins – a) Culture de *Dunaliella salina* en bassins naturels de 200 ha, Cognis nutrition (Australie) ; b) Culture de Spiruline en raceway, Californie (Andersen, 2005)

- Les bassins naturels : ces bassins non mélangés, aux conditions climatiques et nutritionnelles nécessaires aux microalgues, sont souvent utilisés pour la culture de *Dunaliella salina* ou pour la Spiruline. Ils ont en général une faible productivité (<1 $g.m^{-2}.j^{-1}$) (Figure I-11a).
- Les bassins circulaires : principalement utilisés en Asie pour la culture de *Chlorella,* ils nécessitent un fort investissement en matériel et leur agitation, par un bras rotatif placé au centre, consomme beaucoup d'énergie (Tredici, 2004 ; Lee, 2001).
- Les raceways : ce sont les bassins les plus utilisés depuis leur début dans les années 50 (Christenson et Sims, 2011), majoritairement pour la culture de Spiruline. Leur principe est de faire circuler les algues sur une faible largeur et profondeur (entre 15 et 50 cm) mais sur une grande distance. La circulation et le mélange s'effectuent grâce à des roues à aubes. La productivité de ces bassins est d'environ 20-25 $g.m^{-2}.j^{-1}$, pour une concentration cellulaire inférieure à 0,6 $g.L^{-1}$ (Tredici, 2004). L'utilisation de CO_2 n'est pas efficace dans les raceway et il y a un faible mélange (Chisti, 2007) (Figure I-11b).

2.2. Systèmes fermés

Les photobioréacteurs sont des réacteurs fabriqués à partir de matériaux transparents. Leur conception est basée sur la surface éclairée, l'efficacité du mélange et le contrôle des paramètres de culture (température, teneur en dioxyde de carbone et en oxygène, pH), pour atteindre une productivité maximale. Les systèmes fermés ont été conçus pour pallier les problèmes des bassins (Brennan et Owende, 2010). Ils offrent un environnement de culture clos, ils protègent la culture des contaminations directes, permettent un meilleur contrôle des conditions de cultures : la température est contrôlée efficacement, l'accès à la lumière est augmenté par rapport au bassin, l'évaporation du milieu de culture est minimisé, l'approvisionnement en CO_2 est facilité et ses pertes sont limités (Contreras et al., 1998a). Le photobioréacteur permet la disposition efficace de la lumière mais aussi l'enlèvement de l'oxygène produit par la photosynthèse (Babcock et al., 2002). Grâce à ce contrôle des paramètres, des microalgues plus fragiles peuvent y être cultivées. Les photobioréacteurs permettent la reproductibilité des conditions de culture ainsi qu'une forte concentration cellulaire et une forte productivité. Les bassins ont une faible productivité (0,05 à 0,1 $g.L^{-1}.j^{-1}$) et de faibles concentrations cellulaires (<1 $g.L^{-1}$) par rapport aux photobioréacteurs (concentration supérieure à 1 $g.L^{-1}$ et productivité supérieure à 0,8 à 1,3 $g.L^{-1}.j^{-1}$) (Pulz, 2001). Cependant, d'après Sierra et al., 2008, la conception des photobioréacteurs doit être optimisée pour chaque espèce de microalgues, par rapport à ses caractéristiques physiologiques et à ses

caractéristiques de croissance. De plus, les photobioréacteurs restent très chers à produire et à exploiter.

Les photobioréacteurs existent sous de nombreuses formes, mais ils peuvent être séparés en plusieurs catégories : les photobioréacteurs plans, les photobioréacteurs cylindriques, les photobioréacteurs « Plastic bag » et un type particulier de réacteurs pour la culture de microalgues en l'absence de lumière : les fermenteurs.

2.2.1. Les photobioréacteurs plans

Apparus dans les années 50, les photobioréacteurs plans ont des avantages pour la culture de masse (Sierra et al., 2008). Les photobioréacteurs plans sont des réacteurs de faibles épaisseurs, généralement inférieures à 10 cm (Chisti, 2007), cela permet de réduire le chemin lumineux (Degen et al., 2001). Ils sont disposés verticalement ou horizontalement avec une certaine inclinaison pour maximiser l'intensité lumineuse incidente (Chisti, 2007). Les plaques utilisées peuvent être des panneaux de verres ou des plaques alvéolaires en polymère.



Figure I-12 : Photobioréacteur plan (Bitog et al., 2011)

La productivité de ce système va de 24 à 50 $g.m^{-2}.j^{-1}$. La circulation s'effectue par pompe ou injection d'air. De manière générale, moins l'épaisseur de culture est importante, plus la productivité sera élevée, mais il existe une épaisseur optimale pour chaque espèce de microalgue permettant d'obtenir une productivité maximale. D'après Hu et al., 1998, les photobioréacteurs plans d'une épaisseur d'un centimètre ont un meilleur taux de croissance et une meilleure productivité. L'avantage de ce système est une grande surface d'illumination (Razzak et al., 2013 ; Brennan et Owende, 2010). Le problème principal de ce type de photobioréacteur est que le CO_2 est très mal absorbé. Ces systèmes peuvent aussi accumuler une forte concentration en oxygène dissous (Tredici, 2004), ce qui inhibe la photosynthèse, et le contrôle de la température est difficile (Razzak et al., 2013 ; Brennan et Owende, 2010).

2.2.2. Les photobioréacteurs de type cylindrique

2.2.2.1. Type colonne

Les photobioréacteurs en colonnes sont les plus employés pour les petites productions de microalgues comme pour les écloseries. Plusieurs formes de colonnes existent comme de simples colonnes à bulles, des photobioréacteurs annulaires et des photobioréacteurs à circulation par air (ou airlifts).

2.2.2.1.1. Colonnes à bulles et colonnes annulaires



Figure I-13 : Colonne à bulles (FAO, 1996)

La colonne à bulles est un cylindre vertical en matériau transparent, de diamètre variable, mais assez faible pour laisser passer la lumière jusqu'au centre de la culture. Le système est éclairé par des tubes fluorescents situés sur les côtés. Les colonnes à bulles sont mélangées et aérées par injection d'air par le bas. Les colonnes à bulles sont généralement utilisées dans l'industrie chimique, les fermentations biologiques et les traitements d'eaux usées (Lu et al., 1995).

Les photobioréacteurs annulaires, composés de deux cylindres concentriques sont éclairés en leur centre par des néons, c'est la seule différence avec les colonnes à bulles. Les cultures sont généralement réalisées en batch, où tous les nutriments sont apportés en une seule fois au début de la culture.

2.2.2.1.2. Les airlifts

L'histoire des airlifts débute en 1797 avec Lösher. Le principe de l'airlift ne sera adopté pour la conception de fermenteurs que dans les années 1940 et plus tard pour la culture de microalgues (Garcia et al., 2000). Ils sont utilisés dans de nombreux procédés industriels (Freitas et al., 2000 ; Fadavi et Chisti, 2007 ; Chisti, 1998).

Les photobioréacteurs dits airlift ou à circulation par air sont des systèmes gaz/liquide caractérisés par la circulation du fluide qui est cyclique (Merchuk et Gluz, 1999). Ils sont composés de deux sections distinctes : la colonne ascendante (riser en anglais) et la colonne descendante (downcomer en anglais). Ces deux sections sont interconnectées par le haut et par le bas (Chisti, 1989). Deux types d'airlifts existent : le photobioréacteur est désigné airlift interne à cause de la présence d'une chicane ou de deux cylindres concentriques, ou il peut être nommé airlift externe (Figure I-14) (Merchuk et Gluz, 1999).

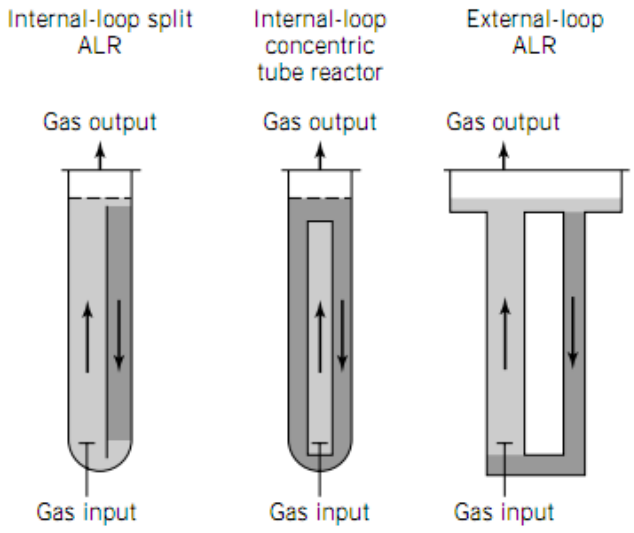


Figure I-14 : Les trois types de photobioréacteurs (Merchuk et Gluz, 1999)

Du gaz est injecté dans le compartiment ascendant, c'est la différence de densité apparente entre les deux sections qui fait la circulation du liquide (Chisti et Moo-Young, 1993 ; Al-Masry, 2004). Dans le compartiment descendant, le liquide s'écoule vers le bas du compartiment ascendant. Le gaz est rejeté par le haut et peut recirculer lorsque le débit de gaz injecté est suffisamment important.

Les airlifts ont de nombreux avantages (Merchuk et Gluz, 1999 ; Zhang et al., 2006 ; Heijnen et al., 1997 ; Razzak et al., 2013, Brennan et Owende, 2010, Vial et al., 2002 ; Moradi et al., 2013 ; Chisti, 1998 ; Zhang et al., 2006a) :

- L'excellent contact entre les phases gazeuse et liquide permet l'enlèvement des gaz produits, le mélange du milieu, la diminution du stress lié au cisaillement sur les cellules, l'absence de différents gradients (température, nutriments) et un bon taux de transfert de chaleur ;
- Il y a moins de risque de contaminations ;
- L'efficacité de l'aération et la performance de l'aération sont peu sensibles aux changements des conditions opératoires ;
- Faible énergie de fonctionnement ;
- Le mélange est contrôlé.

Les airlifts ont aussi des inconvénients (Razzak et al., 2013 ; Brennan et Owende, 2010) : ils ont un grand coût de construction et une faible surface d'illumination. L'airlift peut aussi se combiner à un photobioréacteur et lui servir de pompe pour la circulation du liquide (Chisti, 2007).

2.2.2.2. Type tubulaire

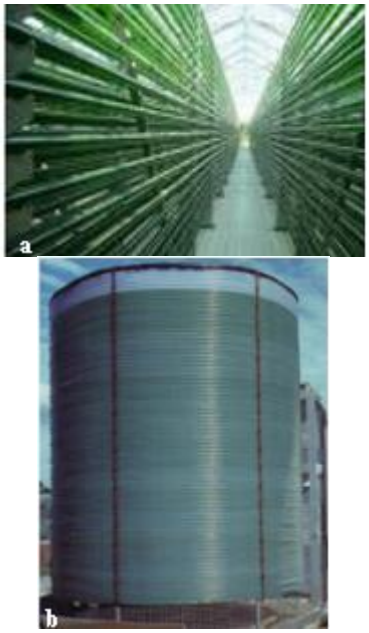


Figure I-15 : Photobioréacteurs tubulaires a) horizontaux (Demirbas et Demirbas, 2010) ; b) enroulés (Biocol) (Andersen, 2005)

Les photobioréacteurs tubulaires sont des tubes de faibles diamètres (entre 2 et 6 cm environ (Miron et al., 1999)) pour permettre la disponibilité de la lumière au centre de la culture. Ils peuvent atteindre des longueurs très importantes (jusqu'à 500 km), ils sont agencés de manières variables (verticalement ou horizontalement) sous forme de serpentins (Figure I-15a), parallèles, enroulés hélicoïdalement (Figure I-15b). Pour des raisons de structures, ils sont limités à une hauteur de 4 mètres (Miron et al., 2000). Faits de matériaux transparents, ils sont souvent conçus en verre ou en matière plastique (Chisti, 2007). Ils peuvent être éclairés par des tubes fluorescents ou simplement exposés à la lumière du soleil. L'apport en nutriment, en CO_2 et en milieu est généralement effectué par une cuve annexe aux tubes.

Les photobioréacteurs tubulaires sont les seuls systèmes fermés à être utilisés à grande échelle (Christenson et Sims, 2011), ces systèmes ont une bonne productivité en biomasse (Brennan et Owende, 2010). Cependant, ce type de photobioréacteur rencontre des problèmes d'accumulation d'oxygène et de contrôle de la température et ils ont aussi des problèmes d'encrassement (Brennan et Owende, 2010). De plus, ils occupent une grande surface au sol et sont chers à construire (Miron et al., 1999).

2.2.3. Photobioréacteur « Plastic-bag » ou gaine

Ces photobioréacteurs sont des gaines en plastiques, suspendues à chaque extrémité à une structure en métal et généralement éclairées par des néons. D'environ une centaine de litres de culture, le milieu est mélangé par aération. La culture peut se faire en continu ou en batch. Ce système a un faible ratio surface/volume et peut avoir des problèmes d'encrassement. Ce système est encore utilisé par certaines entreprises pour sa simplicité et sa facilité d'utilisation (Rengel, 2010).



Figure I-16 : Système « Plastic bag » (Pulz, 2007)

2.2.4. Les fermenteurs

Un autre type de réacteur existe pour la culture de microalgues : les fermenteurs. Certaines espèces de microalgues peuvent croitre en hétérotrophie, c'est à dire sans lumière et avec comme source de carbone des composés organiques comme du sucre. Le système des fermenteurs est une technologie bien connue, sophistiquée et qui existe à grande échelle (jusqu'à 500000 L). Tous les paramètres de la croissance sont facilement contrôlable (Apt et Behrens, 1999 ; Brennan et Owende, 2010). La culture en hétérotrophie est moins chère (< 6 €/kg de biomasse produite (Tredici, 2004 ; Apt et Behrens, 1999)) que la culture photosynthétique en photobioréacteur mais tous les composés moléculaires ne peuvent être produits par cette technique (Degen et al., 2001).

2.3. Comparaisons des systèmes de production

Chaque système de culture possède ses avantages et ses inconvénients. La plus grande différence entre les systèmes fermés et les systèmes ouverts est le coût d'investissement et d'exploitation, les systèmes fermés étant beaucoup plus coûteux que les systèmes ouverts. Mais les systèmes fermés sont plus efficaces (Grobbelaar et Kurano, 2003) de par leur contrôle des conditions de culture, la limitation du risque de contamination, de l'évaporation de l'eau et de la perte de CO_2. De plus, les systèmes fermés permettent une culture mono-algale (Chisti, 2007). L'un des inconvénients des photobioréacteurs est le risque d'encrassement et de « biofouling », c'est-à-dire la formation d'un biofilm s'accrochant sur les parois, diminuant la disponibilité de la lumière dans le photobioréacteur.

D'après Chisti, 2007, la concentration en photobioréacteur peut atteindre trente fois celle en raceway. De plus, la productivité volumique de la biomasse est treize fois plus élevée en photobioréacteur.

Tableau I-I : Exemple de productivité selon le moyen de production

Système de culture	Espèce	Localisation	Productivité ($g.L^{-1}.j^{-1}$)	Référence
Raceway	*Spirulina sp.*	Espagne	2-15	Jiminez et al., 2003
Raceway	*Spirulina platensis*	Israël	0,18	Lee, 2001
Raceway	*Anabaema sp.*	Espagne	0,1	Moreno et al., 2003
Tubulaire	*Spirulina platensis*	Italie	0,9	Tredici et Zittelli, 1998
Tubulaire	*Haematococcus pluvialis*	USA	9-13	Tredici, 2004
Tubulaire	*Spirulina platensis*	Israël	1,5	Richmond et al., 1993
Tubulaire horizontal	*Spirulina platensis*	Italie	1,26	Tredici et Zittelli, 1998
Plan	*Spirulina platensis*	Italie	1,93	Tredici et Zittelli, 1998
Plan	*Spirulina platensis*	Italie	1,09	Tredici et Zittelli, 1998
Plan	*Spirulina platensis*	Israël	4,4	Hu et al., 1996
Colonne à bulles	*Isochrysis galbana*	Israël	4,6	Qiang et Richmond 1994
Colonne à bulles	*Haematococcus pluvialis*	Espagne	0,06	Lopez et al., 2006
Airlift plan	*Chlorella vulgaris*	Intérieur	2,64	Degen et al., 2001
Airlift interne	*Chlorella sp.*	Intérieur	0,21	Xu et al., 2002
Airlift et PBR tubulaire horizontal	*Phaeodactylum tricornotum*	Espagne	0,7	Garcia-Malea et al., 2009
Airlift et PBR tubulaire horizontal	*Phaeodactylum tricornutum*	Espagne	1,9	Molina et al., 2001
Airlift et PBR tubulaire horizontal	*Porphyridium cruentum*	Espagne	1,5	Camacho Rubio et al., 1999
Airlift et PBR tubulaire horizontal	*Phaeodactylum tricornotum*	Espagne	1,2	Fernandez et al., 2001
Airlift et PBR helicoidal	*Haematococcus pluvialis*	Espagne	0,41	Lopez et al., 2006
Airlift et PBR helicoidal	*Phaeodactylum tricornotum*	Espagne	1,4	Hall et al., 2003

D'un point de vue des performances, les photobioréacteurs sont donc préférables. Mais il existe aussi des avantages et des inconvénients selon le type de systèmes fermés :

- La colonne à bulles et l'airlift ont un meilleur mélange et une meilleure rétention du gaz, donc un meilleur transfert de masse et de chaleur, par rapport aux photobioréacteurs tubulaires horizontaux (Miron et al., 1999) ;
- Les photobioréacteurs tubulaires sont généralement considérés comme les plus pratiques pour la culture à grande échelle, mais d'après Miron et al, 1999, les airlifts et les colonnes à bulles semblent plus appropriés pour la culture à échelle industrielle. Ce

sont ces deux types de photobioréacteurs qui sont le plus facilement transposables à une échelle industrielle (Sierra et al., 2008) ;

- La disponibilité de la lumière est plus grande pour les systèmes à faible profondeur de culture comme les photobioréacteurs plans et les photobioréacteurs tubulaires. Pour les colonnes à bulles ou les airlifts, la profondeur de culture étant plus élevée, la lumière disponible est moindre au centre du réacteur ;
- Les colonnes à bulles et les airlifts, de par leur position verticale occupent moins de surface au sol par rapport aux photobioréacteurs tubulaires horizontaux et aux photobioréacteurs plans inclinés ;
- Par rapport aux systèmes de cultures utilisant des pompes mécaniques ou un mélangeur à pales, les photobioréacteurs aérés (colonnes à bulles, airlifts) provoquent moins de stress hydrodynamiques sur les cellules, diminuant ainsi le risque de dommages cellulaires. De plus, les systèmes aérés facilitent les échanges entre les phases (Merchuk et Gluz, 1999), facilitant l'évacuation de l'oxygène produit pendant la photosynthèse et la dissolution du dioxyde de carbone apporté par l'injection de l'air ;
- L'aération et l'accumulation de l'oxygène sont des problèmes majeurs dans les photobioréacteurs tubulaires (Miron et al., 1999), si à cela s'ajoute de très fortes intensités lumineuses, des dommages cellulaires apparaitront (Chisti, 2007).

Le système de culture idéal n'existe pas, des compromis doivent être faits entre les différents paramètres de cultures affectant les performances. De nos jours, les photobioréacteurs de laboratoire sont peu reproductibles à une échelle plus importante, généralement des problèmes de contrôles des conditions de cultures apparaissent, entrainant des productivités plus basses que celles espérées. L'enjeu aujourd'hui est de trouver un nouveau système de culture, compact, garantissant le contrôle des conditions de cultures, avec des hautes performances, c'est-à-dire une haute productivité en biomasse et d'une bonne qualité (sans contamination), et à moindre coûts d'investissement et d'exploitation.

Malgré de nombreux développement de photobioréacteurs, peu ont été jusqu'à une échelle industrielle. Ces photobioréacteurs doivent avoir une grande productivité, de grands volumes, être peu coûteux à la construction et pour la maintenance, les paramètres de cultures doivent être facilement contrôlables et le photobioréacteur doit être fiable (Olaizola, 2003). Lors du changement d'échelle, de nombreux paramètres sont à prendre en compte : surface d'illumination, accès des microalgues à la lumière, les transferts de masse et de chaleur, le contrôle des différents paramètres de cultures (température, pH).

De nos jours, quelques entreprises cultivent les microalgues à grande échelle que ce soit en bassin ou en photobioréacteur. Les systèmes commerciaux de production de microalgues peuvent produire de 10 à 30 t/ha/an (Cadoret et Bernard, 2008). La production mondiale de microalgues était de 10 000 – 15 000 tonnes par an en 2006 (Cadoret et Bernard, 2008), elle est dominée par le marché asiatique. Au niveau européen, l'Allemagne est le premier producteur avec 150 tonnes de microalgues produites par an (Tredici, 2004).

Les entreprises Earthrise (qui possède le plus grand raceway avec une surface de 440000 m² (Chisti, 2007)), en Californie et Cyanotech à Hawaï, font partie des plus gros producteurs de Spiruline, cultivée en bassins ouverts sur plusieurs hectares. En Australie, *Dunaliella salina* est cultivée en bassins naturels d'une superficie de 250 hectares. En France l'entreprise AlphaBiotech produit de la Spiruline en raceway.

Au niveau de la production en système fermé, ce sont majoritairement des photobioréacteurs tubulaires qui sont trouvés comme la société Roquette en Allemagne avec la production de *Chlorella* (130 à 150 tonnes de matière sèche par an (Spolaore et al., 2006)) dans 500 km de tube en verre pour un volume de 700 m^3. La société Israélienne Alga Technologie ainsi que les sociétés américaines Micro Gaia et Aquasearch produisent de l'astaxanthine extraite d'*Haematococcus pluvialis* (Tredici, 2004). La société Mera Pharmaceuticals, aux Etats-Unis, a un photobioréacteur commercial de 25 m^3 en serpentins horizontaux de 41 cm de diamètre (Olaizola, 2003). En France, la société Microphyt produit différentes espèces de microalgues en photobioréacteur tubulaire sous serre.

Le moyen de production des microalgues n'est qu'une étape dans leur production. Une fois cultivées, les microalgues doivent être récoltées et les produits d'intérêts, si la culture est dans ce but, doivent être extraits. Ces étapes présentent encore des verrous pour être réalisées à une grande échelle et constituent un fort enjeu technologique. Ces étapes ne seront pas traitées dans la thèse. Les différentes techniques de récolte et d'extraction sont présentées en annexe A.

3. Principe, concept et pilote expérimental

Pour croître, les microalgues ont besoin de lumière et donc d'une surface maximale d'exposition pour la capter. Chaque photobioréacteur a ses avantages et ses inconvénients. Une faible épaisseur favorise la pénétration de la lumière dans le milieu et donc la photosynthèse et une bonne productivité. Un système plan et mince répond à ces besoins. Mais ces systèmes ont de faibles transferts de masse et ont un problème d'accumulation de l'oxygène produit. Les microalgues ont aussi besoin de dioxyde de carbone et d'éliminer l'oxygène produit pendant la photosynthèse ainsi que d'avoir un mélange et une circulation permanente pour éviter les phénomènes de sédimentation. Un système airlift répond à ces trois besoins spécifiques mais ces photobioréacteurs ont une faible surface d'éclairement et généralement de faibles productivités.

Ainsi, un nouveau photobioréacteur est étudié dans ce travail de thèse. Le concept est de coupler un système de captage lumineux (plaque mince) avec un airlift. Cette nouvelle architecture de photobioréacteur permet d'avoir un système où la circulation hydraulique, créée par l'injection d'air, et les échanges gaz/liquide sont découplés de la fonction de captation lumineuse. Ce photobioréacteur permet de tirer parti des avantages de chaque type de photobioréacteur existant, en couplant un système plan pour la phase croissance avec un système cylindrique airlift pour l'enrichissement en CO_2 et en nutriments. Ce système est une évolution du système présenté par Rengel, 2010 dans sa thèse.

De nombreux paramètres influencent la performance des systèmes de culture, en particulier l'apport de carbone inorganique (CO_2), la gestion des paramètres physico-chimiques tels que la température, le pH, mais également la qualité de brassage du milieu, des transferts gaz-liquide, de l'évacuation des gaz. Dans ce système, toutes ces fonctions sont découplées de la fonction de captation de lumière afin d'être pilotées indépendamment et de manière optimale. Ces fonctions sont gérées à l'aide d'un système de brassage réalisé par injection d'air sur le principe airlift. Ce mode de fonctionnement permet de contrôler le débit du gaz et donc du liquide dans le système. De plus, le principe airlift permet un meilleur échange entre les gaz, tels que le dioxyde de carbone et l'oxygène, et la phase liquide. Le fait de créer une circulation de la culture par le principe airlift évite l'utilisation des pompes mécaniques, et limite la détérioration du matériel biologique.

3.1. Photobioréacteur expérimental

3.1.1. Système de Rengel, 2010

Ce travail de thèse se base sur le travail de thèse de Rengel, 2010, qui s'intitule « Conception et analyses énergétique et environnementale d'un bioréacteur à microalgues pour la production d'énergie ». Dans cette thèse, Rengel étudie au niveau hydrodynamique deux photobioréacteurs : le premier un airlift interne simple, le second un airlift interne couplé à un système hélicoïdal (Figure I-17). Le photobioréacteur de cette thèse est basé sur l'airlift hélicoïdal.

Le photobioréacteur airlift hélicoïdal est composé d'un airlift et d'une section hélicoïdale. L'airlift est divisé en deux sections. La colonne ascendante est un cylindre transparent en polymethyl methacrylate (PMMA). Le gaz est injecté en bas de la colonne ascendante à l'aide d'un diffuseur composé de 24 trous de 2 mm de diamètre disposés en étoile. La colonne descendante est un second cylindre en PMMA, de diamètre plus grand que la colonne ascendante, entourant cette dernière. Il est placé à 54 cm de hauteur par rapport à la base de la colonne montante, créant un espace annulaire sur la partie supérieure de l'airlift. La section hélicoïdale est un tube semi-transparant « tubclair » enroulé autour d'une structure métallique. Les spirales sont superposées. Le bas de l'hélicoïde est connecté au bas de la colonne ascendante, le bas de la colonne descendante est connecté au haut de la section hélicoïdale.



Figure I-17 : Photographie de l'airlift hélicoïdal utilisé par Rengel (Rengel, 2010)

3.1.2. Nouveau système

Pour ce travail de thèse l'hélicoïde du photobioréacteur (Figure I-17) a été remplacée par une plaque mince. Ce changement implique une recaractérisation du photobioréacteur au niveau hydrodynamique et du transfert de masse car les corrélations empiriques de Rengel A.,

2010 ne peuvent pas être appliquées à ce système de par la différence de géométrie et de dimension du système de capture de l'énergie lumineuse.

Ce photobioréacteur sera le support expérimental pour les sous-modèles et permettra la validation des différents modèles et du système global.

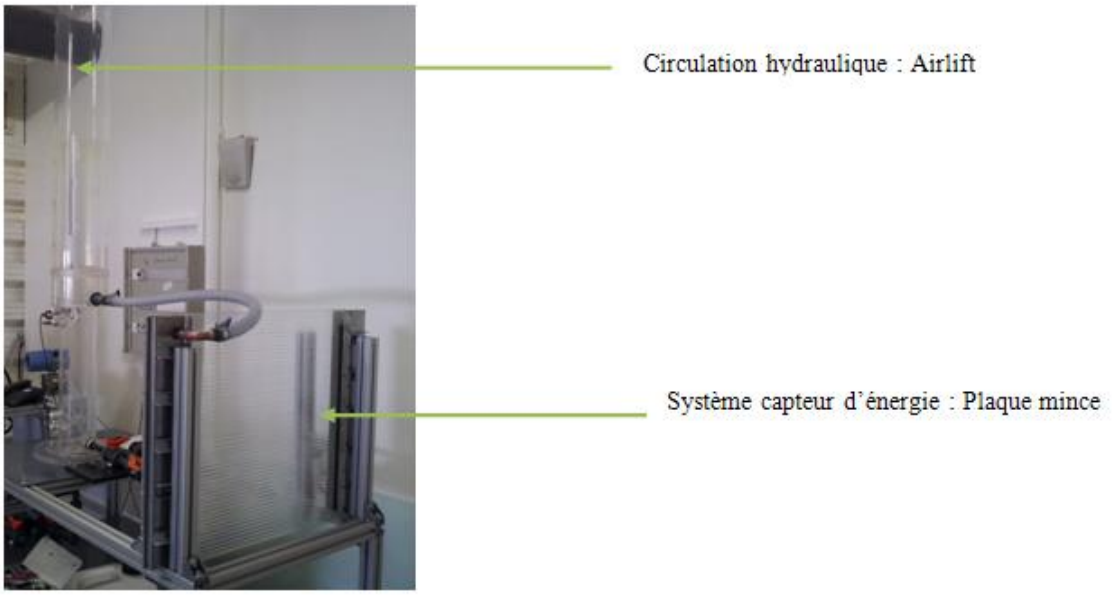


Figure I-18 : Photographie du photobioréacteur pilote

3.2. Matériel

Le photobioréacteur est divisé en trois parties : la colonne ascendante, la colonne descendante et le collecteur de lumière. L'airlift, composé d'une colonne ascendante et d'une colonne descendante est identique à celui utilisé par Rengel, 2010 (v. Chapitre I.3.1.1).

Le collecteur d'énergie lumineuse est une plaque fine transparente, alvéolée, en polycarbonate d'un centimètre d'épaisseur. La plaque est connectée à l'airlift par le haut en bas de la colonne descendante et en bas par le bas de la colonne ascendante.

Tableau I-II : Caractéristiques techniques du photobioréacteur

	Riser	**Downcomer**	**Plaque**
Diamètre interne (m)	0,133	0,19	-
Diamètre externe (m)	0,139	0,2	-
Hauteur (m)	1,09	0,56	0,43
Epaisseur (m)			0,01
Nombre de canaux pour le milieu			26
Ratio Ar/As	1,053		
Volume total (L)			24,6

Lors des expériences, la source lumineuse nécessaire à la croissance des microalgues est apportée artificiellement par deux systèmes selon l'intensité lumineuse voulue. Le premier système est composé de quatre lampes néons de 18W (Osram L18W/865 Cool daylight) et

quatre lampes néons de 36 W (Philips TL-D36W/865). Le second système a été conçu pour des intensités plus puissantes, se rapprochant de l'intensité lumineuse solaire. Il est composé de six spots de 1000 W (General Electric SPL1000/PAR64/840/G38), qui donne une lumière blanche (température de couleur : 4000 K). Ces deux systèmes sont installés sur des châssis mobiles pour obtenir les différentes intensités lumineuses désirées.

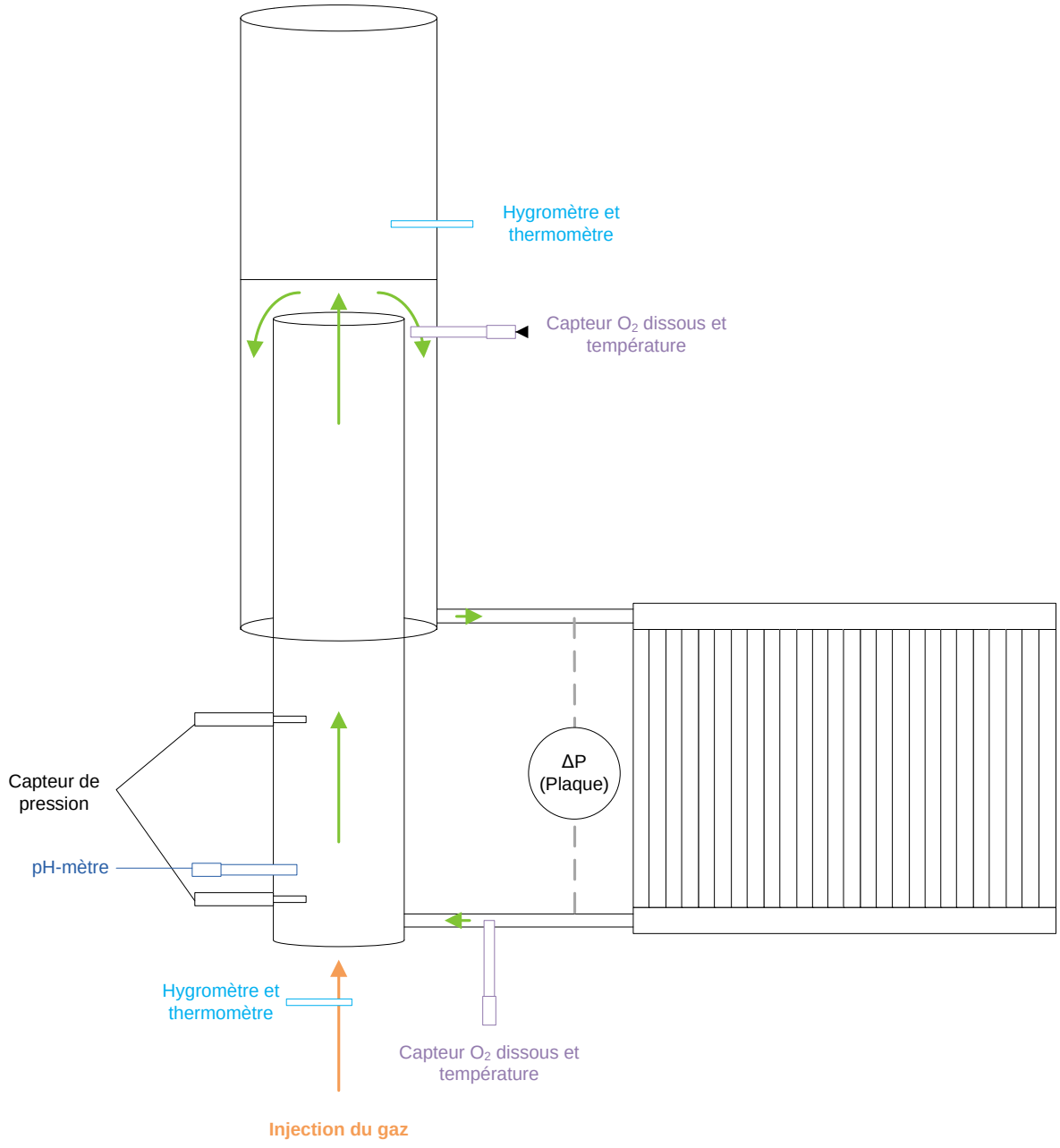


Figure I-19 : Schéma de principe du photobioréacteur

Le photobioréacteur est instrumenté pour permettre sa caractérisation et la validation des modèles.

Pour mesurer la différence de pression et donc en déduire la rétention de gaz (ou gas holdup en anglais) deux capteurs de pression de type Keller PR-33X avec un signal

analogique de 0 à 10 volts et une précision de ± 0,1 % sont installés en bas et au milieu de la colonne ascendante (Figure I-19). La pression différentielle est mesurée en entrée et la sortie du collecteur d'énergie lumineuse par un capteur de pression de type Rosemount 1151 avec une précision de ± 2 %.

Les signaux analogiques des trois capteurs de pressions sont transformés en signaux digitaux par un système d'acquisition composé de « fields points » (FP-AI-110, National Instrument). Les signaux digitaux sont ensuite traités par un ordinateur d'acquisition et un logiciel dans l'environnement LabWindowx/CVI développé par National Instrument.

Pour connaitre la température et l'humidité relative du gaz en entrée et sortie de la colonne ascendante, deux hygromètres Hygropalm 3 (Rotronic) sont utilisés avec une sonde Hygroclip SC04. La température est mesurée avec une précision de ± 0,3 K et l'humidité relative est mesurée avec une précision de ± 1 %.

Pour suivre l'évolution des conditions de culture des microalgues, deux sondes à oxygène dissous et de température sont placées en sortie du collecteur de lumière et en haut de la colonne descendante (Figure I-19). Une sonde à pH est placée en bas de la colonne ascendante (Figure I-19). Ces trois sondes, sont connectées à un système d'acquisition de données (Consort D130, multiparameters).

Ce concept, de par son design, devrait permettre d'avoir des concentrations en biomasse et des productivités élevées. Le système étant clos, les risques de contamination sont faibles. La simplicité et la modularité du système devrait permettre une mise à l'échelle industrielle aisée.

Le Tableau I-III compare les principales caractéristiques des systèmes de production de microalgues existants au système proposé par cette thèse.

Tableau I-III : Comparaison du photobioréacteur avec les systèmes de cultures existants

	Système ouvert	**Système fermé**	**PBR étudié**
Risque de contamination	Très élevé	Faible	Faible
Régime	Batch ou semi-continu	Tous	Tous
Evaporation	Très élevée	Très faible	Très faible
Perte en CO_2	Elevé	Faible	Faible
Transfert gaz/liquide	Très limité	Limité	Bon
Ratio Surface/Volume	Bas : 1-8 m^2/m^3	Elevé : 20-100 m^2/m^3	Très élevé : >100 m^2/m^3
Densité de la population	Bas : <0,5 g/L	Elevé : 2-8 g/L	Très élevé : Obj>5 g/L
Investissement	Bas	Elevé	Modéré
Cout opérationnels	Bas	Elevé	Modéré
Changement d'échelle	Facile	Difficile	Facile
Efficacité de l'utilisation de la lumière	Pauvre	Bon	Très bon
Variabilité des espèces cultivées	Faible	Elevée	Elevée

4. Conclusion du chapitre

Les microalgues suscitent de plus en plus d'intérêts. Pour de nouvelles applications, notamment énergétiques, une grande quantité de biomasse et donc une forte productivité sont nécessaires. Mais le système doit être viable au niveau économique, énergétique et environnemental. Les systèmes de production actuels sont soit chers soit avec une faible productivité. De plus, ils sont souvent conçus pour une seule application et se focalisent donc sur le produit (molécule à haute valeur ajoutée, dépollution, énergie…). Pour être viable, les systèmes de culture de microalgues doivent être performant dans la culture mais aussi économiquement. L'objectif de cette thèse est d'étudier un nouveau concept de culture de microalgues pour améliorer les performances de culture. Pour cela, le photobioréacteur est modélisé dans son ensemble pour créer un outil représentant son comportement en régime dynamique. Le photobioréacteur est modélisé[3] au niveau de l'hydrodynamique, du transfert de masse, du transfert de chaleur, de la distribution de la lumière et de la croissance, le tout formant un modèle global. Ces sous modèles sont validés expérimentalement puis des cultures d'algues sont réalisées pour étudier l'adéquation entre la prédiction du modèle global et le résultat expérimental. Enfin ces modèles développés sont utilisés pour étudier un cas d'application d'installation d'une culture en paroi de bâtiment.

[3] L'ensemble des modèles de cette thèse ont été réalisés dans le langage Modelica et compilés par le logiciel Dymola®.

Chapitre II. Caractérisation et modélisation du photobioréacteur –Hydrodynamique, Transferts de masse et Transferts de chaleur

Le photobioréacteur, composé d'un airlift et d'une plaque mince, doit être caractérisé et modélisé pour permettre l'analyse des paramètres d'influences ainsi que la sensibilité de ceux-ci sur ses performances. Cette modélisation doit comporter l'ensemble des phénomènes physiques et biologiques ayant lieu.

Dans ce chapitre, les aspects non biologiques du photobioréacteur seront étudiés. L'étude de la cinétique biologique ainsi que les phénomènes radiatifs seront effectués dans le chapitre suivant. Le photobioréacteur sera donc caractérisé et modélisé en système air/eau tout au long de ce chapitre. Les phénomènes étudiés dans ce chapitre concernent l'écoulement diphasique du mélange liquide gaz (l'hydrodynamique), les transferts de masse et de chaleur.

Dans un premier temps, l'hydrodynamique est modélisée. La validation du modèle est effectuée par comparaison avec un fonctionnement du photobioréacteur en système air/eau. Cet aspect est central pour l'étude des transferts de masse et de chaleur puisqu'il impacte les conditions aux limites des phénomènes de transferts :

- Débit du liquide circulant ;
- Taux de vide et surface d'échange entre les phases liquide et gazeuse.

1. Modélisation hydrodynamique

Le photobioréacteur est composé de deux parties différentes : l'airlift et la plaque. L'airlift est le système permettant, entre autres, la circulation du liquide dans le photobioréacteur. Celle-ci est induite par l'injection du gaz dans la colonne ascendante qui crée une différence de pression hydrostatique entre la colonne ascendante et la colonne descendante par la présence du gaz piégé dans la colonne ascendante. La circulation du fluide est le paramètre de conception et de dimensionnement le plus important. Il est directement lié à la rétention de gaz et au régime du débit. Il influence les coefficients de transfert de masse et de chaleur et l'étendue du mélange, (Chisti et al., 1988 ; Lu et al., 1995 ; Freitas et al., 2000), c'est-à-dire tous les paramètres de performances du photobioréacteur (Contreras et al., 1998). Les propriétés hydrodynamiques importantes sont la rétention de gaz et la vitesse de circulation du fluide. (Lu et al., 1995).

La rétention d'une phase est la fraction volumique de la phase dans le volume total (Equation (II-1)).

$$\varepsilon_i = \frac{V_i}{V_l + V_g + V_s} \qquad \textbf{(II-1)}$$

Avec ε_i la rétention de la phase i (adimensionnel) et V_i le volume de la phase i (m^3). Dans la culture des microalgues, trois phases sont présentes : la phase liquide, la phase gazeuse et la phase solide. D'après Cadoret et Bernard, 2008, la densité des microalgues est proche de celle de l'eau, il est donc acceptable de considérer la phase liquide comme une phase pseudo-homogène d'un liquide circulant avec des microalgues. La phase liquide pseudo-homogène sera considérée avec les mêmes propriétés que la phase liquide, car d'après Livingston et Zhang, 1993 et Heijnen et al., 1997, la charge en solide, si elle reste modérée,

c'est-à-dire inférieure à 5 g/L (Rengel et al., 2012), n'a pas beaucoup d'influence sur la vitesse de circulation du liquide et a peu d'influence sur la rétention de gaz (légère diminution avec l'augmentation de la charge de solide (Rengel, 2010)). Elle a également peu d'influence sur le coefficient de transfert de masse pour des vitesses superficielles de gaz dans la colonne ascendante inférieures à 0,075 $m.s^{-1}$ (Freitas et Teixeira, 2001). C'est également la conclusion de Garcia-Calvo et al., 1999, pour qui le comportement hydrodynamique des fluides comportant des particules de petites tailles avec une densité similaire à celle de l'eau est comparable à un airlift biphasique.

L'équation de la rétention de gaz se réduit dans ce cas (phase pseudo-homogène liquide) à l'équation (II-2) (Babcock et al. 2002 ; Chisti, 1998).

$$\varepsilon_g = \frac{V_g}{V_l + V_g} \quad \textbf{(II-2)}$$

Le taux de rétention de gaz impacte directement le potentiel du transfert de masse et de circulation du liquide dans le photobioréacteur. La rétention de gaz, combinée à la taille des bulles de gaz, affecte l'aire interfaciale gaz-liquide du réacteur (Chisti, 1998). Une importante rétention de gaz signifie une aire interfaciale importante et une différence de pression hydrostatique importante (Merchuk et Gluz, 1999).

Les vitesses de circulations des fluides utilisées pour caractériser l'hydrodynamique du photobioréacteur sont les vitesses superficielles qui correspondent aux vitesses du fluide si celui-ci est seul dans la section (Equation (II-3)) (Hulatt et Thomas, 2011).

$$U_{i,j} = \frac{Q_{i,j}}{A_j} \quad \textbf{(II-3)}$$

Avec $U_{i,j}$ la vitesse superficielle de la phase i dans la section j ($m.s^{-1}$), $Q_{i,j}$ le débit de la phase i ($m^3.s^{-1}$) et A_j l'aire de la section j (m^2). La relation entre la vitesse superficielle et la vitesse linéaire est exprimée par l'équation (II-4) (Lu et al., 1995).

$$U_{i,j} = v_{i,j}.\varepsilon_i \quad \textbf{(II-4)}$$

Avec $v_{i,j}$ la vitesse linéaire de la phase i dans la section j du photobioréacteur ($m.s^{-1}$). Par conservation de la masse, dans un régime établi, les débits de liquide dans la colonne ascendante ($Q_{l,r}$), dans la colonne descendante ($Q_{l,d}$) et dans la plaque ($Q_{l,p}$) sont égaux (Equation (II-5)) (Contreras et al., 1998 ; Lu et al., 1995).

$$Q_{l,r} = Q_{l,d} = Q_{l,p} \quad \textbf{(II-5)}$$

Le débit correspond à la vitesse superficielle du fluide par rapport à la section (Equation (II-6)) (Lu et al., 1995 ; Chisti, 1989, Chisti et al., 1995 ; Contreras et al., 1998 ; Miron et al., 2000, Blazej et al., 2004).

$$U_{l,r}.A_r = U_{l,d}.A_d = U_{l,p}.A_p \quad \textbf{(II-6)}$$

Les paramètres hydrodynamiques du photobioréacteur sont souvent évalués en fonction de la puissance d'entrée (Equation (II-7)), ou l'énergie dissipée, qui correspond à l'expansion isotherme du gaz, et qui augmente avec la vitesse superficielle de la phase gazeuse (Gourich, 2006 ; Chisti, 1998).

$$\frac{P_G}{V_l} = \frac{\rho_l g U_{g,r}}{1 + \frac{A_d}{A_r}} \quad \textbf{(II-7)}$$

Avec $\frac{P_g}{V_l}$ la puissance d'entrée (W.m^{-3}), ρ_l la densité de la phase liquide (kg.m^{-3}), g l'accélération gravitationnelle (m.s^{-2}).

La caractérisation hydrodynamique du photobioréacteur passe par la détermination de deux paramètres clés : la rétention de gaz et la vitesse de circulation du liquide (Al-Masry, 2004 ; Vial et al., 2002).

Pour déterminer la rétention de gaz et la vitesse de circulation du liquide, trois approches sont généralement trouvées dans la littérature : un bilan énergétique, un bilan macroscopique dynamique et le modèle drift-flux en combinaison avec un bilan énergétique de l'état stable mécanique (Lu et al., 1995). Un bilan énergétique sur le photobioréacteur est tout d'abord effectué (car cette modélisation prend en compte l'énergie fournie par le gaz au liquide et les dissipations d'énergie dans le réacteur). Sur cette base, deux modèles sont réalisés. Un premier modèle, considéré comme un modèle semi-empirique, est basé sur le modèle drift-flux. Un second modèle, empirique, utilise une corrélation déterminée expérimentalement de la rétention de gaz.

1.1. Modélisation mathématique

Le modèle mathématique permet de déterminer les caractéristiques hydrodynamiques du photobioréacteur comme la rétention de gaz, la vitesse de circulation du liquide et le temps de séjour dans chaque section.

C'est la différence entre la pression hydrostatique de la colonne ascendante et de la colonne descendante associée à celle de la plaque qui permet la circulation du liquide dans le photobioréacteur (Equation (II-8)) (Lu et al., 1995, Freitas et al., 1999, Freitas et al., 2000 ; Livingston et Zhang, 1993 ; Di Felice et Eroles, 2003).

$$P_h = \left(P_d + P_p\right) - P_r \quad \textbf{(II-8)}$$

Soit :

$$P_h = \Big[\left(\rho_l\left(1-\varepsilon_{g,d}\right)H_{l,inj,d} + \rho_l\left(1-\varepsilon_{g,p}\right)H_{l,p} + \rho_g\varepsilon_{g,d} + \rho_g\varepsilon_{g,p}\right) - \left(H_{l,inj,r}\left(\rho_h\left(1-\varepsilon_{g,r}\right) + \rho_g\varepsilon_{g,r}\right)\right)\Big] g \quad \textbf{(II-9)}$$

Avec P_h la différence de pression hydrostatique du photobioréacteur (Pa), P_j la pression hydrostatique de la section j du photobioréacteur (Pa), $H_{l,j}$ la hauteur du liquide dans

la section j (m), $H_{l,inj,j}$ la hauteur du liquide avec injection de gaz dans la section j (m), ρ_i la densité de la phase i (kg.m^{-3}) et $\varepsilon_{g,j}$ la rétention du gaz de la section j.

Pour un airlift classique il existe trois régimes de circulation (Heijnen et al., 1997 et van Benthum et al., 1999) qui sont définis selon le comportement de la phase gazeuse et se définit par une observation macroscopique. Le régime I ou le régime « sans bulle » est observé pour de faibles vitesses superficielles de gaz, il n'y a pas de bulle dans la colonne descendante, la vitesse du liquide est trop faible pour entrainer des bulles de gaz dans la colonne descendante. En régime II, ou régime de transition, la présence de quelques bulles en stagnation dans la colonne descendante est observée. En régime III, ou régime de complète recirculation, des bulles de gaz sont entrainées dans la colonne descendante et recirculent dans la colonne ascendante (Heijnen et al., 1997, Yu et al., 2008, Blazej et al., 2004).

Dans les expériences de cette thèse, les débits de gaz injectés étudiés sont limités au seuil de recirculation du gaz dans la colonne descendante et dans la plaque (les bulles de gaz ne circulent ni dans la colonne descendante ni dans la plaque rendant la rétention de gaz négligeable dans ces sections, le système se trouve donc en régime I). Ainsi, la différence de pression hydrostatique (Equation (II-9)) s'exprime selon l'équation (II-10).

$$P_h = \left[\left(\rho_l H_{l,inj,d} + \rho_l H_{l,p}\right) - \left(H_{l,inj,r}\left(\rho_l\left(1-\varepsilon_{g,r}\right) + \rho_g \varepsilon_{g,r}\right)\right)\right] g \qquad \textbf{(II-10)}$$

En régime établi, le bilan dynamique du système devient l'égalité de la différence de pression hydrostatique et des pertes de pression du système ($-\Delta P_{\mathrm{loss}}$) (Equation (II-11)) (Lu et al., 1995 ; Freitas et al., 1999 ; Livingston et Zhang, 1993, Di Felice et Eroles, 2003).

$$P_h = -\Delta P_{loss} \qquad \textbf{(II-11)}$$

Les pertes de pression du système intègrent les pertes de pression linéaires par frottement ainsi que les pertes de pression singulières liées aux accidents dans chaque section du photobioréacteur (Equation (II-12)).

$$-\Delta P_{loss} = (-\Delta P)_r + (-\Delta P)_d + (-\Delta P)_p + (-\Delta P)_{acc} \qquad \textbf{(II-12)}$$

Où $(-\Delta P)_{\mathrm{j}}$ est la perte de pression pour la section j. Pour chaque section la perte de pression est égale à la somme des pertes de pression linéaires (premier terme de l'équation (II-13)) et des pertes de pression singulières (second terme de l'équation (II-13)).

$$\Delta P_j = \sum \lambda_j \frac{1}{2} \rho_l {v_{l,j}}^2 \frac{L_j}{D_{h,j}} + \sum K_j \frac{\rho_l}{2} {v_{l,j}}^2 \qquad \textbf{(II-13)}$$

Où L_j est la grandeur caractéristique de la section j, ce qui correspond aux hauteurs de liquide pour les colonnes ascendante et descendante et à la longueur d'un canal pour la plaque (m), λ_j le coefficient des pertes de charges linéaires de la section j (adimensionnel), $D_{h,j}$ le diamètre hydraulique de la section j (m) et K_j le coefficient de perte de charge singulière pour la section j (adimensionnel).

Le coefficient λ_j des pertes de pression linéaires dépend du régime de l'écoulement, c'est-à-dire du nombre de Reynolds (Equation (II-14)).

$$Re_{l,j} = \frac{\rho_l U_{l,j} D_{h,j}}{\mu_l} \quad \textbf{(II-14)}$$

Avec μ_l la viscosité du liquide (Pa.s). Pour un régime laminaire, c'est-à-dire un nombre de Reynolds inférieur à 2300, le coefficient des pertes de pression linéaires se calcule selon l'équation (II-15) pour les canalisations tubulaires et l'équation (II-16) pour les conduites de sections carrées (Idelchik, 1996).

$$\lambda_j = \frac{64}{Re_{l,j}} \quad \textbf{(II-15)}$$

$$\lambda_j = \frac{57}{Re_{l,j}} \quad \textbf{(II-16)}$$

Pour un régime intermédiaire à turbulent la corrélation de Blasius est appliquée (Di Felice et Eroles, 2003) :

$$\lambda_j = 0{,}316.{Re_{l,j}}^{-0{,}25} \quad \textbf{(II-17)}$$

Le coefficient de pertes de pression singulière K_j de l'équation (II-13) dépend de « l'accident » rencontré et se trouve dans des abaques ou par expérimentations.

A partir de l'équation (II-11) développée, la vitesse superficielle du liquide dans la colonne ascendante s'exprime dans l'équation (II-18).

$$U_{l,r} = \left[\frac{\left[\left(\rho_l H_{l,inj,d} + \rho_l H_{l,p} \right) - \left(H_{l,inj,r} \left(\rho_l \left(1 - \varepsilon_{g,r} \right) + \rho_g \varepsilon_{g,r} \right) \right) \right] g}{\frac{1}{2} \rho_l \left(K_p \left(\frac{A_r}{A_p} \right)^2 + \left(\lambda_r \left(\frac{H_{l,inj,r}}{D_r} \right) + K_r \right) + \left(\frac{A_r}{A_d} \right)^2 \left(\lambda_d \left(\frac{H_{l,inj,d}}{D_{h,d}} \right) + K_d \right) + \left(\frac{A_r}{A_{acc}} \right)^2 K_{acc} \right)} \right]^{0,5} \quad \textbf{(II-18)}$$

L'équation (II-18) est de la même forme que l'équation (II-19), trouvée par Chisti, 1988 pour un airlift interne.

$$U_{l,r} = \left[\frac{2 g h_D (\varepsilon_r - \varepsilon_d)}{K_B \left(\frac{A_r}{A_d} \right)^2 \frac{1}{(1 - \varepsilon_d)^2}} \right]^{0,5} \quad \textbf{(II-19)}$$

Avec au numérateur de chaque équation la différence de pression hydrostatique et au dénominateur les coefficients correspondants aux pertes de pression singulières et linéaires de chaque section du photobioréacteur.

Tous les termes de l'équation (II-18) sont connus sauf les termes de pertes de pression pour la plaque et pour les accessoires qui sont déterminés expérimentalement et la rétention de gaz. Pour déterminer la rétention de gaz et ainsi prédire la vitesse de circulation du liquide dans la colonne ascendante, et donc dans chaque section du photobioréacteur, deux modèles ont été développés. Le premier modèle semi-empirique est basé sur le modèle drift-flux. Le

second modèle est empirique avec une détermination expérimentale de la rétention de gaz en fonction du débit d'air injecté.

1.1.1. Modèle semi-empirique : Modèle Drift-Flux

Le modèle drift-flux de Zuber et Findlay, (Chisti, 1998), calcule la vitesse de la phase gazeuse selon l'équation (II-20) (Lu et al., 1995).

$$v_{g,r} = \frac{U_{g,r}}{\varepsilon_{g,r}} = C_r\left(U_{l,r} + U_{g,r}\right) + U_b \qquad \textbf{(II-20)}$$

Avec U_b la vitesse des bulles (m.s^{-1}) et C_r un paramètre de distribution (Al-Masry, 2004), la littérature proposant des valeurs allant de 0,97 à 5 (Freitas et al., 1999 ; Lu et al., 1995 ; Vial et al., 2002 ; Hwang et Cheng, 1997 ; Snape et al. 1995, Rengel, 2010). La vitesse superficielle du gaz est connue grâce au débit du gaz injecté (Equation (II-3)).

La vitesse des bulles (U_b en m.s^{-1}, Equation (II-21)), dans un milieu non visqueux, est basée sur le diamètre des bulles et leur vitesse terminale (Wallis, 1969).

$$U_b = \frac{U_{bt}}{1 + \frac{2{,}4 D_b}{D_r}} \qquad \textbf{(II-21)}$$

Avec U_{bt} la vitesse terminale des bulles (m.s^{-1}), D_b le diamètre des bulles (m) et D_r le diamètre de la colonne ascendante (m). Le diamètre des bulles est calculé à partir du volume des bulles (Wallis, 1969) (Equation (II-22)).

$$V_b = 1{,}138 \frac{\left(Q_{g,o}\right)^{6/5}}{g^{3/5}} \qquad \textbf{(II-22)}$$

Avec V_b le volume des bulles (m^3) et $Q_{g,o}$ le débit de gaz de l'orifice du diffuseur (m^3.s^{-1}). A partir de cette équation le diamètre des bulles est calculé. D'après Miron et al., 1999, la taille des bulles devrait être supérieure à 0,006 m de diamètre.

La vitesse terminale des bulles est calculée selon les équations de Wallis (Tableau II-I).

Tableau II-I : Calcul de la vitesse terminale des bulles selon les équations de Wallis (1969)

Région	Vitesse terminale des bulles		Champs d'applications
Région 1	$U_{bt} = \frac{2{R_b}^2(\rho_l - \rho_g)g}{9\mu_l}$	**(II-23)**	$Re_b < 2$
Région 2	$U_{bt} = 0{,}33 g^{0{,}76}\left(\frac{\rho_l}{\mu_l}\right)^{0{,}52} {R_b}^{1{,}28}$	**(II-24)**	$2 < Re_b < 4{,}02{G_1}^{-0{,}214}$
Région 3	$U_{bt} = 1{,}35\left(\frac{\sigma}{\rho_l R_b}\right)^{0{,}50}$	**(II-25)**	$4{,}02{G_1}^{-0{,}214} < Re_b < 3{,}10{G_1}^{-0{,}25}$ Ou $16{,}32{G_1}^{0{,}114} < G_2 < 5{,}75$
Région 4	$U_{bt} = 1{,}53\left(\frac{g\sigma}{\rho_l}\right)^{0{,}25}$	**(II-26)**	$3{,}10{G_1}^{-0{,}25} < Re_b$ $5{,}75 < G_2$

Avec les termes sans dimensions suivants :

$$Re_b = \frac{2\rho_l U_{bt} R_b}{\mu_l} \quad G_1 = \frac{g{\mu_l}^4}{\rho_l \sigma^3} \quad G_2 = \frac{g{R_b}^4 {U_{bt}}^4 {\rho_l}^3}{\sigma^3} \qquad \textbf{(II-27)}$$

Où Re_b est le nombre de Reynolds des bulles, R_b le rayon des bulles (m), σ la tension superficielle de l'eau (kg.s^{-2}), G_1 *et* G_2 des termes adimensionnels. L'application de ces équations donne les résultats présents dans le Tableau II-II pour le diamètre des bulles et la vitesse terminale des bulles.

Tableau II-II : Diamètre et vitesse terminale des bulles dans la colonne ascendante du photobioréacteur à plusieurs débits de gaz

Débit du gaz (L/min)	Vitesse superficielle du gaz dans la colonne ascendante (m.s^{-1})	Diamètre des bulles (m)	Vitesse terminale des bulles (m.s^{-1})
5	0,006	0,005	0,20
10	0,012	0,007	0,22
15	0,018	0,008	0,22
20	0,0241	0,01	0,21
25	0,03	0,01	0,21

Le diamètre des bulles augmente avec l'augmentation de la vitesse superficielle du gaz. Les bulles ont un diamètre supérieur à 0,006 m à partir d'une vitesse superficielle du gaz de 0,008 m.s^{-1}, ce qui est dans le domaine proposé par Miron et al., 1999. Dans le cas du photobioréacteur expérimental, pour des débits de gaz allant de 5 à 25 L/min, la vitesse terminale des bulles va de 0,20 à 0,221 m.s^{-1}. Ces vitesses sont légèrement inférieures à celles données par la littérature (Chisti et al., 1988 ; Freitas et al ; 1999) qui sont de 0,2 à 0,43 m.s^{-1} pour un système bi-phasique. La vitesse des bulles n'évolue pas dans la même direction avec l'augmentation de la vitesse superficielle du gaz. Elle augmente entre des débits de 5 et 10 L.min^{-1} mais diminue ensuite avec l'augmentation du débit de gaz. Les résultats sont semblables à ceux trouvés par Rengel, 2010.

Avec le modèle drift-flux, la vitesse superficielle du liquide est calculée selon l'équation (II-28). Cette équation est non linéaire et nécessite une résolution itérative.

$$U_{l,r} = \left[\frac{\left[\left(\rho_l H_{l,inj,d} + \rho_l H_{l,p}\right) - \left(H_{l,inj,r} \left(\rho_l \left(1 - \frac{U_{g,r}}{C_r\left(U_{l,r} + U_{g,r}\right) + U_b} \right) + \rho_g \frac{U_{g,r}}{C_r\left(U_{l,r} + U_{g,r}\right) + U_b} \right) \right) \right] g}{\frac{1}{2}\rho_l \left(K_p \left(\frac{A_r}{A_p}\right)^2 + \left(\lambda_r \left(\frac{H_{l,inj,r}}{D_r} \right) + K_r \right) + \left(\frac{A_r}{A_d}\right)^2 \left(\lambda_d \left(\frac{H_{l,inj,d}}{D_{h,d}} \right) + K_d \right) + \left(\frac{A_r}{A_{acc}}\right)^2 K_{acc} \right)} \right]^{0,5} \qquad \textbf{(II-28)}$$

Le modèle drift-flux nécessite la connaissance du paramètre de distribution C_r. Ce paramètre sera identifié à partir de résultats expérimentaux (v. Chapitre II.1.2.2).

1.1.2. Modélisation empirique : corrélation expérimentale de la rétention de gaz

Le modèle empirique de l'hydrodynamique utilise la même base du bilan dynamique du modèle semi-empirique mais ici la rétention de gaz est déterminée expérimentalement pour plusieurs débits de gaz. Cette approche rend le calcul plus aisé mais le modèle développé à l'aide de cette approche n'est pas extrapolable à des conditions opératoires en dehors de celles utilisées dans ce travail ou à des systèmes de dimensions différentes.

Pour déterminer la rétention de gaz dans le photobioréacteur, la pression est mesurée en deux points de la colonne ascendante, dans un système rempli d'eau du robinet. Les mesures ont été répétées trois fois pour chaque débit testé.

La rétention de gaz est déduite de la différence de pression mesurée entre le bas et le haut de la colonne ascendante (Korpijarvi et al., 1999). Le rapport entre cette différence de pression et la pression hydrostatique d'une colonne d'eau de même hauteur permet de calculer la rétention de gaz. Les pressions différentielles mesurées sont tracées en fonction du débit de gaz à la Figure II-1.

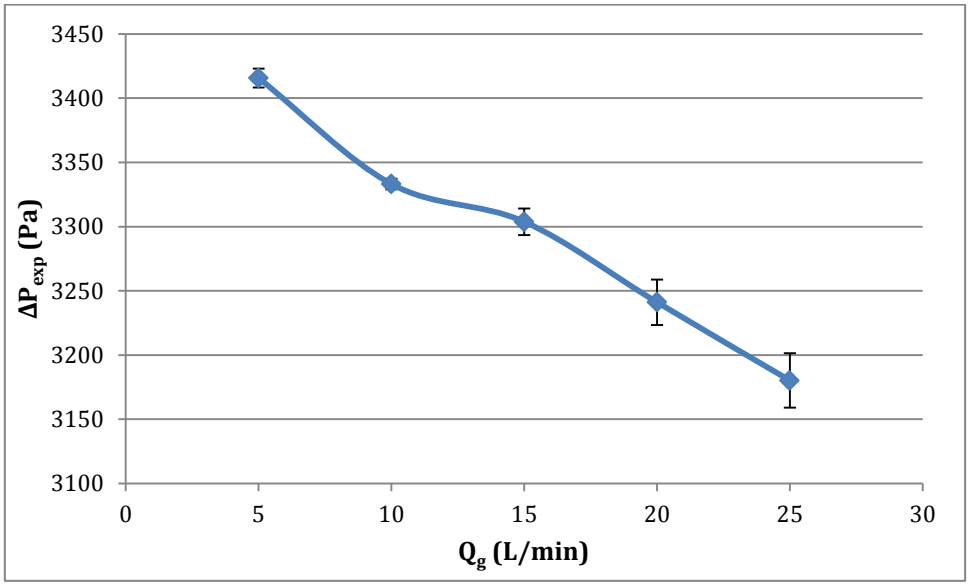
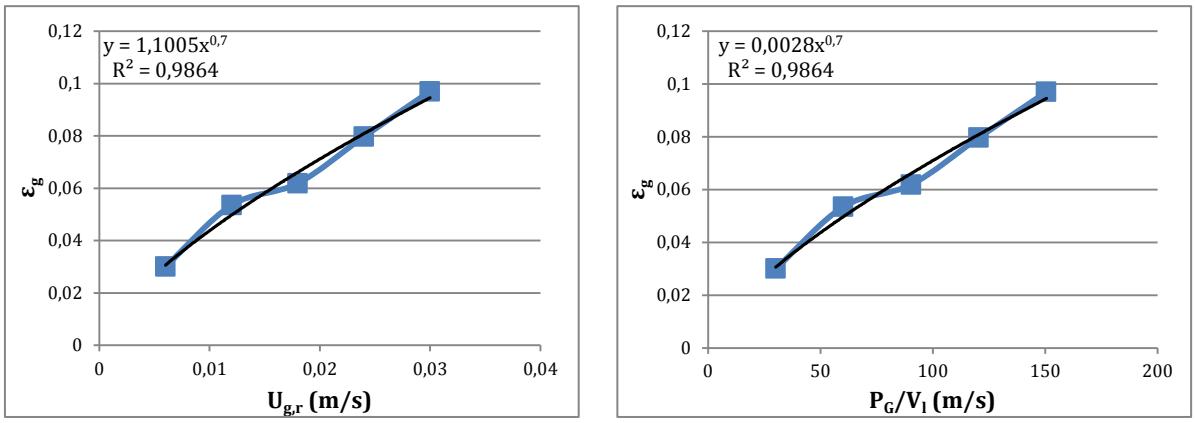


Figure II-1 : Pression différentielle mesurée de la colonne ascendante en fonction du débit du gaz

La pression différentielle mesurée diminue avec l'augmentation du débit du gaz. Cela est dû à l'augmentation du volume de gaz présent dans la colonne ascendante donc à l'augmentation de la rétention du gaz et à la diminution de la densité apparente dans la colonne ascendante avec l'augmentation du débit. En connaissant la différence de pression, la rétention de gaz se calcule grâce à l'équation (II-29).

$$\Delta P_{exp} = g\, H_{l,inj,r}\left(\rho_l\left(1-\varepsilon_{g,r}\right)+\rho_g\varepsilon_{g,r}\right) \qquad \textbf{(II-29)}$$

Avec ΔP_{exp} la différence de pression mesurée (Pa). La rétention de gaz calculée est tracée dans la Figure II-2 en fonction de la vitesse superficielle du gaz et de la puissance d'entrée.



(a) (b)

Figure II-2 : Valeurs expérimentales de la rétention du gaz a) en fonction de la vitesse superficielle du gaz ; b) en fonction de la puissance d'entrée

La rétention de gaz augmente avec la vitesse superficielle du gaz. Dans la littérature, il existe de nombreuses corrélations de la forme de l'équation (II-30) (Garcia et al., 2000 et Miron et al., 2000 et Luo et al., 2011, Chisti, 1998).

$$\varepsilon_g = \alpha_1 {U_{g,r}}^{\beta_1} \quad \textbf{(II-30)}$$

Avec α_1 un paramètre dépendant des propriétés physique du liquide et de la géométrie du réacteur et β_1 un paramètre généralement compris entre 0,4 et 1 qui dépend uniquement du régime de circulation (Chisti, 1998). En effectuant une régression mathématique sur la courbe a) de la Figure II-2, l'équation (II-31) est obtenue.

$$\varepsilon_g = 1{,}1005 {U_{g,r}}^{0{,}7} \quad \textbf{(II-31)}$$

Avec un coefficient de corrélation de plus de 98 %. Le coefficient β_1 est comme pour les autres airlifts compris entre 0,4 et 1. De nombreux auteurs utilisent aussi des corrélations avec la rétention de gaz en fonction de la puissance d'entrée de la forme de l'équation (II-32).

$$\varepsilon_g = a_1 \left(\frac{P_G}{V_l}\right)^{b_1} \quad \textbf{(II-32)}$$

Avec $a_1$et b_1 des paramètres en fonction des propriétés physiques des fluides et de la géométrie du photobioréacteur. Avec une régression mathématique sur la courbe b) de la Figure II-2, la corrélation (II-33) est obtenue.

$$\varepsilon_g = 0{,}0028 \left(\frac{P_G}{V_l}\right)^{0{,}7} \quad \textbf{(II-33)}$$

De nombreuses corrélations empiriques, présentées dans le Tableau II-III, ont été trouvées pour des airlifts avec de l'eau douce.

Tableau II-III : Corrélations empiriques pour la rétention de gaz dans des airlifts

Corrélations		Références
$\varepsilon_g = 3{,}317.10^{-4}\left(\frac{P_G}{V_l}\right)^{0{,}97}$	**(II-34)**	Miron et al., 1999
$\varepsilon_g = 0{,}6\ {U_g}^{0{,}7}$	**(II-35)**	Babcock et al., 2002
$\varepsilon_g = 3{,}4.10^{-3}\left(1+\frac{A_d}{A_r}\right)^{-1}\left(\frac{P_G}{V_l}\right)^{2/3}$	**(II-36)**	Corrélation de Bello (Chisti, 1989)
$\varepsilon_g = 4{,}334.10^{-3}\left(\frac{P_G}{V_l}\right)^{0{,}499}$	**(II-37)**	Rubio et al., 2001
$\varepsilon_g = 0{,}0018\left(\frac{P_G}{V_l}\right)^{0{,}8355}$	**(II-38)**	Rengel, 2010
$\varepsilon_g = 2{,}47\ {U_g}^{0{,}97}$	**(II-39)**	Chisti, 1998
$\varepsilon_g = 1{,}29.10^{-4}\left(\frac{P_G}{V_l}\right)^{1{,}095}$	**(II-40)**	Gourich, 2006
$\varepsilon_g = 1{,}1005{U_{g,r}}^{0{,}7}$	**(II-41)**	Cette thèse

Le modèle mathématique développé ci avant permet de décrire le comportement hydrodynamique du photobioréacteur expérimental. Cette modélisation passe par l'évaluation de la rétention de gaz dans la colonne ascendante. Deux approches sont exposées, la première semi-empirique nécessite l'identification du paramètre de distribution C_r et la deuxième empirique corrèle le taux de rétention directement à partir des données expérimentales. Deux corrélations expérimentales de la rétention de gaz ont été obtenues. Les modèles ainsi développés ont besoin de caractérisations expérimentales pour déterminer les paramètres principaux tels que les coefficients de pertes de pression globaux pour la plaque et pour les accessoires. Le modèle semi-empirique a besoin d'optimiser le paramètre de distribution. Cette caractérisation expérimentale est réalisée dans la section suivante.

1.2. Caractérisation expérimentale du photobioréacteur et paramétrage du modèle hydrodynamique

1.2.1. Déterminations des coefficients globaux de pertes de charge

Les coefficients de pertes de pression globaux pour la plaque et pour les accessoires sont trouvés expérimentalement pour être ensuite utilisés dans les modèles.

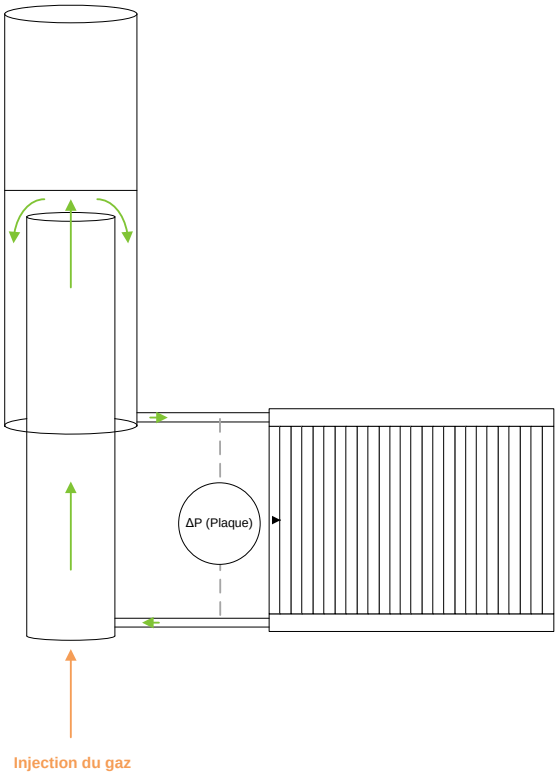


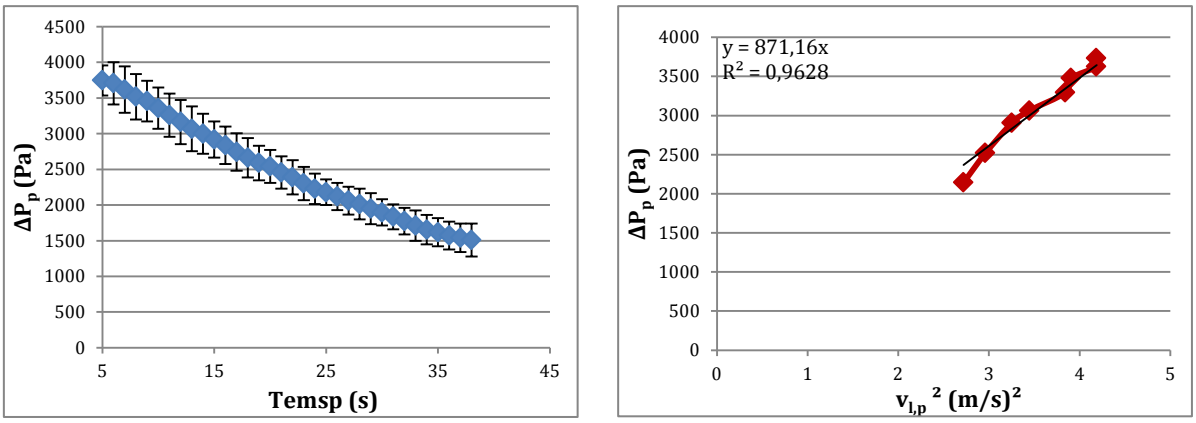
Figure II-3 : Schéma du photobioréacteur - Mesure de la perte de pression dans la plaque

Pour déterminer la perte de pression de la plaque, la colonne descendante et la plaque ont été remplies d'eau, entièrement pour la plaque, jusqu'à une hauteur de 56 cm pour la colonne descendante. La vanne est ouverte et le temps pour l'écoulement total de l'eau contenue dans la colonne descendante est mesuré ainsi que la perte de charge dans la plaque toutes les secondes. L'expérience a été répétée quatre fois, à 20 °C. En écrivant la perte de pression en fonction du carré du débit volumique dans la plaque l'équation (II-42) est obtenue.

$$\Delta P_p = c\ {Q_l}^2 = c * A_p^2 \left(U_{l,r} \frac{A_r}{A_p}\right)^2 = K_p \left(U_{l,r} \frac{A_r}{A_p}\right)^2 \quad \textbf{(II-42)}$$

Avec K_p le coefficient global de la perte de pression de la plaque.

En supposant, dans la plage étudiée, que le coefficient K_p est constant. Il est possible d'identifier K_p en intégrant les pertes de pression en fonction du temps et en mesurant le volume d'eau écoulé.



(a) (b)

Figure II-4 : Perte de pression totale de la plaque a) en fonction du temps ; b) en fonction de la vitesse au carrée

En effet, la perte de pression dans la plaque diminue avec le temps puisque le débit induit par la seule force motrice de la gravité diminue au fur et à mesure que l'eau s'écoule. L'intégrale de l'équation (II-42) permet de relier la perte de pression moyenne d'un essai à la vitesse moyenne du liquide au carré. La perte de charge totale de la plaque est proportionnelle au carré de la vitesse de circulation du fluide dans la plaque. Avec une régression linéaire sur la courbe b) de la Figure II-4, l'équation (II-43) est obtenue, avec un coefficient de corrélation de 0,96.

$$\Delta P_p = 871{,}16\ {v_{l,p}}^2 \qquad \textbf{(II-43)}$$

Le Tableau II-IV montre les pertes de pression des différentes sections du photobioréacteur, à différents débits de gaz, calculées à partir des équations (II-13) pour l'airlift et l'équation ((II-43) pour la plaque.

Tableau II-IV : Perte de pression des différentes sections du photobioréacteur à différents débits de gaz

Débit du gaz (L/min)	Perte de pression de la plaque (Pa)	Perte de pression de la colonne ascendante (Pa)	Perte de pression de la colonne descendante (Pa)
5	72,18	0,006	0,015
10	124	0,009	0,020
15	238,31	0,015	0,03
20	303,35	0,018	0,035
25	362,38	0,021	0,039

La pression hydrostatique totale est connue (Equation (II-10)) et la perte de pression totale de la plaque est connue expérimentalement. Les pertes de pression de la colonne ascendante et de la colonne descendante sont négligeables par rapport à cette dernière, comme le montre le Tableau II-IV. Une relation entre le débit du liquide et les pertes de pression des accessoires (tuyaux, vannes…) peut alors être trouvée, elle est représentée à la Figure II-5.

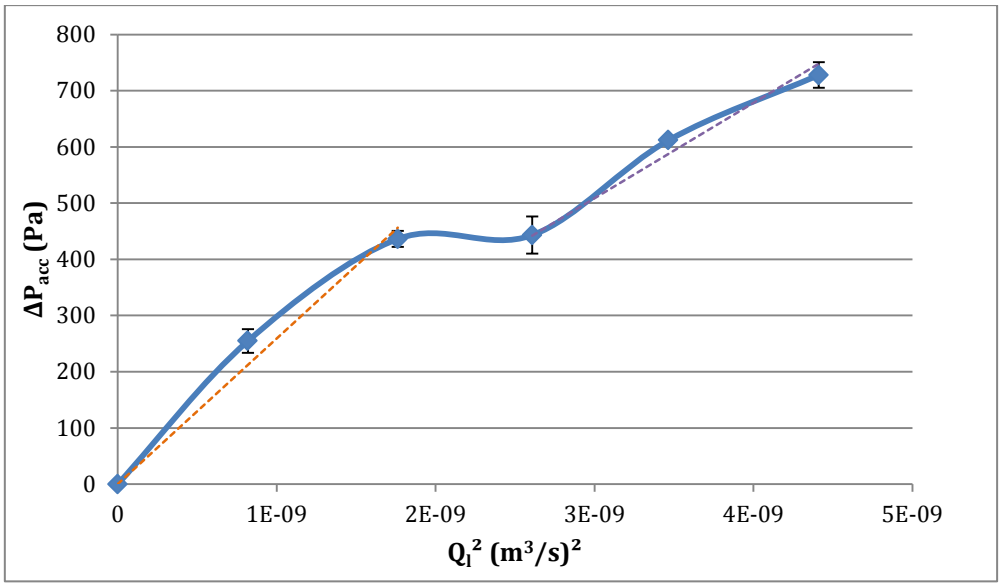


Figure II-5 : Perte de pression totale des accessoires du photobioréacteur en fonction du carré du débit du liquide

Comme attendu, la perte de charge augmente avec le carré du débit du liquide de manière linéaire. La courbe obtenue peut se diviser en deux parties afin d'obtenir deux corrélations selon le débit du liquide. Pour des débits de liquide allant de 0 à $4{,}3.10^{-5}$ $m^3.s^{-1}$, la régression mathématique donne l'équation (II-44), avec un coefficient de corrélation de 0,98.

$$\Delta P_{acc} = 2{,}59.10^{11}\ {Q_l}^2 \qquad \textbf{(II-44)}$$

Pour des débits de 5.10^{-5} jusqu'à $6{,}7.10^{-5}$ $m^3.s^{-1}$, la régression mathématique donne l'équation (II-45) avec un coefficient de corrélation de 0,98.

$$\Delta P_{acc} = 1{,}69.10^{11}\ {Q_l}^2 \qquad \textbf{(II-45)}$$

La transition entre les deux parties n'est pas bien définie car les plages de mesures ne le permettent pas. Ces trois corrélations expérimentales ((II-43), (II-44) et (II-45)) sont implémentées dans les deux modèles.

1.2.2. Optimisation du paramètre de distribution du modèle semi-empirique

Le paramètre de distribution C_r du modèle Drift-Flux (Equation (II-20)) est déterminé à partir des résultats expérimentaux par la méthode des moindres carrés. L'objectif étant de minimiser la somme des carrés des erreurs relatives des grandeurs trouvées expérimentalement, c'est-à-dire la rétention de gaz et la perte de pression de la plaque. L'erreur relative (ϵ) est calculée avec l'équation (II-46).

$$\epsilon_{\varepsilon_g} = \frac{\left|\varepsilon_{g_{exp}} - \varepsilon_{g_{calc}}\right|}{\varepsilon_{g_{exp}}} \qquad \textbf{(II-46)}$$

Avec $\varepsilon_{g_{calc}}$ la rétention de gaz calculée par le modèle, l'erreur pour la perte de pression de la plaque ($\epsilon_{\Delta P_p}$) étant calculée de la même manière. La Figure II-6 montre le paramètre de distribution par rapport à la somme des carrés des erreurs relatives.

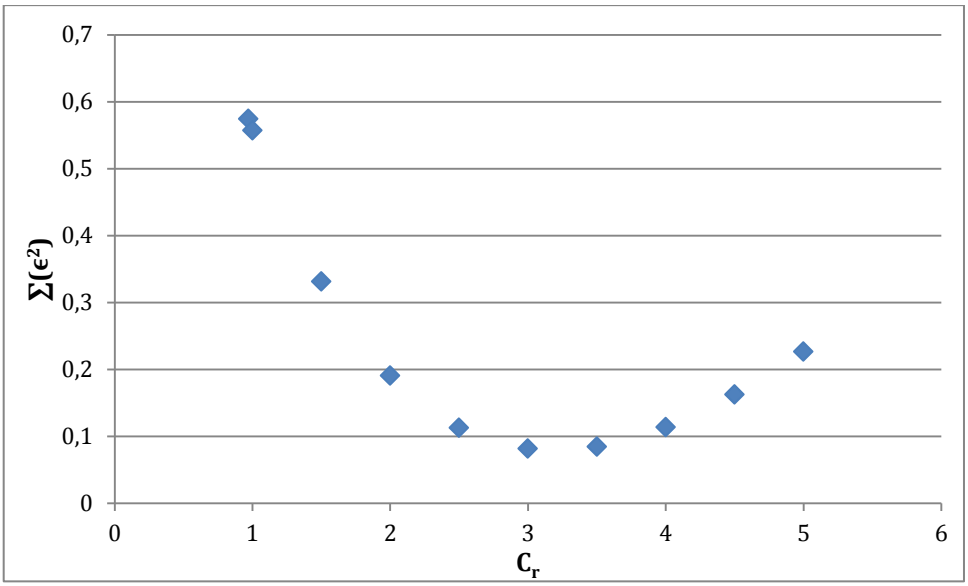


Figure II-6 : Paramètre de distribution du modèle en fonction de la somme des erreurs aux carrées

L'optimisation a été effectuée avec des C_r allant de 0,97 à 5, comme proposé par la littérature. L'erreur est minimale avec un paramètre de distribution égal à 3 avec des erreurs relatives inférieures à 16 % pour la rétention de gaz et inférieures à 11 % pour la perte de pression globale de la plaque. Les valeurs trouvées dans la littérature pour des airlifts internes sont souvent proches de 1 (Lu et al., 1995, Hwang et Cheng 1997 ; Vial et al., 2002). Rengel (Rengel, 2010) a trouvé un C_r de 3,8 pour un airlift couplé à un système hélicoïdal. D'après Snape et al., 1995, pour les colonnes ascendantes d'un diamètre supérieur à 10 cm le paramètre de distribution est compris entre 2 et 5, comme c'est le cas pour ce système.

Le modèle hydrodynamique, caractérisé et paramétré grâce aux expériences ci-dessus est comparé aux résultats expérimentaux, réalisées sur le photobioréacteur en système air/eau à 20°C.

1.3. Validation du modèle : Comparaison des résultats de la modélisation et des données expérimentales

L'enjeu de la modélisation est de caractériser les paramètres du photobioréacteur. Parmi ces paramètres, le débit de liquide circulant ainsi que la rétention de gaz dont dépendent les différents phénomènes (transfert de chaleur, de masse, croissance…) il faut donc valider en premier lieu les résultats de la modélisation du comportement hydrodynamique par des résultats expérimentaux.

La hauteur de liquide avec injection de gaz dans la colonne descendante est la première grandeur mesurée et comparée aux valeurs prédites par le modèle hydrodynamique. Une quantité d'eau est chargée dans le photobioréacteur et utilisée comme donnée d'entrée au modèle ainsi que le débit du gaz injecté. La hauteur d'eau dans la colonne descendante à différents débits d'injection de gaz (5, 10, 15, 20 et 25 L/min) est ensuite mesurée. L'expérience a été renouvelée trois fois pour chaque débit. Les résultats obtenus sont comparés avec les résultats du modèle dans la Figure II-7.

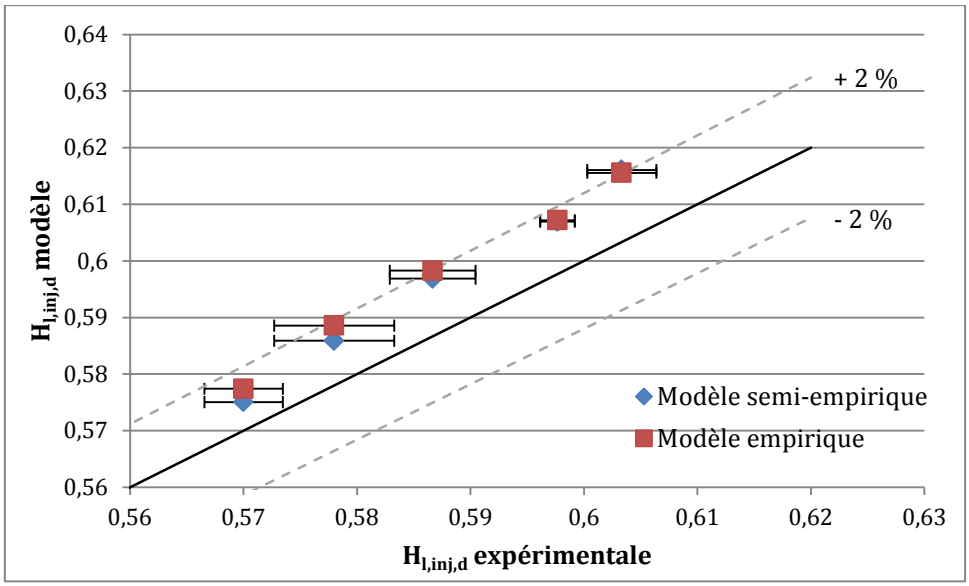
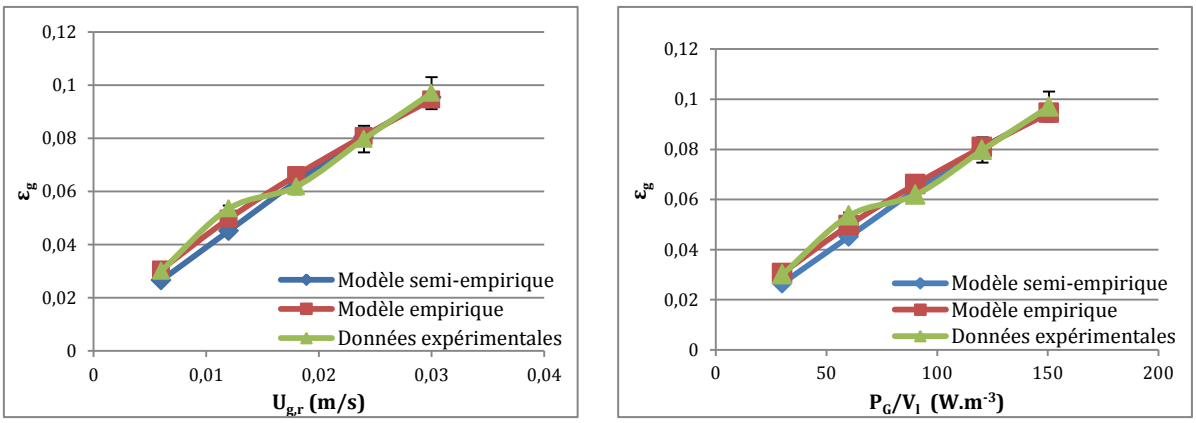


Figure II-7 : Comparaison entre les données expérimentales et les résultats des modèles pour la hauteur de liquide avec injection de gaz dans la colonne descendante à différents débits d'injection de gaz

Le modèle donne des résultats très proches quelle que ce soit le choix de modélisation de la rétention de gaz. Les modèles surestiment d'environ 2 % la hauteur de liquide avec injection de gaz par rapport aux données expérimentales. Ces résultats permettent donc de dire que, pour ce paramètre les modèles hydrodynamiques sont représentatifs.

Un des paramètres hydrodynamiques le plus important est la rétention de gaz, calculée à l'aide de l'équation (II-20) pour le modèle semi-empirique et trouvée en fonction de la corrélation expérimentale (Equation (II-31)) dans le cas du modèle empirique. Plus son taux est grand, plus la circulation du fluide sera grande et les transferts de masse et de chaleur seront plus efficaces. Les rétentions de gaz calculées par les deux approches de modélisation sont comparées avec les résultats expérimentaux à la Figure II-8.



(a) (b)

Figure II-8 : Rétention de gaz dans le photobioréacteur a) en fonction de la vitesse superficielle du gaz ; b) en fonction de la puissance d'entrée

En augmentant le débit d'injection du gaz, le volume de gaz présent dans la colonne ascendante est de plus en plus important, augmentant donc la valeur de la rétention de gaz. La rétention de gaz augmente avec l'augmentation de la vitesse de la phase gazeuse. Les deux

modèles sont très proches des résultats expérimentaux. La Figure II-9 compare les résultats trouvés par les deux modèles avec les données expérimentales.

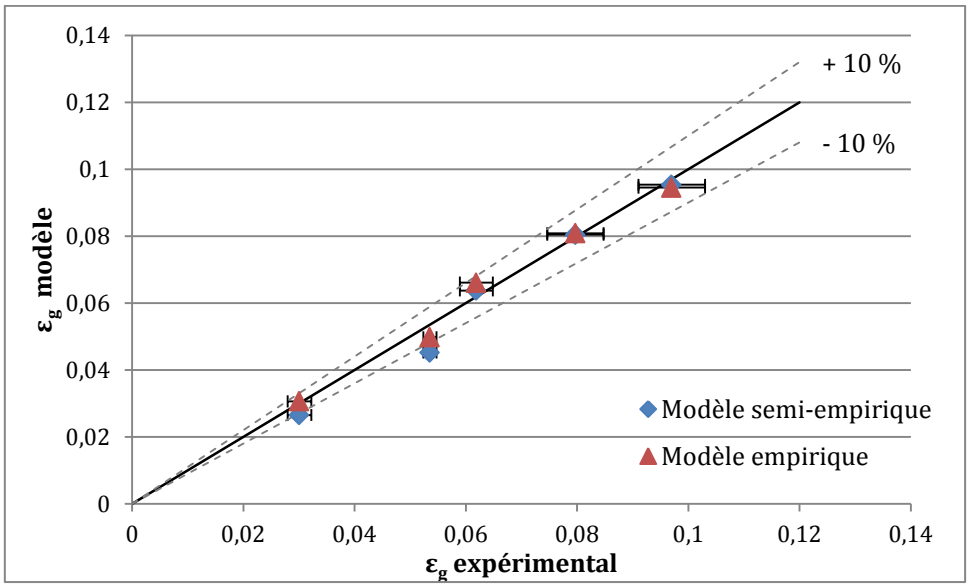


Figure II-9 : Comparaison des résultats de modélisation avec les résultats expérimentaux

Les modèles semi-empirique et empirique sont très proches l'un de l'autre et sont proches des résultats expérimentaux avec des différences de moins de 10 %. Les modèles sous-estiment légèrement les valeurs pour des débits de gaz de 5 et 10 L/min et surestiment légèrement les valeurs pour des débits de gaz de 15, 20 et 25 L/min. Pour des débits de gaz de 5 à 25 L/min, la rétention de gaz dans le photobioréacteur varie de 0,02 à 0,1. Les valeurs expérimentales étant proches des modèles cela permet de valider le modèle hydrodynamique du photobioréacteur.

Avec un airlift similaire mais couplé à un système hélicoïdal, Rengel, 2010, trouve des rétentions de gaz similaires avec les mêmes débits de gaz. Avec un airlift interne d'un diamètre de 10,6 cm et un volume de 32 L, Blazej et al., 2004, trouvent des rétentions de gaz de 0,001 à 0,09 pour des vitesses de la phase gazeuse de 0,001 à 0,034 $m.s^{-1}$, soit des conditions similaires. Pour un photobioréacteur airlift tubulaire horizontal, Babcock et al., 2002, trouvent des rétentions de gaz de 0 à 0,06 pour des vitesses de gaz de 0 à 0,04 $m.s^{-1}$. Moradi et al., 2013 trouvent des rétentions de gaz comprises entre 0 et 0,08 pour des vitesses superficielles de gaz de 0,01 à 0,08 $m.s^{-1}$ dans un airlift interne. Les résultats trouvés pour le photobioréacteur de cette thèse donnent des rétentions de gaz de 0,026 à 0,095 pour des vitesses superficielles de gaz de 0,005 à 0,03 $m.s^{-1}$. Les rétentions de gaz du photobioréacteur sont donc supérieures à celles trouvées dans la littérature. Une meilleure rétention de gaz permet un meilleur transfert de masse améliorant les performances du réacteur.

Les modèles hydrodynamiques permettent aussi de connaitre la vitesse de circulation du liquide dans chaque section du photobioréacteur (Figure II-10 et Figure II-11).

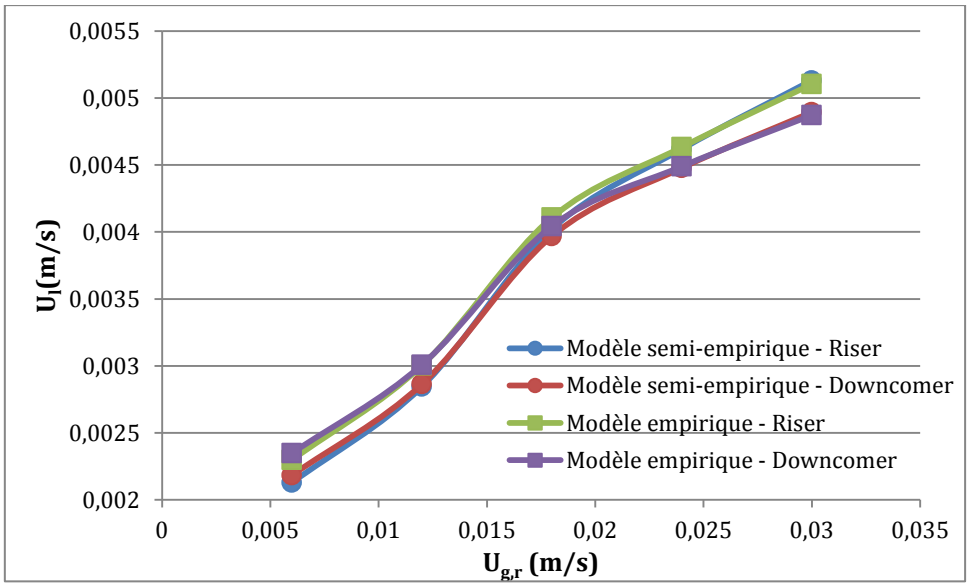


Figure II-10 : Vitesse superficielle du liquide dans la colonne ascendante et descendante en fonction de la vitesse superficielle du gaz

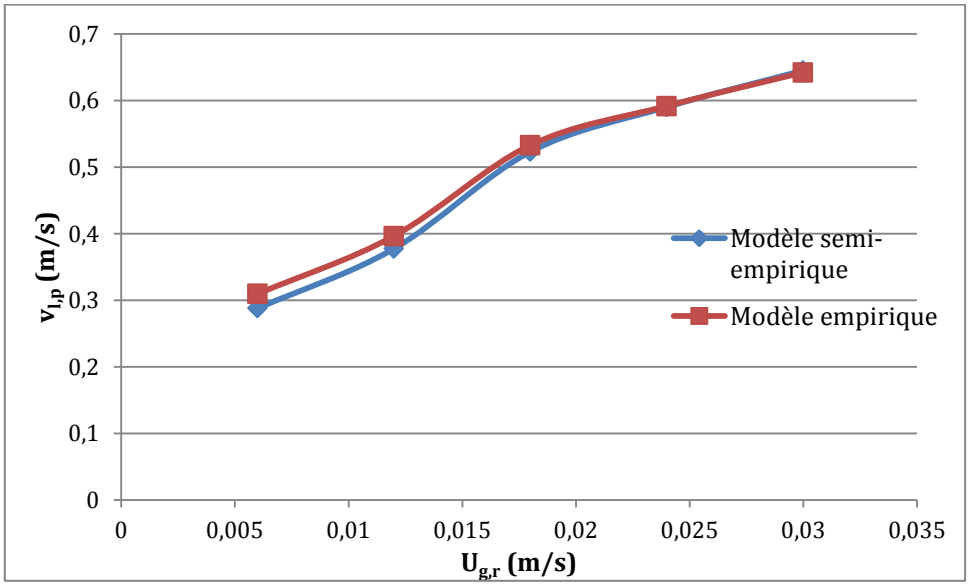


Figure II-11 : Vitesse du liquide dans la plaque en fonction de la vitesse superficielle du gaz

Les vitesses du liquide dans chaque section augmentent de la même manière avec l'augmentation de la vitesse superficielle du gaz. Les vitesses du liquide dans la colonne ascendante et dans la colonne descendante sont très proches et vont de 0,0024 à 0,005 $m.s^{-1}$ pour les deux modèles. Cela s'explique par le fait que ces deux sections ont des géométries et des dimensions similaires. La vitesse du fluide dans la plaque est beaucoup plus élevée par rapport aux deux autres sections et va de 0,3 à 0,64 $m.s^{-1}$ pour les deux modèles.

Augmenter le débit du gaz dans la colonne ascendante permettrait d'augmenter la rétention de gaz et donc d'améliorer les performances du réacteur en améliorant le transfert de masse dans la colonne ascendante du photobioréacteur mais cela augmenterait aussi la vitesse de circulation du liquide dans la plaque. Cette vitesse étant déjà plus élevée dans la plaque par rapport à l'airlift (facteur 100) il n'est pas possible d'augmenter le débit du gaz sans augmenter le risque de cisaillement dans la plaque et donc d'augmenter le risque de

détérioration du matériel biologique, en l'occurrence les microalgues. Augmenter le débit de gaz entrant diminuerait aussi les temps de séjour dans les différentes sections du photobioréacteur, diminuant le temps de contact entre les phases liquide et gazeuse dans la colonne ascendante diminuant ainsi les phénomènes de transfert de masse et diminuant le temps de séjour du liquide dans le collecteur d'énergie, lieu de croissance des microalgues. Un compromis doit donc être fait entre les performances en transfert de masse et les bonnes conditions de cultures pour les microalgues.

De manière générale, le débit du liquide augmente avec l'augmentation de la vitesse superficielle du gaz (Figure II-12).

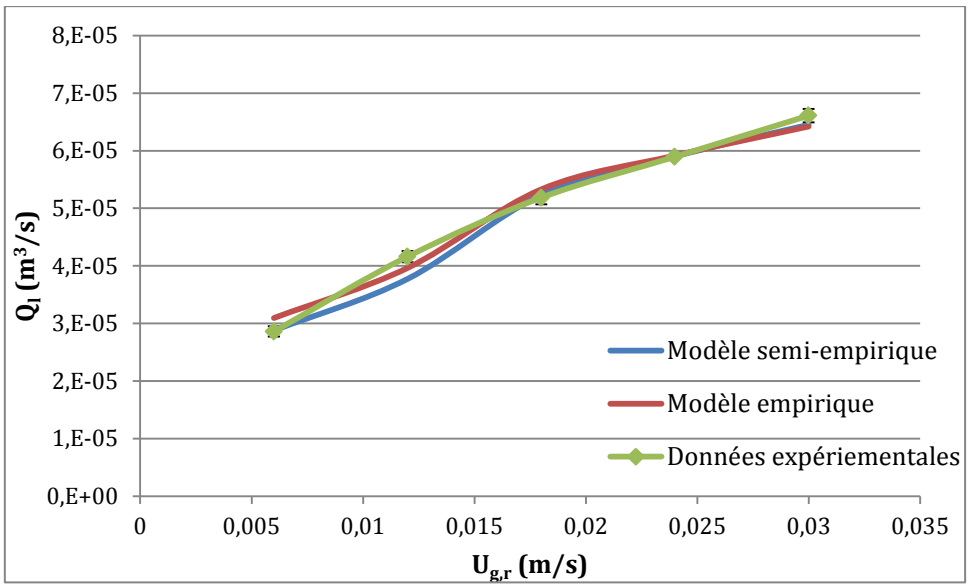


Figure II-12 : Débit du liquide dans le photobioréacteur en fonction de la vitesse superficielle du gaz

Encore une fois, les deux modèles donnent des valeurs similaires et sont très proches des résultats expérimentaux pour des débits de gaz entrant supérieurs à 10 $L.min^{-1}$. Ces différentes vitesses de circulation permettent de déterminer les temps de passage dans chaque section du photobioréacteur (Figure II-13).

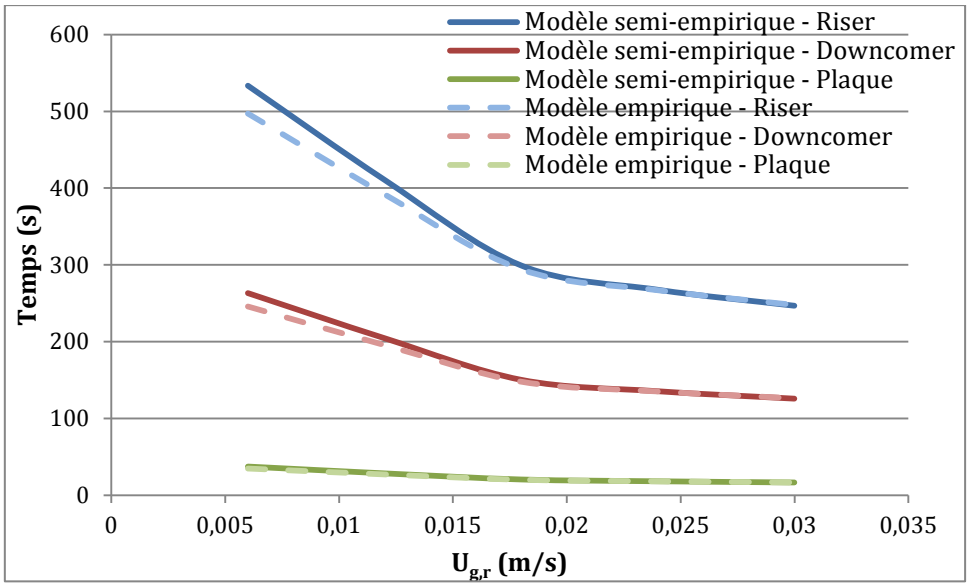


Figure II-13 : Temps de résidence dans chaque section du photobioréacteur en fonction de la vitesse superficielle du gaz

Comme attendu le temps de résidence dans les sections du photobioréacteur diminue avec l'augmentation de la vitesse superficielle du gaz dans la colonne ascendante. Les temps de résidence sont similaires selon le modèle utilisé. Le liquide passe la plus grande partie du temps dans la colonne ascendante, puis dans la colonne descendante et enfin dans la plaque. Le liquide passe entre 17 et 38 secondes dans la plaque à chaque passage sur les 840 à 400 secondes de parcours total selon le débit. Cela est très peu et représente seulement 4 à 5 % du temps de parcours. Sachant que la plaque est le lieu privilégié de la croissance des microalgues, il faudrait en augmenter le temps de passage. Une solution possible serait d'augmenter les dimensions du collecteur d'énergie tout en veillant que l'augmentation des pertes de pression causées par cet agrandissement de taille de la plaque ne diminue pas la vitesse de circulation de liquide dans la plaque car celle-ci doit rester supérieure à 0,06 $m.s^{-1}$ pour éviter les phénomènes de sédimentations (Tredici, 2004).

1.4. Conclusion

Les deux modèles proposés donnent des résultats similaires qui sont très proches des résultats expérimentaux qui permettent la validation du modèle hydrodynamique. Le modèle semi-empirique a des équations très détaillées mais sa mise en œuvre et ses calculs sont plus longs à cause des itérations présentes dans le modèle. Mais ce modèle est plus facilement transposable à un autre photobioréacteur. Le modèle empirique est plus simple d'application mais nécessite plus de caractérisations expérimentales et est donc moins facilement transposable. Pour les modélisations ultérieures, le modèle semi-empirique sera utilisé.

Les phénomènes de transferts de masse, dépendant de l'hydrodynamique du système, impactent les performances du photobioréacteur. Ces phénomènes sont modélisés et validés expérimentalement dans la partie suivante.

2. Modélisation des transferts de masse

Le photobioréacteur est un réacteur multiphasique où il est important qu'il y ait un mélange efficace ainsi qu'un grand taux de transfert de masse entre la phase liquide et la phase gazeuse. Ce grand taux de transfert de masse permet au milieu de culture des algues d'absorber le dioxyde de carbone injecté et de rejeter l'oxygène produit (Zhang et al., 2006). Les microalgues ont besoin d'un apport suffisant en dioxyde de carbone et leur croissance est inhibée par une trop forte concentration en oxygène dissous. Pour contrôler et optimiser la production de microalgues il est important de connaitre les concentrations d'oxygène et de dioxyde de carbone en chaque point du photobioréacteur.

La capacité de transfert de masse du photobioréacteur est représentée par le coefficient volumique de transfert de masse qui joue un rôle important dans les performances de transfert de masse des réacteurs (Zhang et al., 2006 et Hébrard et Roustan, 2003, Freitas et Teixeira, 2001). Dans cette partie, ce paramètre sera déterminé expérimentalement avec le photobioréacteur en système air/eau car dans les vitesses superficielles de gaz étudiées l'effet de la charge est négligeable sur le coefficient volumique global de transfert de masse (et ceci jusqu'à une vitesse superficielle de gaz de 0,075 $m.s^{-1}$ (Freitas et Teixeira, 2001)). Dans le chapitre III, les phénomènes de transferts de masse sont étudiés dans un photobioréacteur en culture d'algues.

2.1. Modélisation du transfert de masse dans le photobioréacteur en système air/eau

La circulation du liquide dans le réacteur s'effectue par injection de gaz en bas de la colonne ascendante. Le gaz injecté est en contact direct avec la phase liquide, il y a donc un phénomène de transfert de masse entre les phases. D'après Chisti, 1989, cela revient à un problème de transfert de masse à l'interface gaz-liquide. Pour évaluer le taux de transfert de masse entre les phases plusieurs approches existent (Roustan, 2003a et Chisti, 1989) :

- Théorie du film : la région proche de l'interface peut être vue comme un ensemble de phases stagnantes fines (Camarasa et al., 2001) ;
- Théorie du double-film dérivant de la théorie du film mais pour les systèmes biphasiques ;
- Théorie de la pénétration ou d'Higbie ; cette théorie s'applique lorsque les deux phases n'ont qu'un temps de contact très court et où le régime permanent n'a pas le temps de s'établir ;
- Théorie de Danckwerts ou théorie du renouvellement de surface ;
- Théorie combinée : film-pénétration ou film-renouvellement, utilisée pour les écoulements turbulents ;
- Théorie de la goutte rigide, dans le cas d'un régime non-permanent dans une goutte ;
- Théorie du film tombant en écoulement laminaire ;
- Théories basées sur la turbulence.

Le photobioréacteur est un système diphasique gaz-liquide, le modèle du double film, proposé par Lexis et Whitman en 1924 est donc applicable. La théorie du double film, illustrée en Figure II-14 pour un système gaz-liquide, comporte plusieurs hypothèses. La

première est que l'interface entre les deux phases est sans épaisseur physique. De chaque côté de l'interface, un film stagnant se développe, où le transfert de masse s'effectue par diffusion en conséquence du gradient de concentration. A l'interface, les concentrations de l'espèce étudiée (ici l'oxygène et pour la culture d'algues le dioxyde de carbone) sont à l'équilibre et suivent la loi de Henry. A l'intérieur des deux films stagnants, le gradient de concentration a un profil linéaire. A l'extérieur des deux films, les concentrations sont constantes dans tout le volume (cette hypothèse n'est valable que pour les gaz à faible solubilité comme l'oxygène). (Zhang et al., 2006). Les résistances du transfert sont localisées dans les films stagnants, l'interface gaz-liquide est supposée ne pas avoir de résistance au transfert de masse (Chisti, 1999).

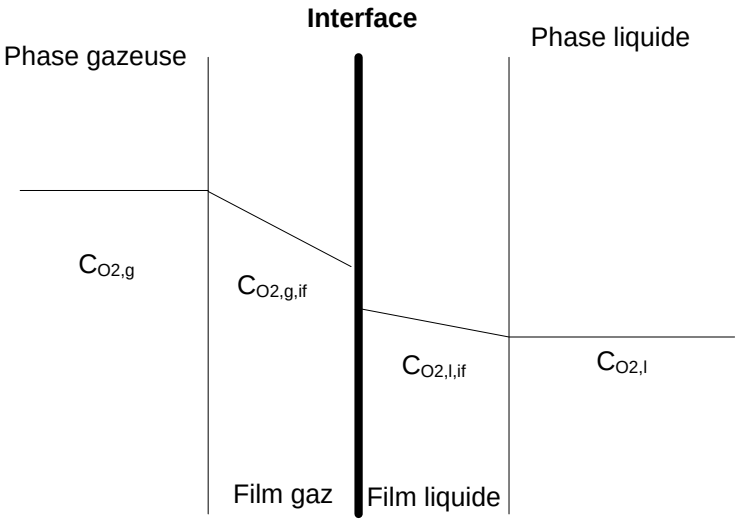


Figure II-14 : Théorie du double film (D'après Roustan, 2003)

Le modèle du double-film, dérivé du modèle du film, s'applique aux deux fluides qui sont en contact l'un de l'autre au niveau de l'interface (Roustan, 2003a) et a pour forme générale l'équation (II-47).

$$Taux\ transfert\ de\ masse = Ka\Delta C \quad \textbf{(II-47)}$$

Avec a l'aire interfaciale ($m^2.m^{-3}$) et ΔC la différence de concentration ($mol.m^{-3}$ ou $mg.L^{-1}$) et K le coefficient global de transfert de masse ($m.s^{-1}$) qui regroupe le coefficient de transfert de masse de la phase liquide et de la phase gazeuse (Equation (II-48)).

$$K = \frac{1}{\frac{1}{k_l} + \frac{1}{Hk_g}} \quad \textbf{(II-48)}$$

Pour les gaz peu solubles dans l'eau (comme l'oxygène et le dioxyde de carbone), le coefficient de transfert de masse dans le gaz (k_g en $m.s^{-1}$) est très supérieur à celui du liquide (k_l en $m.s^{-1}$). De plus, la constante d'Henry (H adimensionnel) est plus grande que l'unité (environ 30 pour de l'oxygène dans de l'eau) (Roustan, 2003). Le coefficient global de transfert de masse est donc très proche du coefficient de transfert de masse dans le liquide ($K \approx k_l$) (Chisti, 1989, Chisti, 1999, Roustan, 2003). Cela implique que la résistance au transfert de masse au niveau de l'interface est entièrement située du côté du film de liquide

(Chisti, 1999). Le transfert gaz-liquide est donc contrôlé par la diffusion à travers le film liquide (Roustan, 2003).

D'après la théorie du double-film, le transfert de masse dans le film s'effectue juste par diffusion, donc à un régime établi, des profils linéaires de concentration existent dans les films. Le flux de transfert de l'espèce diffusée est relaté par un gradient de concentration dans le film. Le flux du transfert peut s'exprimer selon l'équation (II-49) pour une diffusion du gaz vers le liquide pour chacun des films (Chisti, 1999)

$$J = k_{g,if}\left(C_{O_2,g} - C_{O_2,g,if}\right) = k_{l,if}\left(C_{O_2,l,if} - C_{O_2,l}\right) \quad \textbf{(II-49)}$$

Avec J le flux de diffusion (kg.s^{-1}.m^{-2}), $k_{i,if}$ le coefficient caractéristique de transfert de masse du film à l'interface (m.s^{-1}) et $C_{O_2,l}$ la concentration en oxygène dissous dans la phase liquide (mol.m^{-3}). Cette équation peut s'écrire selon l'équation (II-50).

$$J = k_l\left(C_{O_2}^* - C_{O_2,l}\right) \quad \textbf{(II-50)}$$

Avec k_l le coefficient global de transfert de masse global supposé égal à celui du côté liquide et $C_{O_2}^*$ la concentration à saturation dans le liquide à l'équilibre avec la phase gazeuse (mol.m^{-3}).

2.1.1. Détermination du coefficient volumique global de transfert de masse

L'aire spécifique interfaciale (a en m^2.m^{-3}) est le ratio entre la surface de contact du gaz et le volume du liquide. En faisant l'hypothèse de bulles sphériques, l'aire interfaciale est donc fonction du diamètre des bulles et de la rétention de gaz (Equation (II-51)) (Contreras et al., 1998a ; Chisti, 1989 ; Hébrard et Roustan, 2003 ; Miron et al., 2000, Chisti, 1998).

$$a = \frac{6\varepsilon_g}{d_b\left(1 - \varepsilon_g\right)} \quad \textbf{(II-51)}$$

L'aire interfaciale dépend donc directement de la rétention de gaz, donc du débit de l'injection d'air. L'aire interfaciale peut être améliorée par l'augmentation de la rétention du gaz ou par la diminution de la taille des bulles (Chisti, 1989). L'augmentation de l'aire interfaciale permet une augmentation de la surface de contact entre les deux phases et donc facilite et augmente les échanges entre celles-ci. Cela améliore donc les performances de transfert de masse.

Il est très difficile de déterminer le coefficient global de transfert (k_l), le coefficient global volumique de transfert de masse ($k_l a$) est donc utilisé. (Hébrard et Roustan, 2003). Ce coefficient dépend des propriétés du fluide, du régime de l'hydrodynamique et de la configuration du réacteur (Chisti, 1998). Le coefficient global volumique de transfert de masse est habituellement utilisé pour évaluer les capacités de transfert d'oxygène d'un réacteur (Cerri et Badino, 2010). Chez de nombreux auteurs (Tableau II-V) le coefficient volumique global de transfert de masse ($k_l a$) s'exprime en fonction de la puissance d'entrée du réacteur selon l'équation (II-52).

$$k_l a = \alpha_2 \left(\frac{P_g}{V_l}\right)^{\beta_2} \quad \textbf{(II-52)}$$

Avec $k_l a$ le coefficient global de transfert de masse (s^{-1}). Les paramètres α_2 et β_2 sont des paramètres déterminés expérimentalement dont les valeurs divergent selon les auteurs et le type de photobioréacteur utilisé.

Chez d'autres auteurs, le coefficient volumique global de transfert de masse est exprimé en fonction de la vitesse superficielle du gaz, surtout pour les colonnes à bulles (Equation (II-53)) (Cerri et Badino, 2010).

$$k_l a = a_2 (U_g)^{b_2} \quad \textbf{(II-53)}$$

Le Tableau II-V donne différentes corrélations expérimentales du coefficient global de transfert en fonction de la puissance d'entrée ou de la vitesse superficielle du gaz.

Tableau II-V : Corrélations pour le coefficient global volumique du transfert de masse

Equation		Photobioréacteur	Référence
Corrélation de Van't Riet et Tramper : $(k_l a)_{O_2} = 0{,}32 (U_g)^{0{,}7}$	**(II-54)**	Colonne à bulles	Rengel, 2010 Miron et al., 2000
$(k_l a)_{O_2} = 0{,}487 (U_g)^{1{,}035}$	**(II-55)**	Airlift interne	Rengel, 2010
Ou $(k_l a)_{O_2} = 9.10^{-5} \left(\frac{P_g}{V_l}\right)^{1{,}035}$	**(II-56)**		
Corrélation de Bello : $k_l a = 0{,}76 \left(1 + \frac{A_d}{A_r}\right)^{-2} {U_{g,r}}^{0{,}8}$	**(II-57)**	Airlift Avec U_g compris entre 0,0137 et 0,086 m/s	Luo et al., 2011 ; Kawase et Hashiguchi, 1996 ; Chisti, 1989
Ou $k_l a = 5{,}5.10^{-4} \left(1 + \frac{A_d}{A_r}\right)^{-1{,}2} \left(\frac{P_G}{V_l}\right)^{0{,}8}$	**(II-58)**		
Corrélation de Shah : $k_l a = 0{,}47 {U_g}^{0{,}82}$	**(II-59)**	Colonne à bulles	Kantarci et al., 2005 Cerri et Badino, 2010
$k_l a = 2{,}39.10^{-4} \left(\frac{P_g}{V_l}\right)^{0{,}86}$	**(II-60)**	Colonne à bulles	Chisti, 1989
$k_l a = 1{,}27.10^{-4} \left(\frac{P_g}{V_l}\right)^{0{,}925}$	**(II-61)**	Airlift interne	Rubio et al., 2001
Corrélation de Chisti (1987) $k_l a = 0{,}349 \left(1 + \frac{A_d}{A_r}\right)^{-1} {U_{g,r}}^{0{,}837}$	**(II-62)**		Al-Masry et Abasaeed, 1998

Pour déterminer le coefficient volumique global de transfert de masse du photobioréacteur, la méthode gassing-in gassing-out a été utilisée (Roustan, 2003). Pour cela, de l'azote est injecté en bas de la colonne ascendante pour éliminer l'oxygène dissous du réacteur. Lorsque la concentration en oxygène dissous est nulle ou proche de zéro dans le

réacteur, l'air est injecté au débit voulu. L'évolution de la concentration en oxygène dissous est alors suivie jusqu'à atteindre une valeur constante (Figure II-15). Chaque expérience a été répétée trois fois pour les cinq débits testés (5, 10, 15, 20, et 25 L.min^{-1}) avec de l'eau du robinet et à une température de 25 °C. La concentration d'oxygène dissous a été mesurée en haut de la colonne ascendante.

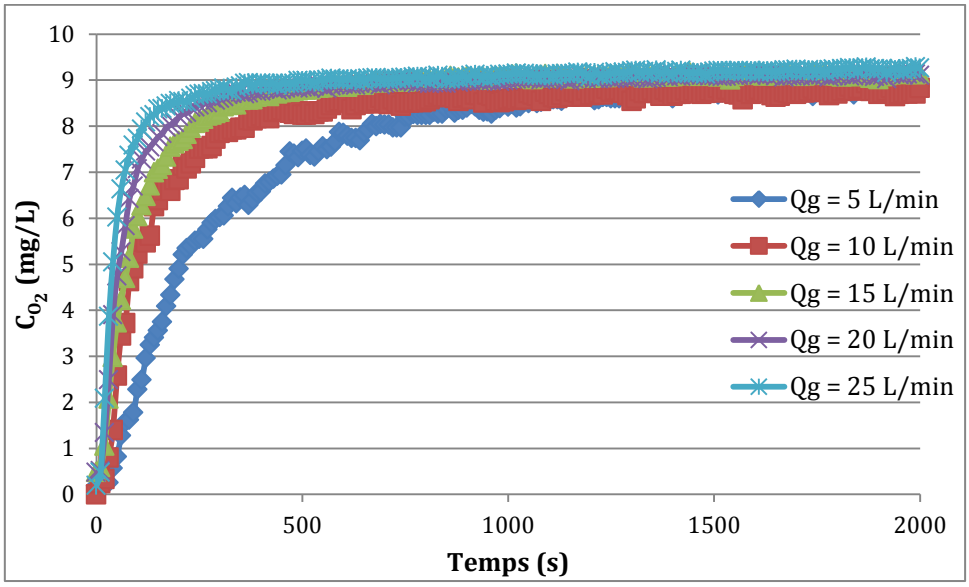


Figure II-15 : Evolution de la concentration en oxygène dissous, à différents débits d'air

Les résultats montrent que plus le débit d'air augmente, plus la concentration d'équilibre de l'oxygène dissous est atteinte rapidement. Le transport de masse est donc plus rapide à de plus grands débits. Cela s'explique par le fait que la rétention de gaz augmente avec l'augmentation du débit de gaz et permet une plus grande surface de contact entre les deux phases, améliorant les phénomènes de transfert de masse.

Pour estimer la valeur du coefficient volumique global du transfert de masse pour l'oxygène plusieurs hypothèses sont émises : le mélange est suffisant dans les phases gazeuse et liquide pour que le mélange soit total, c'est-à-dire que l'oxygène est dilué dans les deux phases, et le réacteur est considéré comme un réacteur parfaitement mélangé. L'évolution de la concentration en oxygène dissous s'exprime par l'équation (II-63) (Chisti, 1998) qui est un remaniement de l'équation (II-50) (car le flux de diffusion J est égal au taux de transfert de masse par unité d'aire interfaciale a) (Chisti, 1999).

$$\frac{dC_{O_2,l}}{dt} = (k_l a)_{O_2}\left(C^*_{O_2} - C_{O_2,l}\right) \qquad \textbf{(II-63)}$$

Par intégration, une relation (Equation (II-64)) entre la concentration en oxygène dissous et le coefficient volumique global de transfert de masse par rapport au temps est trouvée.

$$\ln\left(\frac{C^*_{O_2} - C^0_{O_2,l}}{C^*_{O_2} - C_{O_2,l}}\right) = (k_l a)_{O_2}(t - t_0) \qquad \textbf{(II-64)}$$

$$C_{O_2}^{*} = \frac{C_{O_2,g}}{H} \quad \textbf{(II-65)}$$

Où H est la constante d'Henry (adimensionnelle), $C_{O_2}^{*}$ est la concentration de l'oxygène à saturation dans le liquide (soit 9,09 mg/l (ou 0,284 mol/m^3) à 20 °C et 8,26 mg/L (ou 0,258 mol/m^3 à 25 °C) (avec $H = 33{,}271$ pour T=25 °C et $H = 30{,}736$ pour T=20 °C) et $C_{O_2,l}^{0}$, la concentration en oxygène dissous initiale à l'arrêt de l'injection d'azote (mol.m^{-3}) (Foussard, 2003 et Héduit et al., 2003).

En traçant la partie gauche de l'équation (II-64) en fonction du temps, la pente de la droite obtenue est le coefficient volumique global du système pour un débit donné (Figure II-16).

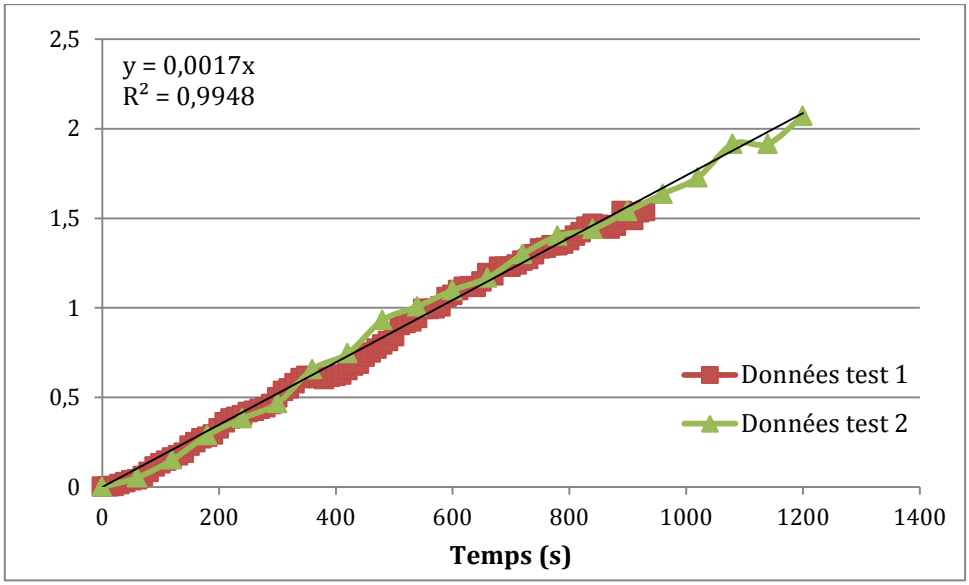
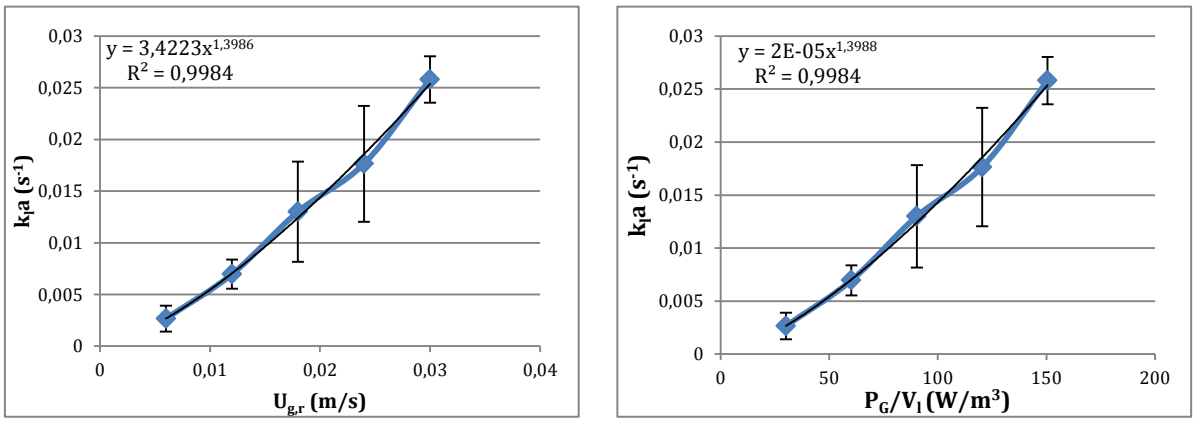


Figure II-16 : Détermination du coefficient volumique global du transfert de masse pour l'oxygène à un débit de gaz de 5 L/min

La même démarche est effectuée pour les autres débits d'air testés, la courbe du coefficient volumique global en fonction de la vitesse superficielle du gaz ou de la puissance d'entrée obtenue est tracée à la Figure II-17.



(a) (b)

Figure II-17 : Coefficient volumique globale du transfert de masse de l'oxygène a) en fonction de la vitesse superficielle du gaz ; b) en fonction de la puissance d'entrée

Le coefficient volumique global de transfert augmente avec l'augmentation du débit du gaz injecté dans la colonne ascendante. Le taux de transfert de masse entre les phases est donc plus important quand le débit est élevé. Les régressions mathématiques des résultats expérimentaux des courbes a) et b) de la Figure II-17 donnent les équations (II-66) (II-67) qui sont de la même forme que celles habituellement trouvées dans la littérature (v. Tableau II-V) avec des corrélations de 99 %.

$$k_l a_{mes} = 3{,}4223\left(U_{g,r}\right)^{1{,}3986} \quad \textbf{(II-66)}$$

$$k_l a_{mes} = 2{,}2808.10^{-5}\left(\frac{P_g}{V_l}\right)^{1{,}3988} \quad \textbf{(II-67)}$$

Plus la puissance d'entrée du gaz est importante, plus le photobioréacteur retiendra de gaz et plus la surface de contact entre les deux phases sera importante, ces différents phénomènes favorisant les transferts de masse (Kantarci et al., 2005).

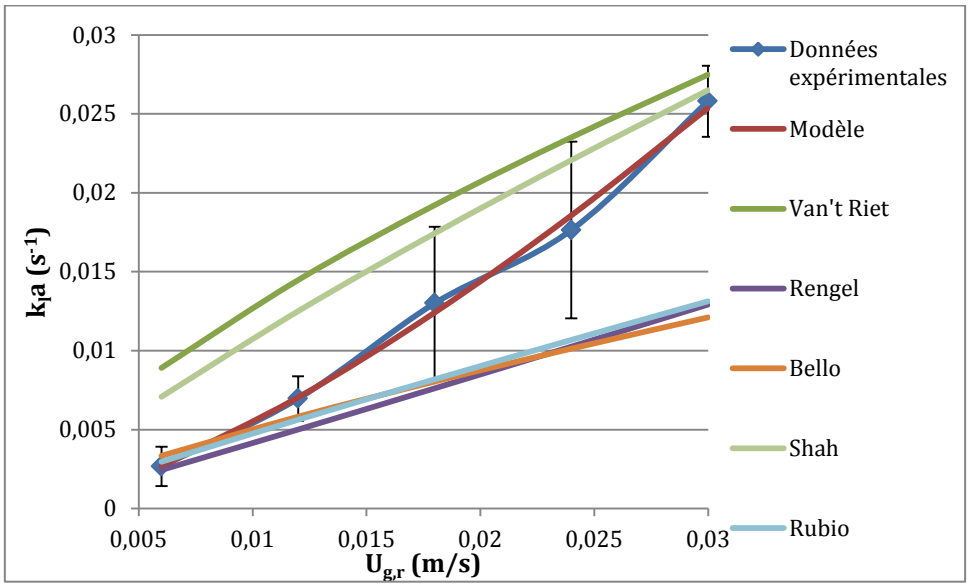


Figure II-18 : Coefficient volumique global de transfert de masse en fonction de la vitesse superficielle du gaz

L'application des corrélations pour le coefficient volumique global de transfert de masse au photobioréacteur étudié donne la Figure II-18. Deux groupes de corrélations se distinguent. Le premier, au coefficient volumique global de transfert de masse les plus élevés, correspond aux corrélations établies avec des colonnes à bulles. Ce groupe comprend les corrélations de Van't Riet et Tramper (Miron et al., 2000) et Shah (Kantarci et al., 2005). Un second groupe, regroupant les corrélations de Rengel (Rengel, 2010), Bello (Luo et al.2011) et Rubio (Rubio et al.,2001), présente des coefficients volumiques globaux de transfert de masse plus faible. Ce second groupe correspond à des corrélations trouvées avec des airlifts. D'après Wu et Jong, 1994, les performances en transfert de masse des airlifts sont souvent plus faibles que celles des colonnes à bulles, ce qui est corroboré par la Figure II-18. La corrélation expérimentale trouvée sur le photobioréacteur pilote se situe entre ces deux groupes, ses performances en terme de transfert de masse sont donc supérieures à celles des airlifts (du fait de la connexion avec la plaque) mais inférieures à celles des colonnes à bulles. Cette corrélation expérimentale sera utilisée pour les modélisations ultérieures.

2.1.2. Modélisation du transfert de masse

L'évolution de la concentration en oxygène dans le réacteur en système air/eau peut se faire par l'établissement d'un bilan massique en utilisant le modèle de la dispersion axiale, qui est souvent appliqué aux colonnes à bulles (Chisti, 1989) et qui considère le mélange comme analogue au processus de diffusion (Chisti, 1998).

$$Accumulation = O_2\ entrant - O_2\ sortant \pm O_2\ absorbé/éliminé \quad \textbf{(II-68)}$$

$$\frac{\partial C_{O_2,i}}{\partial t} = D_z \frac{\partial^2 C_{O_2,i}}{\partial z^2} - U_l \frac{\partial C_{O_2,i}}{\partial z} \pm (k_l a)_{O_2}\left(C^*_{O_2} - C_{O_2,l}\right) \quad \textbf{(II-69)}$$

Le premier terme de l'équation représente la dispersion axiale de l'oxygène dans la phase liquide, le second terme de l'équation est le transport convectif et le dernier terme est le transfert de l'oxygène entre les phases d'après la théorie des deux films. Dans les systèmes airlifts, le transport convectif dans le gaz est très supérieur au transport diffusif car la vitesse des bulles est grande et il n'y a pas de réaction dans la phase gazeuse. Le réacteur est donc considéré comme un écoulement piston pour le gaz, le terme de la diffusion axiale est donc négligé pour la phase gazeuse.

Le gaz est présent dans une seule section du photobioréacteur : la colonne ascendante. Les deux sections où il n'y a que la phase liquide sont considérées comme un écoulement piston. Le seul transfert de masse dans ces sections est celui qui a lieu entre le liquide et les algues (traité au chapitre III). Dans le cas d'un fonctionnement en système air/eau, la concentration en oxygène dissous dans le liquide à l'entrée de la colonne ascendante (ou la sortie de la plaque) est la concentration en oxygène dissous à l'entrée de la colonne descendante après le temps de passage du fluide dans la colonne descendante et de la plaque, (Zhang et al., 2006, Koparjarvi et al., 1999).

L'équation du transfert de masse, discrétisée avec la méthode des volumes finis est représentée en équation (II-70), pour la phase liquide, dans la colonne ascendante et en équation (II-71) pour la phase gazeuse qui est considérée comme un écoulement piston (Chisti, 1998).

$$\frac{\partial C^m_{O_2,l}}{\partial t} = D_z \frac{C^{m+1}_{O_2,l} - 2C^m_{O_2,l} + C^{m-1}_{O_2,l}}{\Delta z^2} - U_{l,r} \frac{C^m_{O_2,l} - C^{m-1}_{O_2,l}}{\Delta z} + (k_l a)_{O_2,r}\left(C^*_{O_2} - C_{O_2,l}\right) \quad \textbf{(II-70)}$$

Avec D_z le coefficient de dispersion axiale ($m^2.s^{-1}$), $C_{O_2,i}$ la concentration en oxygène dans la phase i ($mol.m^{-3}$), $U_{i,j}$ la vitesse superficielle de la phase i dans la section j ($m.s^{-1}$), $(k_l a)_{O_2,r}$ le coefficient volumique de la colonne ascendante du transfert de masse de l'oxygène (s^{-1}) et Δz le pas de discrétisation de la colonne ascendante (m).

$$\frac{\partial C_{O_2,g}}{dt} = -U_{g,r} \frac{C^m_{O_2,g} - C^{m-1}_{O_2,g}}{\Delta z} - (k_l a)_{O_2,r}\left(C^*_{O_2} - C_{O_2,l}\right) \quad \textbf{(II-71)}$$

Le coefficient de la dispersion axiale prend en compte les mélanges dus à la diffusion et au remous du transport, en théorie il tend vers l'infini pour les réacteurs parfaitement mélangés et est nul pour les réacteurs à écoulement piston. (Chisti, 1989).

Le nombre de Peclet caractérise les flux par l'équation (II-72).

$$Pe = \frac{U_l H_l}{D_z} \quad \textbf{(II-72)}$$

En pratique, le nombre est supérieur à 20 pour les écoulements pistons et inférieur à 0,1 pour les réacteurs parfaitement mélangés. La dispersion axiale dépend de la géométrie du réacteur, des vitesses des fluides et de leurs propriétés, il existe plusieurs corrélations pour des airlifts ou colonne à bulles, exprimées dans le Tableau II-VI. D'après Merchuk et Gluz, 1999 les corrélations de la dispersion axiale pour les colonnes à bulles sont utilisables pour les réacteurs airlifts.

Tableau II-VI : Corrélations pour déterminer le coefficient de dispersion axiale

Corrélations		Réacteur	Références
$D_z = \frac{U_g D_r}{8{,}28\left(Fr^{1/3}\right)^{1{,}364}}$	**(II-73)**	Airlift interne	Miron et al., 2004
$D_z = 0{,}678\ {D_r}^{1{,}4} {U_g}^{0{,}3}$	**(II-74)**	-	Corrélation de Deckwer et al. (1974) (Merchuk et Gluz, 1999 ; Rubio et al., 1999)
$D_z = \frac{U_g D_r}{2{,}83\ Fr^{1/3}}$	**(II-75)**	-	Corrélation de Deckwer (1985) (Wiemann et Mewes, 2005)
$D_z = 0{,}89 D_r \left(\frac{U_g}{\varepsilon_g}\right)^{1{,}18}$	**(II-76)**	-	Merchuk et al., 1998
$D_z = 0{,}5 * g^{1/4} * {D_r}^{5/4} {U_g}^{1/2}$	**(II-77)**	Colonne à bulles	Corrélationde Miyauchi et al. 1981 (Miron et al., 2004 ; Rubio et al., 2004)
$D_z = 0{,}343 * {D_r}^{4/3}\left(g * U_g\right)^{1/3}$	**(II-78)**	Colonne à bulles	Corrélation de Kawase et Moo-young 1986 (Miron et al., 2004 ; Rubio et al., 1999)
$D_z = \frac{U_g D_r}{5{,}61\left(Fr^{1/3}\right)^{1{,}2}}$	**(II-79)**	Colonne à bulles	Miron et al., 2004

Les différentes corrélations ont été testées avec le modèle hydrodynamique et sont reproduites dans les Figure II-19 et Figure II-20, avec le calcul pour chaque corrélation du nombre de Peclet.

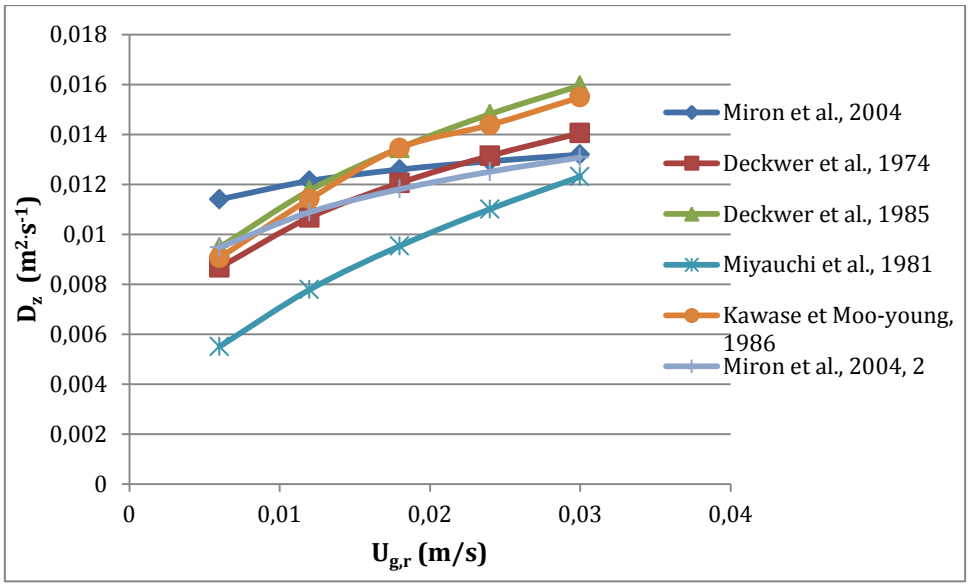


Figure II-19 : Coefficient de dispersion axiale en fonction de la vitesse superficielle du gaz, selon les différentes corrélations

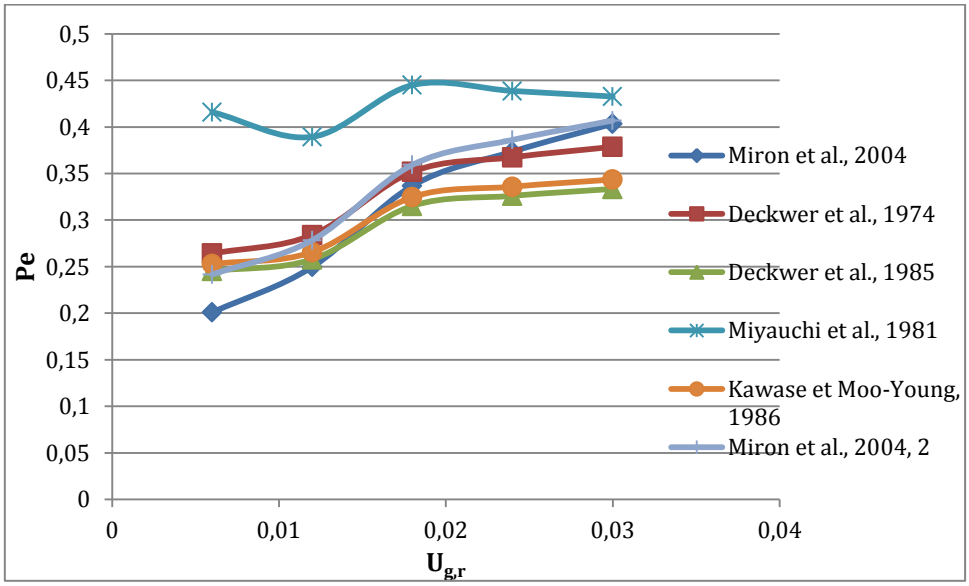


Figure II-20 : Nombre de Peclet en fonction de la vitesse superficielle du gaz, d'après les résultats de la dispersion axiale selon les différentes corrélations

Toutes les corrélations du coefficient de dispersion axiale donnent des valeurs du même ordre de grandeur (entre 0,005 et 0,015 m^2/s). L'augmentation de la vitesse superficielle du gaz entraîne l'augmentation linéaire du coefficient axial pour l'ensemble des corrélations. Les nombres de Peclet trouvés en fonction des corrélations donnent des résultats assez proches de 0,1, donc proches du réacteur parfaitement mélangé, pour la corrélation de Merchuk, et des valeurs un peu plus élevées (jusqu'à 0,45) pour les autres corrélations. Le nombre de Peclet tend à augmenter avec l'augmentation de la vitesse superficielle du gaz. La phase liquide dans la colonne ascendante du photobioréacteur est donc plus proche du réacteur parfaitement mélangé que de l'écoulement piston. Le modèle de transfert de masse est comparé avec ces différentes corrélations avec les données expérimentales dans la Figure II-21.

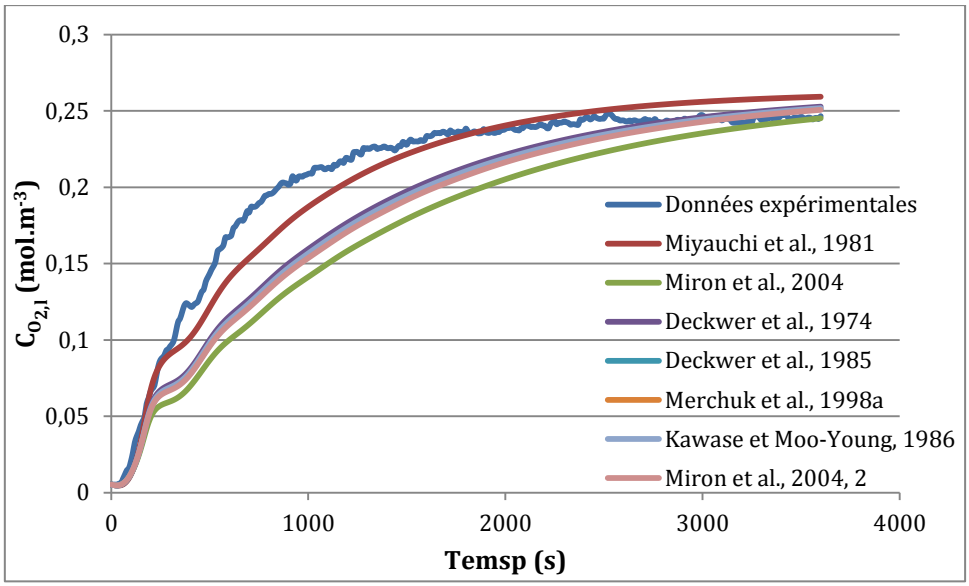
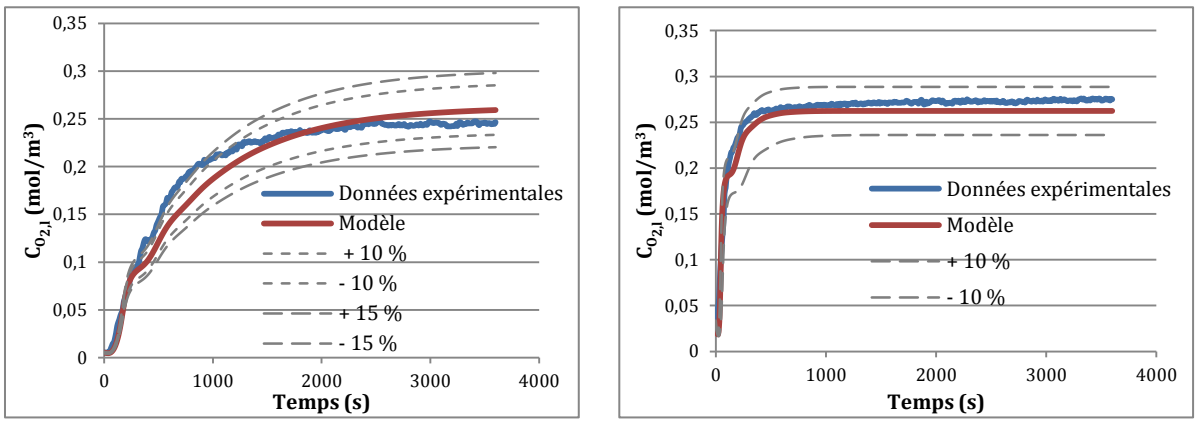


Figure II-21 : Evolution de la concentration en oxygène dessous, à Qg = 5 L/min, selon les différentes corrélations de la dispersion axiale

L'ensemble des corrélations donne des concentrations en oxygène dissous semblables. La corrélation avec les résultats les plus proches de la courbe des données expérimentales est l'évolution de la concentration en oxygène calculée avec la corrélation de Miyauchi. C'est donc cette corrélation qui sera utilisée dans le modèle. Les données expérimentales sont comparées au modèle pour deux valeurs de débit : 5 L.min^{-1} et 20 L.min^{-1} (Figure II-22).



(a) (b)

Figure II-22 : Evolution de la concentration en oxygène dissous a) Qg = 5 L/min ; b) Qg = 20 L/min

La comparaison des données expérimentales avec le modèle montre que l'allure des courbes sont les mêmes et les valeurs sont très proches, les écarts étant inférieurs à 10 % pour un débit de 20 L/min. Pour un débit de 5 L/min, il y a un écart entre les données expérimentales et les modèles de près de 15 % pendant les milles premières secondes pour se réduire à un écart de 10 %. Pour les autres débits, les données expérimentales ont un écart inférieur à 10 % par rapport au modèle.

Ces différents résultats permettent de valider le modèle de transfert de masse avec la corrélation de Miyauchi pour la dispersion axiale.

2.2. Conclusion

Le transfert de masse dans le photobioréacteur a été modélisé à l'aide du modèle du double film pour un photobioréacteur en système air/eau et avec la corrélation de Miyauchi pour la dispersion axiale. Le transfert de masse a été caractérisé sur l'oxygène passant de la phase gazeuse à la phase liquide. Dans la culture de microalgues, deux phénomènes de transferts de masse ont lieu, l'oxygène passant de la phase liquide à la phase gazeuse et le dioxyde de carbone passant de la phase gazeuse à la phase liquide mais aussi les échanges entre les algues et le liquide. Ces phénomènes seront modélisés dans le chapitre III. En plus des phénomènes de transferts de masse liés à la culture, du transfert de chaleur a lieu dans le photobioréacteur. Les phénomènes de transfert de chaleur se font en plusieurs modes : radiatif et convectif dans la plaque et convectif dans la colonne ascendante associés à des phénomènes d'évaporation. L'équilibre thermique du photobioréacteur impacte aussi bien la productivité (sensibilité à la température) mais aussi (et surtout) le bilan énergétique du système s'il faut maîtriser cette température. Les phénomènes de transfert de chaleur sont modélisés dans la partie suivante.

3. Modélisation thermique

3.1. Généralités

Plusieurs phénomènes de transferts de chaleur peuvent s'effectuer dans le photobioréacteur : de la convection forcée, induite pas les fluides circulants dans les différentes sections du photobioréacteur ; de la convection naturelle, entre l'air ambiant et le photobioréacteur, et du rayonnement, surtout dans la plaque exposée à la lumière. Les transferts de chaleur par conduction ne sont pas pris en compte car ils sont négligés par rapport aux transferts de chaleur par convection.

Les échanges entre les phases liquide et gazeuse se produisent dans la colonne ascendante et le photobioréacteur échange avec l'air ambiant. Pour contrôler et réguler la température du photobioréacteur il est important de comprendre et de représenter ces échanges car cela permet de connaitre l'évolution de la température des phases en chaque section du photobioréacteur.

Le gaz injecté dans le réacteur est un mélange d'air et de CO_2 ajouté. Pour la modélisation thermique, le mélange est assimilé à de l'air humide. L'air humide est caractérisé par plusieurs grandeurs. La première est l'humidité absolue, qui est le rapport entre la masse de vapeur d'eau dans l'air et la masse d'air sec. L'humidité absolue peut être exprimée en fonction de la pression partielle de la vapeur d'eau (Equation (II-80)).

$$w = \frac{0{,}622 * P_v}{P_{atm} - P_v} \quad \textbf{(II-80)}$$

Avec w l'humidité absolue (kg/kg$_{as}$), P_v la pression partielle de la vapeur d'eau (Pa), P_{atm} la pression atmosphérique (Pa).

L'humidité relative de l'air humide représente le niveau de saturation de l'air en vapeur d'eau, à une température donnée. C'est le rapport entre la masse de vapeur d'eau contenue dans l'air humide et la masse de vapeur d'eau que l'air pourrait contenir s'il était saturé. L'humidité relative peut s'exprimée selon l'équation (II-81).

$$HR = \frac{w * P_{atm}}{(0{,}622 + w) * P_{v,sat}} \quad \textbf{(II-81)}$$

Avec HR l'humidité relative, $P_{v,sat}$ la pression partielle de la vapeur d'eau à saturation à la température du liquide (Pa).

L'enthalpie massique de l'air humide est exprimée en fonction de l'enthalpie massique de l'air sec, de la vapeur d'eau et de l'humidité absolue (Equation (II-82)).

$$h_g = Cp_g * T_g + w * \left(Lv_0 + Cp_v * T_g\right) \quad \textbf{(II-82)}$$

Avec h_g l'enthalpie massique du gaz (J.kg^{-1}), Cp_i la capacité calorifique du gaz ou de la vapeur d'eau (J.kg^{-1}.K^{-1}), T_g la température du gaz (K) et Lv_0 la chaleur latente de vaporisation de l'eau pour une température de 273 K (J.kg^{-1}).

3.2. Modélisation des échanges thermiques

3.2.1. Echanges thermiques et massiques au niveau de la colonne ascendante

Dans la colonne ascendante, du gaz, à une température et une humidité relative données, est injecté. Des échanges de chaleur et de masse (au sens de l'évaporation de l'eau dans ce cas) ont lieu entre les phases liquide et gazeuse. Cette colonne ascendante est également le sein d'échanges avec l'air ambiant. Les différents échanges sont représentés à la Figure II-23.

Le bilan des flux thermiques dans la phase liquide est effectué (Equation (II-83)). Le terme à gauche représente l'accumulation de la chaleur par la phase liquide, les termes à droite représentent les flux entrants et sortants de la phase liquide.

$$Cv * \rho_l * V_{l,r} \frac{dT_{l,r}}{dt} = Q_{circ,r} + Q_{conv,r} - Q_{év} - Q_{conv,g} \quad \textbf{(II-83)}$$

Avec Q_{circ} le flux transporté par la circulation du liquide (W), $Q_{conv,r}$ le flux convectif entre la colonne ascendante et l'air ambiant (W), $Q_{év}$ le flux d'évaporation (W) et $Q_{conv,g}$ le flux convectif entre la phase liquide et la phase gazeuse (W).

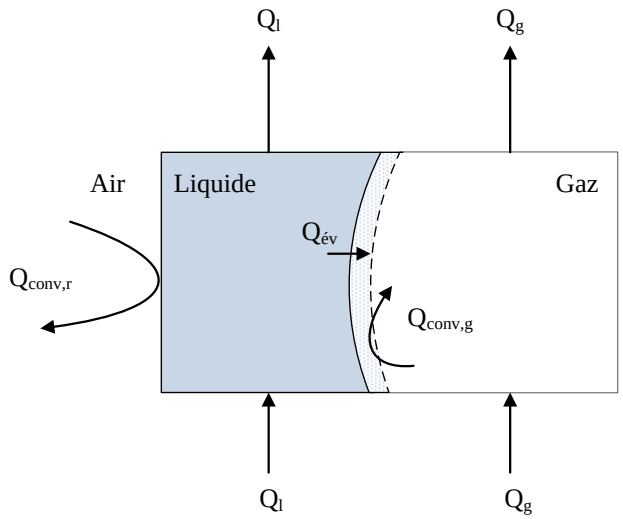


Figure II-23 : Echanges thermiques entre l'air ambiant, le liquide et le gaz au niveau de la colonne ascendante

Le flux transporté par la circulation du liquide dans la colonne ascendante peut s'écrire selon l'équation (II-84).

$$Q_{circ,r} = Q_{l,r} * Cp_l * \rho_l * \left(T_{l,r,in} - T_{l,r,out}\right) \quad \textbf{(II-84)}$$

Le flux convectif entre la phase liquide et la paroi de la colonne ascendante peut être exprimé selon l'équation (II-85).

$$Q_{conv,r} = h_{int,r} * S_r * \left(T_{par,r} - T_{l,r}\right) \quad \textbf{(II-85)}$$

Avec $h_{int,r}$ le coefficient de transfert de chaleur convectif entre le liquide et la paroi ($W.m^{-2}.K^{-1}$), S_r la surface d'échange soit la surface intérieure de la colonne ascendante en

contact avec le fluide circulant dans le photobioréacteur (m^2) et $T_{par,r}$ la température de la paroi en contact avec le liquide (Figure II-24). Ce flux est considéré comme nul lorsque la colonne ascendante n'est pas en contact avec l'air ambiant, c'est-à-dire le long de la colonne descendante.

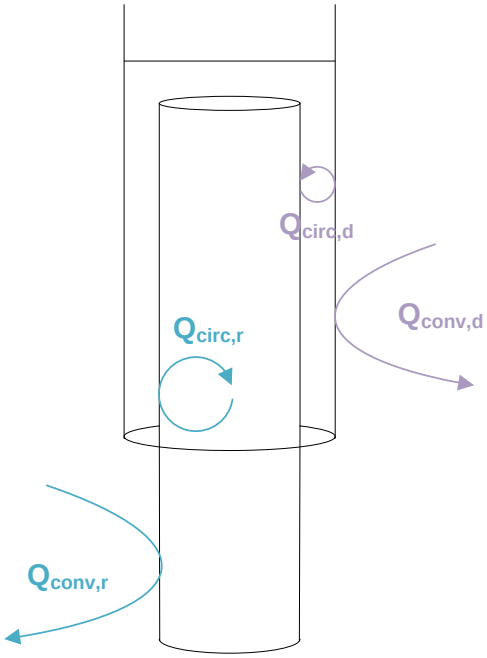


Figure II-24 : Flux thermiques sur l'airlift

Le coefficient de convection thermique est déterminé grâce au nombre de Nusselt (Equation (II-86)) (Welty et al., 2008).

$$Nu_{l,r} = \frac{h_{int,r} D_r}{\lambda_l} \qquad \textbf{(II-86)}$$

Avec $Nu_{l,r}$ le nombre de Nusselt de la phase liquide dans la colonne ascednante (adimensionnel), λ_l la conductivité thermique du fluide ($W.m^{-1}.K^{-1}$) et D_r le diamètre de la colonne ascendante (m).

Les corrélations permettant d'évaluer le nombre de Nusselt diffèrent selon les régimes de circulation (laminaire ou turbulent) des différentes phases. Le Tableau II-VII récapitule les nombres de Reynolds et donc les régimes pour chaque phase dans chaque section du photobioréacteur. Le régime est considéré comme laminaire pour un Reynolds inférieur à 2300 et turbulent pour un Reynolds supérieur à 10000.

Tableau II-VII : Nombre de Reynolds des différentes phases dans chaque section du photobioréacteur

Q_g (L/min)	$Re_{l,r}$	$Re_{l,d}$	$Re_{l,p}$	Re_b
5	308	125	63	1331
10	404	163	83	1981
15	561	227	115	2329
20	633	256	130	2613
25	692	280	142	2857

Le flux de liquide (les échanges entre le fluide circulant et la paroi sont assimilés à un échange entre la paroi et le liquide) traversant la colonne ascendante est laminaire pour tous les débits utilisés (Tableau II-VII), le nombre de Nusselt est donc évalué par la corrélation de Sieder et Tate (Equation (II-87)) (Marchio et Reboux, 2003 ; Welty et al., 2008).

$$Nu_{l,r} = 1{,}86\left(\frac{Re_{l,r}Pr_l D_r}{H_{l,inj,r}}\right)^{1/3} \quad \textbf{(II-87)}$$

Avec Pr_l le nombre de Prandt de la phase liquide (Equation (II-88).

$$Pr_l = \frac{\mu_l Cp_l}{\lambda_l} \quad \textbf{(II-88)}$$

Le fluide circulant est composé de deux phases. Deux types d'échanges ont lieu entre les phases : d'une part un flux convectif entre la phase gazeuse et la phase liquide et d'autre part un flux d'évaporation de la phase liquide dans la phase gazeuse ou dans une moindre mesure la condensation de la vapeur d'eau présente dans la phase gazeuse[4]. Le flux d'évaporation (ou condensation) peut s'exprimer selon l'équation (II-89).

$$Q_{év} = h_{mass} * \frac{Lv}{Rv * T_g}\left(P_{v,sat} - P_v\right)a * V_{l,r} \quad \textbf{(II-89)}$$

Avec h_{mass} le coefficient de transfert de masse ($m.s^{-1}$), Lv la chaleur latente de vaporisation de l'eau ($J.kg^{-1}$), Rv la constante spécifique des gaz parfaits pour la vapeur d'eau ($J.kg^{-1}.K^{-1}$) et a l'aire interfaciale d'échange entre la phase gazeuse et la phase liquide ($m^2.m^{-3}$) (Equation (II-51)).

De la même manière que le coefficient de convection thermique, le coefficient de transfert massique est déterminé par l'évaluation du nombre de Sherwood (Equation (II-90)) (Incropera et DeWitt, 1996).

$$Sh = \frac{h_{mass}D_b}{D_{AB}} \quad \textbf{(II-90)}$$

Avec D_b le diamètre des bulles (m), D_{AB} la diffusivité de la vapeur d'eau dans l'air ($0{,}26.10^{-4}$ $m^2.s^{-1}$ à 25 °C).

Le flux de gaz étant laminaire (cf. Tableau II-VII), la corrélation exprimée en Equation (II-91) peut s'appliquer (Incropera et DeWitt, 1996).

$$Sh = 1{,}86\left(\frac{Re_b Sc D_b}{H_{l,inj,r}}\right)^{1/3} \quad \textbf{(II-91)}$$

Avce Sc le nombre de Schmidt (Equation (II-92)).

$$Sc = \frac{\mu_g}{\rho_g D_{AB}} \quad \textbf{(II-92)}$$

[4] Ce cas est rare puisque l'humidité de l'air injecté est souvent faible

La valeur du coefficient de transfert de masse déterminée à l'aide de cette corrélation sera corrigée dans le processus de validation. Ce facteur de correction sera identifié à partir des données expérimentales.

Le flux convectif entre les deux phases peut s'exprimer selon l'équation (II-93).

$$Q_{conv,g} = h_{therm}(T_{l,r} - T_{g,r})a * V_{l,r} \quad \textbf{(II-93)}$$

Avec h_{therm} le coefficient de convection thermique du gaz ($W.m^{-2}.K^{-1}$) qui peut être déduit en supposant l'analogie entre transfert de chaleur et de matière à partir de la fonction de Lewis ($Fe(Le)$) (Equation (II-94)).

$$Fe(Le) = \frac{h_{therm}}{h_{mass}\rho_g Cp_g} \quad \textbf{(II-94)}$$

Dans le cas d'un mélange eau-air, la fonction de Lewis est proche de 1 si la température est inférieure à 50 °C (Bricard et Tadrist, 1999).

Le bilan massique (Equation (II-95)) sur la phase liquide permet quantifier la quantité d'eau évaporée et déterminer les propriétés de l'air en sortie.

$$Q_{g,m}w_{in} + Q_{év,m} = Q_{g,m}w_{out} \quad \textbf{(II-95)}$$

Avec $Q_{g,m}$ le débit massique de l'air sec ($kg.s^{-1}$), $Q_{év,m}$ le débit massique de l'eau évaporée ($kg.s^{-1}$), w_{in} et w_{out} les humidités absolues en entrée et en sortie de la colonne ascendante.

Le bilan des flux thermiques sur la phase gazeuse (Equation (II-96)) est écrit en régime permanent car l'inertie du gaz est négligeable par rapport à celle de l'eau.

$$Q_{év} + Q_{conv,g} + Q_g\rho_g(h_{g,in} - h_{g,out}) = 0 \quad \textbf{(II-96)}$$

Avec $h_{g,in}$ et $h_{g,out}$ les enthalpies massiques du gaz en entrée et en sortie de la colonne ascendante ($J.kg^{-1}$).

3.2.2. Echanges thermiques dans la colonne descendante

Dans la colonne descendante seulement du liquide circule il n'y a donc que des échanges entre le liquide et la paroi de la colonne descendante. Le bilan des flux thermiques dans la colonne descendante du photobioréacteur est représenté par l'équation (II-97).

$$Cv * \rho_l * V_{l,d}\frac{dT_l}{dt} = Q_{circ,d} + Q_{conv,d} \quad \textbf{(II-97)}$$

Le terme de gauche représentant l'accumulation de la chaleur dans la phase liquide et les termes de droite les quantités de chaleur : le transport par la circulation du liquide et le flux convectif entre le photobioréacteur et l'air ambiant. Ces deux flux s'expriment de la même manière que pour la colonne ascendante du photobioréacteur et sont présentés par les équations (II-98) et (II-99).

$$Q_{circ,d} = Q_{l,d} * Cp_l * \rho_l * \left(T_{l,d,in} - T_{l,d,out}\right) \quad \textbf{(II-98)}$$

$$Q_{conv,d} = h_{int,d} * S_d * \left(T_{par,d} - T_{l,d}\right) \quad \textbf{(II-99)}$$

La colonne descendante est un espace annulaire où le fluide est en régime laminaire (cf. Tableau II-VII), le nombre de Nusselt s'exprime alors selon la corrélation (II-100) (Leleu, 1992).

$$Nu_{l,d} = 3{,}66 + 1{,}2\left(\frac{D_r}{D_d}\right)^{-0{,}5} + \left(1 + 0{,}14\left(\frac{D_r}{D_d}\right)^{-0{,}5}\right)\frac{0{,}19\left(Re_{l,d}.Pr_l.D_{h,d}/H_d\right)^{0{,}8}}{1 + 0{,}117\left(Re_{l,d}.Pr_l.D_{h,d}/H_d\right)^{0{,}467}} \quad \textbf{(II-100)}$$

Le nombre de Nusselt s'exprime selon l'équation (II-101).

$$Nu_{l,d} = \frac{h_{int,d}D_{h,d}}{\lambda_l} \quad \textbf{(II-101)}$$

3.2.3. Echanges thermiques dans la plaque

La plaque, ou collecteur d'énergie, est le lieu de la croissance des microalgues. Dans cette section un seul fluide circule : le milieu. Les échanges thermiques convectifs ont donc lieu entre le liquide et la paroi. Cette section est également sujette à des échanges radiatifs du fait de l'éclairement nécessaire à la photosynthèse. Vis-à-vis du rayonnement, le milieu de culture agit comme un milieu semi transparent dont la modélisation détaillée est réalisée au chapitre III ; à ce stade le flux absorbé est considéré comme une fraction du rayonnement incident. Les flux thermiques de la plaque se décomposent comme présentés sur la Figure II-25.

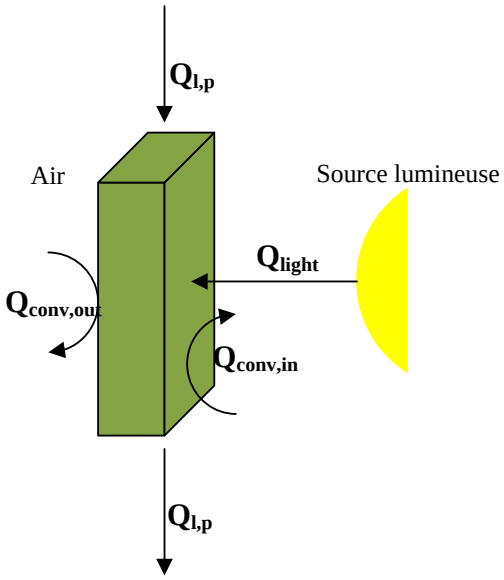


Figure II-25 : Flux d'échanges dans la plaque

Le bilan des flux thermiques de la phase liquide dans la plaque du photobioréacteur est représenté en équation (II-102). Le terme de gauche de l'équation représente le terme de

stockage de la chaleur et les termes de droite représentent les différents apports ou pertes de chaleur.

$$Cv * \rho_l * V_{l,p} \frac{dT_{l,p}}{dt} = Q_{circ,p} + Q_{conv,in} + Q_{conv,out} + Q_{light} \quad \textbf{(II-102)}$$

Avec $Q_{conv,in}$ et $Q_{conv,out}$ les flux convectifs sur les côtés avant et arrière (du fait de l'épaisseur de la plaque et de sa forme, les effets de bords sont négligés) de la plaque (W) et Q_{light} le flux radiatif (W).

De la même manière que pour la colonne ascendante, le flux du à la circulation du fluide peut être exprimé selon l'équation (II-103).

$$Q_{circ,p} = Q_{l,p} * Cp_l * \rho_l * (T_{l,p,in} - T_{l,p,out}) \quad \textbf{(II-103)}$$

Les flux convectifs de part et d'autres de la plaque sont représentés par les équations (II-104) et (II-105) et sont égaux si la température de l'air entourant la plaque est homogène.

$$Q_{conv,in} = h_{int} * S_p * (T_{par,p,in} - T_{l,p}) \quad \textbf{(II-104)}$$

$$Q_{conv,out} = h_{int} * S_p (T_{par,p,out} - T_{l,p}) \quad \textbf{(II-105)}$$

La plaque étant constituée de canaux à section carrée, le Nusselt est égal à 4,36 pour un flux de chaleur uniforme avec un régime laminaire (Welty et al., 2008 ; Marchio et Reboux 2003). Le Nusselt étant exprimé selon l'Equation (II-106).

$$Nu_{l,p} = \frac{h_{int,p} D_{h,p}}{\lambda_l} \quad \textbf{(II-106)}$$

Le flux radiatif de la plaque correspond à la part absorbée du rayonnement incident (qu'il soit naturel ou apporté artificiellement) et est exprimé par l'équation (II-107).

$$Q_{light} = \alpha_l * \tau * \frac{q_0}{F} * S_p \quad \textbf{(II-107)}$$

Avec τ la transmissivité du polycarbonate (τ=0,82), q_0 l'intensité lumineuse normale incidente sur la plaque de culture (µmol.m^{-2}.s^{-1}), F le facteur de conversion[5] pour transformer les µmol.m^{-2}.s^{-1} en W.m^{-2}, S_p la surface éclairée de la plaque (m^2) et α_l l'absorptivité thermique du fluide (adimensionnel). L'absorptivité du fluide comprenant les algues est beaucoup plus importante que celle l'eau ($\alpha_{eau} = 0{,}03$) car les algues absorbent plus de flux lumineux. Celle-ci est variable en fonction de la concentration en algues et de leurs propriétés optiques. Une modélisation détaillée de cette absorption est réalisée au chapitre III.

3.2.4. Echanges entre le photobioréacteur et l'air ambiant

Chaque section du photobioréacteur échange avec l'air ambiant l'entourant. Ce flux de convection naturelle en l'absence de vent s'exprime selon l'équation (II-108).

$$Q_{conv,j} = h_{e,j} * S_j * (T_a - T_{par,j}) \quad \textbf{(II-108)}$$

[5] 1 W.m^{-2} =4,6 µmol.m^{-2}.s^{-1} (pour la lumière visible) (Masojidek et al, 2004)

Avec $h_{e,j}$ le coefficient de convection thermique ($W.m^{-2}.K^{-1}$), S_j la surface de la section j (m^2) et T_a la température de l'air ambiant.

En convection naturelle, deux nombres adimensionnels sont utilisés : le nombre de Rayleigh, qui est le produit du nombre de Grashoff et celui de Prandtl (Equation (II-109)) et le nombre de Grashoff. Dans le cas du photobioréacteur, le système est à flux convectif constant donc c'est le nombre de Grashoff modifié qui est utilisé (Equation (II-110)).

$$Ra_j = Pr_g . Gr_j \quad \textbf{(II-109)}$$

$$Gr_j^* = \frac{{\rho_a}^2 g \beta_j (T_{par,j} - T_a) {L_j}^4}{\lambda_a {\mu_a}^2} \quad \textbf{(II-110)}$$

Avec L_j la grandeur caractéristique de la section j (m) et β_j le coefficient de dilatation de la section j du photobioréacteur (K^{-1}). Si l'air extérieur est considéré comme de l'air sec, le coefficient de dilation s'exprime selon l'Equation (II-111) (Marchio et Reboux, 2003).

$$\beta_j = \frac{1}{T_{par,j} - T_a} \frac{\left(\rho_a(T_a) - \rho_a\left(T_{par,j}\right)\right)}{\rho_a(T_a)} \quad \textbf{(II-111)}$$

Avec $\rho_a(T_a)$ la masse volumique de l'air à la température de l'air ($kg.m^{-3}$) et $\rho_a\left(T_{par,j}\right)$ la masse volumique de l'air à la température de la paroi de la section j du photobioréacteur ($kg.m^{-3}$).

Le coefficient de transfert de chaleur en convection naturelle $h_{e,j}$ est définit aussi par rapport au nombre de Nusselt évalué pour chaque section du photobioréacteur.

Pour les colonnes ascendante et descendante du photobioréacteur, le nombre de Nusselt s'exprime selon l'équation (II-112) et la corrélation (II-113) (Marchio et Reboux, 2003).

$$Nu_{a,r} = \frac{h_e H_{r,a}}{\lambda_a} \quad Nu_{a,d} = \frac{h_e H_d}{\lambda_a} \quad \textbf{(II-112)}$$

Avec $H_{r,a}$ la hauteur de la colonne ascendante exposée à l'air.

$$\begin{aligned} Nu_r &= 0{,}55(1 + 1{,}7\zeta_r) Ra_r^{1/4} \\ Nu_d &= 0{,}55(1 + 1{,}7\zeta_d) Ra_d^{1/4} \end{aligned} \quad \textbf{(II-113)}$$

Avec ζ_j un paramètre adimensionnel :

$$\zeta_r = \frac{H_{r,a}}{D_r Gr_r^*} \quad \zeta_d = \frac{H_d}{D_d Gr_d^*} \quad \textbf{(II-114)}$$

Pour la plaque, le nombre de Nusselt s'exprime selon la corrélation (II-115) et l'équation (II-116).

$$Nu_{a,p} = 0{,}55 Ra^{1/4} \quad \textbf{(II-115)}$$

$$Nu_{a,p} = \frac{h_{e,p} L_p}{\lambda_a} \quad \textbf{(II-116)}$$

La résolution de l'ensemble de ces équations permet de prédire les comportements thermiques du photobioréacteur en pièce confinée ou en extérieur. Cela permet de connaitre l'évolution des températures des différentes phases dans chaque section du photobioréacteur ainsi que la quantité d'eau évaporée. Lors d'une culture d'algue, la modélisation permet de savoir s'il faut réchauffer ou refroidir la culture pour garder une température de culture optimale et permet ainsi d'évaluer les besoins énergétiques pour le contrôle de la température de la culture.

3.3. Validation expérimentale du modèle

3.3.1. Expérimentations

Des expériences en système air et eau (sans culture d'algues) ont été effectuées. Ces expériences ont consisté à mesurer différents paramètres dans des conditions données. Les conditions fixées ont été : l'intensité du flux lumineux (131 µmol.m^{-2}.s^{-1}) et le débit d'air injecté (5 à 25 L/min). Les paramètres mesurés ont été :

- La température du liquide en entrée et sortie de colonne ascendante ;
- La température du gaz en entrée et sortie de colonne ascendante ;
- L'humidité relative du gaz injecté ;
- L'humidité relative du gaz en sortie de la colonne ascendante ;
- L'évolution dans le temps de la hauteur de liquide dans la colonne descendante ;
- La température de l'air ambiant.

Les mesures ont été prises sur plusieurs heures à différents intervalles.

Pour comparer les résultats des expériences et les résultats de modélisation les températures du gaz injecté, les températures de l'air ambiant, l'humidité relative initiale du gaz injecté ainsi que la température initiale du liquide dans le photobioréacteur ont été utilisées comme données d'entrée dans le modèle.

3.3.2. Résultats expérimentaux et validation du modèle thermique

La comparaison des résultats expérimentaux et de la modélisation sont effectués sur les paramètres mesurés. Le facteur de correction a été utilisé pour corriger la valeur du coefficient de transfert de masse pour rapprocher les données expérimentales et les données de modélisation. Les meilleurs résultats ont été obtenus avec un facteur de correction de 1,3, et sont présentés dans cette section.

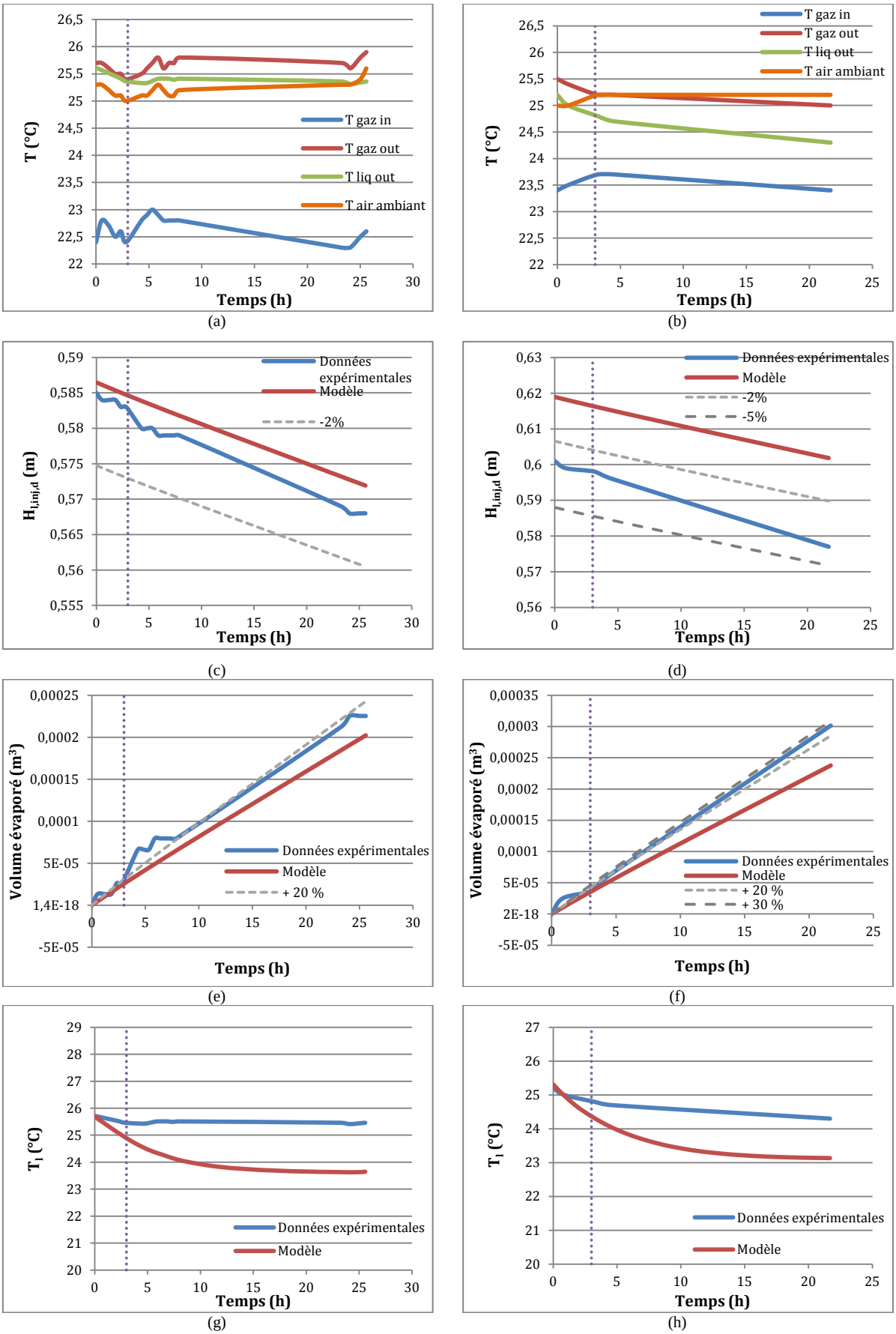


Figure II-26 : a) et b) : Evolution des températures de liquide, de gaz et de l'air ambiant ; c) et d) Hauteur de liquide dans la colonne descendante ; e) et f) Volume évaporé ; g et h) Température de liquide en sortie de colonne ascendante. a), c), e) et g) Qg = 10 L/min ; b), d), f) et h) Qg = 25 L/min

Les Figure II-26 a) et b) montrent que les températures de gaz en sortie de la colonne ascendante sont identiques à celle du liquide en sortie de colonne. La température de liquide en entrée de colonne est aussi légèrement supérieure à celle en sortie de colonne à cause de l'apport énergétique lié à l'exposition de la plaque à un flux lumineux. Le liquide réchauffe donc le gaz et la hauteur de la colonne ascendante est suffisante pour que l'équilibre thermique entre les deux phases soit atteint. La température du gaz injecté et la température ambiante ont la même évolution dans le temps.

Pour la diminution de la hauteur de liquide dans la colonne descendante (Figure II-26 c) et d)), les résultats données par la modélisation et les résultats expérimentaux sont proches, et ceci pour les cinq débits de gaz testés. Avec le temps, et à cause du phénomène d'évaporation, le niveau de liquide dans la colonne descendante diminue. Le modèle surestime de moins de 2 % les données expérimentales pour un débit de gaz de 10 L/min, de moins de 3 % pour des débits de 5 et 15 L/min, de moins de 4 % pour un débit de 20 L/min et de moins de 5 % pour des débits de gaz injecté de 25 L/min. Le modèle et les données expérimentales ont la même allure. Le modèle sous estime légèrement l'évaporation comme le montre la Figure II-26 e) et f).

La quantité d'eau évaporée cumulée est présentée à la Figure II-26 e) et f). Le modèle sous-estime le volume évaporé dans la colonne ascendante. Le modèle sous-estime de 20 % le volume évaporé pour un débit de gaz injecté de 10 L/min, de 25 % pour un débit de gaz de 15 L/min et de 30 % pour un débit de 25 L/min

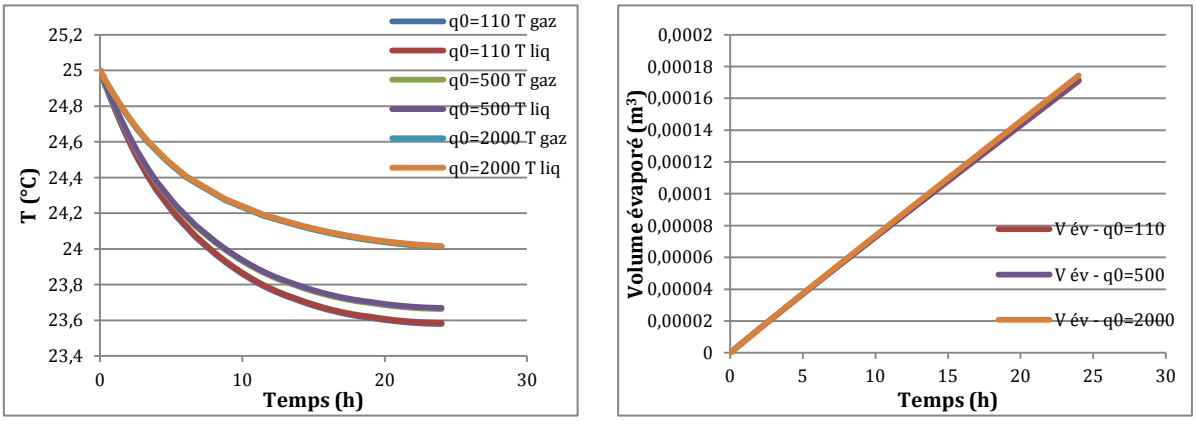
L'évolution des températures est aussi prédite par la modélisation comme le montrent les Figure II-26 g) et h). Seule la température en sortie de la colonne ascendante sera étudiée car la différence de température entre l'entrée et la sortie de la colonne ascendante n'est pas significative (0,1 °C). Les Figure II-26 g) et h) montrent que la température en sortie de la colonne ascendante diminue durant les premières heures puis arrive à un plateau. Le modèle surestime la diminution de la température dans le temps avec une plus forte diminution de la température du liquide dans les premières heures avant d'arriver à une stabilisation. La différence de température à ce plateau est de 1,9 °C pour un débit de 10 L/min et de 1,2 °C pour un débit de 25 L/min, et une différence de 1,6 à 1,9 °C pour les autres débits étudiés.

Malgré les écarts constatés, les résultats expérimentaux et les résultats de la modélisation présentent des comportements similaires et des ordres de grandeurs proches au niveau des températures des phases et de l'évaporation, la modélisation thermique est donc validée.

3.3.3. Etude paramétrique

La modélisation thermique du système permet aussi de connaitre les flux thermiques échangés et permet d'étudier l'influence de différents paramètres sur l'ensemble du système comme l'influence de l'intensité lumineuse, de la température ambiante, de la température du gaz injecté.

L'intensité lumineuse est un des paramètres clés notamment s'agissant d'une exploitation de l'éclairage solaire. En effet, l'intensité du rayonnement solaire dépend de l'orientation, de l'heure de la journée et de la saison. L'influence de l'intensité lumineuse sur les températures de liquide et de gaz en sortie de colonne ascendante et sur le volume évaporé est montrée en Figure II-27. Le débit de gaz entrant est de 15 L/min, la température ambiante est de 25 °C et ne varie pas, la température initiale du liquide dans le photobioréacteur est de 25 °C.

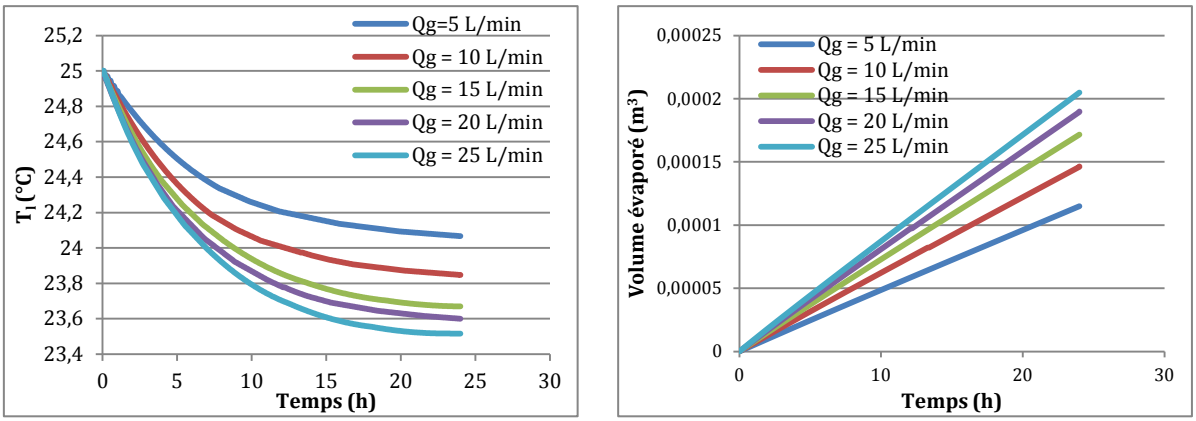


(a) (b)

Figure II-27 : a) Evolution de la température du liquide et du gaz à la sortie de la colonne ascendante à différentes intensités lumineuses; b) Volume évaporé dans la colonne descendante à plusieurs intensités lumineuses

La Figure II-27 a) montre l'évolution des températures des deux phases en sortie de la colonne descendante. Les températures de gaz et de liquide sont presque identiques. L'intensité lumineuse a peu d'influence sur la température des phases du photobioréacteur, il y a une différence de 0,4 °C, lorsque les températures ont atteint leur plateau, entre l'intensité lumineuse la plus élevée et la plus faible. Il n'y a presque pas de différence par rapport aux quantités d'eau évaporée. L'intensité lumineuse a peu d'influence au niveau thermique sur le photobioréacteur en système air/eau. Ceci est complètement différent dès lors que le milieu devient absorbant (présence d'algues en forte concentration). Dans ce cas, l'intensité lumineuse joue un rôle très important sur le bilan thermique du système et sera étudié plus en détail dans le cas d'application présenté au chapitre IV.

La Figure II-28 montre l'évolution de la température du liquide en sortie de colonne ascendante et du volume évaporé à différents débits de gaz entrant. Les températures de l'air ambiant, du gaz entrant et la température initiale du liquide sont de 25 °C, l'intensité du rayonnement est de 500 µmol.m^{-2}.s^{-1}.

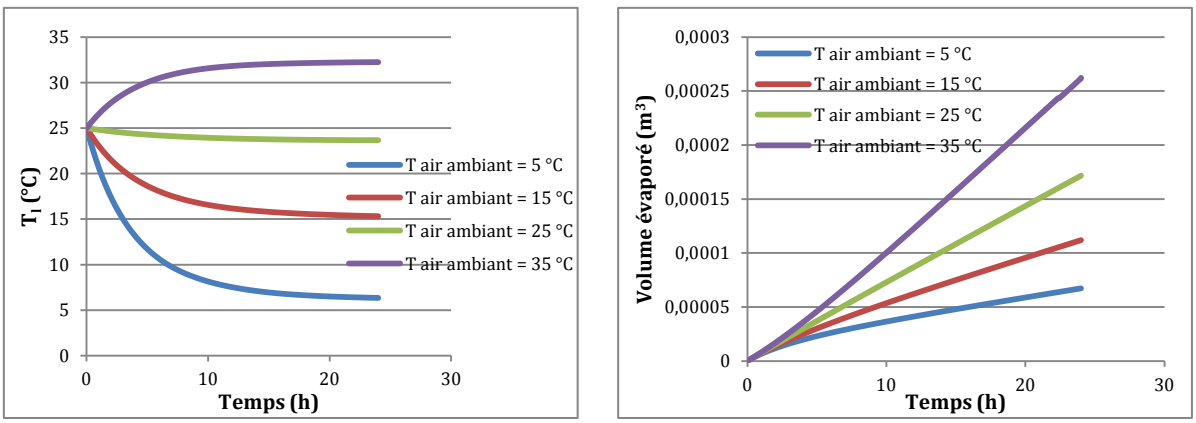


(a) (b)

Figure II-28 : a) Evolution de la température du liquide en sortie de la colonne ascendante à plusieurs débits de gaz injecté ; b) Volume évaporé à plusieurs débits de gaz injecté

La Figure II-28 a) montre que plus le débit est élevé, plus le liquide va perdre de la chaleur. L'augmentation du débit de gaz injecté entraine l'augmentation de la rétention de gaz et de la turbulence dans la phase liquide et augmente la surface d'échange entre les phases, améliorant les transferts de chaleur et surtout de masse (Kantarci et al., 2005, Zhang et al., 2006). La différence de température entre l'instant initial et le régime permanent est plus grande à de grands débits, le volume évaporé est lui aussi plus important pour de forts débits (Figure II-28 b)).

La Figure II-29 montre l'influence de la température de l'air ambiant sur l'évolution de la température du liquide en sortie de colonne et du volume évaporé. La température initiale du liquide est de 25 °C ainsi que la température du gaz injecté. Le débit du gaz injecté est de 15 L/min et l'intensité du rayonnement est de 500 µmol.m^{-2}.s^{-1}.



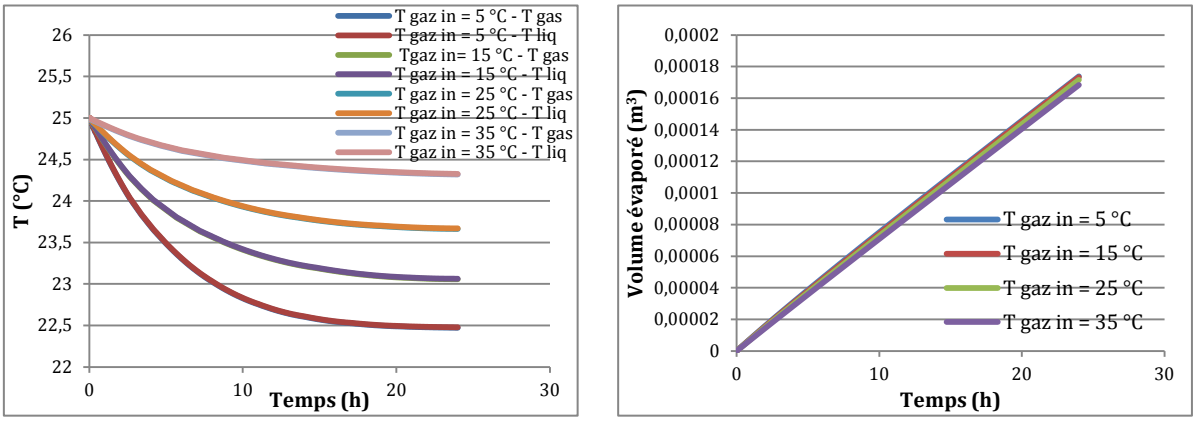
(a) (b)

Figure II-29 : a) Evolution de la température de liquide à différentes températures d'air ambiant ; b) Volume évaporé à différentes températures d'air ambiant

Comme le montre la Figure II-29 a), il y a de grandes différences de température en fonction de la température de l'air ambiant. La température atteinte en régime permanent se rapproche de celle de l'air ambiant. Plus la température ambiante est élevée, plus le volume évaporé est important (Figure II-29 b)). La température ambiante est donc très influente sur la température du liquide du photobioréacteur, cela peu s'expliquer par le fait que la surface

d'échange entre le photobioréacteur et l'air est, de par sa conception, importante. Ceci conduit à considérer des options techniques pour réduire l'impact de la variation de la température extérieure sur l'équilibre thermique du système (cf. chapitre IV).

La Figure II-30 montre l'influence de la température d'injection du gaz. La température ambiante est de 25 °C ainsi que la température initiale du liquide. Comme pour la simulation précédente, le débit du gaz entrant est de 15 L/min et l'intensité du rayonnement est de 500 µmol.m^{-2}.s^{-1}.



(a) (b)

Figure II-30 : a) Evolution de la température du gaz et du liquide en sortie de colonne à différentes températures de gaz injecté ; b) Volume évaporé à différentes température de gaz injecté

La Figure II-30 b) montre qu'il y a très peu d'influence de la température du gaz injecté sur le volume évaporé. Quelque soit la température d'entrée du gaz, les températures du liquide et du gaz en sortie de la colonne ascendante sont identiques (Figure II-30 a)). La température d'entrée du gaz injecté a une faible importance car même avec une température d'entrée de 5°C, la température du liquide atteint une température de 22,5 °C au bout de 20 h.

Les différentes simulations ont montré que le rayonnement à de faible niveau d'absorptivité thermique et la température d'injection du gaz n'avaient pas d'influence sur la quantité d'eau évaporée et avaient une faible influence sur la température du liquide en sortie de la colonne ascendante. Le débit du gaz injecté a une plus grande influence au niveau des paramètres étudiés. Plus le débit est important, plus important sera le volume évaporé et plus importante sera la diminution de température de liquide en sortie de la colonne ascendante. Le paramètre ayant le plus d'influence sur le comportement thermique du photobioréacteur est la température ambiante. Quelque soit cette température, la température du liquide tend en régime permanent vers la température ambiante.

3.4. Conclusion

Les différents phénomènes de transferts thermiques ont été modélisés. Les données expérimentales sont proches des résultats de modélisation, le modèle thermique est donc validé. La modélisation thermique a permis de montrer que le paramètre ayant le plus d'influence sur l'évolution de la température du liquide dans le photobioréacteur et donc de la température de culture pour les microalgues est la température ambiante. Le rayonnement

pourrait avoir une importance dès lors que la concentration en algues devient importante. Cet aspect sera modélisé en détail au chapitre III.

4. Conclusion du chapitre

Ce chapitre a permis la modélisation des aspects non biologique du photobioréacteur tel que l'hydrodynamique, les transferts de masse et de chaleur dans un système air/eau.

La modélisation hydrodynamique et les expérimentations ont permis de valider deux modèles hydrodynamiques, un modèle semi-empirique basé sur le modèle drift-flux et un modèle empirique utilisant une corrélation expérimentale de la rétention de gaz. Les deux modèles donnent des résultats très proches des résultats expérimentaux. Le modèle semi-empirique est utilisé pour les autres modélisations et le modèle global.

La modélisation du transfert de masse dans un système air/eau a été effectuée par la théorie du double-film. A l'aide de caractérisation expérimentale, le coefficient de transfert de masse a été identifié et les résultats de la modélisation sont proches des résultats expérimentaux permettant la validation de ce modèle.

Les transferts thermiques ont aussi été modélisés et validés expérimentalement. La modélisation a permit de montrer l'influence des différents paramètres thermiques notamment l'importance de la température de l'air ambiant pour la température de liquide du photobioréacteur.

Ces différentes modélisations forment un modèle global auxquelles vont se rajouter les modélisations impliquant la culture de microalgues comme la distribution de la lumière dans le photobioréacteur, la modélisation de la croissance et la modélisation des transferts de masse et de chaleur dans une culture d'algues. La modélisation globale sera comparée à des résultats expérimentaux de culture de microalgues.

Chapitre III. Modélisation du système de culture et validation expérimentale

Après la modélisation des phénomènes de transferts de masse, de chaleur et de l'hydrodynamique du photobioréacteur, ce chapitre s'attache à la partie biologique de la culture des microalgues. Dans un premier temps, la croissance des algues est modélisée ainsi que la distribution de la lumière dans le photobioréacteur. Ces deux modèles sont couplés pour essayer de prédire les performances du photobioréacteur au niveau de la croissance et de la productivité des microalgues. Par la suite, les modèles de transferts de masse et chaleur étudiés dans le chapitre II sont adaptés à la culture des algues. Enfin le modèle global, rassemblant l'ensemble des modélisations, est étudié et comparé aux cultures expérimentales de microalgues.

1. Modélisation du photobioréacteur en culture d'algues

1.1. Modèle de croissance

1.1.1. Définition du taux de croissance et de la productivité

La performance du procédé peut être définie comme la quantité de biomasse produite en un temps donné, c'est-à-dire le taux de croissance. Le taux de croissance peut être prédit par modélisation. Le taux de croissance expérimental se calcule selon l'équation (III-1).

$$\mu_{exp} = \frac{1}{C_X}\frac{dC_X}{dt} = \frac{lnC_{X_t} - lnC_{X_0}}{\Delta t} \quad \textbf{(III-1)}$$

La vitesse de croissance expérimentale, (μ_{exp} en j^{-1}) permet de connaitre le pourcentage d'augmentation de la biomasse (C_X en $kg.m^{-3}$ ou cellules/mL) par unité de temps (Δt en j). Pour suivre l'évolution de la culture, d'autres paramètres sont aussi pris en compte (Andersen, 2005 ; Vonshak, 2002) :

- Nombre de doublements par jour (k_n en j^{-1}) : c'est le nombre de dédoublements effectués en une unité de temps, ici le jour :

$$k_n = \frac{\mu_{exp}}{ln2} \quad \textbf{(III-2)}$$

- Temps de doublement de la population (T_2 en j) : c'est le temps qu'il faut pour que la population soit doublée :

$$T_2 = \frac{ln2}{\mu_{exp}} \quad \textbf{(III-3)}$$

Ces équations sont valables pour une croissance en batch, pendant la phase exponentielle.

Pour la culture en continu (Lee et Shen, 2004) l'augmentation de la biomasse peut être définie selon le bilan (III-4).

$$Croissance\ en\ biomasse\ nette = Croissance - Enlèvement\ de\ la\ biomasse \quad \textbf{(III-4)}$$

Ce bilan matière, dans un intervalle de temps défini (dt) peut donc s'écrire selon l'équation (III-5).

$$VdC_X = V\mu C_X dt - QC_X dt \quad \textbf{(III-5)}$$

Cette équation, permettant de déterminer le taux de croissance peut s'écrire de la manière suivante :

$$\frac{dC_X}{dt} = \left(\mu - \frac{Q}{V}\right) C_X \quad \textbf{(III-6)}$$

Avec V le volume de culture (m^3) et Q le débit en $m^3.h^{-1}$, $\frac{Q}{V}$ représente le taux de dilution (h^{-1}) et peut être noté D.

Le taux de croissance maximal, souvent utilisé dans les modèles de croissance est le taux de croissance pendant la phase exponentielle de la croissance des algues. Il est calculé par l'équation (III-7) (Anjos et al., 2013).

$$\mu_{max} = \frac{ln(X_2) - ln(X_1)}{t_2 - t_1} \quad \textbf{(III-7)}$$

Avec X_2 la concentration en biomasse à la fin de la phase exponentielle ($g.L^{-1}$), X_1 la concentration en biomasse au début de la phase exponentielle ($g.L^{-1}$) et $(t_2 - t_1)$ la durée de la phase exponentielle.

La productivité des microalgues est le rendement par unité de temps (Andersen, 2005) et est définie par l'équation (III-8).

$$P_X = \mu C_X \quad \textbf{(III-8)}$$

Avec P_X la productivité ($kg.m^{-3}.h^{-1}$), μ le taux de croissance (h^{-1}) et C_X la concentration en biomasse ($kg.m^{-3}$). La productivité est donc une fonction de la concentration en biomasse et du taux de croissance, elle évolue donc au cours de la culture. La productivité de la photosynthèse est aussi sensible à la concentration en biomasse : il existe une concentration optimale pour avoir le plus grand taux de photosynthèse (Richmond, 2004).

1.1.2. Modélisation de la croissance

De nombreux modèles de croissance existent dans la littérature. Ils peuvent se baser sur plusieurs hypothèses (Becerra-Celis, 2009).

- La première hypothèse est celle que la lumière constitue le seul facteur limitant, c'est à dire que tous les autres facteurs, comme les nutriments par exemple, sont en excès ou en conditions optimales.

Dans des conditions environnementales constantes et avec un apport en nutriment en excès, la loi de Monod est la plus utilisée pour déterminer le taux de croissance en fonction de la lumière (Becerra-Celis, 2009 ; Rengel, 2010 ; Takache, 2010). Cette équation hyperbolique est présentée par l'équation (III-9).

$$\mu = \mu_{max} \frac{I}{I + K_S} \quad \textbf{(III-9)}$$

Où μ_{max} est le taux de croissance maximal atteint à saturation lumineuse (h^{-1}), I l'intensité lumineuse moyenne dans le photobioréacteur ($\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$) et K_S la constante de saturation de Monod pour la lumière ($\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$). Les paramètres K_S et μ_{max} sont dépendants de la microalgue cultivée et du rayonnement incident. Ce modèle a été appliqué à la croissance de *Phaeodactylum tricornutum*, avec une précision de 95 % avec les cultures expérimentales (Pérez et al., 2008).

Une autre loi (Equation (III-10)), dérivée de la loi de Monod, a été proposée par Tamiya (Burlew, 1953 ; Grima et al., 1996) et appliquée à *Isochrysis galbana* par Grima et al., 1996.

$$\mu = \frac{\mu_{max} I}{I_{max} + I} \quad \textbf{(III-10)}$$

Où I_{max} est l'intensité lumineuse pour laquelle $\mu = \mu_{max}$ ($\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$).

La Loi de Van Oorschot (1955) (Becerra-Celis, 2009) est une équation de type exponentielle (Equation (III-11)).

$$\mu = \mu_{max} \left(1 - e^{\left(-\frac{I}{I_{max}}\right)}\right) \quad \textbf{(III-11)}$$

La Loi de Moser (Equation (III-12)) (Becerra-Celis, 2009) est basée sur la loi de Monod et a été appliqué sur *Isochrysis galbana* par Grima (Grima et al., 1996).

$$\mu = \mu_{max} \frac{I^n}{K_S^n + I^n} \quad \textbf{(III-12)}$$

Où n est un exposant adimensionel.

Le modèle Peeters et Eilers (Equation (III-13)) (Bouterfas et al., 2002 ; Belkoura et Dauta, 1992 ; Dermoun et al., 1992) fait apparaître un coefficient et la notion d'intensité optimale. Ce modèle a été appliqué, entre autres, pour la croissance de *Porphyridium cruentum* (Dermoun et al., 1992) et *Chlorella sorokina* (Belkoura et al., 1992).

$$\mu = 2\mu_{max}(1+\beta)\frac{I/I_{max}}{\left(I/I_{max}\right)^2 + 2\beta\left(I/I_{max}\right) + 1} \quad \textbf{(III-13)}$$

Où β est un coefficient d'atténuation ou facteur de forme.

Le modèle de Ramesh (Eqaution (III-14)) (You et Barnett, 2004) a été appliqué à la microalgue *Scrippsiella*.

$$\mu = \frac{\mu_{max}(I - G_C)}{K_S + (I - G_C)} - C_1 e^{-C_2/I} \quad \textbf{(III-14)}$$

Avec C_1 une constante du modèle, C_2 l'équivalent de l'énergie d'activation ($\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$) et G_C l'intensité de compensation ($\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$). La Figure III-1 montre l'allure

du taux de croissance en fonction de l'intensité lumineuse pour ces modèles de croissance ayant pour unique facteur limitant la lumière.

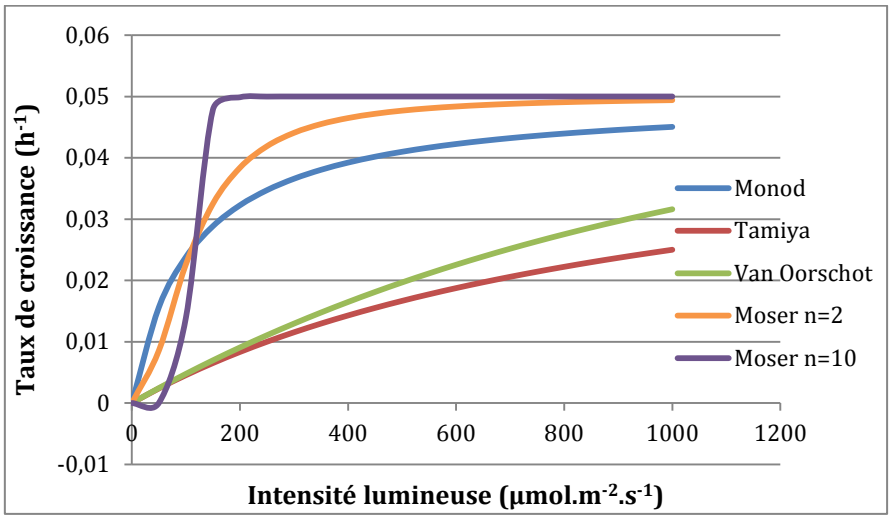


Figure III-1 : Allure des différentes lois de modélisation de la croissance avec pour seul facteur limitant la lumière (*Chlamydomonas reinhardtii*, rayonnement incident de 1000 µmol.m^{-2}.s^{-1})

Les différents modèles ont tous une allure hyperbolique mais sont assez éloignés les uns des autres, seul les modèles de Monod et Moser (avec un exposant n=2) sont proches ainsi que les modèles de Tamiya et Van Oorschot. Le seul facteur limitant lumière n'est peut-être pas suffisant pour modéliser la croissance algale. Un modèle de croissance correspond peut-être mieux à une espèce d'algue avec une certaine plage d'intensité incidente.

- La seconde hypothèse pour les modèles de croissance est la limitation par la lumière et son inhibition lorsque la lumière est en excès, le phénomène de photoinhibition est pris en compte.

Parmi cette famille de modèles, le plus utilisé est celui basé sur la Loi de Monod, le modèle Andrews-Haldane (Equation (III-15)) (Takache, 2010 ; Pruvost et al., 2008).

$$\mu = \frac{\mu_{max} I}{K_S + I + \frac{I^2}{K_I}} \qquad \textbf{(III-15)}$$

Avec K_I la constante d'inhibition de la lumière (µmol.m^{-2}.s^{-1}). Les paramètres K_S, K_I et μ_{max} sont dépendants de la microalgue cultivée et du rayonnement incident.

Le modèle de Steele (Equation (III-16)) (Becerra-Celis , 2009), a été appliqué pour la croissance d'*Isochrysis galbana*. Les résultats expérimentaux montrent une précision de 97,1 à 99,6 % avec ce modèle (Grima et al., 1996).

$$\mu = \mu_{max} \frac{I}{I_{max}} e^{\left(1 - \frac{I}{I_{max}}\right)} \qquad \textbf{(III-16)}$$

Le modèle de Moser modifié (Equation (III-17)) (Becerra-Celis, 2009), appliqué par Molina Grima sur la microalgue *Isochrysis galbana* (Grima et al., 1996) introduit également la notion d'intensité lumineuse de photoinhibition.

$$\mu = \mu_{max} \frac{I^{I_{PI}/q_0}}{\left[K_s + \left(\frac{q_0}{K_I}\right)^{C_3}\right]^{I_{PI}/q_0} + I^{I_{PI}/q_0}} \quad \textbf{(III-17)}$$

Avec C_3 un exposant adimensionnel, I_{PI} l'intensité lumineuse de photoinhibition (µmol.m^{-2}.s^{-1}) et q_0 l'intensité lumineuse incidente (µmol.m^{-2}.s^{-1}).

Le modèle de Muller-Feuga (Becerra-Celis, 2009), appliqué par Pruvost sur *Porphyridium purpureum* (Pruvost et al., 2002) introduit la notion de ratio normalisé (φ) et de ratio de maintenance (φ_e) (Equation (III-18)).

$$\begin{cases} \mu = \dfrac{2\mu_{max}(1-\varphi_e)(\varphi-\varphi_e)}{(1-\varphi_e)^2+(\varphi-\varphi_e)^2} \\ \varphi = \dfrac{I}{I_{max}} \\ \varphi_e = \dfrac{G_c}{I_{max}} \end{cases} \quad \textbf{(III-18)}$$

La Figure III-2 montre l'allure des courbes du taux de croissance pour les modèles prenant en compte la lumière comme facteur limitant ainsi que son inhibition.

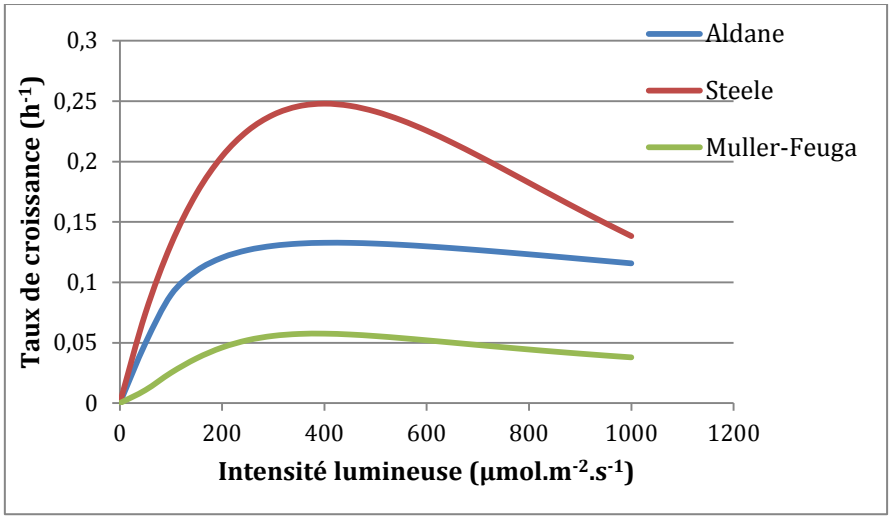


Figure III-2 : Allure des différents modèles de croissance avec pour facteur limitant la lumière et son inhibition (*Chlamydomonas reinhardtii* (Aldane et Steele (Pruvost et al., 2008)), *Porphyridium purpureum* (Muller-Feuga (Pruvost et al., 2002)) , rayonnement incident de 1000 µmol.m^{-2}.s^{-1})

Le phénomène d'inhibition est très visible pour le modèle de Steele, avec une très forte chute du taux de croissance après 400 µmol.m^{-2}.s^{-1}. Le phénomène de photoinhibition apparait à de fortes intensités lumineuses (le seuil d'inhibition est propre à chaque espèce de microalgues).

- La troisième hypothèse est la prise en compte de la limitation par la lumière et par le carbone.

Certains auteurs considèrent que le dioxyde de carbone a de forts effets sur la croissance des microalgues et ont ainsi introduit le Carbone Inorganique Total (CIT) comme paramètre dans la modélisation. Le CIT est le carbone total disponible pour les cellules dans

le milieu de culture. La lumière et le carbone sont considérés dans ces modèles comme deux substrats limitants.

Le modèle de Baquerisse (Equation (III-19)) (Baquerisse et al., 1999), a été appliqué à *Porphyridium purpureum* par Becerra (Becerra-Celis, 2009).

$$\begin{cases} \mu = \mu_{max}\left(\frac{E}{E_{max}}\right)e^{\left(1-E/E_{max}\right)}\left(\frac{C_{CIT}}{C_{CIT_{max}}}\right)e^{\left(1-C_{CIT}/C_{CIT_{max}}\right)} \\ E = \frac{(I_{in}-I_{out})A_{éc}}{V.C_X} \end{cases} \quad \textbf{(III-19)}$$

Avec C_{CIT} la concentration en Carbone Inorganique Total (mol.m^{-3}), E l'énergie lumineuse disponible par cellule (µmol.10^{9}cell^{-1}.s^{-1}), $C_{CIT_{max}}$ la concentration en Carbone Inorganique Total (mol.m^{-3}) à $\mu = \mu_{max}$, E_{max} l'énergie lumineuse disponible par cellule (µmol.10^{9}cell^{-1}.s^{-1}) à $\mu = \mu_{max}$, V le volume réactionnel (m^{3}), C_X la concentration cellulaire (10^{9}cell.m^{-3}), I_{in} et I_{out} l'intensité lumineuse à l'entrée et en sortie du photobioréacteur (µmol.10^{9}cell^{-1}.s^{-1}) et $A_{éc}$ la surface éclairée du photobioréacteur (m^{2}).

Le modèle de Nouals (Becerra-Celis, 2009), basé sur le principe de la loi de Monod prend en compte lui aussi les nutriments accessibles par cellules (Equation(III-20)).

$$\begin{cases} \mu = \mu_{max}\left(\frac{E}{K_E+E}\right)\left(\frac{C_{CIT_{cell}}}{K_{S_{CIT}}+C_{CIT_{cell}}}\right)\left(\frac{K_{Cl}}{K_{Cl}+C_{CIT_{cell}}}\right) \\ \mu_{max} = \frac{\mu_{max,T_{opt}}e^{\left[\frac{E_g}{R}\left(\frac{1}{T_{opt}}-\frac{1}{T}\right)\right]}}{\left[1+C_4e^{\left[\frac{\Delta G_d}{R}\left(\frac{1}{T_{opt}}-\frac{1}{T}\right)\right]}\right]} \\ E = \frac{(I_{in}-I_{OUT})A_{éc}}{V.C_X} \end{cases} \quad \textbf{(III-20)}$$

Avec $C_{CIT_{cell}}$ la concentration en Carbone Inorganique Total accessible par cellule (mmol/10^{9}cell), K_E la constante de demi-saturation pour l'énergie lumineuse disponible par cellule (µmol.10^{9}cell^{-1}.s^{-1}), $K_{S_{CIT}}$ la constante de demi-saturation pour le Carbone Inorganique Total (mmol.10^{-9}cell^{-1}), K_{Cl} la constante de demi-saturation pour le Carbone Inorganique Total accessible par cellule (mmol.10^{-9}cell^{-1}), T et T_{opt} les température et température optimale pour la croissance (K), $\mu_{max,T_{opt}}$ la vitesse maximale de croissance à T_{opt} (h^{-1}), E_g l'énergie d'activation du processus de croissance (kJ.mol^{-1}), ΔG_d la variation de l'énergie libre de la réaction de dénaturation des protéines (kJ.mol^{-1}), R la constante des gaz parfaits (8,314 J.mol^{-1}.K^{-1}) et C_4 une constante adimensionnelle du modèle.

- Les derniers types de modèles introduisent les limitations par les autres composants du milieu comme les nutriments.

Le modèle de Droop (Equation (III-21)) introduit la notion de quota cellulaire, c'est-à-dire la quantité de nutriments disponible pour une cellule (Becerra-Celis, 2009).

$$\mu = \mu_{max}\left(1 - \frac{K_Q}{Q}\right) \quad \textbf{(III-21)}$$

Avec K_Q le quota de subsistance pour lequel μ = 0 (g.cell^{-1}) et Q le quota cellulaire (g.cell^{-1}).

Le modèle de Cornet et al. (Equation (III-22)) (Cornet et al., 1998), modélise la productivité avec pour facteurs limitant les principaux nutriments de la culture algale (nitrate, soufre, phosphore) et introduit la notion de limitation par le produit en plus des limitations par les nutriments. Ce modèle a été testé pour la microalgue *Spirulina platensis* avec une inhibition par la phycocyanine.

$$\begin{cases} r_X = \Gamma\left[\frac{C_N}{K_N + C_N}\frac{C_S}{K_{So} + C_S}\frac{C_P}{K_P + C_P} + \frac{C_{PC}}{K_{PC} + C_{PC}}\left(\frac{C_N}{K_N + C_N} + \frac{C_S}{K_{So} + C_S}\right)\right] \\ \Gamma = \gamma C_{PC}\frac{1}{V_{éc}}\int_0^{V_{éc}} \mu_{max}\left(\frac{4\pi J}{K_J + 4\pi J}\right)dV \end{cases} \quad \textbf{(III-22)}$$

Avec r_X la vitesse volumétrique moyenne de synthèse de biomasse (kg.m^{-3}.h^{-1}), Γ la vitesse volumétrique moyenne de biomasse (kg.m^{-3}.h^{-1}), C_N, C_S, C_P, C_{PC} les concentrations en azote, soufre, phosphore et phycocyanine (kg.m^{-3}), K_N, K_{So}, K_P, K_{PC} les constantes de demi-saturation de l'azote, du soufre du phosphore et de la phycocyanine (kg.m^{-3}), K_J, la constante de demi-saturation lumineuse (W.m^{-2}), γ la fraction illuminée de travail qui correspond au ratio volume éclairé/volume total du réacteur, J l'intensité lumineuse spécifique moyenne (W.m^{-2}) et $V_{éc}$ le volume éclairé (m^3).

Le modèle de Martinez Sancho (Equation (III-23)) (Becerra-Celis, 2009), prend en compte les cinétiques de croissance en absence et excès de phosphore pour modéliser la croissance. Ce modèle a été appliqué à *Scenedesmus obliquus*.

$$\mu = \frac{\mu_{max}K_{I_P}C_P + \mu_{m_2}{C_P}^2 + \mu_{m_3}K_P K_{I_P}}{K_P K_{I_P} + K_{I_P}C_P + {C_P}^2} \quad \textbf{(III-23)}$$

Avec μ_{m_2} la vitesse maximale de croissance en absence de phosphore (h^{-1}), μ_{m_3} la vitesse maximale de croissance en excès de phosphore (h^{-1}) et K_{I_P} la constante d'inhibition du phosphore (kg.m^{-3}).

Le modèle de Spolaore (Becerra-Celis, 2009) prend en compte plusieurs facteurs : les facteurs physiques : la lumière et la température, et les facteurs chimiques : les nutriments, carbone inorganique total et le pH. Ce modèle prend aussi en compte les phénomènes de transfert de masse (Equation (III-24)).

$$\mu = \mu_{max0}\frac{e^{\left[\frac{E_g}{R}\left(\frac{1}{T_{opt}} - \frac{1}{T}\right)\right]}}{\left[1 + C_5 e^{\left[\frac{\Delta G_d}{R}\left(\frac{1}{T_{opt}} - \frac{1}{T}\right)\right]}\right]}\frac{e^{C_6\left(\frac{1}{pH_{opt}} - \frac{1}{pH}\right)}}{\left[1 + C_7\, e^{C_8\left(\frac{1}{T_{opt}} - \frac{1}{T}\right)}\right]}\left(\frac{k_L a}{k_L a_{opt}}\right)^{C_9}\left(\frac{E}{K_E + E}\right)\left(\frac{C_{CIT_{cell}}}{K_{Cl} + C_{CIT_{cell}}}\right) \quad \textbf{(III-24)}$$

Avec μ_{max0} un paramètre du modèle (h^{-1}), pH, pH_{opt} le pH de culture et le pH optimal pour la croissance, $k_L a$ le coefficient global du transfert de masse (s^{-1}), $k_L a_{opt}$ le coefficient

global du transfert de masse dans les conditions optimales (s^{-1}), C_8 une constante du modèle (K^{-1}) et C_5, C_6, C_7, C_9 des constantes (sans dimension).

Les modèles d'Estrada Duran (Becerra-Celis, 2009), basés sur la loi de Monod, prennent en compte les nutriments disponibles par cellule (Equations (III-25) et (III-26)).

$$\mu = \mu_{max}\left(\frac{E}{K_E+E}\right)\left(\frac{C_{CIT_{cell}}}{K_{Cl}+C_{CIT_{cell}}}\right)\left(\frac{C_{P_{cell}}}{K_{Pcell}+C_{P_{cell}}}\right)\left(\frac{C_{N_{cell}}}{K_{Ncell}+C_{N_{cell}}}\right)\left(\frac{K_{I_{Ncell}}}{K_{I_{Ncell}}+C_{N_{cell}}}\right) \quad \textbf{(III-25)}$$

Avec $C_{P_{cell}}$et $C_{N_{cell}}$ les concentrations en phosphore et azote disponibles par cellule ($mg.10^9.cell^{-1}$), K_{Pcell} et K_{Ncell} les constantes de demi-saturation pour le phosphore et l'azote disponibles par cellule ($mg.10^9 cell^{-1}$) et $K_{I_{Ncell}}$ la constante d'inhibition pour $C_{N_{cell}}$ ($mg.10^9 cell^{-1}$).

$$\mu = \mu_{max}\left(\frac{E}{K_E+E}\right)\left(\frac{C_{CIT_{cell}}}{K_{Cl}+C_{CIT_{cell}}}\right)\left(\frac{C_P}{K_P+C_P}\right)\left(\frac{C_N}{K_N+C_N}\right)\left(\frac{K_{I_N}}{K_{I_N}+C_N}\right) \quad \textbf{(III-26)}$$

Avec K_{I_N} la constante d'inhibition pour l'azote ($kg.m^{-3}$).

Le premier modèle de Pérez (Pérez et al., 2008) modélise la croissance algale par rapport au pH (Equation (III-27)).

$$\mu = \frac{\mu_{max}}{1+\left(\frac{C_{H^+}}{C_{10}}\right)+\left(\frac{C_{11}}{C_{H^+}}\right)} \quad \textbf{(III-27)}$$

Avec C_{H^+} la concentration en protons ($mol.L^{-1}$) et C_{10} et C_{11} les constantes cinétiques correspondantes ($mol.L^{-1}$).

Le second modèle de Pérez (Pérez et al., 2008) se base lui sur la température et les énergies d'activation pour la croissance et la dégradation cellulaire (Equation (III-28)).

$$\mu = A_0 e^{\frac{E_g}{RT}\frac{T-T_0}{T_0}} - B_0 e^{\frac{E_b}{RT}\frac{T-T_0}{T_0}} \quad \textbf{(III-28)}$$

Avec E_b l'énergie d'activation pour la dégradation cellulaire ($kJ.mol^{-1}$), T_0 la température de référence (K) et A_0 et B_0 les taux spécifiques pour la croissance et la désactivation à la température de référence T_0 (h^{-1}).

Le modèle de Cornet et Dussap (Equation (III-29)) modélise le taux de production locale de la biomasse (Cornet et Dussap, 2009).

$$\begin{cases} P_X = C_X \beta \dfrac{G}{G+K_S} \\ \beta = \rho_m K_S \phi E_a \end{cases} \quad \textbf{(III-29)}$$

Avec G l'intensité lumineuse locale dans le réacteur ($\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$), ρ_m le rendement énergétique maximum pour la conversion des photons dans l'antenne photosynthétique, ϕ le rendement de la masse quantique ($kg.\mu mol^{-1}$) et E_a le coefficient d'absorption ($m^2.kg^{-1}$).

Ce modèle, appliqué *à Spirulina platensis*, se base sur la loi de Monod et a une allure hyperbolique.

De nombreux modèles de croissances existent, plus ou moins complexes, incluant plus ou moins de facteurs limitants. Le facteur limitant commun à l'ensemble des modèles de croissance est la lumière.

La lumière semble donc être un paramètre important pour la culture des microalgues, connaître l'intensité de la lumière localement dans le photobioréacteur apparaît être indispensable pour modéliser la croissance des microalgues. C'est pour cela que dans un premier temps le modèle de croissance choisi est simple et a comme seul facteur limitant la lumière. La distribution de la lumière dans la plaque du photobioréacteur sera modélisée pour connaitre l'intensité lumineuse disponible localement dans le photobioréacteur. Le choix du modèle est donc la loi de Monod (Equation (III-9)) avec comme paramètre limitant l'intensité de la lumière évaluée localement dans le photobioréacteur. Si la validation expérimentale révèle un degré de précision insuffisant pour ce modèle, il sera complexifié en considérant un modèle plus complet parmi ceux décrits ci-dessus.

1.2. Modélisation de la distribution de la lumière dans le photobioréacteur

Il est important d'avoir une estimation de l'énergie lumineuse disponible dans le photobioréacteur pour pouvoir déterminer localement le taux de croissance et la concentration en biomasse.

Quand les nutriments sont en excès et que la température de culture est proche de la température optimale (ces deux paramètres sont contrôlables), la lumière est le paramètre limitant principal car il affecte les cinétiques de la conversion de l'énergie en énergie chimique (Yun et Park, 2003 ; Pruvost et al., 2008 ; Richmond, 2004a). La productivité dépend donc du rayonnement incident sur la culture et de l'efficacité de la photosynthèse (Tredici et Zittelli, 1998).

A cause des phénomènes d'absorption et de diffusion des cellules, le rayonnement est très hétérogène dans le photobioréacteur (Pruvost et al., 2008) et un gradient de lumière se crée dans le photobioréacteur (Takache, 2010a). Pour modéliser la croissance des microalgues, dépendant principalement de la lumière, il est important de modéliser la distribution de la lumière dans le photobioréacteur. Deux méthodes sont principalement utilisées pour calculer l'atténuation de l'énergie disponible : la loi de Beer-Lambert et la méthode des deux flux.

1.2.1. Loi de Beer-Lambert

La loi de Beer-Lambert peut être utilisée pour modéliser l'atténuation de la lumière dans le photobioréacteur, cette loi prend en compte l'absorption exponentielle de la lumière par le milieu (Pottier et al., 2005). L'intensité locale (G en µmol.m^{-2}.s^{-1}) est donnée par l'équation (III-30).

$$G = q_0 \, e^{-\kappa_a L C_X} \qquad \textbf{(III-30)}$$

Où q_0 est le rayonnement incident (µmol.m^{-2}.s^{-1}), L la longueur du chemin lumineux (m), C_X la concentration en biomasse (kg.m^{-3}) et κ_a le coefficient d'absorption de la loi de Beer-Lambert (m^2.kg^{-1}) qui dépend de la concentration en pigment des microalgues. Trois hypothèses sont faites pour appliquer la loi de Beer-Lambert (Fernández et al., 1997) :

- Le rayonnement incident est monochromatique ;
- La direction du rayon incident ne change pas lors de la traversée du milieu de culture ;
- Les effets de diffusion sont négligeables par rapport aux effets de l'absorption.

La loi de Beer-Lambert est une équation simple si les effets de diffusion peuvent être négligés (Pruvost et al., 2002 ; Suh et Lee, 2003) mais elle n'est pas applicable pour de fortes concentrations cellulaires (supérieures à 0,5 g/L) (Fernández et al., 1997). De plus, la loi Beer-Lambert aurait tendance à surestimer l'absorption lumineuse par la culture (Pruvost et al., 2002).

Quand la concentration en biomasse est importante, le modèle d'atténuation de la lumière doit prendre en compte les effets de diffusion des cellules. Ces modèles sont très complexes, une solution intermédiaire est de considérer l'effet de diffusion seulement le long de l'axe de propagation de la lumière par la méthode des deux flux (Pruvost et al., 2002).

1.2.2. Méthode des deux-flux

La méthode des deux flux est une approche mathématique et physique pour estimer le transfert de l'énergie lumineuse. Ce modèle prend en compte la diffusion et l'absorption de la lumière par les cellules et le milieu (Fouchard et al., 2009, Pottier et al., 2005). La méthode des deux flux est une méthode caractérisée par un ensemble d'équations différentielles qui simplifient l'équation du transfert radiatif (ETR) (Pruvost et al., 2008). L'hypothèse de ce modèle est l'atténuation unidimensionnelle : la lumière se propage seulement le long de l'axe z (axe de la profondeur ou épaisseur du moyen de culture) dans deux directions opposées (pour prendre en compte la partie rétrodiffusée du flux lumineux) (Takache, 2010a).

Cette méthode est applicable à différentes formes de photobioréacteurs et a été appliquée aux photobioréacteurs de forme cylindrique et plans par Takache et al., 2010.

L'équation du transfert radiatif (ETR) permet de déterminer la propagation d'un rayonnement dans un milieu diffusant ou absorbant. L'ETR exprime un bilan énergétique sur un élément de volume de milieu diffusant et décrit les variations spatiales de l'énergie lumineuse moyenne (I en µmol.m^{-2}.s^{-1}) du spectre utile à la photosynthèse (PAR) en un point du milieu et pour une direction de propagation. Les coefficients d'absorption (E_a en m^2.kg^{-1}) et de diffusion (E_s en m^2.kg^{-1}) ainsi que la fonction de phase ($p(\theta,\theta')$ adimensionnelle) caractérisent le milieu diffusant, composé du milieu nutritif et des microalgues. L'équation de transfert radiatif, avec l'hypothèse de la propagation de la lumière uniquement le long de l'axe z est de la forme de l'équation (III-31) (Takache et al., 2010).

$$\frac{dI}{dz}\cos\theta = -(E_a + E_s)C_X I + \frac{E_s C_X}{2}\int_0^{\pi} I p(\theta,\theta')\sin\theta' d\theta' \qquad \textbf{(III-31)}$$

Où C_X est la concentration en biomasse (kg.m^{-3}).

La méthode des deux flux admet deux directions de propagation opposées, leur intensités respectives sont notées I^+ et I^- (en µmol.m^{-2}.s^{-1}). Avec l'hypothèse du rayonnement quasi-collimaté, les intensités lumineuses respectives peuvent être écrites selon l'équation (III-32), en utilisant la distribution de Dirac (δ).

$$\begin{cases} I^+(\theta) = I^+\,\delta(\theta - \theta_c) \\ I^-(\theta) = I^-\,\delta(\theta - \theta_c) \end{cases} \quad \textbf{(III-32)}$$

En considérant que quand le rayonnement incident est normal par rapport au plan du réacteur, l'angle d'incidence (θ_c) est égal à zéro, les équations (III-32) deviennent le système d'équations différentielles (III-33).

$$\begin{cases} \dfrac{dI^+}{dz} = -E_a X I^+ - bE_s C_X(I^+ - I^-) \\ \dfrac{dI^-}{dz} = E_a X I^- - bE_s C_X(I^+ - I^-) \end{cases} \quad \textbf{(III-33)}$$

Où b est la fraction rétrodiffusée du rayonnement :

$$b = \frac{1}{2}\int_{\pi/2}^{\pi} p(\theta,\theta')\sin\theta\, d\theta \quad \textbf{(III-34)}$$

Les équations différentielles (III-33) sont combinées en une seule équation ((III-35)).

$$\frac{d(I^+ + I^-)}{dz} = -(E_a + 2bE_s)C_X(I^+ - I^-) \quad \textbf{(III-35)}$$

Les hypothèses sur le champ de rayonnement donnent l'équation (III-36) pour l'intensité lumineuse locale au point z de la culture ($G(z)$ en µmol.m^{-2}.s^{-1}) (Pruvost et al., 2008).

$$G(z) = I^+ + I^- \quad \textbf{(III-36)}$$

Les conditions aux limites pour résoudre l'équation dépendent de la géométrie et des matériaux du réacteur et des conditions de rayonnement. Pour un réacteur plan éclairé d'un côté, les conditions limites sont (Pruvost et al., 2008) :

$$\begin{cases} z = 0 \quad I^+ = q_0 \\ z = L \quad I^- = \rho I_L^+ \end{cases} \quad \textbf{(III-37)}$$

Avec ρ le coefficient de réflexion de la paroi du réacteur (adimensionnel), q_0 le rayonnement incident (en µmol.m^{-2}.s^{-1}) et L la profondeur de culture (en m).

Un rayon lumineux, en arrivant sur une paroi, se divise en trois: le rayon absorbé (q_{ab}), le rayon transmis (q_t) et le rayon réfléchi (q_r) comme le montre la Figure III-3.

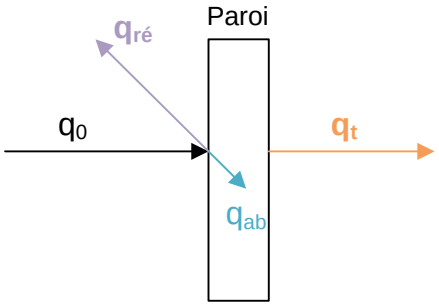


Figure III-3 : Rayonnement

Le rayonnement est régit par le système d'équation (III-38).

$$\begin{cases} q_0 = q_r + q_{ab} + q_t \\ q_r = \rho q_0 \quad q_{ab} = \alpha q_0 \quad q_t = \tau q_0 \\ \alpha + \rho + \tau = 1 \end{cases} \qquad \textbf{(III-38)}$$

D'après les données constructeur de la plaque en polycarbonate, la plaque laisse passer 82 % du rayonnement incident soit $\tau_{PC} = 0{,}82$. Ce coefficient a été confirmé par les données expérimentales, en mesurant le rayonnement en entrée et sortie de la plaque à vide. Le coefficient de réflexion a lui été déduit connaissant l'absorptivité du polycarbonate et celle de l'eau, la valeur trouvée est 0,15.

Avec la méthode des deux flux, les hypothèses décrites précédemment et les conditions aux limites, l'expression analytique de l'atténuation de l'intensité lumineuse dans un photobioréacteur rectangulaire est exprimée par l'équation (III-39) (Pottier et al., 2005, Takache et al., 2010).

$$G(z) = 2\tau_{PC} q_0 \frac{\left[\rho(\alpha+1)e^{-\delta L} - (1-\alpha)e^{-\delta L}\right]e^{\delta z} + \left[(\alpha+1)e^{\delta L} - \rho(1-\alpha)e^{\delta L}\right]e^{-\delta z}}{(\alpha+1)^2 e^{\delta L} - (1-\alpha)^2 e^{-\delta L} - \rho(1-\alpha)^2 e^{\delta L} + \rho(1-\alpha)^2 e^{-\delta L}} \qquad \textbf{(III-39)}$$

Avec α le module de diffusion linéaire (sans dimension) et δ le coefficient d'extinction (m^{-1}) (Pruvost et al., 2008) :

$$\alpha = \sqrt{\frac{E_a}{(E_a + 2bE_s)}} \qquad \textbf{(III-40)}$$

$$\delta = C_X \sqrt{E_a(E_a + 2bE_s)} \qquad \textbf{(III-41)}$$

Les coefficients d'absorption, de diffusion et la fraction rétrodiffusée (E_a, E_s et b), dus aux effets de diffusion et d'absorption des cellules algales, peuvent être prédits par la Théorie de Lorenz-Mie par approximation de diffraction normale (Takache, 2010a). Ces propriétés optiques sont propres à chaque espèce de microalgues et dépendent de la taille et de la forme des cellules et de leur concentration en pigments (Pruvost et al., 2002).

1.2.3. Définition de la fraction de travail illuminée en photobioréacteur

La fraction de travail illuminée (γ) est le ratio entre le volume éclairé et le volume réactionnel (Equation (III-42)).

$$\gamma = \frac{V_{éc}}{V} \quad \textbf{(III-42)}$$

Trois situations peuvent apparaître (Cornet, 2010 ; Takache, 2010a) :

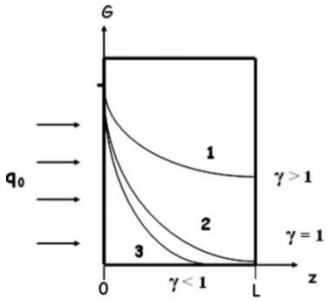


Figure III-4 : Définition de la fraction de travail illuminée (Cornet, 2010)

- $\gamma > 1$: Régime cinétique. Le rayonnement incident est élevé et la concentration en biomasse est faible : l'absorption de la lumière est incomplète, il y a perte du rayonnement. Ce régime a de faibles performances.
- $\gamma < 1$: Régime de limitation par la lumière. Le taux de dilution est faible (la concentration en biomasse est élevée), il existe au moins une zone « morte », c'est-à-dire noire, dans cette zone il n'y a plus de croissance et il y a de la respiration ce qui entraîne une diminution de la productivité.
- $\gamma = 1$: Régime de limitation physique stricte. La concentration en biomasse correspond exactement à l'apparition de la limitation physique de la lumière (concentration optimale). Le rayonnement de compensation G_c correspond parfaitement avec le fond du réacteur. Tous les photons disponibles sont absorbés par le photobioréacteur.

La fraction illuminée de travail peut aussi s'écrire sous la forme de l'équation (III-43) (Degrenne et al., 2010).

$$\gamma = \frac{z_c}{L} \quad \textbf{(III-43)}$$

Avec L la profondeur de la culture (m) et z_c le lieu où l'intensité lumineuse est égale à l'intensité de compensation (G_c). L'intensité de compensation est l'intensité où l'oxygène rejeté par la photosynthèse est compensé par sa consommation par la respiration (Degrenne et al., 2010), elle est déterminée pour une concentration et une intensité lumineuse incidente (q_0) données.

1.3. Modélisation de la croissance couplée aux limitations dues à la lumière

1.3.1. Description et hypothèse du modèle

La modélisation de la croissance (Equation (III-44)) dans le photobioréacteur est effectuée par la loi de Monod en prenant en compte la limitation de la croissance due à la lumière.

$$\mu = \mu_{max} \frac{G}{G + K_s} \quad \textbf{(III-44)}$$

Où μ est le taux de croissance (s^{-1}), μ_{max} le taux de croissance maximal (s^{-1}), G l'intensité lumineuse locale dans le photobioréacteur ($\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$) et K_s la constante de demi-saturation lumineuse ($\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$). Ce modèle de croissance, simple du fait que la

lumière soit le seul facteur limitant, a été choisi avec l'utilisation de l'intensité lumineuse locale (et non pas moyenne) pour modéliser la croissance des microalgues.

L'intensité lumineuse locale dans le photobioréacteur est modélisée par la méthode des deux flux (Equation (III-45)).

$$G(z) = 2\tau_{PC} q_0 \frac{\left[\rho(\alpha+1)e^{-\delta L} - (1-\alpha)e^{-\delta L}\right]e^{\delta z} + \left[(\alpha+1)e^{\delta L} - \rho(1-\alpha)e^{\delta L}\right]e^{-\delta z}}{(\alpha+1)^2 e^{\delta L} - (1-\alpha)^2 e^{-\delta L} - \rho(1-\alpha)^2 e^{\delta L} + \rho(1-\alpha)^2 e^{-\delta L}} \quad \textbf{(III-45)}$$

Avec cette méthode, l'intensité est calculée localement, par discrétisation dans la profondeur de culture du photobioréacteur (L). Le taux de croissance (μ) est calculé par intégration des valeurs de l'intensité locale le long du réacteur (Equation (III-46)) (Pruvost et al., 2008).

$$\mu_{moy} = \frac{1}{L}\int_0^L \mu\big(G(z)\big)\, dz \quad \textbf{(III-46)}$$

Les propriétés optiques des algues étant propres à chaque espèce et aux conditions d'illuminations, la croissance de la microalgue *Chlorella vulgaris* a été modélisée car cette microalgue, de par sa facilité de culture et ses nombreuses applications a été choisie pour valider le modèle global du photobioréacteur. De plus, de nombreux auteurs ont utilisé cette microalgue, de nombreuses références existent donc dans la littérature.

Pour trouver les propriétés optiques de la microalgue *Chlorella vulgaris* les données expérimentales de Berberoglu et al., 2009 sont disponibles dans la publication de Pilon, 2012. Cette publication donne les sections C_{ABS} et C_{SCA} mesurées expérimentalement pour la microalgue *Chlorella vulgaris*. Ces mesures permettent par les équations (III-47) (Pottier et al., 2005) de retrouver les coefficients d'absorption et de diffusion pour une longueur d'onde donnée.

$$E_a(\lambda) = \frac{C_{ABS}}{V_{32}\rho_{dm}(1-x_e)}$$
$$E_s(\lambda) = \frac{C_{SCA}}{V_{32}\rho_{dm}(1-x_e)} \quad \textbf{(III-47)}$$

Où C_{ABS} est la section de la microalgue relative aux phénomènes d'absorption (m²), C_{SCA} est la section de la microalgue relative aux phénomènes de diffusion (m²), V_{32} est le volume de Sauter (m^3), ρ_{dm} la densité de la matière sèche microalgale ($kg.m^{-3}$) et x_e la fraction volumique de l'eau dans la microalgue (adimensionnelle).

Les coefficients d'absorption et de diffusion par rapport aux longueurs d'onde ont été calculés avec les paramètres suivants : $V_{32} = 6{,}5.10^{-16}$ m^3, $\rho_{dm} = 1350$ $kg.m^{-3}$ (Lee et al., 2013 ; Eroglu et Melis, 2009) et $x_e = 0{,}78$ (Lee et al., 2013 ; Pottier et al., 1995). Les coefficients d'absorption et de diffusion ont été ensuite calculés par les équations (III-48) (Cornet et al., 1998, Farges et al., 2009 ; Cornet et al., 1992) sur le PAR et donne les résultats suivants : $E_a = 102$ $m^2.kg^{-1}$ et $E_s = 959$ $m^2.kg^{-1}$.

$$E_a = \frac{1}{\Delta\lambda}\int_{\Delta\lambda} E_a\,(\lambda)d\lambda$$
$$E_s = \frac{1}{\Delta\lambda}\int_{\Delta\lambda} E_s\,(\lambda)d\lambda \qquad \textbf{(III-48)}$$

La fraction de rétrodiffusion *b* prend la valeur de 0,003 et la constante de saturation de la lumière 49 µmol.m^{-2}.s^{-1} et l'intensité de compensation est de 7 µmol.m^{-2}.s^{-1} (Yun et Park, 2003 ; Degen et al., 2001). Le modèle de la distribution de la lumière couplé à la croissance prend en compte l'intensité de compensation en arrêtant la croissance des algues localement si l'intensité locale est inférieure à l'intensité de compensation. L'arrêt de la croissance se traduisant par taux de croissance local nul.

La modélisation a été effectuée pour le photobioréacteur selon les conditions suivantes :

- Culture de *Chlorella vulgaris* ;
- Système de captation d'énergie lumineuse d'une épaisseur L = 1 cm ;
- Photobioréacteur éclairé d'un seul côté ;
- Croissance uniquement dans la plaque ;
- Croissance sur 10 ou 40 jours avec une illumination continue ;
- Concentration en biomasse de départ : $X = 0{,}1$ g.L^{-1} ;
- Les nutriments sont considérés en excès, le seul facteur limitant est la lumière ;
- Température de culture : 25 °C et ph de 7 ;
- Taux de croissance maximal : $\mu_{max} = 0{,}06$ h^{-1} (Concas et al., 2012).

1.3.2. Résultats et discussion de la modélisation

Modéliser la croissance des microalgues avec le modèle de Monod dont l'intensité locale de la lumière est le facteur limitant permet de modéliser la distribution de la lumière dans le photobioréacteur et de prédire la concentration des microalgues. Cette modélisation permet de connaitre les conditions optimales de culture (concentration et rayonnement incident) pour la microalgue choisie, permettant de caractériser le photobioréacteur.

1.3.2.1. Distribution de la lumière dans le photobioréacteur

Avant de prédire la concentration en biomasse dans le photobioréacteur, il est important de connaître la distribution de lumière dans le photobioréacteur. La Figure III-5 montre l'atténuation de la lumière le long du réacteur à différentes concentrations de biomasse et à une intensité lumineuse incidente de 110 µmol.m^{-2}.s^{-1}.

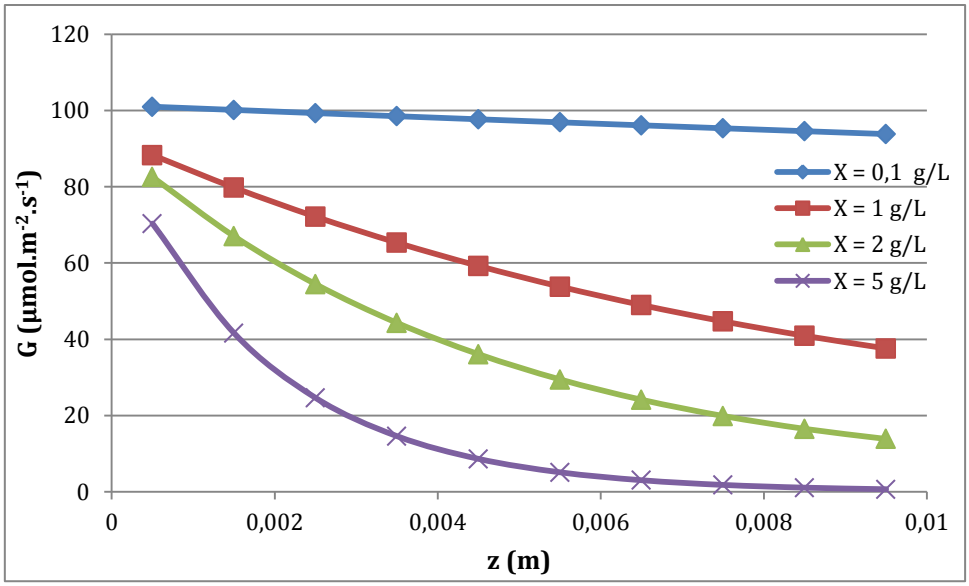


Figure III-5 : Intensité locale le long de l'épaisseur du photobioréacteur selon différentes concentrations en biomasse et à un rayonnement incident de 110 µmol.m^{-2}.s^{-1}

La Figure III-5 montre que l'atténuation de l'intensité lumineuse dans le photobioréacteur est bien plus prononcée pour des concentrations en biomasse plus élevées. Pour une concentration de 5 g.L^{-1} l'intensité locale au-delà de 0,5 cm devient inférieure à l'intensité de compensation (G_c = 7 µmol.m^{-2}.s^{-1}), ce qui entrainerait une forte activité respiratoire des microalgues. Des zones d'ombres (intensité locale proches de zéro) apparaissent à partir des deux tiers de la profondeur de culture pour la concentration cellulaire la plus élevée.

A une concentration trouvée habituellement en culture de photobioréacteur (1 g.L^{-1}) (Pulz, 2001), la Figure III-6 montre l'atténuation de la lumière à différents rayonnements incidents pour une même concentration en biomasse.

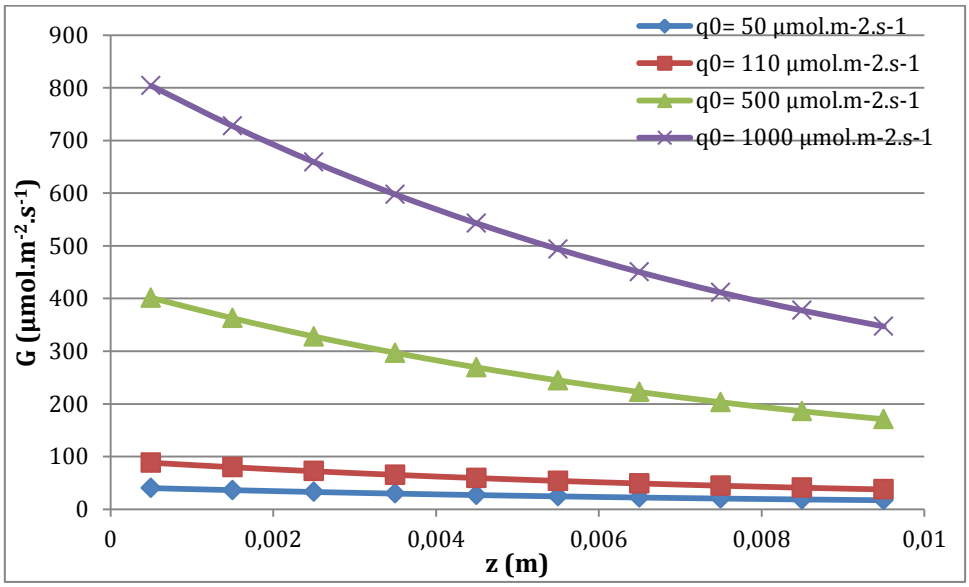


Figure III-6 : Intensité locale le long de l'épaisseur du photobioréacteur selon différents rayonnements incidents à une concentration constante (1 g.L^{-1})

Plus l'intensité incidente est élevée, plus il y a de lumière disponible dans le photobioréacteur. La concentration en algues augmente avec le temps, augmentant au fur et à mesure les effets de diffusion et d'absorption sur la lumière diminuant l'intensité lumineuse disponible pour la photosynthèse. La concentration de 1 $g.L^{-1}$ étant une valeur basse des concentrations atteintes en photobioréacteur, le rayonnement incident de 50 $\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$ est trop faible pour permettre la culture de biomasse en forte concentration cellulaire.

Il est intéressant de connaître l'évolution de l'intensité locale en fonction de la concentration en biomasse, comme le montre la Figure III-7.

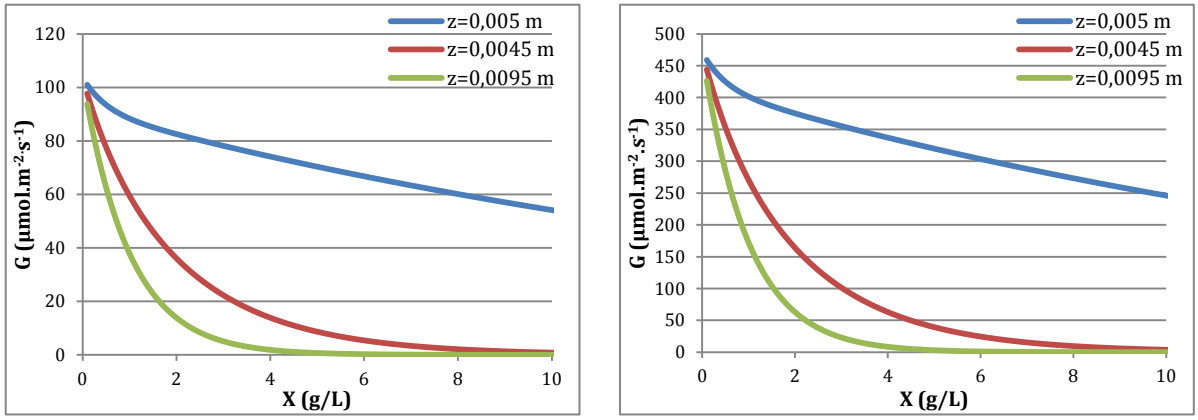
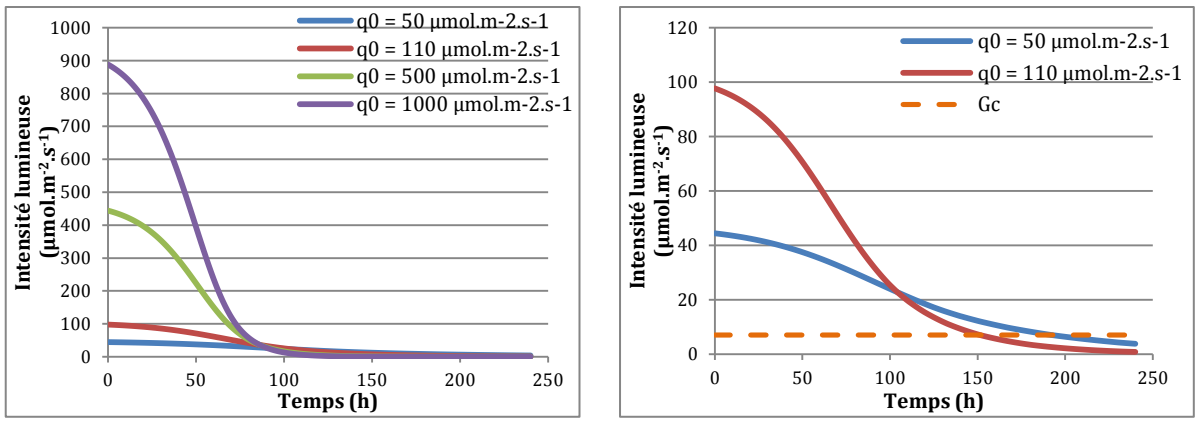


Figure III-7 : Intensité lumineuse locale en différents points du photobioréacteur en fonction de la concentration en biomasse avec un rayonnement incident : a) 110 $\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$; b) 500 $\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$

A une intensité lumineuse de 110 $\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$, le fond du réacteur est rapidement en dessous de l'intensité de compensation : à partir d'une concentration en biomasse d'environ 3 $g.L^{-1}$. Le centre du photobioréacteur est quant à lui en dessous de l'intensité de compensation à partir d'une concentration en biomasse d'environ 6 $g.L^{-1}$. Le côté directement illuminé est toujours très au-dessus de l'intensité de compensation, même à une concentration cellulaire élevée. Pour un rayonnement incident de 500 $\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$, jusqu'à une forte concentration (8 $g.L^{-1}$) l'intensité locale au centre du photobioréacteur est supérieure à l'intensité de compensation. Le fond du réacteur a lui une intensité locale inférieure à l'intensité de compensation à partir d'une concentration en biomasse de 4 $g.L^{-1}$. Une plus forte intensité incidente permet donc d'avoir une plus grande disponibilité de la lumière dans le photobioréacteur et permet d'avoir une plus grande efficacité aux mêmes concentrations en biomasse.

L'intensité lumineuse varie en fonction de la concentration en biomasse dans le photobioréacteur et donc en fonction du temps. La Figure III-8 montre l'évolution de l'intensité lumineuse dans le centre du photobioréacteur en fonction du temps de culture.



(a) (b)

Figure III-8 : Intensité lumineuse au centre du photobioréacteur pendant une culture de 10 jours a) pour des intensités de 50, 110, 500 et 1000 µmol.m^{-2}.s^{-1} ; b) pour des intensité de 50 et 110 µmol.m^{-2}.s^{-1}

Pour des rayonnements incidents de 500 et 1000 µmol.m^{-2}.s^{-1} l'intensité au centre du photobioréacteur diminue très rapidement. Elle diminue de 50 % en 47 h pour un rayonnement incident de 1000 µmol.m^{-2}.s^{-1} et en 50 h pour un rayonnement incident de 500 µmol.m^{-2}.s^{-1}. La diminution de moitié de la lumière disponible au centre du photobioréacteur est beaucoup plus lente pour des plus faibles rayonnements : 72 h pour un rayonnement incident de 110 µmol.m^{-2}.s^{-1} et 106 h pour un rayonnement incident de 50 µmol.m^{-2}.s^{-1}.

Tableau III-I : Temps de culture nécessaire pour atteindre l'intensité de compensation au centre du photobioréacteur

Rayonnement incident (µmol.m^{-2}.s^{-1})	Temps pour atteindre l'intensité de compensation (h)
50	192
110	151
500	115
1000	108

L'intensité de compensation (G_c) est quant à elle atteinte plus tôt par la culture éclairée par un rayonnement incident de 1000 µmol.m^{-2}.s^{-1}. Les plus forts rayonnements entrainent l'assombrissement du centre du photobioréacteur plus tôt que les plus faibles rayonnements incidents. Cela s'explique par la croissance plus rapide de la biomasse à de plus forts rayonnements, une importante concentration en biomasse est rapidement atteinte, amenant plus tôt les phénomènes d'auto-ombrage de la culture.

Un photobioréacteur a une efficacité maximale à une certaine concentration optimale, dépendante du rayonnement incident. La concentration optimale permet de faire coïncider le fond du photobioréacteur avec le lieu où l'intensité lumineuse disponible est égale à l'intensité de compensation. Pour une culture en continu il est donc important de connaître cette concentration optimale, en fonction du rayonnement incident (Figure III-9).

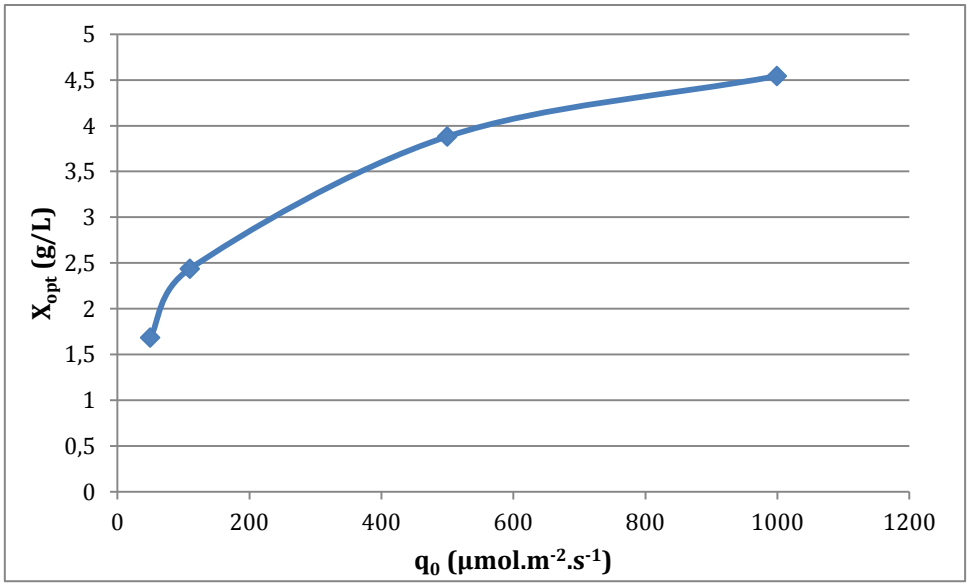


Figure III-9 : Concentration optimale de biomasse en fonction du rayonnement incident

Comme attendu, plus l'intensité incidente est élevée plus la concentration optimale est élevée. Les concentrations optimales aux différentes intensités lumineuses incidentes sont cohérentes avec les concentrations obtenues habituellement en photobioréacteurs (2 à 8 g/L, Pulz, 2001). Cette concentration optimale serait celle à atteindre pour une culture continue afin de pouvoir bénéficier d'un apport maximal de lumière dans l'ensemble du photobioréacteur en évitant les phénomènes d'auto-ombrage.

1.3.2.2. Estimation de la croissance

En connaissant la distribution de l'intensité lumineuse disponible localement dans le photobioréacteur pour la croissance, les performances du photobioréacteur (productivité, taux de croissance) peuvent être étudiées.

La Figure III-10 montre l'évolution de la productivité en fonction du temps.

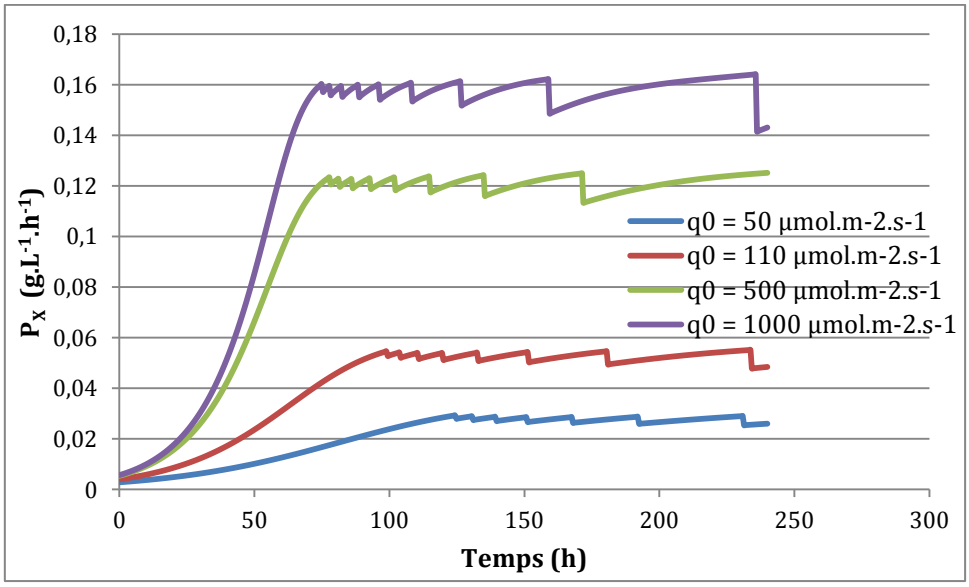
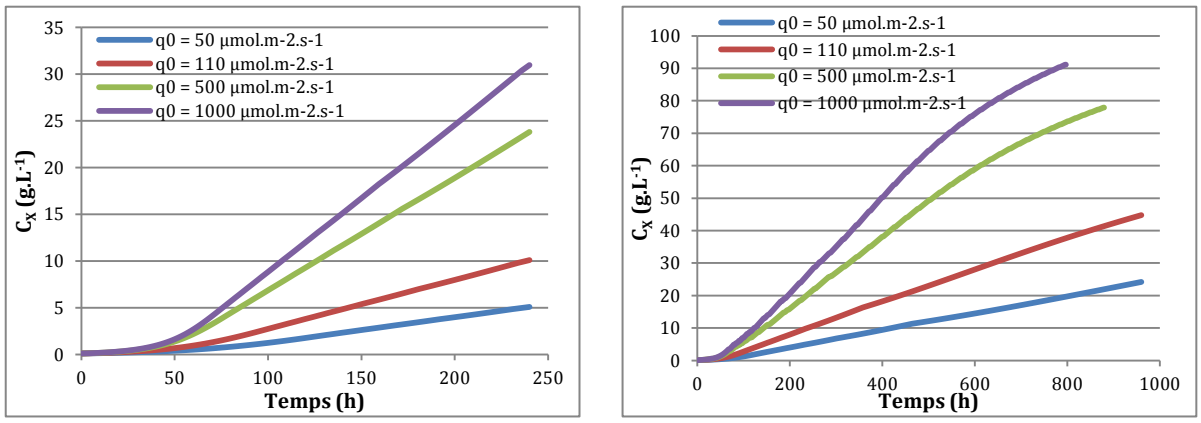


Figure III-10 : Productivité de la biomasse sur 10 jours de culture pour différents rayonnements incidents

La culture atteint assez rapidement sa productivité maximale. Pour de fortes intensités incidentes, la productivité atteint un plateau après environ 3 jours de culture. La productivité maximale atteinte est de 0,12 et 0,16 $g.L^{-1}.h^{-1}$ pour les rayonnements incidents les plus élevés. Pour les plus faibles intensités incidentes, l'augmentation de la productivité est moins importante et atteint son maximum (0,03 et 0,055 $g.L^{-1}.h^{-1}$) au bout de 100 h de culture soit 4 jours. Ce phénomène s'explique par la quantité de lumière disponible pour la photosynthèse, les cultures les plus éclairées étant plus vite soumises aux phénomènes d'auto-ombrage de la culture, les microalgues croient donc moins vite. De trop fortes concentrations en biomasse diminuent la lumière disponible au sein du photobioréacteur, diminuant la productivité. Les productivités maximales atteintes sont très supérieures à celles trouvées habituellement dans les raceways (0,002 à 0,004 $g.L^{-1}.h^{-1}$) et correspondent à celles trouvées dans les cultures de faibles épaisseurs et les photobioréacteurs (de 0,03 à 0,054 $g.L^{-1}.h^{-1}$) pour des intensités lumineuses incidentes de 50 et 110 $\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$ (Pulz, 2001). Les chutes brutales de productivités observées sur les graphiques sont dues à l'arrêt local de la croissance lorsque l'intensité locale est inférieure à l'intensité de compensation.

La Figure III-11 montre l'évolution de la biomasse en fonction du temps, pour des cultures de 10 jours et de 40 jours.



(a) (b)

Figure III-11 : Concentration en biomasse en fonction du temps, à différents rayonnements incidents, a) sur 10 jours ; b) sur 40 jours

Pour une culture de 10 jours, les concentrations en biomasse atteignent 5 g/L pour la plus faible intensité lumineuse incidente et un peu plus de 30 g/L pour l'intensité lumineuse incidente la plus élevée. Pour une culture de 40 jours, les concentrations atteignent 90 $g.L^{-1}$ pour un rayonnement incident de 1000 $\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$ et 80 $g.L^{-1}$ pour un rayonnement de 500 $\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$. Ces très fortes concentrations sont théoriques et sont très supérieures à celles trouvées dans la littérature (Tableau III-II). Une concentration de cette ordre de grandeur a été obtenu par Hu et son équipe avec une concentration de 84 $g.L^{-1}$ obtenue dans un photobioréacteur plan avec la microalgue *Chlorococcum littorale* (Hu et al., 1998) mais avec un changement journalier intégral du milieu de culture.

Tableau III-II : Concentration maximale et productivité maximale de *Chlorella vulgaris* dans la littérature

q_0 (µmol.m^{-2}.s^{-1})	$C_{X_{max}}$ (g/L)	P_X (g.L^{-1}.h^{-1})	Temps de culture (j)	Référence
22	1,31	0,006	20	De Morais et Costa, 2007
25	0,41	0,002	14	Illman et al., 2000
70	1,22	0,004	-	Abreu et al., 2012
70	5,5	0,029	7	Anjos et al., 2013
82	1,87	0,028	8	Chen et al., 2011
84	0,35	-	10	Concas et al., 2012
150	3,24	0,02	7	Francisco et al., 2010
150	2,01	0,008	-	Hobuss et al., 2011
260	3,2	0,031	5,5	Chen et al., 2011
300	1,2	-	7	Chiu et al., 2008
368	4	0,029	8	Chen et al., 2011
590	4,60	0,027	8	Chen et al., 2011
980	4,8	0,11	5	Degen et al., 2001

1.3.2.3. Comparaison avec un airlift seul

Pour comparer les performances en termes de croissance de microalgues du photobioréacteur, le photobioréacteur est comparé avec un airlift seul aux mêmes dimensions utilisées par Rengel, 2010. Pour cette comparaison la microalgue *Chlamydomonas reinhardtii* est utilisée et le même modèle de croissance (Loi de Monod) et de distribution de la lumière (méthode des deux flux) est utilisé. Les propriétés optiques de cette algue sont répertoriées dans le Tableau III-III.

Tableau III-III : Propriétés optiques et taux de croissance maximale de *Chlamydomonas reinhardtii* (Takache et al., 2010)

q_0 (µmol.m^{-2}.s^{-1})	E_a (m^2.kg^{-1})	E_s (m^2.kg^{-1})	b (adim)	K_s (µmol.m^{-2}.s^{-1})	G_c (µmol.m^{-2}.s^{-1})	μ_{max} (s^{-1})
50	220	830	0,0081	110	10	0,000019
110	200	850	0,0080			0,0000175
500	160	890	0,0077			0,000023
1000	130	9910	0,0080			0,000014

Les conditions de la modélisation pour l'airlift seul et les paramètres sont les suivants :

- Ratio aire de la colonne descendante sur aire de la colonne ascendante = 1,053 ;
- Airlift entièrement éclairé ;
- Croissance dans l'ensemble de l'airlift (riser et downcomer) ;
- Croissance sur 40 jours ;
- Concentration de départ X=0,15 g/L ;
- Les nutriments sont considérés en excès, le seul facteur limitant est la lumière.

Les deux modélisations ont été effectuées avec la même microalgue et les mêmes intensités lumineuses incidentes.

Les performances du photobioréacteur peuvent se mesurer par la croissance optimale possible en culture continu, comme représenté en Figure III-12.

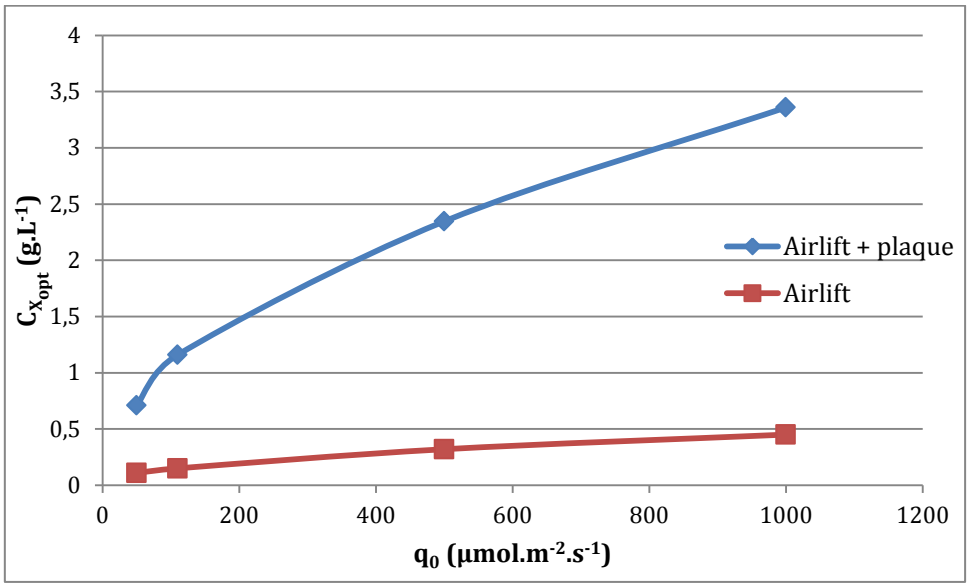


Figure III-12 : Concentration optimale en biomasse en fonction de l'intensité lumineuse incidente

La courbe rouge représente la concentration optimale pour chaque rayonnement incident pour l'airlift seul, avec les mêmes modèles (Loi de Monod, Méthode des deux flux) et pour la même microalgue (*Chlamydomonas reinhardtii)*. Dans les mêmes conditions, les concentrations optimales en plaque sont en moyenne sept fois supérieures aux concentrations optimales obtenues dans l'airlift seul. Ces résultats permettent donc de penser que la culture en plaque de faible épaisseur serait plus efficace qu'en airlift seul et permet d'envisager une meilleure productivité et des concentrations en biomasse plus élevées.

En termes de croissance à long terme, les résultats pour le photobioréacteur alliant airlift et plaque sont représentés en Figure III-13.

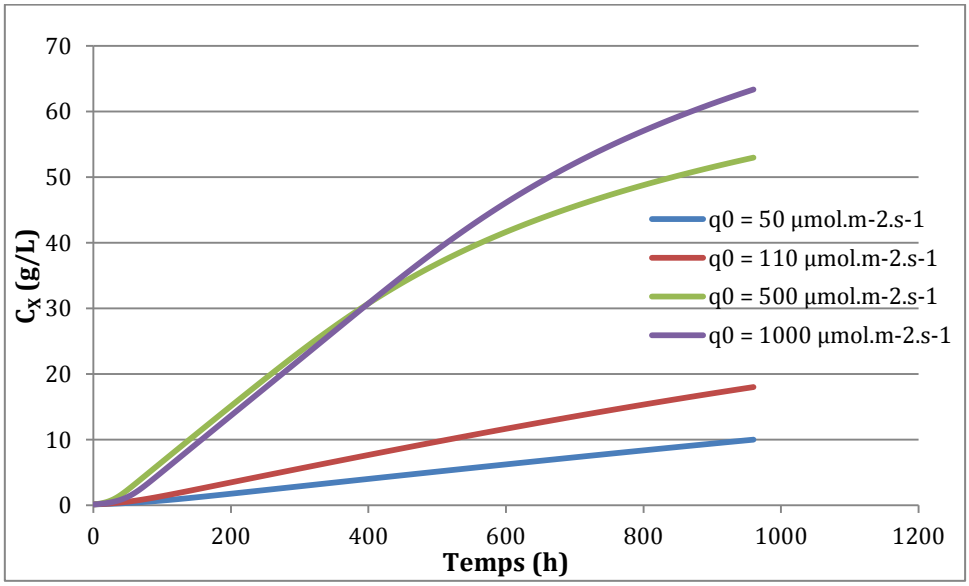


Figure III-13 : Concentration en biomasse en fonction du temps sur une culture de 40 jours de *Chlamydomonas reinhardtii*

La concentration en biomasse pour des faibles incidences lumineuses est supérieure à 10 g.L^{-1} au bout de 40 jours. Pour des intensités lumineuses plus élevés les concentrations en biomasse sont de 53 et 63 g.L^{-1}. Dans les mêmes conditions (1000 h de culture), la modélisation de la culture dans un airlift donne des concentrations en biomasse de 70 et 90 g.L^{-1} pour les deux plus forts rayonnements incidents. Mais pour les rayonnements les plus faibles, le système à plaque donne des concentrations deux fois plus élevées que l'airlift. (Rengel, 2010). Le système à plaque semble plus efficace sur les dix premiers jours de croissance alors que l'airlift semble plus performant pour une culture plus longue. Mais le modèle ne prend en compte que la limitation par la lumière.

1.4. Modélisation des phénomènes de transferts de masse lors de la culture d'algues

1.4.1. Modélisation

Les microalgues, par le biais de la photosynthèse (cf. chapitre I), consomment du dioxyde de carbone et produisent de l'oxygène. Dans les deux cas, le taux de consommation de dioxyde de carbone (R_{CO_2}) et le taux de production d'oxygène (R_{O_2}) dépendent directement de la productivité de la biomasse et du taux de production d'oxygène par rapport à la biomasse (Y_{O_2/C_X}) et du taux de consommation de dioxyde de carbone par rapport à la biomasse produite (Y_{CO_2/C_X}) obtenus par l'équation stœchiométrique de la photosynthèse (Equation (III-50)). Le taux de production représente le taux d'oxygène, ou de dioxyde de carbone, produit, ou consommé, en concentration molaire par unité de temps (mol.m^{-3}.s^{-1}) (Equation (III-49)).

$$\begin{aligned} R_{O_2} &= P_X Y_{O_2/C_X} \\ R_{CO_2} &= P_X Y_{CO_2/C_X} \end{aligned} \qquad \textbf{(III-49)}$$

Avec P_X la productivité de la biomasse (g.L^{-1}.s^{-1}), Y_{CO_2/C_X} le rendement de conversion de CO_2 en biomasse en mole de CO_2 par kilogramme de biomasse, c'est-à-dire la quantité nécessaire pour la production d'un kilogramme de biomasse, Y_{O_2/C_X} est la quantité produite d'oxygène pour un kilogramme de biomasse produite.

D'après Myers, (Rengel, 2010 et Filali et al., 2011a) l'équation stœchiométrique de la photosynthèse est exprimée par l'équation (III-50).

$$6{,}14CO_2 + 3{,}65H_2O + NH_3 \rightarrow C_{6,14}H_{10,3}O_{2,24}N + 6{,}845O_2 \qquad \textbf{(III-50)}$$

Avec l'équation stœchiométrique les taux de conversion suivants sont obtenus : $Y_{O_2/C_X} = 51{,}09\ mol\ O_2/kg_{C_X}$ et $Y_{CO_2/C_X} = 45{,}83\ mol\ CO_2/kg_{C_X}$. L'oxygène produit lors de la photosynthèse passe du milieu de culture à la phase gazeuse et le dioxyde de carbone injecté dans la colonne ascendante par le biais de la phase gazeuse passe dans le milieu de culture tel que présenté au chapitre II. Les transferts des réactifs et des produits de la réaction de photosynthèse sont modélisés selon la théorie du double film avec les hypothèses que les cellules soient totalement immergées dans le liquide et qu'il n'y ait pas de résistance dans le transfert de masse dans le film entre le solide et le liquide, c'est-à-dire que l'oxygène et le dioxyde de carbone passe directement de la cellule au liquide.

Pour la photosynthèse, les microalgues ont besoin de dioxyde de carbone, mais celles-ci n'utilisent que du carbone dissous. Le transfert de masse est important pour maximiser la dissolution du dioxyde de carbone et pour en minimiser les pertes. (Cadoret et Bernard, 2008 et Babcock et al., 2002). Le dioxyde de carbone dissous dans l'eau prend plusieurs formes (Equation (III-51)).

$$\begin{cases} CO_2 + H_2O \underset{K_1}{\leftrightarrow} H^+ + HCO_3^- \\ HCO_3^- \underset{K_2}{\leftrightarrow} H^+ + CO_3^{2-} \end{cases} \quad \textbf{(III-51)}$$

La totalité de ces formes de carbone est appelé Carbone Inorganique Total (CIT), le CO_2 dissous est donc une part du CIT en équilibre avec les autres formes (Equation (III-52)) (Foussard, 2003).

$$C_{CIT} = K_{CIT} C_{CO_2} \quad \textbf{(III-52)}$$

Où K_{CIT} est la constante d'équilibre entre le dioxyde de carbone et le carbone inorganique total. Cette constante est calculée à partir des constantes d'équilibre des équations chimiques de transformation du carbone (Equation (III-51)) et en fonction du pH de la culture.

$$K_{CIT} = 1 + \frac{K_1}{10^{-pH}} + \frac{K_1 K_2}{10^{-2pH}} \quad \textbf{(III-53)}$$

Avec K_1et K_2 les constantes d'équilibre qui varient en fonction de la température :

$$\begin{aligned} K_1 &= 5{,}02.10^{-5}\, e^{-1462{,}7/T} \\ K_2 &= 7{,}83.10^{-8}\, e^{-2213/T} \end{aligned} \quad \textbf{(III-54)}$$

Avec T la température (K).

La concentration en carbone inorganique total dans le liquide dépend donc de la concentration en CO_2 dans la phase gazeuse, de la température et du pH. (Foussard, 2003).

Un bilan massique pour chaque composant (oxygène et dioxyde de carbone) est effectué dans chaque partie du photobioréacteur. Aux équations du système air/eau (cf. chapitre II), il suffit d'ajouter la production et la consommation d'oxygène et de dioxyde de carbone, dont la valeur initiale injectée est connue et contrôlée. Le taux de transfert volumique global du dioxyde de carbone est considéré comme légèrement inférieur à celui de l'oxygène (Babcock et al., 2002) et il peut être trouvé selon l'équation (III-55) qui prend en compte la différence des diffusivités aqueuses de l'oxygène et du dioxyde de carbone dans le milieu (Langley et al., 2012 ; Chisti, 1989).

$$(k_l a)_{CO_2} = \sqrt{\frac{D_{CO_2}}{D_{O_2}}}(k_l a)_{O_2} \quad \textbf{(III-55)}$$

Soit à 25 °C, (Foussard, 2003a) :

$$(k_l a)_{CO_2} = 0{,}908(k_l a)_{O_2} \quad \textbf{(III-56)}$$

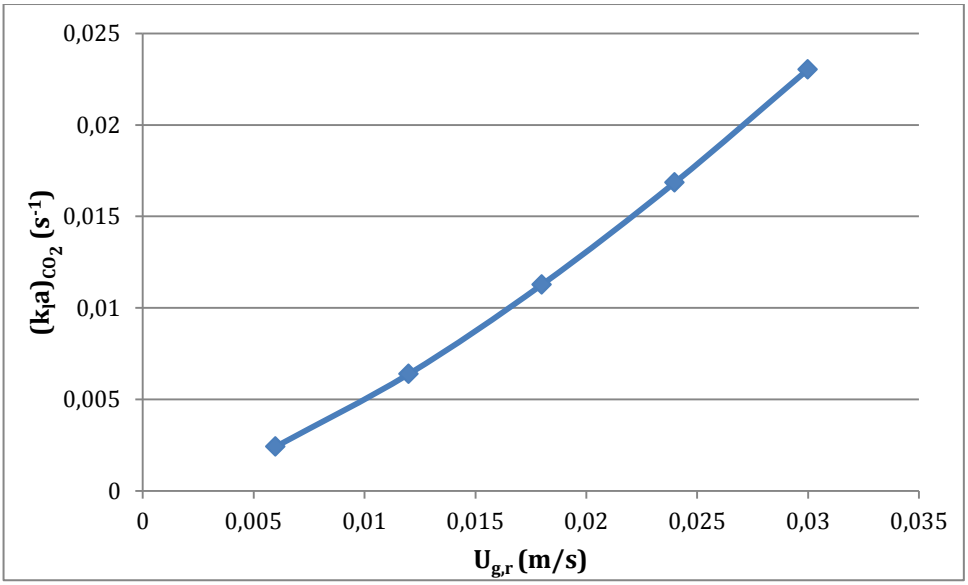


Figure III-14 : Evolution du coefficient global volumique de transfert de masse du dioxyde de carbone dans le photobioréacteur en fonction de la vitesse superficielle du gaz

Comme pour le transfert de masse de l'oxygène, le coefficient volumique global de transfert de masse pour le dioxyde de carbone augmente avec l'augmentation du débit du gaz. Avec des valeurs de ce coefficient de 0,0024 à 0,023 s^{-1}, le photobioréacteur est dans les performances de transferts typiques (de 0,002 à 0,02 s^{-1}) des photobioréacteurs d'après Langley et al., 2012.

Avec la théorie du double film, les équations suivantes sont trouvées pour prédire l'évolution du dioxyde de carbone et de l'oxygène dans chaque section du photobioréacteur et pour chaque phase.

Dans la colonne ascendante :

- Evolution de l'oxygène :
  - Dans le gaz :

$$\frac{dC_{O_2,g}}{dt} = -U_{g,r}\frac{dC_{O_2,g}}{dz} - (k_l a)_{O_2}\left(C^*_{O_2} - C_{O_2,l}\right) \quad \textbf{(III-57)}$$

  - Dans le liquide :

$$\frac{dC_{O_2,l}}{dt} = D_z\frac{d^2C_{O_2,l}}{dz^2} - U_{l,r}\frac{dC_{O_2,l}}{dz} + (k_l a)_{O_2}\left(C^*_{O_2} - C_{O_2,l}\right) \quad \textbf{(III-58)}$$

- Evolution du carbone :
    - Dans le gaz :

$$\frac{dC_{CO_2,g}}{dt} = -U_{g,r}\frac{dC_{CO_2,g}}{dz} - (k_l a)_{CO_2}\left(C^*_{CO_2} - C_{CO_2,l}\right) \quad \textbf{(III-59)}$$

    - Dans le liquide :

$$\frac{dC_{CIT}}{dt} = D_z\frac{d^2C_{CIT}}{dz^2} - U_{l,r}\frac{dC_{CIT}}{dz} + (k_l a)_{CO_2}\left(C^*_{CO_2} - C_{CO_2,l}\right) \quad \textbf{(III-60)}$$

Dans la colonne descendante :

- Evolution de l'oxygène :
    - Dans le liquide :

$$\frac{dC_{O_2,l}}{dt} = D_z\frac{d^2C_{O_2,l}}{dz^2} - U_{l,d}\frac{dC_{O_2,l}}{dz} \quad \textbf{(III-61)}$$

- Evolution du carbone :
    - Dans le liquide :

$$\frac{dC_{CIT}}{dt} = D_z\frac{d^2C_{CIT}}{dz^2} - U_{l,d}\frac{dC_{CIT}}{dz} \quad \textbf{(III-62)}$$

Dans la plaque :

- Evolution de l'oxygène :
    - Dans le liquide :

$$\frac{dC_{O_2,l}}{dt} = D_z\frac{d^2C_{O_2,l}}{dz^2} - U_{l,p}\frac{dC_{O_2,l}}{dz} + R_{O_2} \quad \textbf{(III-63)}$$

- Evolution du carbone :
    - Dans le liquide :

$$\frac{dC_{CIT}}{dt} = D_z\frac{d^2C_{CIT}}{dz^2} - U_{l,p}\frac{dC_{CIT}}{dz} - R_{CO_2} \quad \textbf{(III-64)}$$

1.4.2. Etude paramétrique du fonctionnement du système de culture

Le modèle global, incluant la modélisation de la distribution de la lumière, l'évolution de la biomasse et l'hydrodynamique, est utilisé pour déterminer l'évolution de l'oxygène et du dioxyde de carbone dans le photobioréacteur. Pour la phase gazeuse, l'air contient 21 % d'oxygène et 0,038 % de dioxyde de carbone, les conditions initiales sont calculées à partir de ces valeurs. En considérant que les phases gazeuse et liquide sont à l'équilibre, les conditions initiales de la concentration en oxygène dissous dans la phase liquide correspondent aux valeurs de saturation et la concentration initiale en dioxyde de carbone correspond aux valeurs à l'équilibre (Equation (III-65)).

$$\begin{cases} C_{O_2}(t=0) = 0{,}258 \\ C_{CIT}\ (t=0) = 0{,}06 \end{cases} \quad \textbf{(III-65)}$$

L'ensemble des simulations suivantes ont été effectuées avec la microalgue *Chlorella vulgaris* dans les conditions suivantes : température de 25 °C et à ph 7. (Conditions optimales pour la croissance de *C. vulgaris*). L'intensité lumineuse est un paramètre qui varie au cours des simulations.

1.4.2.1. Evolution de la concentration en oxygène

Le taux de production d'oxygène dans la plaque (lieu de croissance des microalgues) est déterminant pour connaître l'évolution de la concentration en oxygène dissous dans l'ensemble du photobioréacteur.

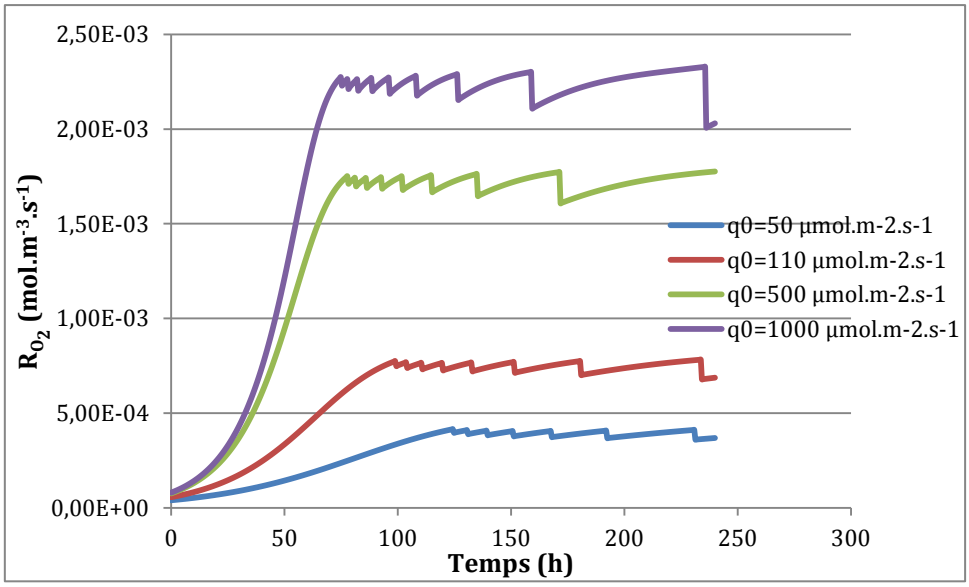


Figure III-15 : Evolution de la production d'oxygène par les microalgues dans la plaque, à différentes intensités lumineuses, Qg = 15 L/min

Le taux de production d'oxygène (Figure III-15) est plus important à de fortes intensités lumineuses incidentes. Pour des intensités lumineuses de 50 et 110 µmol.m^{-2}.s^{-1}, la production d'oxygène est faible (entre 0,0004 et 0,0008 mol.m^{-3}.s^{-1}), alors que pour les deux intensités lumineuses les plus fortes celle-ci est deux fois plus élevée et augmente rapidement durant les 60 premières heures de culture avant d'atteindre une valeur constante. Les valeurs du taux de production d'oxygène (0,001 à 0,0022 mol.m^{-3}.s^{-1}) pour les grandes intensités correspondent à celles trouvées (0,0002 à 0,0018 mol.m^{-3}.s^{-1}) par Camacho Rubio et al., 1999, dans un photobioréacteur tubulaire en extérieur. La concentration en oxygène dissous dépend donc de l'intensité lumineuse mais varie aussi en fonction de la section du photobioréacteur comme le montre la Figure III-16.

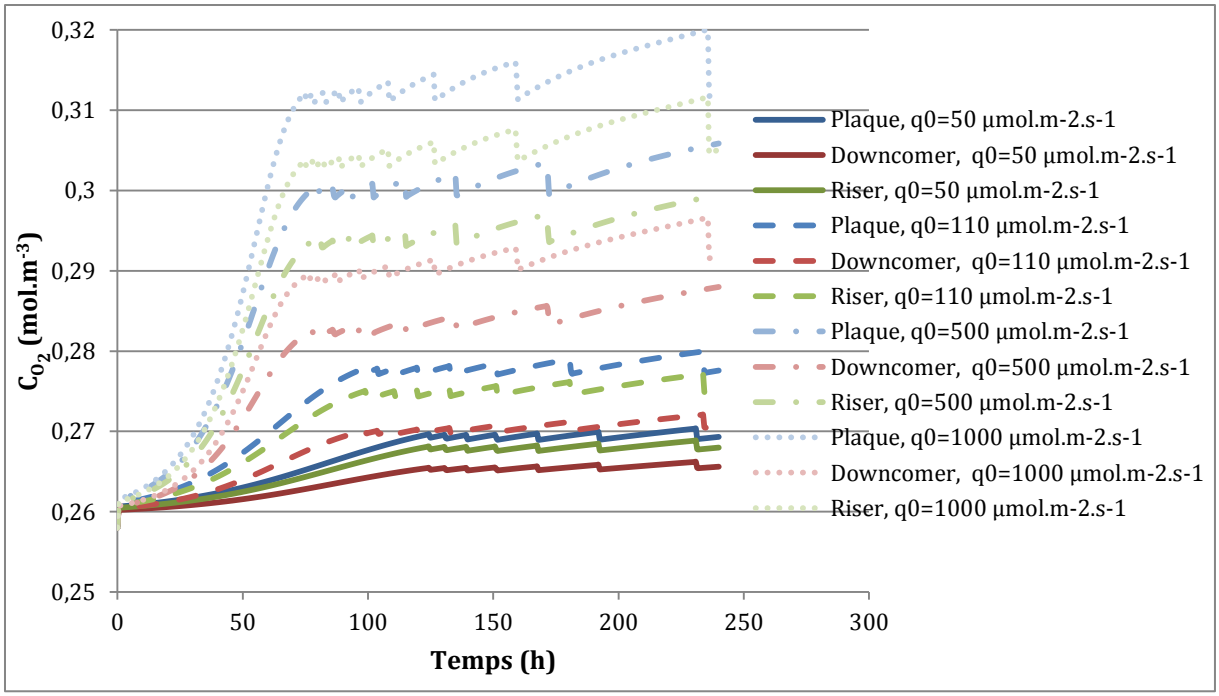


Figure III-16 : Evolution de la concentration en oxygène dissous dans chaque section du photobioréacteur sous différentes intensités lumineuses, à Qg = 15 L/min

Les concentrations en oxygène dissous montrées en Figure III-16 sont les moyennes issues des concentrations locales en chaque point de la section. Plus l'intensité lumineuse est importante, plus la concentration en oxygène dissous est élevée et plus la valeur d'équilibre est atteinte rapidement. La concentration en oxygène dissous est plus importante dans la plaque puis dans la colonne ascendante et dans la colonne descendante. Cela s'explique par le fait que comme la colonne ascendante est aérée, l'oxygène dissous, par les effets de transfert de masse, est dégazé et passe donc d'une forme liquide à une forme gazeuse, comme le montre la Figure III-17.

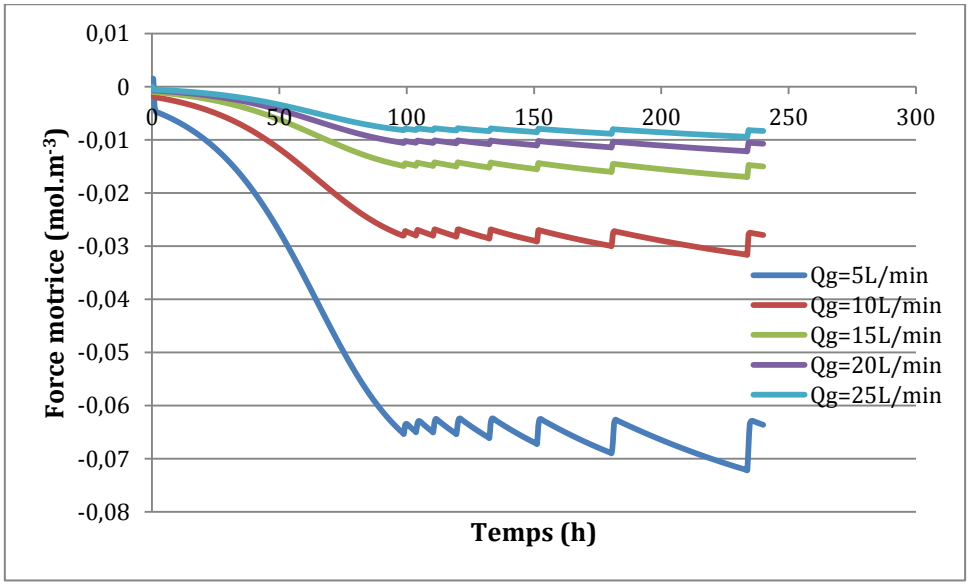


Figure III-17 : Force motrice dans la section ascendante du photobioréacteur à différents débits de gaz et à q_0= 110 µmol.m^{-2}.s^{-1}

La force motrice ($C^*_{O_2} - C_{O_2,l}$), soit le gradient de concentration entre les deux phases, diminue en fonction du temps. Dès les premières secondes, et pour chaque débit testé, la force motrice a des valeurs négatives indiquant un potentiel échange de masse de la phase liquide vers la phase gazeuse. L'évolution dans le temps montre l'accumulation de l'oxygène jusqu'à l'atteinte de l'équilibre entre la quantité produite par les algues et la capacité de transfert de masse de la colonne. La force motrice est plus importante, en valeur absolue, à petits débits à l'équilibre ce qui est causé par la résistance au transfert de masse qui est plus importante à faibles débits de gaz. Comme la production d'oxygène par les algues est constante (la limitation en carbone n'est pas prise en compte) l'écart de concentration, en valeur absolue, est proportionnel à la résistance de transfert de masse.

L'injection de gaz joue donc un rôle dans la concentration de l'oxygène du photobioréacteur, celle–ci va donc varier en fonction du débit d'injection du gaz (Figure III-18).

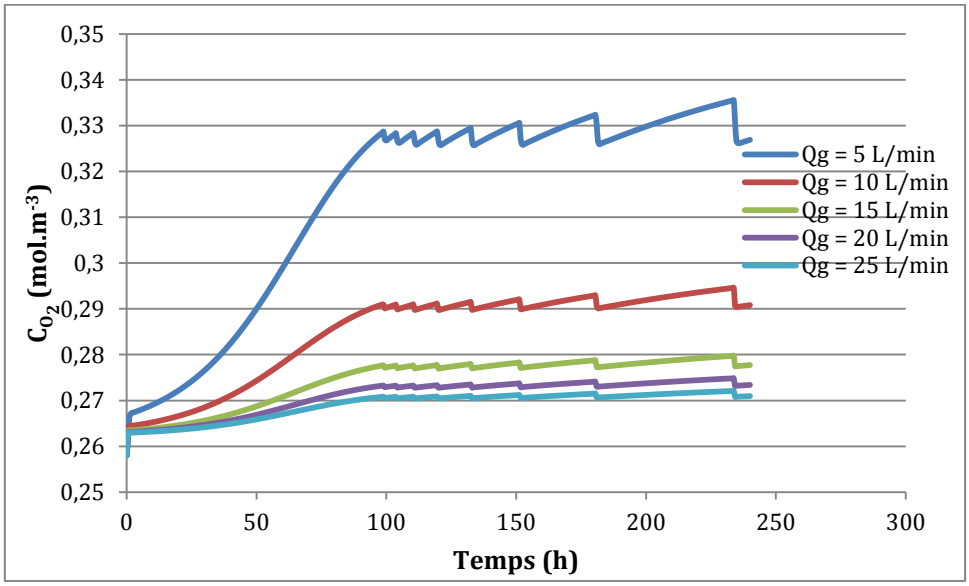


Figure III-18 : Evolution de la concentration en oxygène dissous dans la colonne ascendante à différents débits de gaz, à q_0=110 µmol.m^{-2}.s^{-1}

La concentration en oxygène dissous augmente avec le temps mais diminue avec l'augmentation du débit de gaz. Plus le débit de gaz est faible plus la concentration en oxygène dissous est importante. Le coefficient de transfert de masse augmente avec l'augmentation du débit de gaz, à faible débit, le transfert s'effectue donc moins bien. Le taux de transfert de masse est le plus efficace à grands débits. L'élimination de l'oxygène dissous produit par les microalgues est plus efficace à de grands débits de gaz injecté. La concentration moyenne en oxygène est aussi plus importante dans la plaque que dans la colonne ascendante elle-même supérieure à la concentration en oxygène dans la colonne descendante. Au plus faible débit, la concentration moyenne atteinte dans la colonne ascendante est de 0,33 mol.m^{-3} soit 10,56 mg/L, soit 128 % de saturation de l'eau en oxygène. (La saturation de l'eau en oxygène est de 8,26 mg/L à 25 °C).

Les conditions favorisant une forte concentration en oxygène sont donc une forte illumination (1000 µmol.m^{-2}.s^{-1}) et un faible débit de gaz (5 L/min). Dans ces conditions, l'évolution de l'oxygène dissous dans le photobioréacteur est présentée à la Figure III-19.

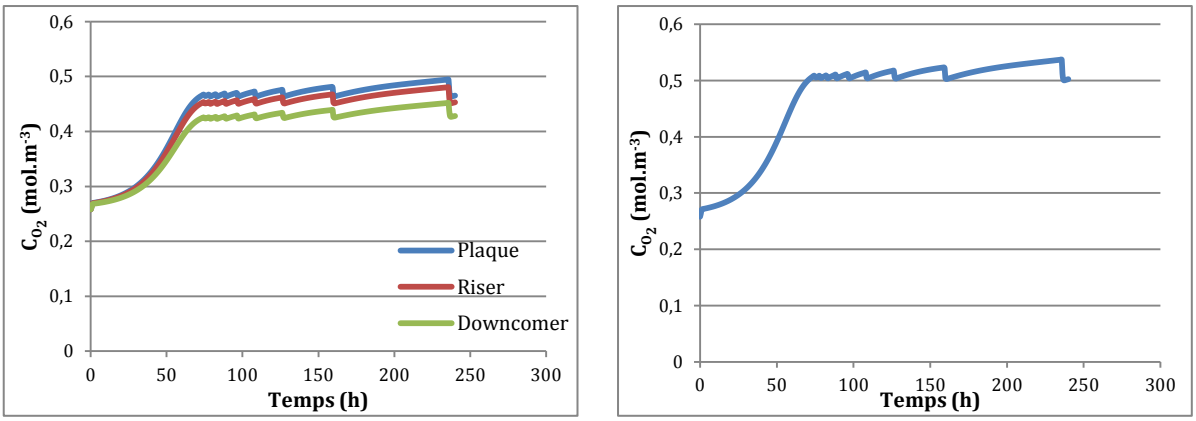


Figure III-19 : Evolution de la concentration en oxygène dissous, Qg = 5 L/min, q_0 = 1000 µmol.m^{-2}.s^{-1} a) Concentration moyenne dans le photobioréacteur ; b) Concentration en sortie de plaque

Dans les conditions favorables à la production d'une grande quantité d'oxygène et à faible débit de gaz, donc faible taux de transfert de masse, en moyenne dans le photobioréacteur la concentration en oxygène atteint 0,45 mol/m^3. A l'endroit le plus concentré dans le photobioréacteur, c'est à dire la sortie de la plaque, la concentration en oxygène dissous atteint 0,53 mol.m^{-3} soit 16,96 g.L^{-1}. A son plus fort, la concentration en oxygène dissous est supérieure à 205 % de la concentration saturante. Or, une haute concentration en oxygène inhibe la photosynthèse (Miron et al., 1999), les microalgues supportent des concentrations en oxygène dissous de 300 % de la saturation (Fernandez et al., 2001). Dans les plus mauvaises conditions de cultures par rapport à la formation d'oxygène, le photobioréacteur atteint 205 % de la concentration saturante ce qui est en dessous des concentrations inhibant la photosynthèse et donc la croissance. Pour la culture de microalgues dans ce système les conditions opératoires ne devraient pas être inhibantes pour la croissance.

1.4.2.2. Evolution de la concentration en dioxyde de carbone

Pour croitre, les microalgues consomment du dioxyde de carbone, pour que l'apport en dioxyde de carbone soit avec le moins de pertes possibles, il est important de connaitre la consommation de carbone par les microalgues et la distribution du carbone inorganique total dans le photobioréacteur (Figure III-20).

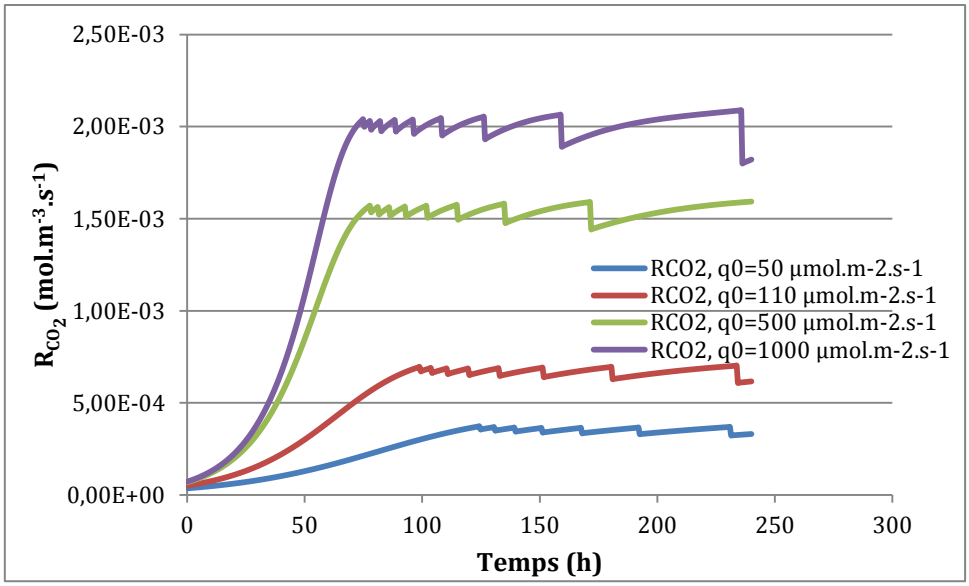
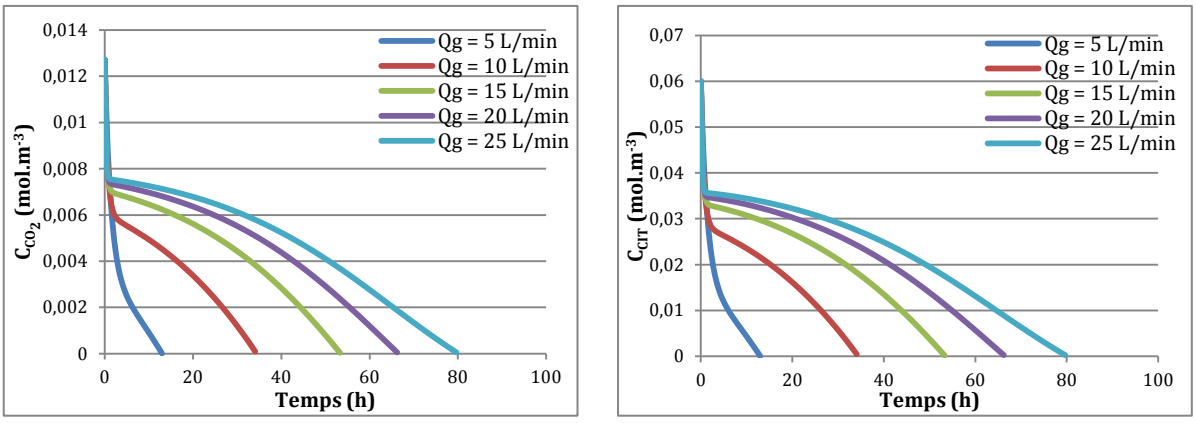


Figure III-20: Evolution de la consommation de dioxyde de carbone à différentes intensités, Qg = 15 L/min

La consommation de dioxyde de carbone augmente avec l'intensité lumineuse incidente, de la même manière que la production d'oxygène et de la même manière que la productivité. Comme prévu par l'équation de la photosynthèse (Equation (III-50)), la consommation de dioxyde de carbone est légèrement inférieure à la production d'oxygène.

La culture de microalgues a besoin de dioxyde de carbone pour croitre, si de l'air non enrichi est injecté en bas de la colonne ascendante, la concentration dans le gaz en dioxyde de carbone est de 0,038 %. L'évolution de la concentration en carbone dans le liquide de la colonne ascendante avec injection d'air non enrichi en dioxyde de carbone est présentée à la Figure III-21.



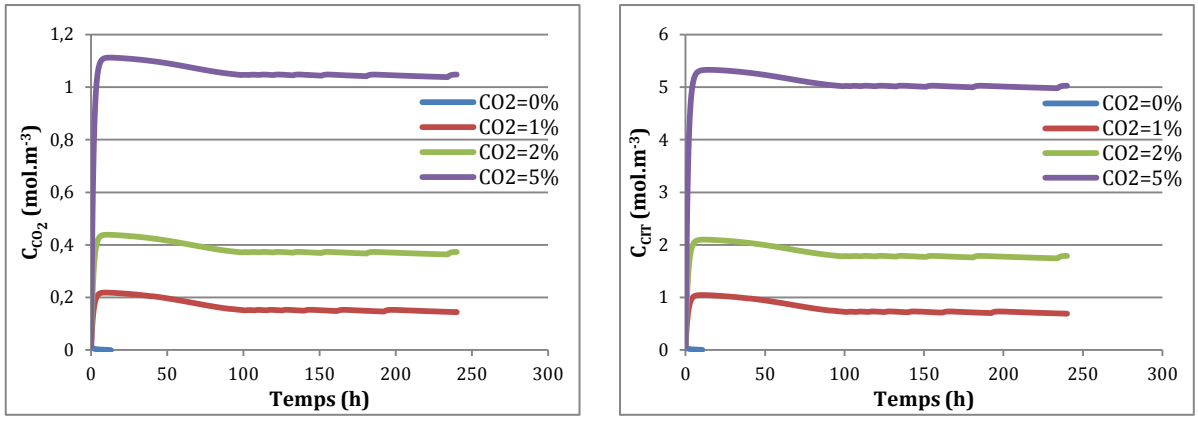
(a) (b)

Figure III-21 : Evolution de la concentration en a) dioxyde de carbone ; b) carbone inorganique total - à différents débits q_0 = 110 µmol.m^{-2}.s^{-1}, enrichissement CO_2 = 0 %, dans la colonne ascendante

La concentration en carbone, que ce soit du dioxyde de carbone dissous ou de carbone inorganique total, diminue. A de faible débit la concentration diminue très rapidement est devient nulle au bout de 13 h, c'est à dire que les besoins en carbone des microalgues n'est pas satisfait par l'apport carboné de l'air non enrichi. A des débits plus élevés, la diminution de la concentration en carbone est plus lente et devient nulle au bout de 66 h pour un débit de

20 L/min et 80 h pour un débit de 25 L/min. Cela est dû au meilleur taux de transfert à grands débits. La croissance des microalgues est modélisée avec la lumière pour seul facteur limitant, en pratique, en dessous d'une certaine concentration en dioxyde de carbone, il n'y a plus de croissance, la concentration en dioxyde de carbone dissous devrait donc atteindre une constante basse dans le liquide. Avec une aération du photobioréacteur seulement avec de l'air, le dioxyde de carbone devient un facteur limitant de la culture, il faut donc en apporter par le biais de l'enrichissement de l'air injecté.

Le débit apportant le moins de carbone est donc le débit le plus faible, c'est-à-dire 5 L/min, plusieurs apports volumiques en CO_2 dans l'air sont étudiés : 1 %, 2 % et 5 %.



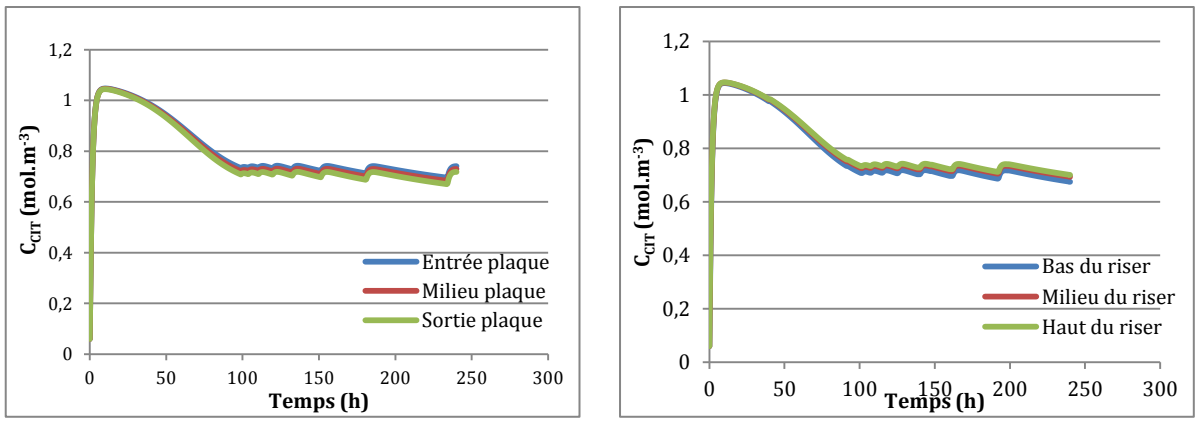
(a) (b)

Figure III-22 : Evolution de la concentration en a) dioxyde de carbone ; b) en carbone inorganique total à Qg = 5 L/min et q_0 = 110 µmol.m^{-2}.s^{-1} et différents pourcentages de CO_2 dans l'air injecté.

La concentration en carbone augmente très rapidement et fortement au début de la culture puis diminue légèrement pour atteindre une valeur constante. Le transfert de masse du carbone depuis le gaz vers le liquide est donc bien effectué. Dès que l'ajout de carbone est de 1 %, les besoins des microalgues sont satisfaits.

D'après Lee et Hing (Camacho Rubio et al., 1999), la croissance de certaines cultures de microalgues serait inhibée à partir d'une concentration en CO_2 atteignant 1,5 mol.m^{-3}. Cette valeur n'est pas atteinte même lorsque l'air est enrichi à 2 et 5 %. Cependant, pour la culture de *Chlorella vulgaris*, un apport de 1 % volumique est suffisant, d'après le modèle, pour combler les besoins en carbone de la microalgue, la culture peut donc s'effectuer avec un apport de 1% volumique de dioxyde de carbone. Cheng et al., 2006 ont trouvé ce même résultat pour la culture de *Chlorella vulgaris*.

Le long des différentes sections, les transferts de masse ont lieu, pouvant provoquer des différences de concentration au sein des sections (Figure III-23).

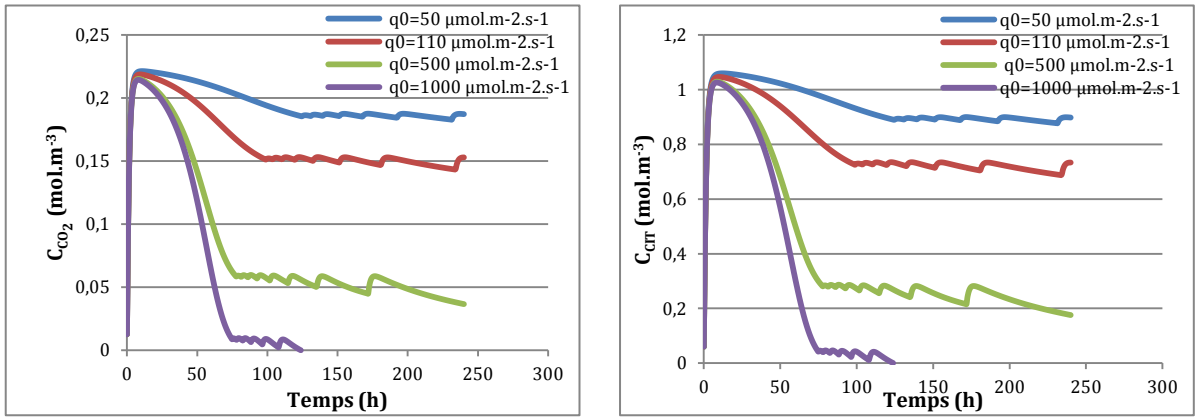


(a) (b)

Figure III-23 : Evolution de la concentration en carbone inorganique total a) le long de la plaque ; b) le long de la colonne ascendante

La concentration en carbone inorganique totale semble homogène dans le photobioréacteur. Elle est légèrement plus grande en entrée de plaque par rapport à la sortie, à cause de sa consommation par les microalgues, et elle est plus grande en haut de la colonne ascendante qu'en bas grâce au transfert de masse.

La concentration de carbone dans le photobioréacteur étant liée à la productivité des microalgues, elle évolue donc différemment selon l'intensité lumineuse incidente (Figure III-24).



(a) (b)

Figure III-24 : Evolution de la concentration en carbone dans la colonne ascendante selon différentes intensités, Qg = 5 L/min, CO_2 = 1 % - a) Dioxyde de carbone dissous ; b) Carbone inorganique total

A la plus forte intensité lumineuse incidente, les concentrations en carbone diminuent très fortement et très rapidement (124 h) pour atteindre une concentration nulle en dioxyde de carbone. Cela signifie que pour des intensités lumineuses incidentes supérieures à 500 µmol.m^{-2}.s^{-1}, un apport en CO_2 de 1 % n'est pas suffisant pour satisfaire les besoins en sources carbonées des microalgues.

L'évolution de la concentration en oxygène dissous et l'évolution de la concentration en carbone ont été modélisées. Les résultats montrent une accumulation de l'oxygène produit par les microalgues à de faibles débits d'injection de gaz. Et une forte diminution du carbone disponible à de fortes intensités lumineuses. Les résultats ont aussi montré qu'un apport d'1 %

de CO_2 dans l'air injecté est suffisant pour la culture d'algue à une intensité lumineuse inférieure à 1000 µmol.m^{-2}.s^{-1}. La limitation de la croissance par le carbone est donc nécessaire et elle est effectuée dans la section suivante.

1.5. Introduction de la limitation par le carbone

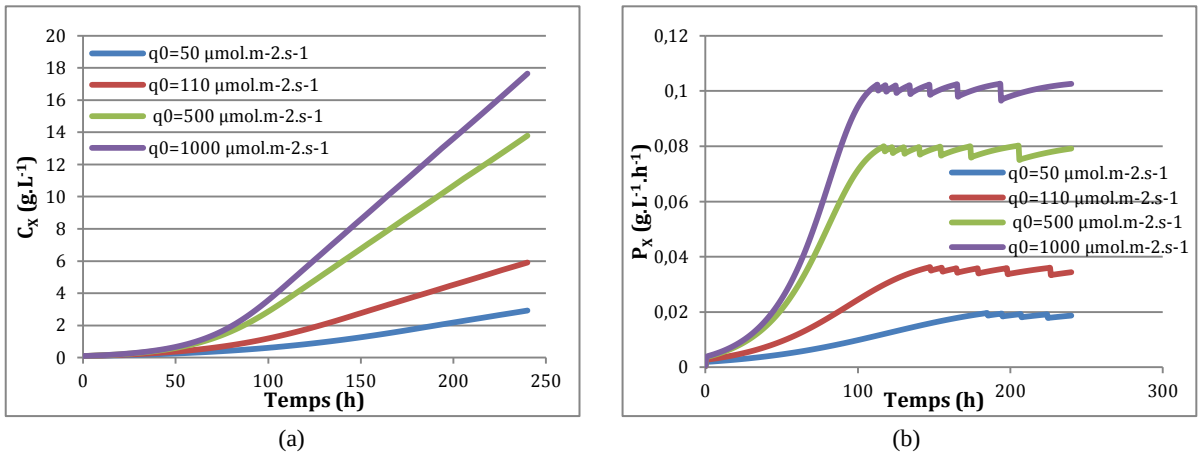
Le modèle de croissance seulement avec une limitation par la lumière va certainement surestimer les performances du système notamment si les conditions de culture sont optimales comme montré dans l'étude paramétrique précédente. Le modèle global peut donc être amélioré de deux manières. Tout d'abord par un arrêt de la croissance quand la concentration en dioxyde de carbone dissous est nulle. L'arrêt de la croissance se traduisant par un taux de croissance nul. La seconde manière d'améliorer le modèle global est de complexifier le modèle de croissance en ajoutant une limitation par le dioxyde de carbone. Tout en conservant le modèle de Monod, le modèle de croissance amélioré que nous proposons est représenté en équation (III-66).

$$\mu = \mu_{max} \frac{G}{G + K_S} \frac{C_{CO_2}}{C_{CO_2} + K_{S_{CO_2}}} \qquad \textbf{(III-66)}$$

Avec $K_{S_{CO_2}}$ la constante de demi-saturation du dioxyde de carbone (mol.m^{-3}). Pour la *Chlorella vulgaris* cette constante a pour valeur 0,108 mol.m^{-3} (Concas et al., 2012 et Fu et al., 2012).

Avec ces nouveaux paramètres, la croissance, la productivité et l'évolution de la concentration en oxygène et en dioxyde de carbone sont de nouveau modélisées.

La croissance et la productivité sur 10 jours de *Chlorella vulgaris* sont représentées en Figure III-25.



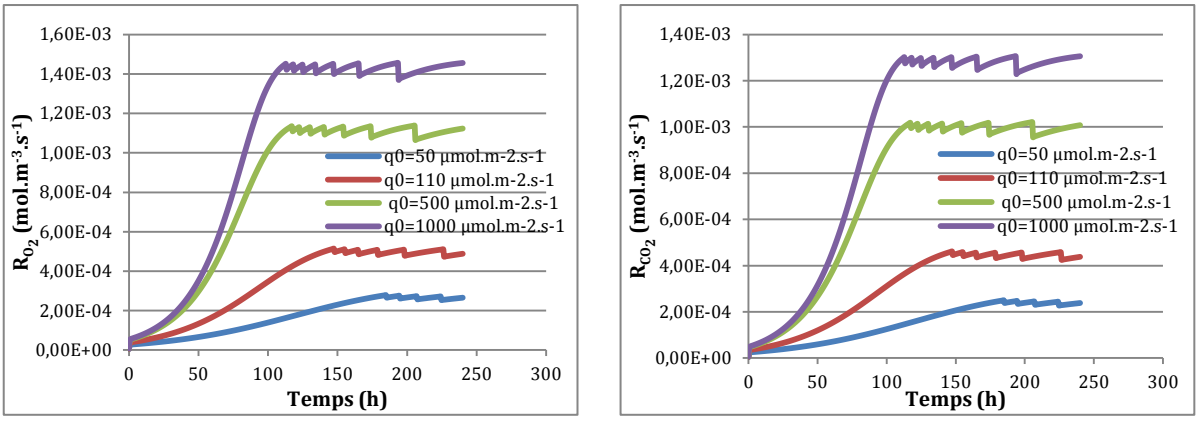
(a) (b)

Figure III-25 : a) Croissance ; b) Productivité ; de *Chlorella vulgaris* sur une culture de 10 jours, Qg= 15 L/min et CO_2 = 1 %

De par la limitation de la croissance lors d'une intensité lumineuse locale insuffisante et une limitation par le dioxyde de carbone, la croissance algale est beaucoup moins importante (environ 40 % de biomasse en moins). Mais avec des concentrations de 3 à

18 g.L^{-1} selon l'intensité lumineuse les valeurs restent toujours supérieures à celles trouvées dans la littérature (0,35 à 5,5 g.L^{-1} (cf Tableau III-II)). En termes de productivité elles sont là aussi toujours supérieures aux données de la littérature (0,002 à 0,03 g.L^{-1}.h^{-1} (cf Tableau III-II)). Pour la plus forte intensité lumineuse, la productivité se rapproche de celle trouvée par Degen et al., 2001 qui est de 0,11 g.L^{-1}.h^{-1} pour une intensité lumineuse de 980 µmol.m^{-2}.s^{-1}.

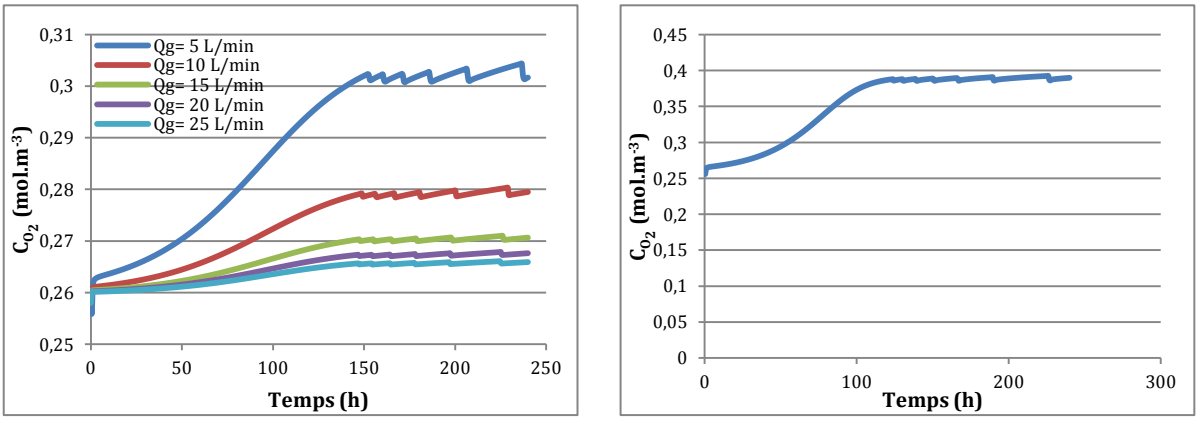
La croissance et la productivité des microalgues ayant été impactées par la complexification du modèle, la production d'oxygène et la consommation de dioxyde de carbone le sont aussi, comme le montre la Figure III-26.



(a) (b)

Figure III-26 : a) Taux de production d'oxygène ; b) Taux de consommation de dioxyde de carbone - Qg = 15 L/min, q_0 = 110 µmol.m^{-2}.s^{-1}

Comme attendu, la production d'oxygène et la consommation de dioxyde de carbone par les microalgues sont inférieures de 40 % par rapport à la modélisation précédente. Du fait d'une croissance moins importante, les microalgues produiront moins d'oxygène, diminuant ainsi les risques d'inhibition de la photosynthèse par sursaturation du milieu en oxygène (Figure III-27).



(a) (b)

Figure III-27 : Evolution de la concentration en oxygène dissous a) dans la colonne ascendante, à différents débits de gaz, q_0 = 110 µmol.m^{-2}.s^{-1} ; b) en sortie de plaque, Qg = 5 L/min et q_0 = 1000 µmol.m^{-2}.s^{-1}

L'évolution de la concentration moyenne d'oxygène dissous dans la colonne ascendante du photobioréacteur est proche de la modélisation précédente, avec seulement une

diminution de 10 %. Au plus faible débit, la concentration moyenne atteinte dans la colonne ascendante est de 116 % la saturation en oxygène de l'eau (par rapport à 128 %). Dans les conditions les plus favorables à la production maximale d'oxygène (Figure III-27 b)), la concentration d'oxygène dissous maximale atteinte est de 0,38 mol.m^{-3} soit 147 % de la saturation. Il y a donc très peu de risque que la culture soit inhibée par la concentration en oxygène dissous.

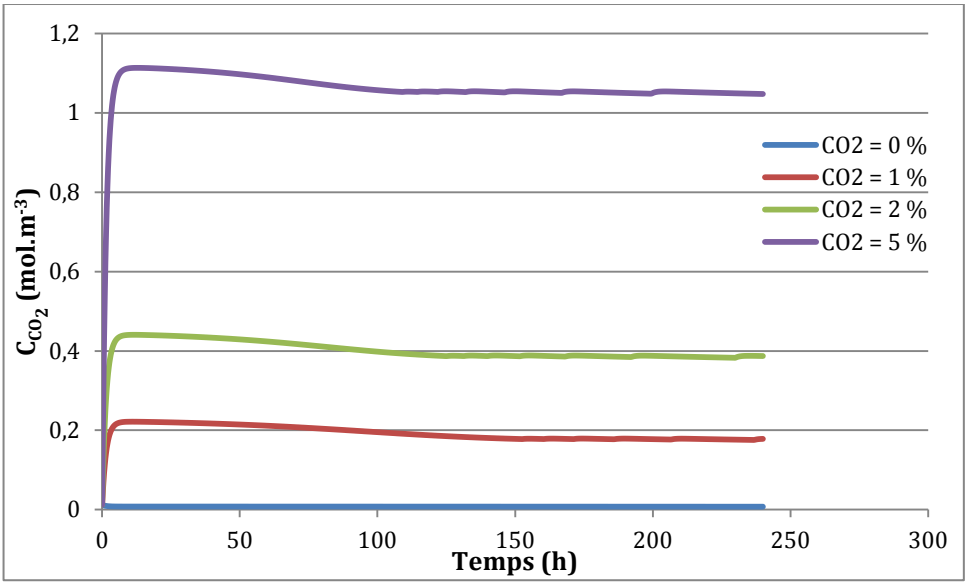
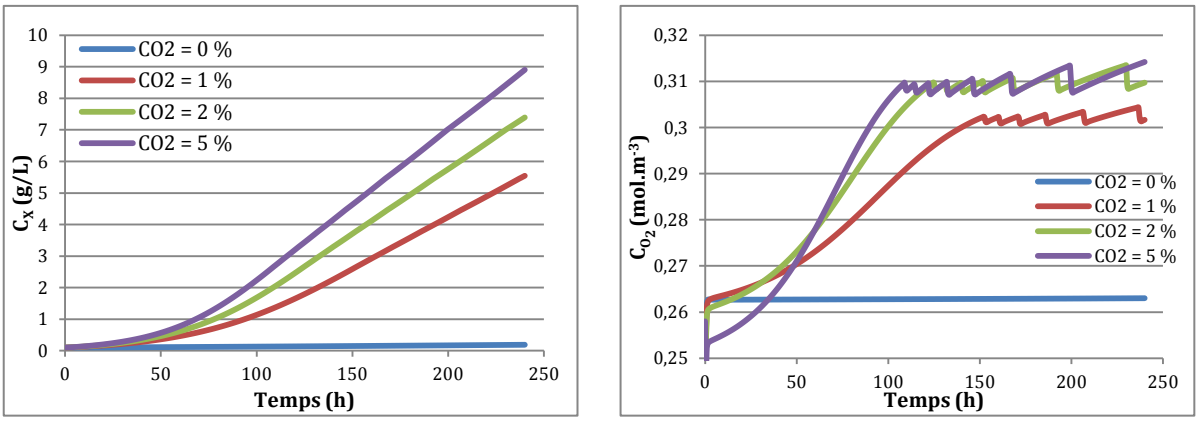


Figure III-28 : Evolution de la concentration en CO_2 dissous à différents apports de CO_2 dans le gaz injecté, Qg = 5 L/min, q_0= 110 µmol.m^{-2}.s^{-1}

La sensibilité de la culture à l'enrichissement en CO_2 est étudiée avec le modèle modifié. Comme le montre la Figure III-28, de l'air non enrichi en CO_2 entraine une concentration en CO_2 dissous dans le milieu presque nulle. Cela entraine une croissance microalgale quasi nulle (Figure III-29 a)).



(a) (b)

Figure III-29 : a) Evolution de la concentration en biomasse ; b) Evolution de la concentration en oxygène dissous ; à différent apport de CO_2 dans le gaz injecté, Qg = 5 L/min et q_0 = 110 µmol.m^{-2}.s^{-1}

S'il n'y a pas d'ajout de CO_2 dans l'air injecté, la concentration en CO_2 dissous dans le liquide est quasi nulle ce qui entraine une croissance quasi nulle des microalgues (0,2 g.L^{-1} au bout de 10 jours de culture). L'absence de croissance algale entraine l'absence

d'accumulation d'oxygène dans le milieu de culture, comme le montre la Figure III-29 b). Un apport de 1 % volumique en CO_2 suffit à assurer la croissance des microalgues pour atteindre une concentration de 5,5 $g.L^{-1}$ et une concentration en oxygène de 0,3 $mol.m^{-3}$ soit 116 % de la saturation ce qui n'inhibe pas la photosynthèse.

Le modèle global ainsi paramétré donne des résultats plus proches mais encore supérieurs aux données de la littérature. Le taux de croissance maximal de la *Chlorella vulgaris* utilisée est de 0,06 h^{-1}. D'après Concas et al., 2012, ce taux se retrouve quelque soit l'intensité lumineuse utilisé. Ce taux de croissance est parfois supérieur à ceux trouvés dans certaines publications (0,005 h^{-1} pour Abreu et al., 2012 ; 0,008 h^{-1} pour De Morais et Costa, 2007). Pour comparer les modélisations aux données expérimentales, ce paramètre est trouvé expérimentalement et ajusté pour chaque culture.

1.6. Conclusion

La distribution de la lumière dans le photobioréacteur a été modélisée par la méthode des deux flux. L'intensité lumineuse disponible localement dans le photobioréacteur diminue en fonction de la profondeur de culture et diminue avec l'augmentation de la quantité de biomasse. Il existe une concentration optimale pour laquelle l'ensemble du photobioréacteur a suffisamment d'intensité lumineuse disponible pour permettre la croissance algale. Il a été montré que cette croissance optimale est plus élevée dans le photobioréacteur mixte composé d'un airlift et d'une plaque que pour un airlift seul.

La croissance des microalgues a tout d'abord été modélisée avec une loi de Monod en prenant uniquement en compte les limitations dues à la lumière. Ce modèle, couplé au modèle de la distribution de la lumière a donné des résultats supérieurs aux données de la littérature. Puis ce modèle, couplé au modèle de transfert de masse a permis d'étudier l'évolution des concentrations en oxygène et dioxyde de carbone dissous dans le photobioréacteur et a montré que dans certaines conditions de culture, une carence en carbone peut être atteinte.

Le modèle de croissance a donc été complexifié en ajoutant une limitation par un des éléments essentiels à la croissance algale : le dioxyde de carbone. Les résultats ont montré qu'un ajout de CO_2 dans l'air injecté est nécessaire pour la croissance des algues mais qu'un apport d'1 % volumique est suffisant pour des intensités lumineuses inférieures à 500 $\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$. Les forts débits de gaz facilitent les échanges de transfert de masse de part la plus grande surface d'échange créée par le débit plus important. A de faibles débits de gaz, les échanges sont moins performants, le milieu absorbe donc moins le CO_2 injecté et élimine moins d'oxygène produit. Le débit utilisé pour les expérimentations sera de 15 L/min.

Le modèle global, prenant en compte les phénomènes de distribution de la lumière, de croissance, d'hydrodynamique, de transferts de masse et de transfert thermique ainsi conçu doit être validé expérimentalement.

L'étude paramétrique a permis de définir les conditions opératoires pour la conduite des cultures qui sont présentées dans la section suivante.

2. Validation expérimentale du modèle global

2.1. Microalgue de culture et protocole expérimental

La microalgue utilisée pour les cultures expérimentales est la *Chlorella vulgaris*. Cette microalgue d'eau douce unicellulaire, sphérique (de diamètre moyen de 5 µm) et non mobile fait partie de la famille des Chlorophycées (Lee, 2008 et Bitton, 2002). La *Chlorella vulgaris* a été la première microalgue isolée (par Beijerinck en 1889) et été beaucoup étudiée depuis. Cultivée à grande échelle dans des bassins comme en photobioréacteur, pour des applications en nutrition humaine ou animale, elle est aussi utilisée dans le traitement des eaux usées et elle est considérée comme efficace dans la fixation de fortes concentrations en carbone (Barsanti et Gualtieri, 2006 ; Bitton, 2002 ; Andersen, 2005 et Filali et al., 2011). *Chlorella vulgaris* croit à une température optimale comprise entre 20 et 30 °C et dans un ph neutre (entre 6,5 et 8,5). Les microalgues ainsi que le milieu de culture Dauta (composition en Annexe B) ont été fournis par Grennsea.

Plusieurs cultures ont été effectuées, les données de quatre d'entre elles sont exploitables. Leurs conditions de cultures spécifiques sont notées dans le Tableau III-IV, les conditions de culture communes à chaque expérience sont les suivantes :

- Température = 25°C (contrôle de l'ambiance) ;
- Illumination continue ;
- Débit de l'air = 15 L/min ;
- CO_2 injecté dans l'air = 1 % ;
- Culture en batch.

Pendant les cultures, la concentration cellulaire est estimée par comptage sur cellule de Mallassez. Différents paramètres sont mesurés : rayonnement incident, rayonnement en sortie de plaque, température de liquide et de gaz, pH, hauteur de liquide dans la colonne descendante, concentration en oxygène dissous.

Tableau III-IV : Conditions opératoires des cultures

Culture	A	B	C	D
$q_{0,moy}$ ($\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$)	108	104	97	222
Concentration initiale ($g.L^{-1}$)	0,06	0,412	1,43	0,762
Temps de culture (j)	26	12	18	14

2.2. Résultats expérimentaux et paramétrage du modèle global

2.2.1. Résultats expérimentaux

Les concentrations en biomasse des différentes cultures sont présentées en Figure III-30.

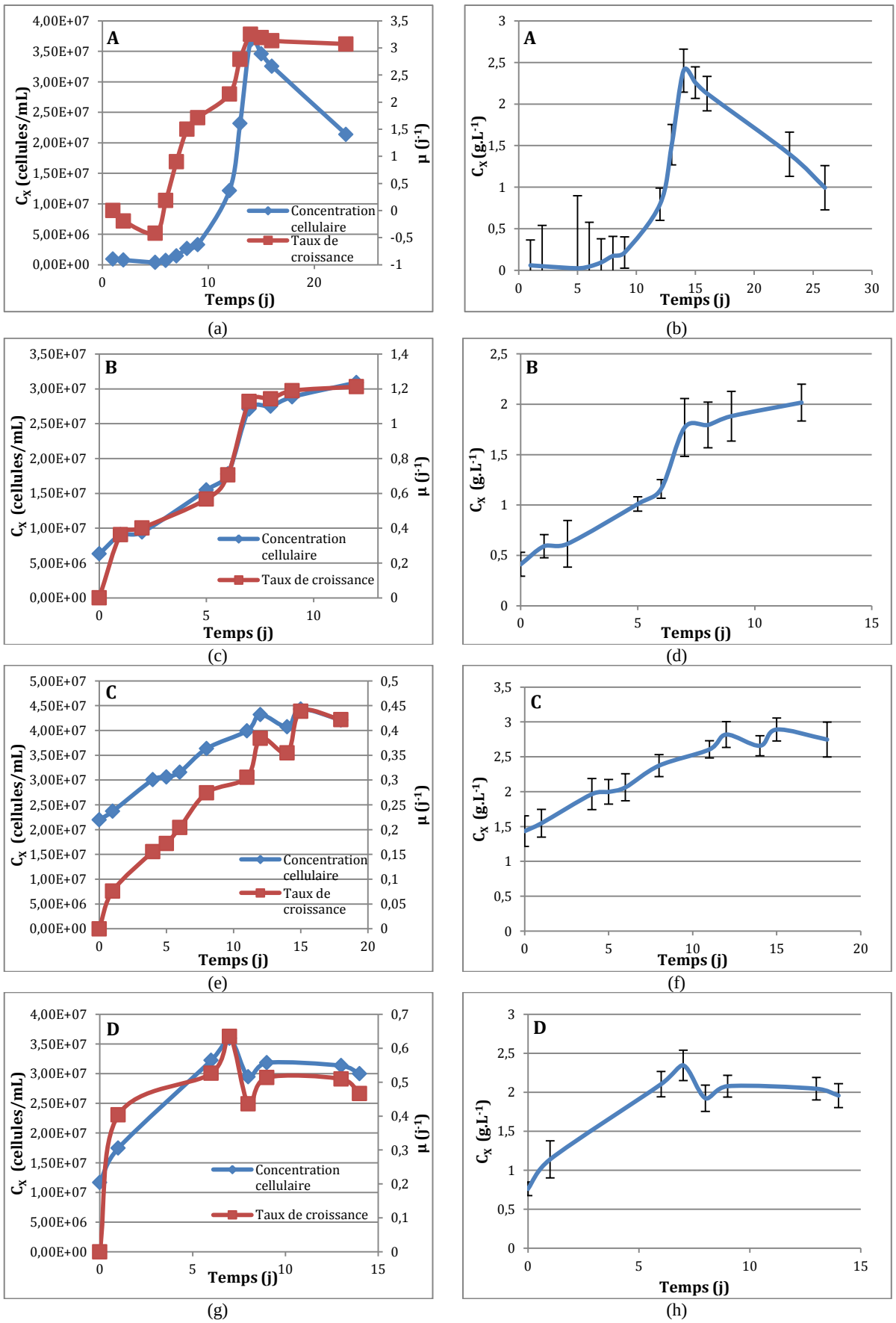


Figure III-30 : a), c), e) et g) Evolution de la biomasse (en cellules.mL^{-1}) et du taux de croissance en fonction du temps ; b), d), f) et g) Evolution de la biomasse en fonction du temps (en g.L^{-1})

Pour chaque culture de microalgues la croissance augmente avec le temps. Pour la culture A (Figure III-30 a)), la courbe du taux de croissance suit les phases classiques de la croissance des microorganismes : une phase de latence où il y a peu de croissance, une phase exponentielle de croissance et la phase stationnaire et de déclin. La plus grande concentration en algues atteinte a été au cours de la culture C (Figure III-30 e)) avec une concentration cellulaire de $4{,}5.10^7$ cellules.mL^{-1}, soit 2,8 g.L^{-1}, atteinte après 15 jours de croissance. La culture B a atteint la concentration en biomasse la moins élevée avec 2 g.L^{-1}. Pour la culture D, le taux de croissance (courbe rouge) augmente très rapidement avant de se stabiliser. Cela montre que la culture était en fin de phase exponentielle et qu'elle s'est donc rapidement arrêtée de croitre.

Ces concentrations cellulaires sont du même ordre de grandeur que celles trouvées dans la littérature. Dans un airlift interne, Langley et al., 2012 atteignent des concentrations de 0,02 à 1 g.L^{-1} au bout de 6 jours de culture selon la concentration de CO_2. Ces concentrations sont aussi atteintes au bout de 6 jours pour les cultures B, C et D. Dans une colonne à bulles Hobuss et al., 2011 atteignent une concentration maximale de 2 g.L^{-1} et Fransico et al., 2010 une concentration maximale de 3,24 g.L^{-1}. Rasoul-Amini et al., 2011 ont atteint une concentration cellulaire de $4{,}5*10^7$ cellules.mL^{-1} après 15 jours de croissance. Dans un photobioréacteur tubulaire hélicoïdal de 230 L, avec une intensité lumineuse incidente de 130 µmol.m^{-2}.s^{-1}, Scragg et al., 2002 ont obtenu une concentration cellulaire de 2.10^7 cellules.mL^{-1} au bout de 15 jours de culture et $5{,}7.10^7$ cellules.mL^{-1} au bout de 34 jours de culture.

Le taux de croissance spécifique de la culture, (Equation (III-67)) est le même que celui trouvé par Converti et son équipe que pour la culture A de la *Chlorella vulgaris* en batch à 25 °C soit 0,14 j^{-1}. (Converti et al. 2009).

$$\mu_{sp} = \frac{\ln X_f - \ln X_0}{t_c} \qquad \textbf{(III-67)}$$

Avec X_0et X_f les concentrations cellulaires en début et fin de culture (g.L^{-1}) et t_c le temps de culture (j).

La productivité des cultures microalgues sont représentées en Figure III-31.

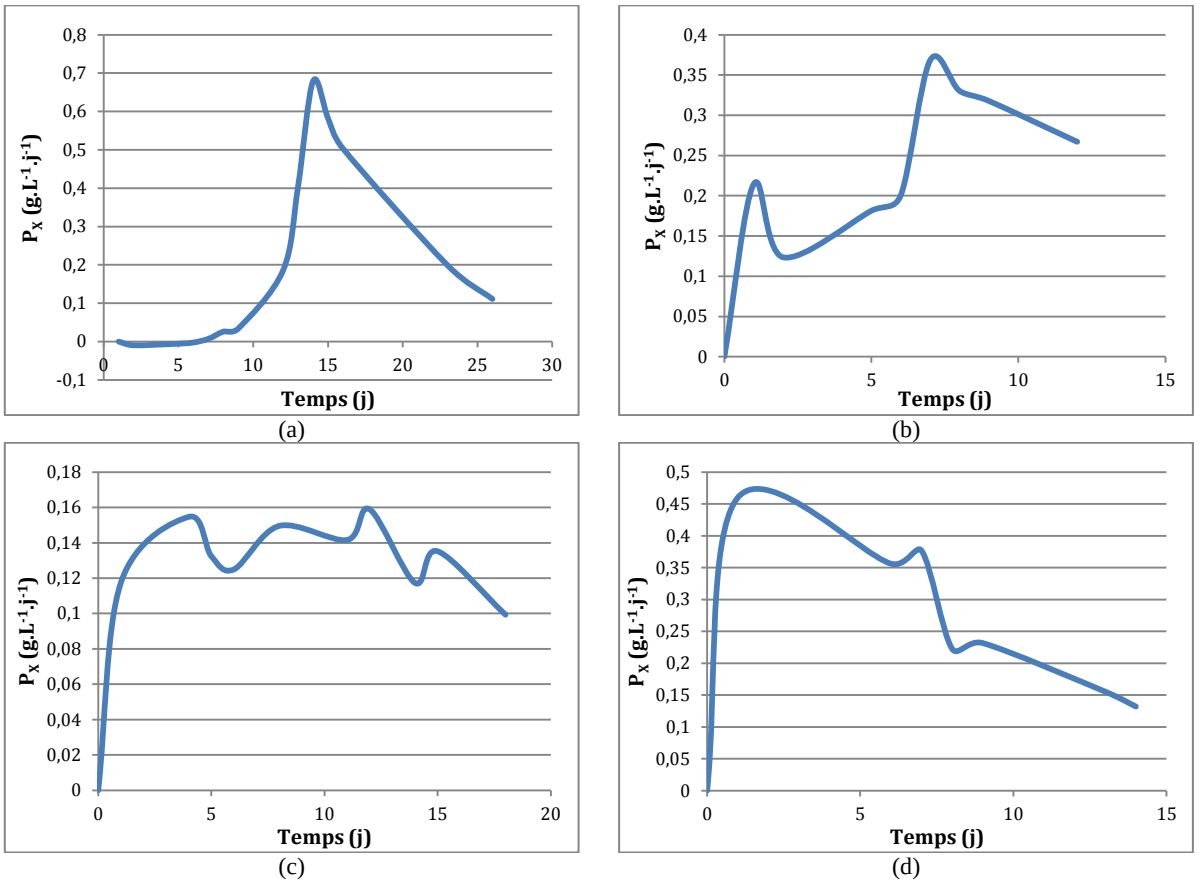


Figure III-31 : Productivité en fonction du temps a) Culture A ; b) Culture B ; c) Culture C et d) Culture D

Les différentes cultures atteignent des productivités maximales inégales allant de 0,16 g.L^{-1}.j^{-1} à 0,7 g.L^{-1}.j^{-1}. Les allures des courbes c) et d) de la Figure III-31 confirment le fait que les cultures sont en fin de phase exponentielle expliquant leur faible taux de croissance (environ 0,45 j^{-1}). Les productivités maximales atteintes sont dans le même ordre de grandeur que celle de la littérature pour *Chlorella vulgaris*. Hadj-Romdhane et al., 2012 ont atteint une productivité maximale de 0,64 g.L^{-1}.j^{-1}, soit l'équivalent de la culture A. Hobuss et al., 2011 ont obtenu une productivité maximale de 0,19g.L^{-1}.j^{-1} dans une colonne à bulles. Scragg et al., 2002 ont atteint une productivité de 0,04 g.L^{-1}.j^{-1}, soit une productivité inférieure à celles des expériences.

2.2.2. Paramétrage du modèle : taux de croissance maximal

A partir des données de cultures le taux de croissance maximale peut être obtenu en traçant le logarithme de la concentration en biomasse en fonction du temps (Figure III-32).

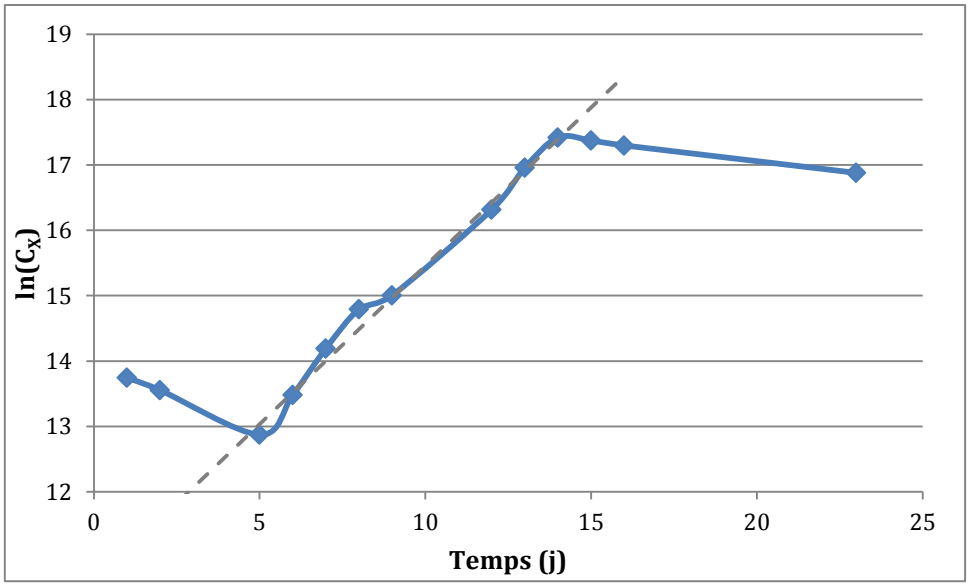


Figure III-32 : Evolution du logarithme de la concentration cellulaire en fonction du temps de la culture A

Le logarithme de la concentration cellulaire donne une courbe hyperbolique permettant une bonne différenciation des différentes phases de croissance des microalgues : phase de latence les 5 premiers jours, puis phase exponentielle du jour 5 au 14ème jour et phase stationnaire et de déclin à partir du quatorzième jour. La pente de la phase exponentielle de cette courbe (en pointillé gris sur la Figure III-32) donne le taux de croissance maximale soit 0,4844 j^{-1}.

La Figure III-33 montre le logarithme de la concentration cellulaire des autres cultures.

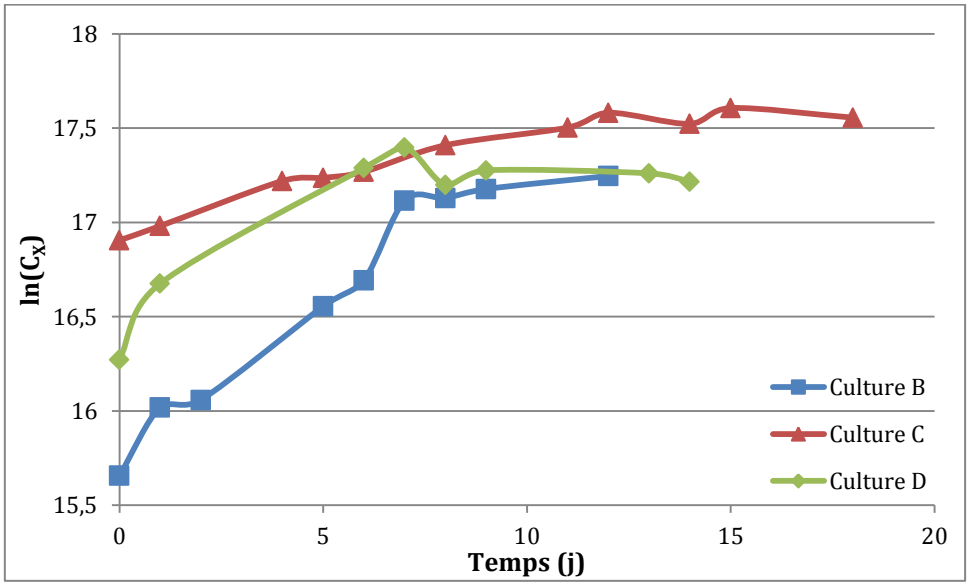


Figure III-33 : Evolution du logarithme de la concentration cellulaire en fonction du temps des cultures B, C et D

Les courbes de la Figure III-33 ne montrent pas l'allure caractéristique habituellement observée. Aucune phase de latence n'est observée ce qui laisse pensé que les cultures sont restées en phase exponentielle de croissance lors de leur transfert dans le photobioréacteur. Pour la culture B, une phase exponentielle suivi de la phase stationnaire est observée, le taux

de croissance maximal calculé est de 0,4213 j^{-1}, soit proche de celui de la culture A. Le taux de croissance utilisé dans le modèle sera donc celui de la culture A soit 0,4844 j^{-1} pour la comparaison avec les deux premières cultures. La culture D présente une fin de courbe exponentielle et une phase stationnaire, le taux de croissance trouvé est de 0,1478 j^{-1}. La culture C ne présente pas de franche phase exponentielle. Cela pourrait s'expliquer par le fait que la culture ayant démarré à une concentration de 1,43 $g.L^{-1}$ les algues ont rapidement épuisé le milieu nutritif, se sont peu multipliées et ont vite atteint la phase stationnaire. Pour la culture C, le taux de croissance maximal implémenté dans le modèle sera le même que celui de la culture D soit 0,1478 j^{-1}.

Les taux de croissance maximaux trouvés dans la littérature sont du même ordre de grandeur que ceux trouvés expérimentalement. En effet, Hobuss et al., 2011 ont trouvé un taux de croissance de 0,24 j^{-1} et Scragg et al, 2002 ont trouvé un taux de croissance de 0,4 j^{-1}. Ratchford et Fallowfield, 1992 ont obtenu un taux maximal de croissance de 0,86 j^{-1} dans des conditions de cultures similaires.

Les résultats expérimentaux des cultures montrent des résultats similaires à ceux trouvés dans la littérature que ce soit au niveau de la concentration cellulaire, de la productivité et du taux de croissance maximal.

2.2.3. Détermination expérimentale de l'absorptivité des algues pour le modèle thermique

Comme vu dans le chapitre II, le liquide absorbe une partie du flux lumineux. Le milieu contenant les microalgues absorbe une grande partie de ce flux. L'absorptivité du flux est trouvée expérimentalement.

Le flux lumineux en sortie de plaque peut se trouver en fonction de l'équation (III-68).

$$q_{out} = q_0 \times \tau_{PC} \times \tau_{alg} \times \tau_{PC} \quad \textbf{(III-68)}$$

En négligeant la réflectivité du milieu contenant les algues l'absorptivité est obtenue par l'équation (III-69).

$$\alpha_{alg} = 1 - \tau_{alg} \quad \textbf{(III-69)}$$

L'absorptivité du milieu dépend de la concentration en algue, comme le montre la Figure III-34.

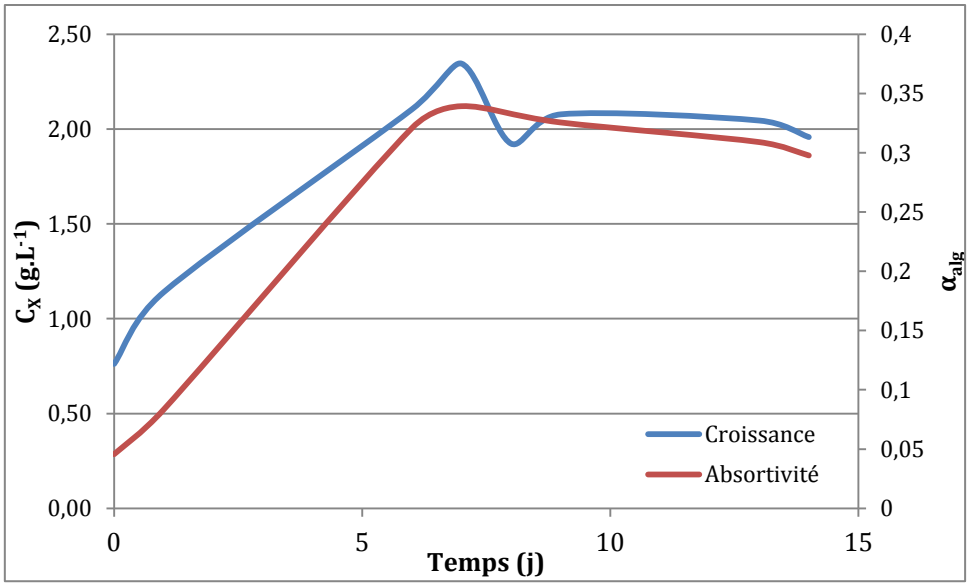


Figure III-34 : Croissance et absorptivité des algues en fonction du temps – Culture D

La Figure III-34 montre que l'absorptivité du fluide augmente avec l'augmentation de la concentration en algue et diminue avec la stagnation et la perte de biomasse en fin de culture.

Une corrélation expérimentale entre l'absorptivité et la concentration cellulaire est établie par la Figure III-35.

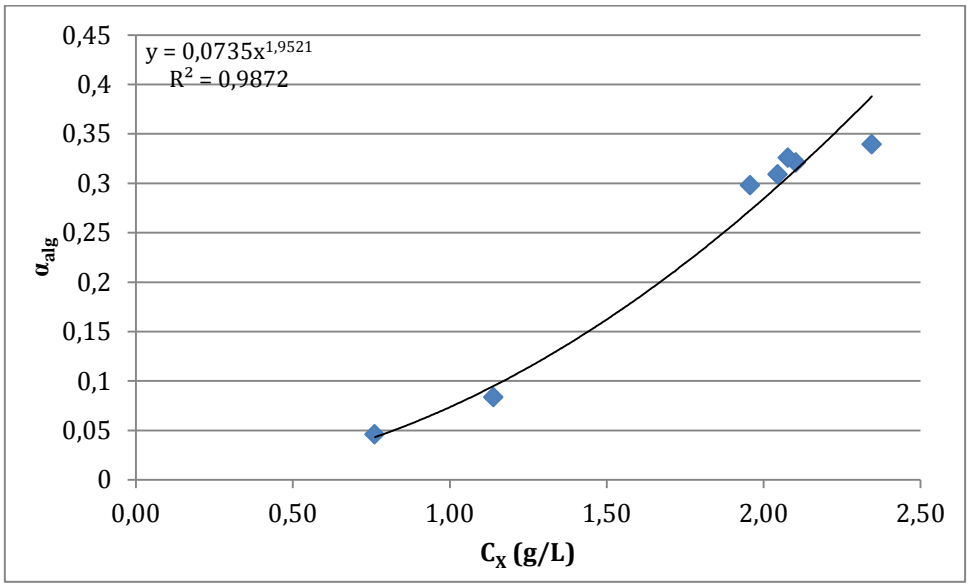


Figure III-35 : Absorptivité du milieu contenant les algues en fonction de la concentration algale

La Figure III-35 montre l'augmentation de l'absorptivité du milieu avec l'augmentation de la croissance. La courbe donne une relation de type puissance entre l'absorptivité des algues et la concentration cellulaire (Equation (III-70).

$$\alpha_{alg} = 0{,}0735 {C_X}^{1{,}9521} \qquad \textbf{(III-70)}$$

Cette corrélation est implémentée dans le modèle et permettra de comparer le modèle global aux données expérimentales au niveau de la thermique du photobioréacteur.

2.3. Validation du modèle global

2.3.1. Validation de la distribution de la lumière couplée au modèle de croissance

La lumière est le facteur le plus important dans la croissance des microalgues. Le modèle permet de prédire l'intensité lumineuse en chaque point de la plaque et en sortie de la plaque. L'intensité lumineuse est mesurée en aval de la plaque et est comparée au modèle dans la Figure III-36.

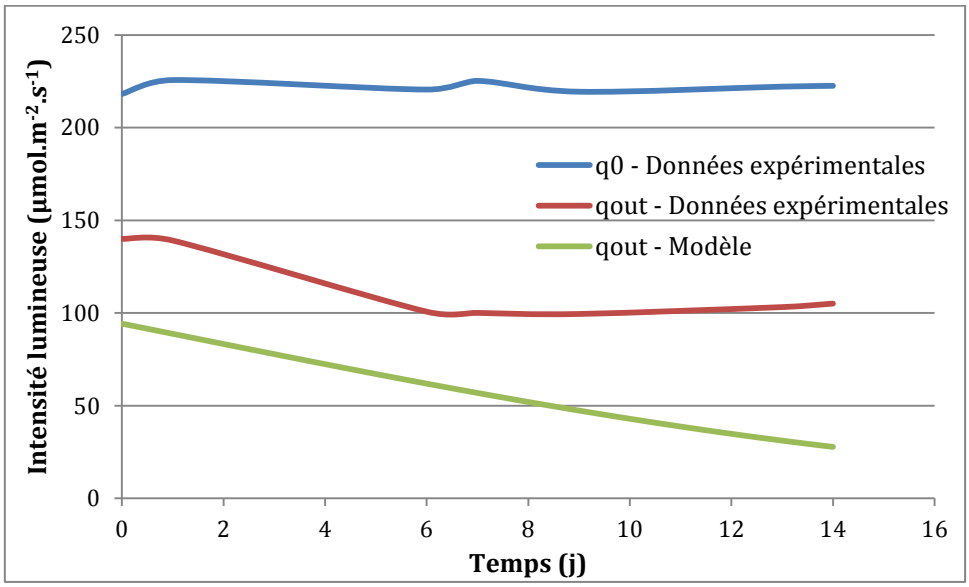


Figure III-36 : Intensité lumineuse en entrée et sortie de la plaque - Culture D

Les résultats de la modélisation et les données expérimentales sur l'intensité lumineuse en sortie de plaque présentent un écart important (environ 50 % sur les 6 premiers jours de culture). Ces importantes différences peuvent être dues aux propriétés optiques des algues, qui ont été extraites de la littérature. Elles sont aussi peut être dues à la prise des mesures.

Une étude de sensibilité de ce paramètre sur l'évolution de la concentration en biomasse est effectuée. Les données expérimentales sont comparées au modèle global et aux résultats du modèle après implémentation de l'intensité moyenne mesurée dans la plaque à la place de la méthode des deux flux (Figure III-37).

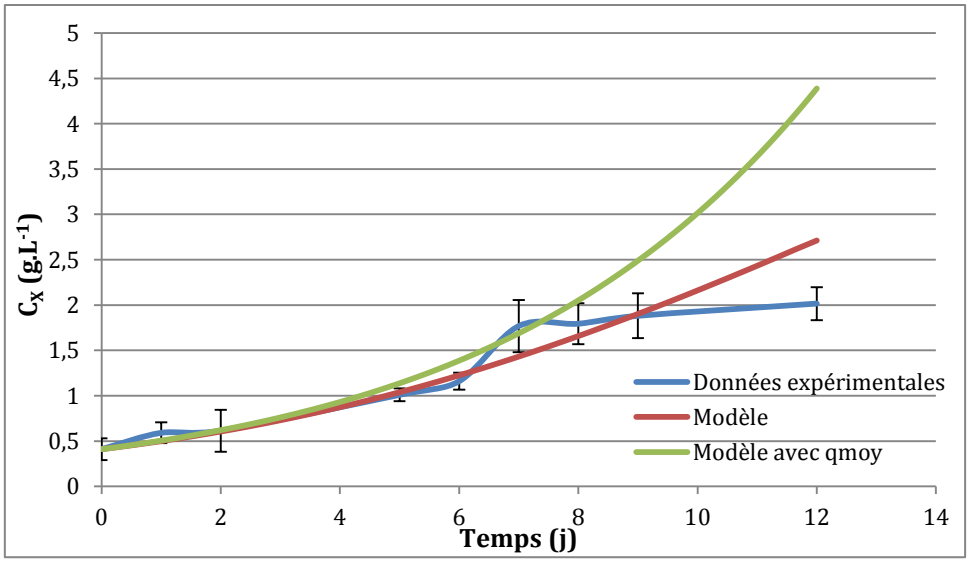


Figure III-37 : Concentration cellulaire - Comparaison données expérimentales et Modèle - Culture B

La Figure III-37 montre que le modèle de croissance n'a pas de ralentissement de croissance avec l'atteinte d'un plateau comme les données expérimentales. Cela est dû au fait que le modèle ne prend pas en compte les limitations des nutriments. Les cultures ayant été réalisées en batch, les nutriments s'épuisent et les microalgues arrêtent leur croissance. Seule la partie avant le plateau ou phase stationnaire de croissance sera comparée au modèle (Figure III-38).

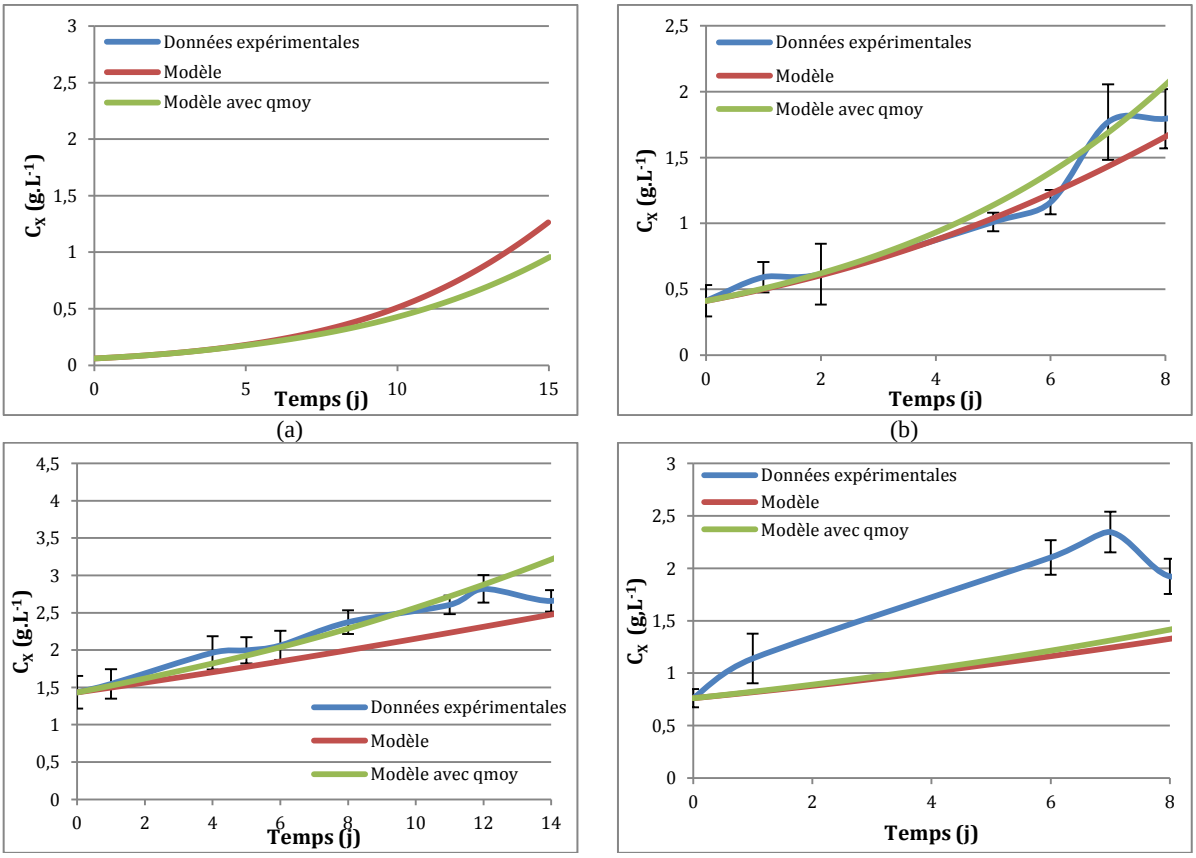


Figure III-38 : Concentration cellulaire - Comparaison données expérimentales et Modèle a) Culture A ; b) Culture B ; c) Culture C et d) Culture D

Les résultats de modélisation du modèle global ou du modèle avec les intensités moyennes expérimentales sont proches. De manière générale, le modèle avec les intensités moyennes améliore les résultats de la modélisation mais les écarts entre les deux ne sont pas si importants.

L'écart observé entre le modèle de lumière et l'expérience semble avoir peu d'influence sur l'évolution de la croissance et donne des bons ordres de grandeur. Le modèle peut donc être utilisé en première approximation. Pour un modèle plus fiable, les propriétés optiques des algues doivent être mieux estimées.

Au niveau du modèle de croissance, les cultures B et C donnent de très bonnes approximations de l'évolution de la croissance en phase exponentielle. Pour la culture A, le modèle ne suit pas la forte pente de la phase exponentielle, il en est de même pour la culture D. Le modèle pourrait être comparé à des cultures effectuées en fed-batch (ajout de nutriments tout le long de la culture).

Le modèle couplé lumière et croissance peut donc être utilisé pour une première approximation.

2.3.2. Validation du transfert de masse

Les phénomènes de transfert de masse sont aussi vérifiés expérimentalement en mesurant la concentration en oxygène dissous en bas de la colonne ascendante, pour la culture D (Figure III-39).

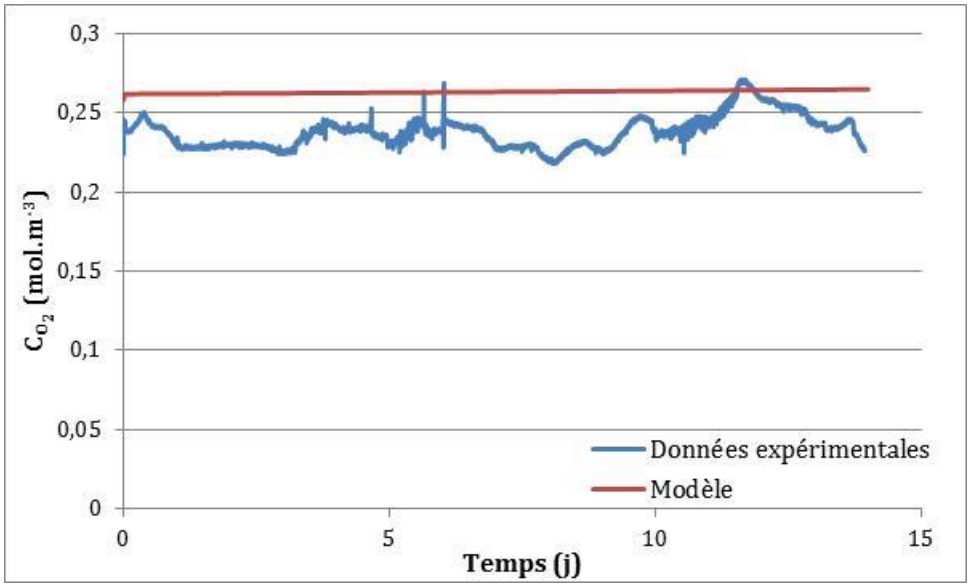


Figure III-39 : Concentration en oxygène dissous en bas de la colonne ascendante - Culture D

La concentration en oxygène dissous dans le bas de la colonne ascendante du photobioréacteur varie de 0,217 à 0,27 mol.m^{-3} et se trouve en dessous des valeurs estimées par la modélisation (de 15 %). La concentration maximale atteinte lors de la culture représente 105 % de la saturation en oxygène. La culture de microalgues n'est pas inhibée par ces concentrations en oxygène. Peu d'accumulation d'oxygène est observée, le pic de la

concentration en oxygène est atteint à 12 jours soit au début de la phase de déclin les deux derniers jours de culture, expliquant la diminution de la concentration en oxygène dissous. Le modèle montre moins de variation de concentration en oxygène dissous mais l'évolution dans le temps est prédite à ± 15 %. Les concentrations en biomasse atteinte ne sont pas assez importantes pour saturer le milieu en oxygène. La précision du modèle de transfert de masse est suffisante.

2.3.3. Validation du modèle thermique

Les données expérimentales utilisées pour valider le modèle thermique sont celles de la culture D pendant les 8 derniers jours de culture. Les températures de l'air ambiant et du gaz injecté mesurées ont été utilisées comme données d'entrée dans le modèle. Les données mesurées et calculées ont été la température du liquide en bas de la colonne ascendante et la hauteur de liquide dans la colonne descendante, le volume évaporé en a été déduit.

La Figure III-40 compare l'évolution de la température du liquide mesurée à celle du modèle.

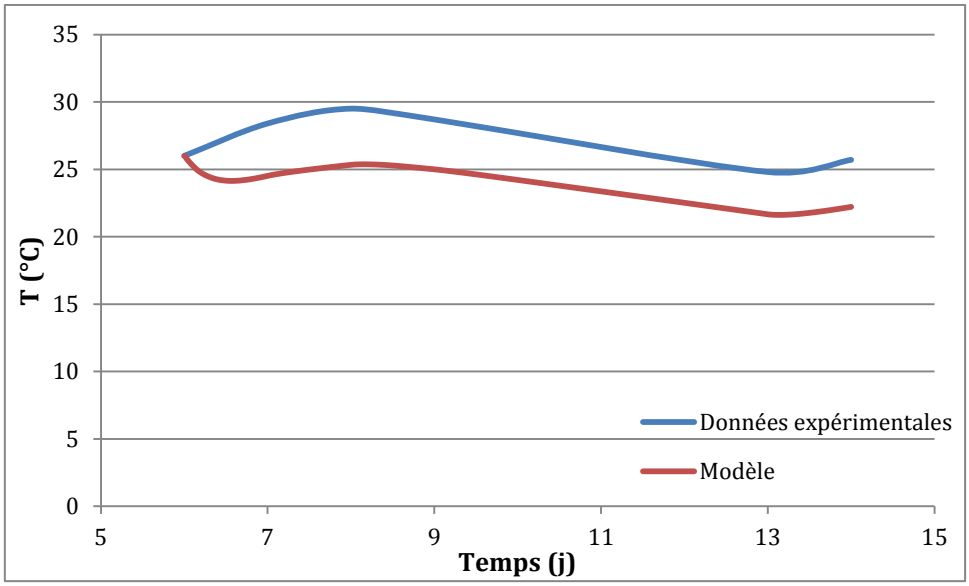
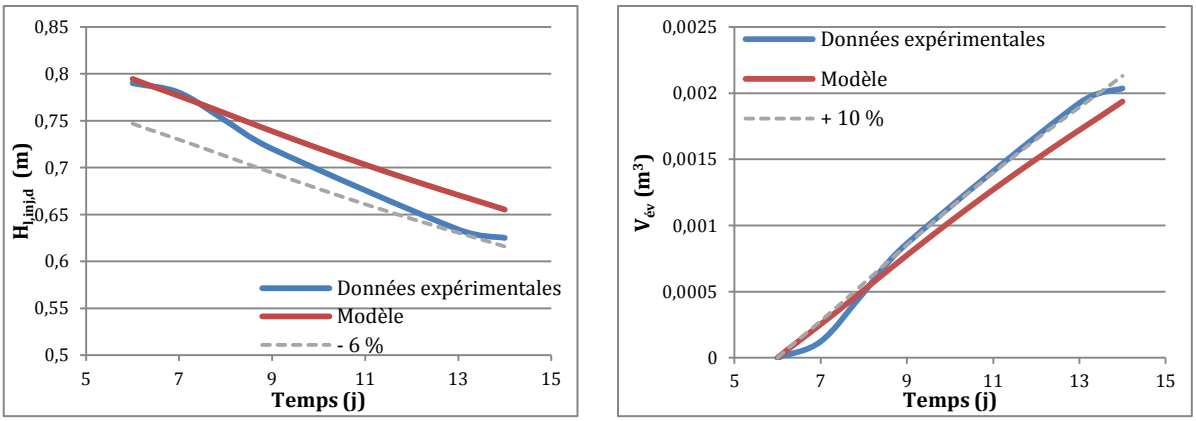


Figure III-40 : Evolution de la température du liquide en bas de la colonne ascendante - Culture D

La température du liquide a la même évolution que la température mesurée. Pour les résultats de la modélisation, la température du liquide diminue dans un premier temps pour ensuite prendre la même allure que les données expérimentales. Le modèle sous-estime la température du liquide de 3 °C.

La Figure III-41 compare les données expérimentales aux résultats de la modélisation pour la hauteur de liquide dans la colonne descendante et le volume évaporé pendant la culture D des microalgues.



(a) (b)

Figure III-41 : Culture D – a) Hauteur de liquide dans la colonne ascendante ; b) Volume évaporé

La hauteur de liquide dans la colonne descendante diminue plus rapidement expérimentalement, il est donc logique que le volume évaporé soit plus important pour les résultats expérimentaux (Figure III-41 b)). Le modèle sous estimant légèrement la température du liquide dans la colonne, il est normal de trouver une hauteur de liquide dans la colonne descendante plus importante et une évaporation moindre. Le modèle surestime la hauteur de liquide de 6 % et sous-estime le volume évaporé de 10 %.

De par les faibles écarts entre les résultats de modélisation et les données expérimentales, le modèle thermique du photobioréacteur est validé.

2.4. Conclusion

Malgré les grands écarts entre les données expérimentales et la modélisation de la distribution de la lumière dans le photobioréacteur, l'étude de sensibilité montre que les résultats restent acceptables. Les autres parties du modèle global donnent des résultats proches des données expérimentales bien que les modèles peuvent encore être améliorés. Le modèle de distribution de la lumière doit être amélioré en trouvant expérimentalement les propriétés optiques de la *Chlorella vulgaris*. Le modèle de croissance tel quel doit être comparé à des cultures effectuées en fed-batch (alimentation tout le long de la culture) ou en continue. Pour être comparé à des cultures de microalgues effectuées en batch le modèle doit prendre en compte les limitations par les nutriments. La comparaison des résultats de la modélisation des transferts de masse avec les résultats expérimentaux permettent de valider le modèle de transfert de masse. Les concentrations en biomasse atteintes ne saturent pas le photobioréacteur en production d'oxygène. La modélisation thermique a été validée mais peut être affinée par d'autres essais pour confirmer la corrélation trouvée pour l'absorptivité du milieu.

Les premiers résultats montrent donc que le modèle global donne les bons ordres de grandeurs mais des expériences doivent encore être effectuées pour l'améliorer.

3. Conclusion du chapitre

Dans ce chapitre, les aspects biologiques du photobioréacteur ont été modélisés : la distribution de la lumière dans la plaque de culture couplée à la croissance des microalgues. Les modèles de transferts de masse et de chaleur ont été adaptés à la culture d'algues. Le modèle global a ensuite été comparé aux résultats expérimentaux. Les différents résultats expérimentaux montrent que le modèle global permet de reproduire les phénomènes ayant lieu dans le système même si des améliorations au modèle restent nécessaires et ont été identifiées. De nouvelles cultures de microalgues doivent être effectuées pour améliorer le modèle de lumière. Des cultures en fed-batch ou en continu doivent être effectuées pour valider le modèle de croissance.

Le modèle actuel est utilisé dans le prochain chapitre dans une approche globale d'intégration des plaques de culture sur les façades d'un bâtiment. Le modèle permettra d'étudier l'effet des différentes orientations sur la température de culture des algues et sur leur productivité. Il permettra notamment d'étudier l'énergétique de ce système et sa pertinence en fonction du contexte d'intégration.

Chapitre IV. Etude d'intégration d'un système de culture d'algues en façade de bâtiments

La production de microalgues, à part pour les molécules à haute valeur ajoutée, doit avoir un bilan énergétique positif pour pouvoir être viable économiquement. L'utilisation de la lumière naturelle est le choix qui s'impose pour diminuer les dépenses énergétiques. Les autres besoins de la culture (nutriment, CO_2, eau, chaleur…) doivent être également fournis en minimisant l'énergie primaire utilisée et aussi les autres impacts environnementaux. Ainsi, il apparait important de considérer la culture d'algues comme une brique intégrée dans un système plus large permettant de réduire son empreinte environnementale et rendre son bilan énergétique positif. L'intégration du système de culture doit être réalisée dans une logique de traitement d'effluents liquides (apport de nutriments et d'eau), présence de fumée riche en CO_2 et éventuellement la disponibilité de chaleur perdue à basse température. Ces conditions peuvent être réunies dans les bâtiments industriels ou tertiaires. Le photobioréacteur peut être intégré aux façades de ces bâtiments, diminuant ainsi son empreinte sur l'espace.

Ce chapitre vise, sans réaliser une étude de cas précise, à étudier, en utilisant le modèle développé, les différentes conditions et options techniques nécessaires pour une intégration réussie d'une culture d'algues dans un bâtiment en termes de bilan énergétique.

Le système intégré est étudié au niveau de la thermique (besoin de chauffage et de refroidissement du système de culture) et au niveau de la productivité en biomasse. Une étude de sensibilité est effectuée et différentes options techniques sont étudiées pour proposer des recommandations permettant la réussite de cette intégration.

1. Positionnement du problème et modélisation

Des plaques de photobioréacteur sont accolées aux murs d'un bâtiment sur les quatre orientations cardinales et de manière horizontale sur le toit. Il est supposé que les murs du bâtiment sont suffisamment isolés de façon à négliger toute déperdition ou apport de chaleur par conduction par ce biais là. L'airlift du photobioréacteur est considéré installé dans une pièce à température constante (20 °C). L'air injecté, enrichi à 1 % volumique en dioxyde de carbone, a une température de 20 °C. La culture est considérée comme continue avec une concentration en algues de 2 $g.L^{-1}$. L'airlift alimente en parallèle trois plaques de culture de dimensions égales à celle étudiée dans le photobioréacteur expérimental. Pour éviter les phénomènes de sédimentation dans le collecteur des plaques le débit d'injection d'air utilisé est de 20 L/min. La modélisation s'effectue sur une année, les données météos (ensoleillement, températures extérieures et vitesse du vent) sont issues du fichier météo de la réglementation thermique 2012 pour la région Ile de France. Le but de la simulation est d'étudier les variations de température de culture et la productivité sur chaque orientation et inclinaison (Nord, Sud, Est et Ouest en position verticale et sur les toits avec les plaques positionnées de manière horizontale). Les besoins énergétiques pour la culture d'algues seront étudiés et minimisés par rapport à la température de culture.

Au niveau de la culture des microalgues, la culture est considérée en continue donc en renouvellement permanent des nutriments. La microalgue cultivée pour ces modélisations est la *Chlorella vulgaris* avec un taux de croissance maximale de 0,4844 j^{-1} quel que soit la

température de la culture. Cette hypothèse est non réaliste mais l'objectif premier est d'étudier les besoins de chaleur et de refroidissement.

Différentes options techniques sont testés : soit les plaques telles quelles, soit les plaques isolées thermiquement par un double-vitrage. Les modélisations sont d'abord effectuées sans contrôle de température puis avec un contrôle de la température.

1.1. Modification du modèle thermique

Le modèle thermique a subi quelques modifications pour suivre les recommandations de la réglementation thermique 2012. Les calculs des coefficients pour la convection naturelle ont été modifiés.

Pour les échanges entre l'airlift, situé en intérieur, et l'air ambiant de la pièce, le coefficient de convection s'exprime selon l'équation (II-115) (CSTB, 2012).

$$h_{e,r}\ ou\ h_{e,d}\ = \frac{1}{0{,}13} \quad \textbf{(IV-1)}$$

Avec $h_{e,j}$ le coefficient de convection naturelle pour les échanges entre l'air intérieur et la section j ($W.m^{-2}.K^{-1}$).

Pour les échanges entres les plaques et l'air extérieur, le coefficient de convection naturelle s'exprime selon l'équation (IV-2) (CSTB, 2012).

$$h_{e,p}\ = 4\ + 4\ \times v_{air} \quad \textbf{(IV-2)}$$

Avec v_{air} la vitesse du vent à la proximité de la plaque ($m.s^{-1}$).

1.2. Modélisation du double vitrage

Une des options techniques étudiées est l'apposition d'un double-vitrage sur les plaques de culture. Le double-vitrage modélisé est un double-vitrage classique avec une épaisseur de 4 mm pour le verre des vitres et une lame d'air d'une épaisseur de 6 mm.

Les phénomènes thermiques ayant lieu dans le double-vitrage sont modélisés. Un bilan thermique dans la vitre est effectué avec l'équation de la chaleur en régime permanent (l'inertie thermique de la vitre est négligée) (Equation (IV-3)). Le côté extérieur de la vitre est celui le plus proche du rayonnement lumineux, en opposition au côté intérieur qui se situe du côté le plus proche de la plaque de culture.

$$\lambda_v \frac{d^2T}{dx^2} + p = 0 \quad \textbf{(IV-3)}$$

Avec λ_v la conductivité thermique du verre ($1\ W.m^{-1}.K^{-1}$) et p la densité de flux volumique liée à l'absorptivité thermqiue ($W.m^{-3}$). Ce terme correspond à la chaleur absorbée par le verre lors du passage du flux solaire et s'écrit sous la forme de l'équation (IV-4).

$$p = \frac{\alpha_v * q_0}{e_v * F} \quad \textbf{(IV-4)}$$

Avec α_v l'absorptivité du verre (0,02), q_0 le rayonnement incident (µmol.m^{-2}.s^{-1}), e_v l'épaisseur du verre (m) et F le facteur de conversion[6] du rayonnement lumineux en W.m^{-2}.

La résolution de l'équation (IV-3) donne l'équation (IV-5).

$$\left.\frac{dT}{dx}\right|_{x=e} = -\frac{p}{\lambda_v}e_v + C_1$$
$$C_1 = \frac{T_{v,par,ext} - T_{v,par,int}}{e_v} + \frac{p}{2\lambda_v}e_v \quad \textbf{(IV-5)}$$

Avec $T_{v,par,ext}$ et $T_{v,par,int}$ les températures aux parois externe et interne de la vitre (K).

Les flux de chaleur aux limites de la vitre s'expriment selon les équations (IV-6) et (IV-7).

$$Q_{ext} = \left(-\frac{p}{2}e_v + \frac{\lambda_v\left(T_{v,par,ext} - T_{v,par,int}\right)}{e_v}\right)S_p \quad \textbf{(IV-6)}$$

$$Q_{int} = \left(\frac{p}{2}e_v + \frac{\lambda_v\left(T_{v,par,ext} - T_{v,par,int}\right)}{e_v}\right)S_p \quad \textbf{(IV-7)}$$

Avec S_p la surface des plaques de culture (m^2).

Dans la lame de gaz comprise entre les deux vitres, des échanges par rayonnement et des échanges convectifs entre les parois internes des vitres et le gaz ont lieu. Le coefficient d'échange global (h_{dv}) est défini comme la somme du coefficient d'échange radiatif et du coefficient d'échange convectif (Equation (IV-8)).

$$h_{dv} = h_{dv,rad} + h_{dv,conv} \quad \textbf{(IV-8)}$$

Le coefficient d'échange radiatif ($h_{dv,rad}$ en W.m^{-2}.K^{-1}) s'exprime, en linéarisant l'équation du transfert radiatif, selon l'équation (IV-9) (CSTB, 2012a).

$$h_{dv,rad} = 4\sigma\left(\frac{1}{\varepsilon_1} + \frac{1}{\varepsilon_2} - 1\right)^{-1} {T_{lm,moy}}^3 \quad \textbf{(IV-9)}$$

Avec σ la constante de Stefan-Boltzmann (W.m^{-2}.K^{-4}), ε_1 et ε_2 les émissivités corrigées à la température $T_{lm,moy}$ et $T_{lm,moy}$ la température moyenne de la lame de gaz (K).

Le coefficient d'échange convectif ($h_{dv,conv}$ en W.m^{-2}.K^{-1}) s'exprime selon l'équation (IV-10) (CSTB, 2012a).

$$h_{dv,conv} = Nu_{lm}\frac{\lambda_{lm}}{e_{lm}} \quad \textbf{(IV-10)}$$

Avec Nu_{lm} le nombre de Nusselt de la lame de gaz (adimensionnel), λ_{lm} la conductivité thermique du gaz de la lame de gaz (W.m^{-1}.K^{-1}) et e_{lm} l'épaisseur de la lame de gaz (m).

[6] 1 W.m^{-2} =4,6 µmol.m^{-2}.s^{-1} (pour la lumière visible) (Masojidek et al, 2004)

Le nombre de Nusselt pour la lame de gaz est de la forme de l'équation (IV-11).

$$Nu_{lm} = a(Gr.Pr)^n \quad \textbf{(IV-11)}$$

Avec

$$Gr = \frac{g{\rho_{lm}}^2 {e_{lm}}^3 \left(T_{v,par,ext} - T_{v,par,int}\right)}{T_{lm,moy}{\mu_{lm}}^2} \quad Pr = \frac{\mu_{lm} Cp_{lm}}{\lambda_{lm}} \quad \textbf{(IV-12)}$$

Avec a une constante dépendant de l'inclinaison du vitrage (0,035 pour une paroi verticale et 0,16 pour une paroi horizontale, Gr le nombre de Grashoff, Pr le nombre de Prandtl et n un exposant dépendant de l'inclinaison du vitrage (0,38 pour une paroi verticale et 0,28 pour une paroi horizontale).

Le bilan thermique sur la lame de gaz s'exprime selon l'équation (IV-13).

$$\left(T_{v,par,ext} - T_{lm,moy}\right) + \left(T_{v,par,int} - T_{lm,moy}\right) = 0 \quad \textbf{(IV-13)}$$

Le flux de convection entre le gaz et la paroi interne de la vitre s'exprime selon l'équation (IV-14).

$$Q_{dv} = h_{dv} S_p \left(T_{v,par,ext} - T_{v,par,int}\right) \quad \textbf{(IV-14)}$$

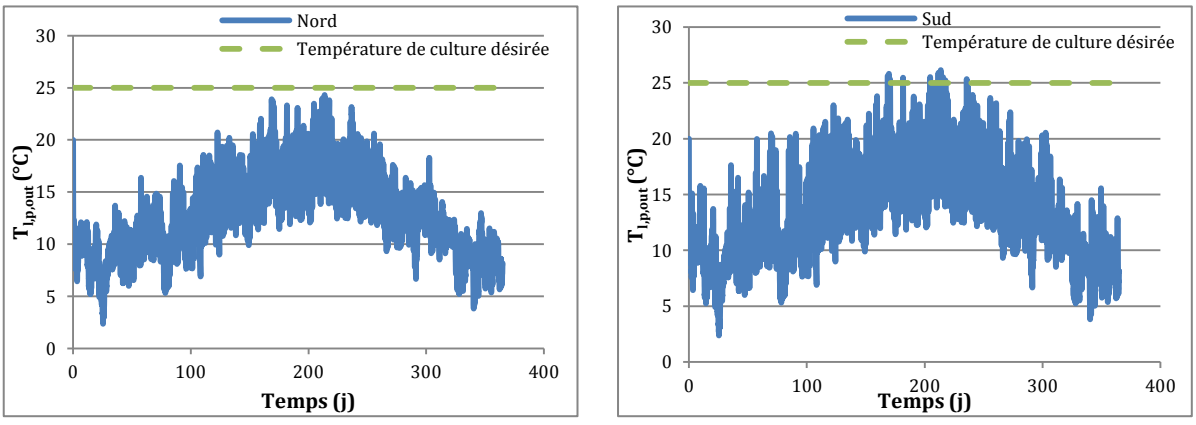
Le modèle global ainsi modifié et complété est utilisé dans un premier temps pour une étude de sensibilité.

2. Etude de sensibilité

L'étude de sensibilité permet d'observer les comportements thermiques du photobioréacteur et les besoins énergétiques de celui-ci selon les différentes orientations des plaques et selon les différentes options techniques étudiées.

2.1. Photobioréacteur sans contrôle de température

L'objectif de cette simulation est d'observer l'effet des variations d'ensoleillement et de température de l'air ambiant sur la température du liquide en sortie de plaque.



(a) (b)

Figure IV-1 : Température du liquide en sortie de plaque selon l'orientation : a) Nord ; b) Sud

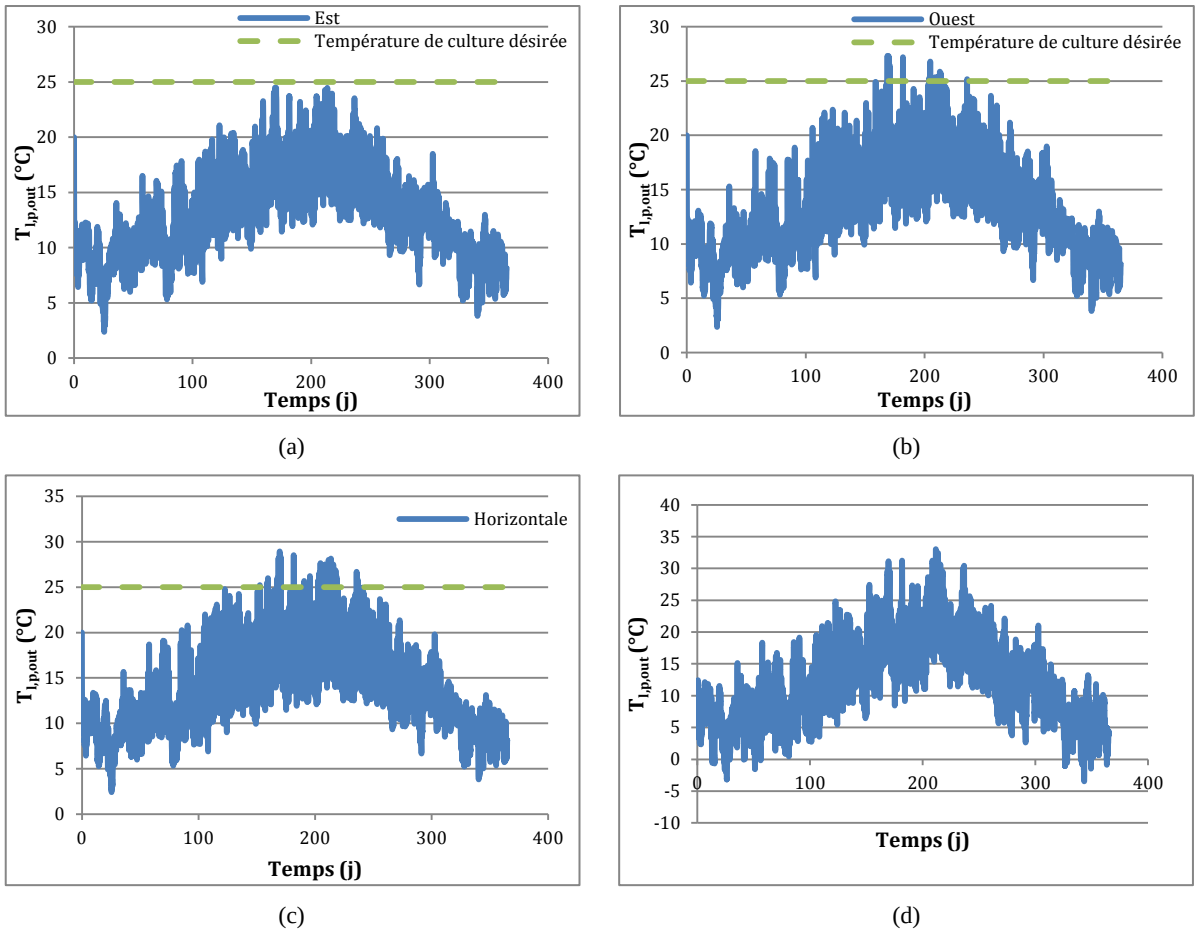


Figure IV-2 : Température du liquide en sortie de plaque selon l'orientation : a) Est ; b) Ouest ; c) Horizontale – d) Température de l'air extérieur

La température du milieu de culture varie beaucoup (d'environ 5 à 28 °C) tout au long de l'année quel que soit l'orientation des plaques de cultures. La température optimale de croissance de *Chlorella vulgaris* est de 25 °C, bien que cette microalgue puisse croitre sur une grande plage de température (10-30 °C), les microalgues ont besoin d'une température constante et si possible optimale pour avoir la meilleure productivité possible. Les trop grandes variations de température (journalières ou saisonnières) entrainent un stress chez la microalgue diminuant leur productivité (Vonshak et Torzillo, 2004). Quel que soit la température de culture désirée, la régulation de la température du milieu de culture est donc nécessaire.

2.2. Photobioréacteur avec contrôle de température

Un module de régulation thermique a été rajouté au modèle. Il fixe la température d'entrée de la colonne ascendante. La puissance nécessaire pour atteindre la température demandée est exprimée selon l'équation (IV-15).

$$puissance = Q_{l,p} * Cp_l * \rho_l * \left(T_{l,p,in} - T_{l,p,out}\right) \quad \textbf{(IV-15)}$$

Avec $Q_{l,p}$ le débit du liquide ($m^3.s^{-1}$), Cp_l la chaleur spécifique massique ($J.kg^{-1}.K^{-1}$), ρ_l la densité du liquide ($kg.m^{-3}$), $T_{l,in}$ la température du liquide en entrée du module de régulation (soit en sortie de plaque de culture) (K), et $T_{l,out}$ la température imposée (K).

L'intégration de l'équation (IV-15) donne l'énergie nécessaire pour amener le liquide à la température souhaitée. Lorsque la puissance est négative l'énergie nécessaire est une énergie de chauffage, lorsque la puissance est positive, le système a besoin d'être refroidi.

La chaleur issue d'une combustion de la biomasse produite est évaluée à titre de comparaison avec les quantités de chaleur mises en jeu. Pour le modèle de croissance des algues, le taux de croissance maximal utilisé est celui trouvé expérimentalement dans le chapitre III soit 0,4844 j^{-1}. La quantité de biomasse produite est calculée à partir de la productivité. Cette biomasse libère en moyenne 20 $MJ.kg^{-1}$ lors de sa combustion ((Lehr et Posten, 2009, Rizzo et al., 2013), avec une valeur basse de 12,3 $MJ.kg^{-1}$ (Soratana et Landis, 2011) et une valeur haute de 26,2 $MJ.kg^{-1}$ (Jonker et Faaij, 2013).

Le bilan énergétique a été effectué avec 5 températures consignes : de 5 à 25°C pour observer l'impact de la température sur les besoins énergétique du système. L'ensemble des résultats est présenté par mètre carré de plaque.

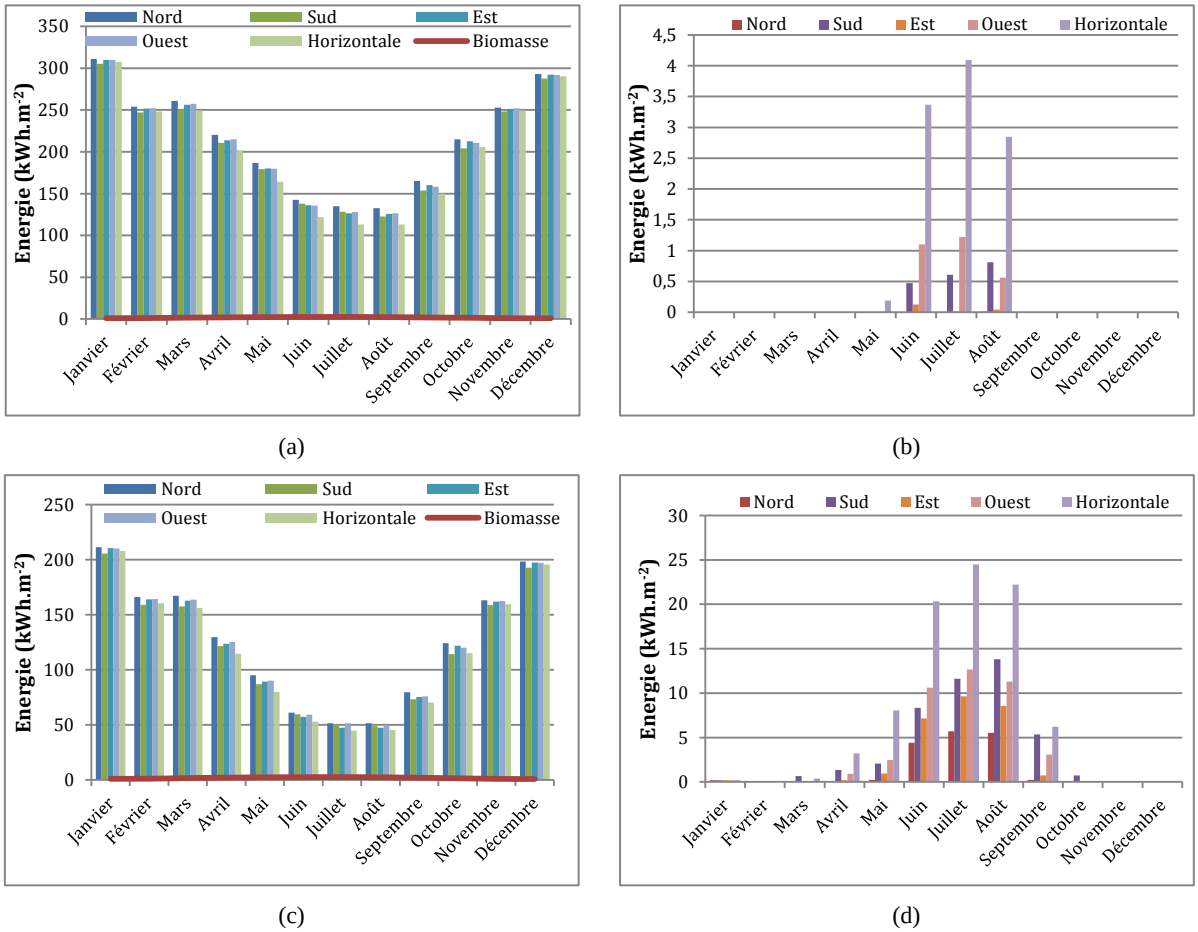


Figure IV-3 : a) et c) Energie de chauffage et énergie produite par la combustion de la biomasse ; b) et d) Energie de refroidissement. a) et b) T = 25 °C ; c) et d) T = 20 °C

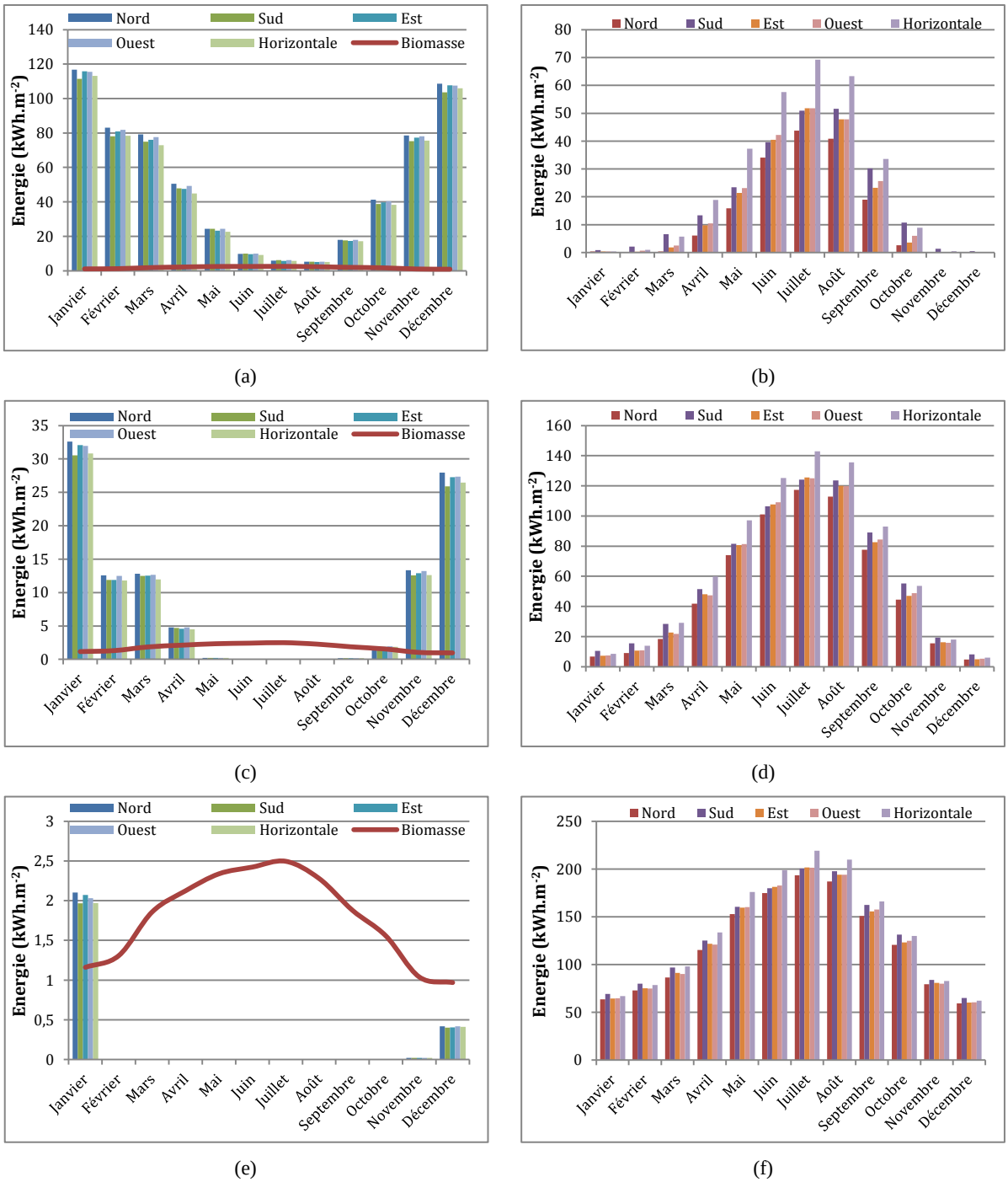


Figure IV-4 : a), c) et e) Energie de chauffage et énergie produite par la combustion de la biomasse ; b), d), f), Energie de refroidissement. a) et b) T = 15 °C ; c) et d) T = 10 °C ; e) et f) T = 5 °C

Quelle que soit l'orientation et la température de culture, l'énergie consommée pour le chauffage ou le refroidissement des algues est très supérieure à l'énergie produite par la combustion des algues. Pour une température de culture de 25 °C (Figure IV-3), les besoins de chauffage sont supérieurs à 300 kWh.m^{-2} pour le seul mois de janvier et restent supérieurs à 100 kWh.m^{-2} pour les mois d'été, quel que soit l'orientation des plaques de culture. En parallèle, la combustion des algues apporte une énergie d'environ 20 kWh.m^{-2} sur l'année entière (v. Tableau IV-I). L'énergie produite sur l'année entière ne compense même pas le mois le moins énergivore de l'année. Le constat est le même pour des températures de culture

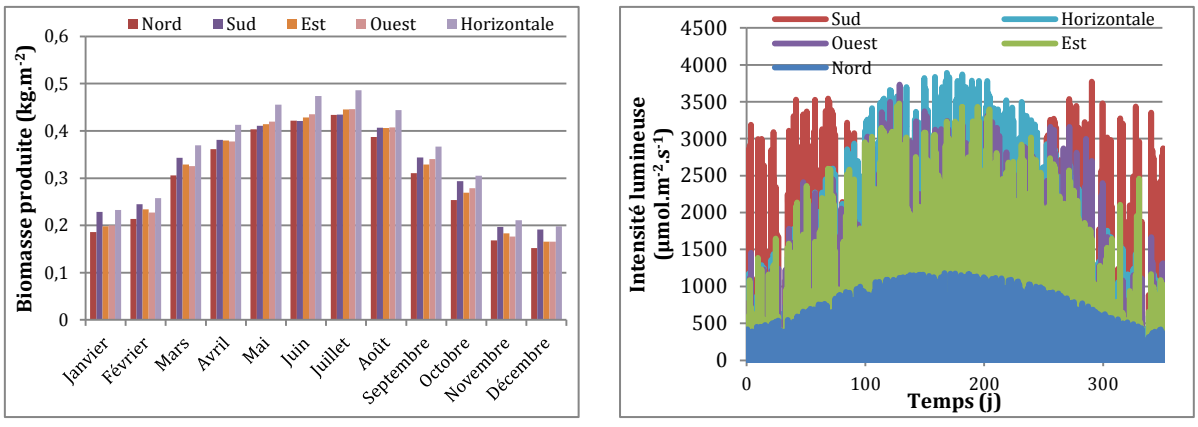
de 20 et 15°C (Figure IV-4), l'énergie produite par la combustion de la biomasse produite reste inférieure aux besoins énergétiques en chauffage de la culture. Pour une température de culture de 10 °C, les besoins en chauffage sont nuls pour les mois de juin à août. Le mois de janvier, le plus demandeur en terme de chauffage nécessite environ 30 kWh.m^{-2} en fonction de l'orientation. Pour une température de culture de 5 °C (Figure IV-4), les besoins de chauffage sont très faibles (2 kWh.m^{-2} pour le mois de janvier, inférieur à 0,5 kWh.m^{-2} pour les mois de Février, Mars, Novembre et Décembre et nuls les autres mois). Quel que soit la température de culture, les besoins de chauffage sont les plus importants pour les surfaces orientées vers le Nord, puis l'Est, l'Ouest, l'horizontale et enfin vers le Sud. Mais les besoins de refroidissement sont très importants (entre 150 et 200 kWh.m^{-2} les mois d'été). Les plaques orientées de manière horizontale sont celles qui ont le plus besoin de rafraichissement, suivie des plaques orientées à l'Ouest, le Sud, l'Est et le Nord.

Tableau IV-I : Bilan énergétique annuel d'un mètre carré de plaque orientée vers l'Est

Température de culture (°C)	Energie de chauffage (kWh.m^{-2}.an^{-1})	Energie de refroidissement (kWh.m^{-2}.an^{-1})	Energie produite par la combustion de la biomasse (kWh.m^{-2}.an^{-1})
25	2517,34	0,18	21,05
20	1457,47	27,44	21,64
15	606,21	200,69	21,87
10	103,54	673,25	21,43
5	2,5	1509,12	20,84

Sur une année, les besoins en chauffage sont très importants pour des températures de consignes de 15 à 25 °C. Pour les températures les plus basses, c'est l'énergie de refroidissement qui est la plus importante (jusqu'à plus de 1500 kWh.m^{-2}.an^{-1} pour la température la plus basse).

La Figure IV-5 a) montre l'effet de l'orientation de la plaque sur la quantité d'algues produite.



(a) (b)

Figure IV-5 : a) Biomasse produite selon l'orientation des plaques ; b) Intensité lumineuse en entrée des plaques selon leur l'orientation – T = 25 °C

La quantité de biomasse produite est similaire dans chaque orientation possible de plaque. La production de microalgues est légèrement supérieure si la plaque est positionnée

de manière horizontale ou orientée vers le Sud. Cela peut s'expliquer par le fait que l'intensité lumineuse reçue est supérieure pour ces orientations (Figure IV-5b)).

Les besoins énergétiques pour le maintien de la température de culture sont trop importants pour être compensés par l'apport énergétique de la combustion des algues. Même s'il est possible par la sélection d'une algue plus productive d'améliorer la production par un facteur de 2 voir 4, les besoins thermiques du système restent très importants. Isoler thermiquement les plaques est l'option technique retenue pour diminuer les consommations énergétiques de la culture.

2.3. Double vitrage avec contrôle de température

L'intégration du double vitrage sur les plaques du photobioréacteur permet de diminuer les apports énergétiques pour le maintien de la température de culture, comme le montre la Figure IV-6 et la Figure IV-7

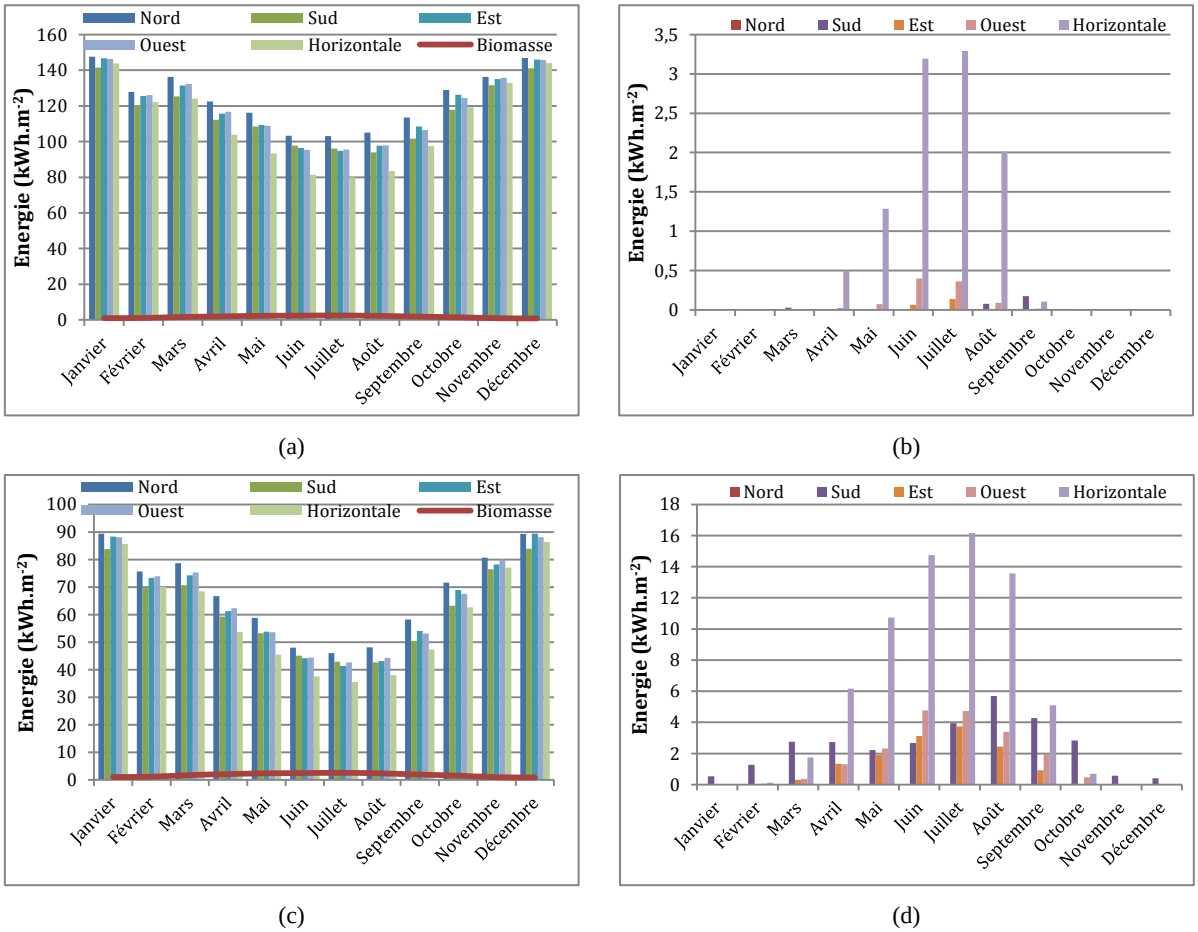


Figure IV-6 : a) et c) Energie de chauffage et énergie produite par la combustion de la biomasse ; b) et d) Energie de refroidissement. a) et b) T = 25 °C ; c) et d) T = 20 °C

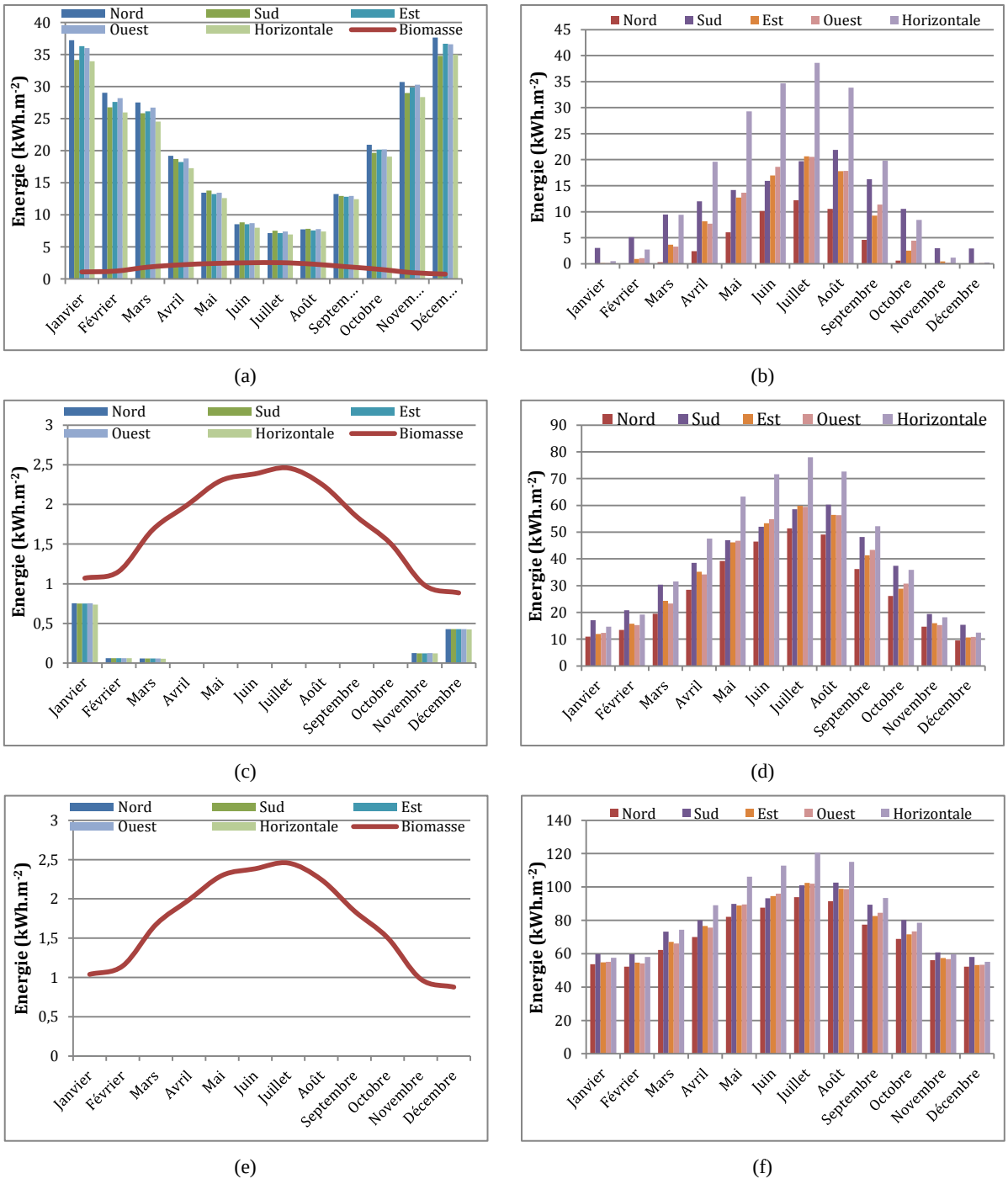


Figure IV-7 : a), c) et e) Energie de chauffage et énergie produite par la combustion de la biomasse ; b), d) et f) Energie de refroidissement. a) et b) T = 15 °C ; c) et d) T = 10 °C ; e) et f) T = 5 °C

L'ajout du double vitrage a permis de diviser par plus de trois les besoins en énergie de chauffage et par deux les besoins de refroidissement pour conserver la température de culture à 15 °C. Pour une température de culture de 25 °C, les besoins de chauffage ont été divisés par deux pour atteindre 140 kWh.m^{-2} les mois les plus froids et sont inférieurs à 100 kWh.m^{-2} pour les mois d'été. Pour des températures moins élevées de culture (10 et 5 °C), les besoins en chauffage sont quasiment nuls et les besoins de refroidissement sont moins importants avec le double-vitrage. Ceci peut paraitre surprenant puisque le double vitrage crée un effet de serre. Seulement, la concentration en algues de 2 g.L^{-1} n'est pas

suffisante pour une absorption importante du rayonnement, ceci explique, avec la météo de la région choisie, pourquoi l'ajout du double vitrage ne cause pas l'augmentation des besoins de refroidissement. La production d'énergie de microalgues étant toujours équivalente à 20 $kWh.m^{-2}.an^{-1}$, le bilan énergétique global est toujours négatif.

Tableau IV-II : Bilan énergétique annuel d'un mètre carré de plaque orientée vers l'Est

Température de culture (°C)	Energie de chauffage ($kWh.m^{-2}.an^{-1}$)	Energie de refroidissement ($kWh.m^{-2}.an^{-1}$)	Energie produite par la combustion de la biomasse ($kWh.m^{-2}.an^{-1}$)
25	1432,92	0,21	20,73
20	770,64	13,79	21,41
15	224,37	93,27	21,45
10	1,42	399,7	20,5
5	0,01	902,73	20,43

La consommation annuelle d'énergie (Tableau IV-II) pour chauffer les cultures est encore importante pour des températures de 25 et 20 °C et deviennent négligeables pour des températures de cultures plus faibles. La juxtaposition du double vitrage permet de diminuer les besoins de chauffage pour le maintien de la température de culture et permet de diminuer les besoins énergétiques nécessaires pour refroidir les cultures.

2.4. Conclusion

L'étude de sensibilité a montré que la culture d'algue avec le photobioréacteur en façade de bâtiments ne peut pas se faire sans une régulation de la température de culture. Les variations de températures journalières et saisonnières seraient trop stressante pour la culture d'algues et nuiraient à leur productivité. Mais le contrôle de la température à un coût énergétique important que ce soit pour chauffer ou refroidir la culture. Ces besoins énergétiques ont pu être réduits par l'ajout d'une paroi double vitrée sur les plaques du photobioréacteur. Ces besoins sont encore trop importants par rapport à l'énergie produite par la combustion de la biomasse algale.

La culture des algues peut se faire de manière saisonnière, en adaptant la température de la culture à la saison pour dépenser moins d'énergie dans le chauffage et/ou le refroidissement du milieu de culture. L'espèce d'algue cultivée peut donc être changée selon les saisons pour des productivités en biomasse maximales pour une valorisation énergétique maximale. Les températures de culture peuvent donc être optimisées pour limitées les dépenses énergétiques. L'année a été découpée en quatre saisons : Hiver : mois de décembre à février ; Printemps : mois de mars à mai ; Eté : mois de juin à août et Automne : mois de septembre à novembre.

3. Optimisation énergétique - Etude de trois cas

Trois cas d'intégration peuvent être étudiés pour une optimisation énergétique :

- Cas 1 : Un effluent thermique à basse température est disponible assurant les besoins en chauffage. Les investissements peuvent être ainsi limités (pas de double-vitrage). Le but étant d'optimiser les températures saisonnières de culture pour limiter les besoins de refroidissement. La culture s'effectuant à de plus fortes températures que les moyennes saisonnières, les microalgues cultivées pourront facilement être en culture à leur température optimale et ainsi maximiser leur productivité.
- Cas 2 : Il n'y a pas d'effluent thermique disponible donc les besoins de chauffage doivent être proches de zéro, les plaques de culture sont doublées avec un double-vitrage. Les besoins en refroidissement sont limités et les températures de culture doivent être compatibles avec des sources possibles disponibles pour le refroidissement comme le sous-sol pour un refroidissement par géothermie, une rivière proche ou un aquifère.
- Cas 3 : L'énergie de refroidissement est une valorisation thermique (valorisation de la chaleur par une pompe à chaleur) ceux-ci seront maximisés et les besoins en chauffage doivent être minimums. Le système de culture intègre donc le double-vitrage.

Ces trois cas vont être optimisés au niveau des températures saisonnières de culture selon l'orientation des plaques par l'optimiseur génétique intégré dans l'outil OMOptim.

3.1. Résultats de l'optimisation

L'optimiseur présente un ensemble de solutions (Front de Pareto) pour les valeurs optimisées selon les fonctions objectives définies.

Pour le cas 1, le système étudié n'inclut pas le double-vitrage. Les résultats de l'optimisation sont présentés en Figure IV-8.

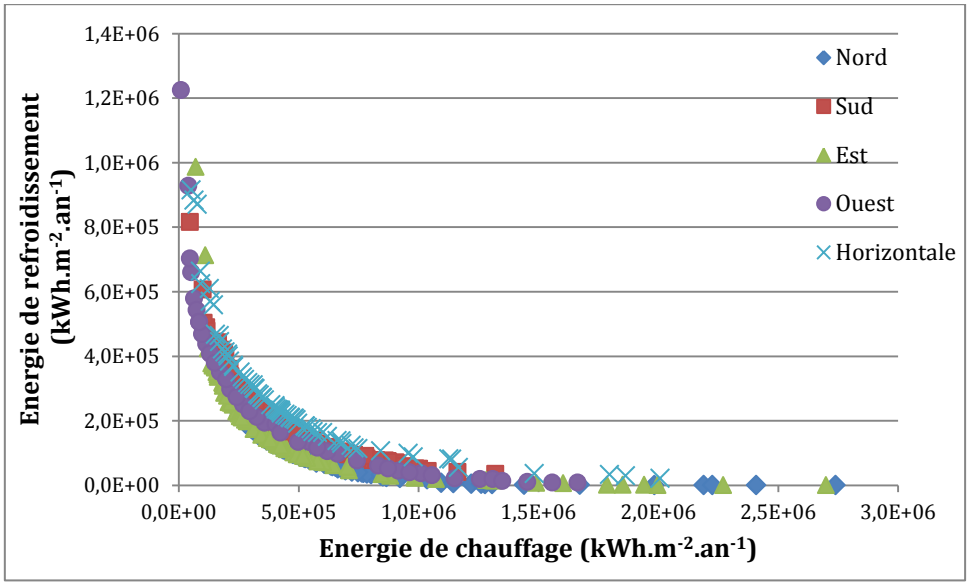


Figure IV-8 : Solutions de l'optimisation du cas 1

Pour le cas 1, les fonctions objectives sont de limiter les besoins de refroidissement, sans contraintes sur les besoins de chauffage.

Pour les cas 2 et 3, le système étudié inclus les double-vitrages aux plaques du photobioréacteur. Les résultats de l'optimisation sont présentés en Figure IV-9.

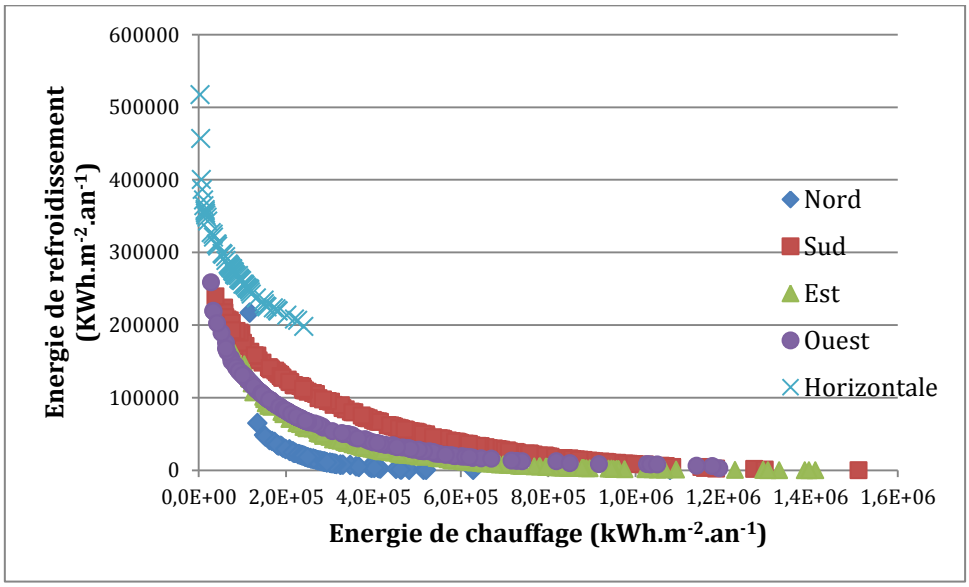


Figure IV-9 : Solutions d'optimisation pour les cas 2 et 3

Pour le cas 2, les fonctions objectives sont un minimum de dépenses énergétiques en chauffage des plaques et un minimum d'énergie de refroidissement. Pour le cas 3, la fonction objective est le minimum d'énergie de chauffage et le maximum d'énergie de refroidissement.

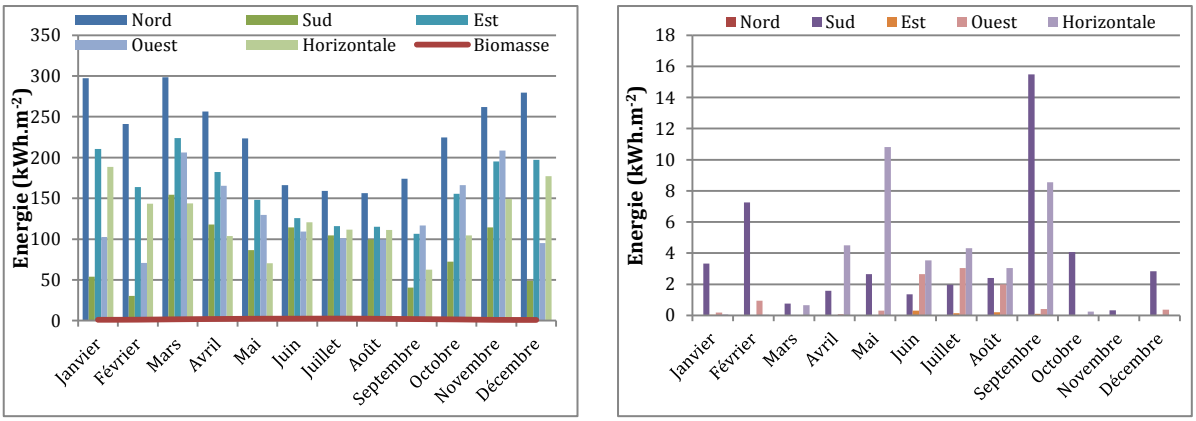
3.1.1. Cas 1

L'optimisation des températures saisonnières des températures de cultures donne le Tableau IV-III.

Tableau IV-III : Température optimale de culture selon la saison et l'orientation des plaques de cultures

	Nord	Sud	Est	Ouest	Horizontale
Hiver	24,3	11,7	20	14,3	19
Printemps	26,9	19,8	23,3	22,3	19,3
Eté	26,3	23,6	24,4	23,4	24,9
Automne	25,5	17,4	21,9	22,6	19,4

Les températures trouvées sont plutôt élevées. Ces températures ont été implémentées dans le modèle global et donnent les besoins énergétiques présentés en Figure IV-10.



(a) (b)

Figure IV-10 : a) Energie de chauffage et énergie produite par la combustion de la biomasse ; b) Energie de refroidissement

Pour le premier cas, l'énergie de chauffage n'est pas considérée comme une dépense énergétique car un effluent thermique est disponible pour chauffer la culture. Les besoins de refroidissement sont plus importants pour les plaques orientées vers le Sud et à l'horizontale.

Tableau IV-IV : Bilan énergétique annuel selon l'orientation des plaques

Orientation	Energie de chauffage ($kWh.m^{-2}.an^{-1}$)	Energie de refroidissement ($kWh.m^{-2}.an^{-1}$)	Energie produite par la combustion de la biomasse ($kWh.m^{-2}.an^{-1}$)
Nord	2738,05	0	19,54
Sud	1037,84	44	22,19
Est	1940,06	0,8	20,58
Ouest	1570,89	9,96	21,05
Horizontale	1486,8	35,73	23,77

Sur une année, les besoins en refroidissement des cultures sont quasiment nuls pour des plaques orientées au Nord et à l'Est, sont très faibles (9,96 $kWh.m^{-2}.an^{-1}$) pour des plaques orientées vers l'Ouest. Les orientations les plus énergivores en besoins de refroidissement sont les orientations Sud et horizontale avec respectivement 44 et 35,73 $kWh.m^{-2}.an^{-1}$).

Ce cas permet de réduire les investissements initiaux en n'apposant pas de double-vitrage sur les plaques de culture. L'énergie apportée pour le refroidissement peut aussi être considérée comme « gratuite » si les plaques sont refroidies par la fraicheur du sol (système de géothermie), d'une rivière ou d'un aquifère, les températures de culture optimales trouvées sont compatibles avec ces solutions. Le refroidissement des cultures peut aussi être géré par un arrêt du chauffage des cultures pendant une partie de la nuit et permettre ainsi le refroidissement naturel des plaques. Avec l'ensemble de ces solutions, le bilan énergétique est positif.

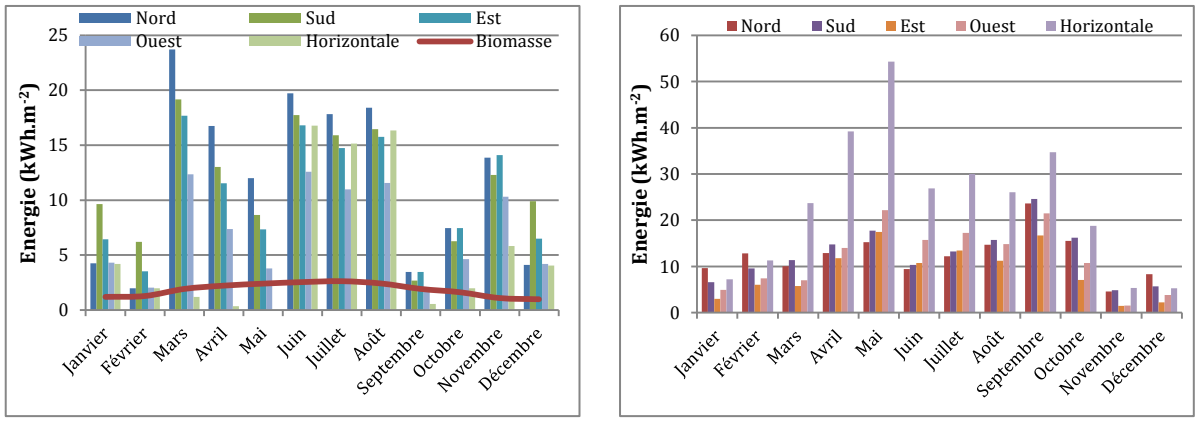
3.1.2. Cas 2

Les températures optimales trouvées pour une culture sous double-vitrage avec une minimisation des besoins de chauffage et de refroidissement sont présentées dans le Tableau IV-V.

Tableau IV-V : Température optimale de culture selon la saison et l'orientation des plaques de cultures

	Nord	Sud	Est	Ouest	Horizontale
Hiver	11,2	12,1	11,6	11,2	11,2
Printemps	14,7	14,1	13,9	13,1	11
Eté	16,8	16,5	16,5	15,7	16,7
Automne	13,2	13	13,2	12,7	12,1

Les températures saisonnières optimales trouvées sont proches des températures saisonnières ambiantes. Ces températures ont été implémentées dans le modèle global et donnent les besoins énergétiques présentés en Figure IV-11.



(a) (b)

Figure IV-11 : a) Energie de chauffage et énergie produite par la combustion de la biomasse ; b) Energie de refroidissement

Les besoins énergétiques en chauffage et en refroidissement sont du même ordre de grandeur pour l'ensemble des orientations sauf pour l'orientation horizontale des plaques qui nécessite un besoin de refroidissement plus important.

Tableau IV-VI : Bilan énergétique annuel selon l'orientation des plaques

Orientation	Energie de chauffage ($kWh.m^{-2}.an^{-1}$)	Energie de refroidissement ($kWh.m^{-2}.an^{-1}$)	Energie produite par la combustion de la biomasse ($kWh.m^{-2}.an^{-1}$)
Nord	143,57	149,18	22,24
Sud	137,91	151	22,31
Est	125,4	107	21,79
Ouest	85,88	141,02	21,55
Horizontale	68,4	282,89	23,33

Même minimisés, les besoins annuels de chauffage restent importants (de 68 à 144 $kWh.m^{-2}.an^{-1}$ selon les orientations) et ils ne sont pas compensés par la production de l'énergie liée à la combustion de la biomasse produite. Les besoins de refroidissement ne

peuvent être apportés par un refroidissement avec l'air ambiant ou par géothermie car les températures de cultures ne sont pas compatibles avec ces solutions. Le bilan énergétique d'une telle culture est donc négatif.

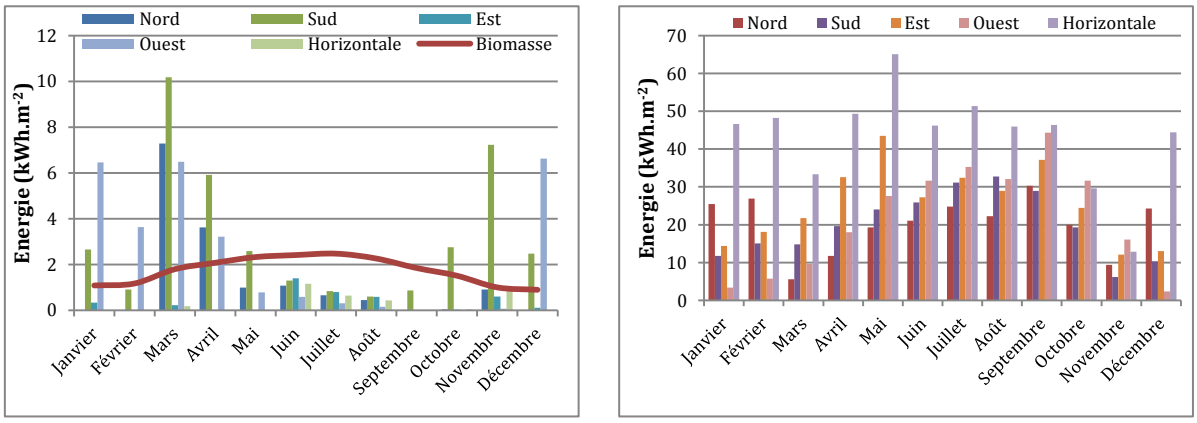
3.1.3. Cas 3

Les températures saisonnières trouvées par optimisation d'une culture sous double-vitrage en minimisant les besoins de chauffage sont présentées au Tableau IV-VII.

Tableau IV-VII : Température optimale de culture selon la saison et l'orientation des plaques de cultures

	Nord	Sud	Est	Ouest	Horizontale
Hiver	8,3	10,8	9,7	11,6	6,3
Printemps	12,3	12,8	10,3	12,2	9,8
Eté	13	13,1	13,1	12,7	13
Automne	10,7	12,3	10,5	9,9	10,7

Ces températures ont été implémentées dans le modèle global et donnent les besoins énergétiques présentés en Figure IV-12.



(a) (b)

Figure IV-12 : a) Energie de chauffage et énergie produite par la combustion de la biomasse ; b) Energie de refroidissement

Les besoins en chauffage sont bien minimisés, ne dépassant pas les 10 $kWh.m^{-2}.an^{-1}$ pour la plaque orientée vers le Sud pour le mois de Mars. Les besoins de refroidissement sont plus importants pour une plaque placée de manière horizontale. Les besoins de refroidissement ne sont pas pris en compte pour le bilan énergétique car l'énergie utilisée est supposée être valorisée par une pompe à chaleur. Dans un cas d'application concret, cette valorisation peut être évaluée et comptée dans le bilan.

Tableau IV-VIII : Bilan énergétique annuel selon l'orientation des plaques

Orientation	Energie de chauffage ($kWh.m^{-2}.an^{-1}$)	Energie de refroidissement ($kWh.m^{-2}.an^{-1}$)	Energie produite par la combustion de la biomasse ($kWh.m^{-2}.an^{-1}$)
Nord	15,05	241,03	19,48
Sud	38,32	239,67	21,41
Est	4,08	305,43	20,14
Ouest	28,33	257,75	20,82
Horizontale	3,38	519,22	22,5

Dans ce cas, le bilan énergétique peut être positif si l'énergie de refroidissement est valorisée et si les orientations favorables sont utilisées.

3.2. Discussion

La culture d'algues avec pour unique but la valorisation énergétique est peu envisageable. Le bilan énergétique est positif seulement dans des conditions bien spécifiques. Un bilan énergétique globalement positif n'est possible qu'avec une vision globale et systémique du système, il faut aussi prendre en compte les besoins énergétiques liés à la circulation de la culture, à la récolte de la culture…

Le bilan énergétique ne peut être positif que dans certains cas : soit l'énergie de chauffage est disponible (chauffage par effluent thermique), les besoins de refroidissement valorisés, la biomasse produite est correctement exploitée et est suffisante pour compenser les dépenses énergétiques.

Si la culture s'effectue sur plusieurs parois du bâtiment, la température de culture sera la même sur chaque orientation, modifiant ainsi les besoins globaux de chauffage et de refroidissement. La surface de plaques mises sur chaque façade peut être optimisée de façon à limiter les dépenses énergétiques.

En ce qui concerne la production d'énergie par la combustion de la biomasse produite, les résultats obtenus doivent être affinés pour tenir compte d'une souche d'algue optimale par saison ainsi qu'en tenant compte du taux de croissance maximal pour chaque niveau de rayonnement saisonnier. Certaines microalgues utilisées dans le traitement des eaux usées peuvent aussi être utilisées pour produire plus de biomasse (*Chlorella pyrenoidosa*, *Scenedesmus sp*. (Culture possible entre -3,1 °C et 32,7 °C avec une température optimale de 32,7 °C et un taux de croissance maximal de 0,8 j^{-1}), *Chlamydomonas sp*.) (Bernard et Rémond, 2012 ; Xin et al., 2010 ; Wu et al., 2012).

Les microalgues ne peuvent donc pas être cultivées uniquement dans le but de produire de l'énergie, l'énergie doit être considérée comme un coproduit de la culture. La production de l'énergie peut être couplée avec l'utilisation des algues dans le traitement des eaux usées (par exemple les eaux grises du bâtiment) et le système de culture doit être proche soit d'une source de chauffage gratuite (effluent thermique) soit d'un moyen gratuit de rafraichissement (géothermie si les températures de culture le permettent, rivière, aquifère).

4. Conclusion du chapitre

La culture de microalgues sur les parois d'un bâtiment permet de minimiser l'empreinte du système sur l'espace en utilisant la lumière naturelle et en n'utilisant pas de surface au sol (gain de place important). Pour avoir un bilan global positif, les microalgues ne peuvent être produites uniquement pour leur valorisation énergétique. Elles peuvent traiter les eaux usées, la biomasse produite peut être utilisée à des fins de complémentations animales et les résidus peuvent être brûlés pour les valoriser énergétiquement.

Mais ces dispositions ne suffisent pas à avoir un bilan énergétique positif. Plusieurs configurations et options techniques doivent être utilisées. Pour limiter les besoins énergétiques de la culture, un double-vitrage peut être apposés aux plaques de culture, à cela il faut ajouter une valorisation des besoins de refroidissement par une pompe à chaleur valorisant ainsi la chaleur. La présence d'un effluent thermique permet d'apporter les besoins énergétiques en chauffage et de limiter les investissements sur les photobioréacteurs par rapport aux autres solutions.

L'intégration des photobioréacteurs sur les parois des bâtiments avec soit un effluent thermique soit une valorisation de la chaleur pourrait donc permettre le traitement de ses eaux grises et la production d'énergie issue de la biomasse produite.

Conclusions et perspectives

Les microalgues sont de plus en plus regardées pour leur potentiel énergétique et leurs nombreuses applications. Mais les systèmes de production actuels sont très énergivores et encore peu productifs. La culture de microalgues pour des applications énergétiques implique des productions importantes de biomasse ainsi qu'une logique d'intégration systémique.

Cette thèse présente un nouveau concept de photobioréacteur, avec une caractérisation expérimentale et sa modélisation sous plusieurs aspects.

Les aspects non biologiques du photobioréacteur ont dans un premier temps été modélisés. Au niveau de l'hydrodynamique, deux modèles ont été validés. L'un empirique basé sur les résultats expérimentaux pour la rétention de gaz, l'autre semi-empirique, basé sur le modèle drift-flux pour la rétention de gaz. Les deux modèles donnent des résultats similaires, le modèle semi-empirique a été choisi pour la suite des modélisations. Les transferts de masse ont été modélisés par le modèle du double film avec la corrélation de Miyauchi pour la dispersion axiale. Les transferts thermiques modélisés ont été validés expérimentalement. Le paramètre ayant le plus d'influence sur la température de culture est la température ambiante.

Les aspects liés à la biologie du système ont par la suite été modélisés. La distribution de la lumière dans la plaque du photobioréacteur a été modélisée par la méthode des deux-flux. Une concentration optimale existe pour utiliser l'ensemble de la lumière diffusée dans le photobioréacteur. Cette concentration est plus élevée dans le photobioréacteur composé de l'airlift et de la plaque que dans un airlift seul similaire. La croissance des algues a été modélisée, dans un premier temps, par une loi de Monod avec comme paramètre limitant l'intensité lumineuse locale. Ce modèle a été complexifié par l'ajout de la limitation par le dioxyde de carbone. Les résultats de la modélisation ont montré la nécessité de l'enrichissement volumique à 1 % de dioxyde de carbone dans l'air injecté pour la culture des microalgues. La modélisation a aussi montré que les concentrations en oxygène dissous atteintes pendant les cultures ne sont pas inhibantes pour la croissance des microalgues.

Le modèle global a été comparé à des cultures expérimentales de *Chlorella vulgaris*. Le modèle de distribution de la lumière n'a pas pu être validé à cause des grands écarts entre les résultats de la modélisation et les résultats expérimentaux. Cependant, une étude de sensibilité, sur l'évolution de la concentration en biomasse au cours des cultures, a montré que, malgré les écarts sur le modèle radiatif, les résultats trouvés sont dans le bon ordre de grandeur et permettent une première approximation. Les résultats expérimentaux de la concentration en oxygène dissous dans le photobioréacteur ainsi que les résultats au niveau de la thermique (température du liquide, évaporation de l'eau...) sont proches des résultats de la modélisation.

Le modèle global doit donc être amélioré sur plusieurs aspects. Pour la distribution de la lumière, les propriétés optiques de la *Chlorella vulgaris* doivent être trouvées

expérimentalement. Le modèle de croissance doit être comparé avec une culture en continu et doit être modifié pour prendre en compte la limitation par les nutriments. De nouvelles cultures expérimentales doivent êtres effectuées pour confirmer la validation des modèles de transferts de masse et de chaleur.

Enfin le photobioréacteur a été intégré sur les parois d'un bâtiment pour utiliser la lumière naturelle et pour limiter l'empreinte du photobioréacteur dans l'espace. Plusieurs options techniques ont été proposées et étudiées pour limiter les dépenses énergétiques liées au maintien de la température de culture. Les microalgues ne peuvent pas être cultivées uniquement pour leur valorisation énergétique. Un couplage avec un traitement des eaux usées et d'autres applications sont indispensables. Plusieurs configurations permettent d'avoir un bilan énergétique positif. La première option est la présence d'un effluent thermique permettant de chauffer le système de culture. L'apposition d'un double-vitrage sur les plaques de culture a été une des options étudiée pour diminuer les besoins énergétiques. Cette seule disposition ne suffit pas à avoir un bilan énergétique positif, une valorisation de la chaleur par pompe à chaleur pour le refroidissement des plaques est aussi nécessaire. Un travail de sélection d'algues est nécessaire pour identifier celles qui sont compatibles avec un tel système intégré ayant la capacité de traiter des effluents liquides et présentant de bonnes productivités à des températures relativement basses.

Des expérimentations sur un photobioréacteur à plus grande échelle seraient intéressantes pour vérifier la validité du modèle global. L'intégration du système de culture sur les bâtiments pourrait aussi être testée expérimentalement pour vérifier l'impact des options techniques proposées sur les températures de culture. Une optimisation de la répartition surfacique peut aussi être effectuée pour optimiser les dépenses énergétiques et la productivité de la biomasse.

Abreu, A. P.; Fernandes, B.; Vicente, A. A.; Teixeira, J. & Dragone, G. *Mixotrophic cultivation of Chlorella vulgaris using industrial dairy waste as organic carbon source* Bioresource Technology, **2012**, *118*, 61-66

Al-Masry, W. & Abasaeed, A. *On the scale-up of external loop airlift reactors: Newtonian systems* Chemical Engineering Science, **1998**, *53*, 4085-4094

Al-Masry, W. *Influence of Gas Separator and Scale-up on the Hydrodynamics of External Loop Circulating Bubble Columns* Chemical Engineering Research and Design, **2004**, *82*, 381-389

Andersen, R. *Algal culturing techniques* Elsevier academic press, **2005**, 578

Anjos, M.; Fernandes, B. D.; Vicente, A. A.; Teixeira, J. A. & Dragone, G. *Optimization of CO2 bio-mitigation by Chlorella vulgaris* Bioresource Technology , **2013**, *139*, 149-154

Apt, K. E. & Behrens, P. W. *Commercial developments in microalgal biotechnology* Journal of Phycology, **1999**, *35*, 215-226

Babcock, R. W.; Malda, J. & Radway, J. C. *Hydrodynamics and mass transfer in a tubular airlift photobioreactor* Journal of Applied Phycology, Springer Netherlands, **2002**, *14*, 169-184

Baquerisse, D.; Nouals, S.; Isambert, A.; dos Santos, P. F. & Durand, G. *Modelling of a continuous pilot photobioreactor for microalgae production* Journal of Biotechnology, **1999**, *70*, 335-342

Barbosa, M. J.; Albrecht, M. & Wijffels, R. H. *Hydrodynamic stress and lethal events in sparged microalgae cultures* Biotechnology and Bioengineering, **2003**, *83*, 112-120

Barbosa, M. J.; Janssen, M.; Ham, N.; Tramper, J. & Wijffels, R. H. *Microalgae cultivation in air-lift reactors: Modeling biomass yield and growth rate as a function of mixing frequency* Biotechnology and Bioengineering, **2003a**, *82*, 170-179

Barsanti, L. & Gualtieri, P. *Algae: Anatomy, Biochemistry, and Biotechnology*, *CRC Press*, **2006**, 301

Becerra-Celis G.P. *Proposition de stratégies de commande pour la culture de microalgues dans un photobioréacteur continu*. Thèse Génie des Procédés, Ecole centrale des arts et manufactures « Ecole Centrale Paris ». **2009**, 241

Becker, E. Sir James Baddiley, N.H. Carey, I. H. W. P. (Ed.) *Microalgae: Biotechnology and Microbiology* Cambridge Studies in Biotechnology, **1994,** 293

Belkoura, M. & Dauta, A. *Interaction lumière-température et influence de la photopériode sur le taux de croissance de Chlorella sorokiniana Shih. et Kraus* Annales de Limnologie - International Journal of Limnology, **1992**, *28*, 101-107

Berberoglu, H.; Gomez, P. S. & Pilon, L. *Radiation characteristics of Botryococcus braunii, Chlorococcum littorale, and Chlorella sp. used for CO_2 fixation and biofuel production* Journal of Quantitative Spectroscopy and Radiative Transfer, **2009**, *110*, 1879–1893.

Bernard, O. & Rémond, B. *Validation of a simple model accounting for light and temperature effect on microalgal growth* Bioresource Technology, **2012**, *123*, 520-527

Bitog, J.; Lee, I.-B.; Lee, C.-G.; Kim, K.-S.; Hwang, H.-S.; Hong, S.-W.; Seo, I.-H.; Kwon, K.-S. & Mostafa, E. *Application of computational fluid dynamics for modeling and designing photobioreactors for microalgae production: A review* Computers and Electronics in Agriculture, **2011**, *72*, 131-147

Bitton, G. *Encyclopedia of Environmental Microbiology* John Wiley & Sons, Inc., **2002**, 3527

Blazej, M.; Kisa, M. & Markos, J. *Scale influence on the hydrodynamics of an internal loop airlift reactor* Chemical Engineering and Processing, **2004**, *43*, 1519-1527

Bouterfas, R.; Belkoura, M. & Dauta, A. *Light and temperature effects on the growth rate of three freshwater algae isolated from a eutrophic lake* Hydrobiologia, Springer Netherlands, **2002**, *489*, 207-217

Brennan, L. & Owende, P. *Biofuels from microalgae--A review of technologies for production, processing, and extractions of biofuels and co-products* Renewable and Sustainable Energy Reviews, **2010**, *14*, 557-577

Bricard, A. & Tadrist, L. *Echangeurs de chaleur à contact direct* **In** : Techniques de l'ingénieur, Génie énergétique, **1999**, BE9565-1 – BE9565-19

Burlew, J. S. *Algal culture from laboratory to pilot plant* Carnegie Institution of Washington, **1953**, 357

Cadoret, J. & Bernard, O. *La production de biocarburant lipidique avec des microalgues : promesses et défis* Journal de la Société de Biologie, **2008**, *202*, 201-211

Camacho Rubio, F.; Fernández, F. G. A.; Pérez, J. A. S.; Camacho, F. G. & Grima, E. M. *Prediction of dissolved oxygen and carbon dioxide concentration profiles in tubular photobioreactors for microalgal culture* Biotechnology and Bioengineering, **1999**, *62*, 71-86

Camarasa, E.; Meleiro, L.; Carvalho, E.; Domingues, A.; Filho, R. M.; Wild, G.; Poncin, S.; Midoux, N. & Bouillardji, J. *A complete model for oxidation air-lift reactors* Computers & Chemical Engineering, **2001**, *25*, 577-584

Cerri, M. & Badino, A. *Oxygen transfer in three scales of concentric tube airlift bioreactors* Biochemical Engineering Journal, **2010**, *51*, 40-47

Chen, X.; Goh, Q. Y.; Tan, W.; Hossain, I.; Chen, W. N. & Lau, R. *Lumostatic strategy for microalgae cultivation utilizing image analysis and chlorophyll a content as design parameters* Bioresource Technology, **2011**, *102*, 6005-6012

Cheng, L.; Zhang, L.; Chen, H. & Gao, C. *Carbon dioxide removal from air by microalgae cultured in a membrane-photobioreactor* Separation and Purification Technology, **2006**, *50*, 324-329

Chisti, M. Y. *Airlift bioreactors*. London and New-York : Elsevier Applied Science, **1989**, 345

Chisti, M.; Halard, B. & Moo-Young, M. *Liquid circulation in airlift reactors* Chemical Engineering Science, **1988**, *43*, 451-457

Chisti, Y. & Moo-Young, M. *Improve the Performance of Airlift Reactors* Chemical Engineering Progress, **1993**, *June 1993*, 38-45

Chisti, Y. *Biodiesel from microalgae* Biotechnology Advances, **2007**, *25*, 294-306

Chisti, Y. *Mass transfer* **In: Flickinger, M. C. & Drew, S. W.** (Eds.) *Encyclopedia of Bioprocess technology : Fermentation, Biocatalysis and Bioseparation* John Wiley & Sons, Inc., **1999**, *1-5*, 2855

Chisti, Y. *Pneumatically Agitated Bioreactors in Industrial and Environmental Bioprocessing: Hydrodynamics, Hydraulics, and Transport Phenomena* Applied Mechanics Reviews, **1998**, *51*, 33-112

Chisti, Y.; Wenge, F. & Moo-Young, M. *Relationship between riser and downcomer gas hold-up in internal-loop airlift reactors without gas-liquid separators* The Chemical Engineering Journal and the Biochemical Engineering Journal, **1995**, *57*, B7 - B13

Chiu, S.-Y.; Kao, C.-Y.; Chen, C.-H.; Kuan, T.-C.; Ong, S.-C. & Lin, C.-S. *Reduction of CO2 by a high-density culture of Chlorella sp. in a semicontinuous photobioreactor* Bioresource Technology, **2008**, *99*, 3389-3396

Christenson, L. & Sims, R. *Production and harvesting of microalgae for wastewater treatment, biofuels, and bioproducts* Biotechnology Advances, **2011**, *29*, 686-702

Concas, A.; Lutzu, G. A.; Pisu, M. & Cao, G. *Experimental analysis and novel modeling of semi-batch photobioreactors operated with Chlorella vulgaris and fed with 100% (v/v) CO_2* Chemical Engineering Journal, **2012**, *213*, 203-213

Contreras, A.; Chisti, Y. & Molina, E. *A reassesment of relationship between riser and downcomer gas holdups in airlift reactors* Chemical Engineering Science, **1998**, *53*, 4151-4154

Contreras, A.; García, F.; Molina, E. & Merchuk, J. C. *Interaction between CO2-mass transfer, light availability, and hydrodynamic stress in the growth of Phaeodactylum tricornutum in a concentric tube airlift photobioreactor* Biotechnology and Bioengineering, **1998a**, *60*, 317-325

Converti, A.; Casazza, A. A.; Ortiz, E. Y.; Perego, P. & Borghi, M. D. *Effect of temperature and nitrogen concentration on the growth and lipid content of Nannochloropsis oculata and Chlorella vulgaris for biodiesel production* Chemical Engineering and Processing: Process Intensification, **2009**, *48*, 1146-1151

Cornet, J. F.; Dussap, C. G. & Dubertret, G. *A structured model for simulation of cultures of the cyanobacterium Spirulina platensis in photobioreactors: I. Coupling between light transfer and growth kinetics* Biotechnology and Bioengineering, **1992**, *40*, 817-825

Cornet, J.-F. & Dussap, C.-G. *A Simple and reliable formula for assessment of maximum volumetric productivities in photobioreactors* Biotechnology Progress, Wiley Subscription Services, Inc., A Wiley Company, **2009**, *25*, 424-435

Cornet, J.-F. *Calculation of optimal design and ideal productivities of volumetrically lightened photobioreactors using the constructal approach* Chemical Engineering Science, **2010**, *65*, 985–998

Cornet, J.-F.; Dussap, C. & Gros, J.-B. *Kinetics and energetics of photosynthetic micro-organisms in photobioreactors* Advances in Biochemical Engineering/Biotechnology, Springer Berlin / Heidelberg, **1998**, *59*, 153-224

Csögör, Z.; Herrenbauer, M.; Perner, I.; Schmidt, K. & Posten, C. *Design of a photo-bioreactor for modelling purposes* Chemical Engineering and Processing, **1999**, *38*, 517-523

CSTB *Règles Th-U Fascicule 3 : Parois vitrées* **In :** CSTB, Réglementation thermique 2012, **2012a**, 74

CSTB *Règles Th-U Fascicule 4 : Parois opaques* **In :** CSTB, Réglementation thermique 2012, **2012**, 104

De Morais, M. & Costa, J. *Carbon dioxide fixation by Chlorella kessleri, C. vulgaris, Scenedesmus obliquus and Spirulina sp. cultivated in flasks and vertical tubular photobioreactors* Biotechnology Letters, Springer Netherlands, **2007**, *29*, 1349-1352

Degen, J.; Uebele, A.; Retze, A.; Schmid-Staiger, U. & Trösch, W. *A novel airlift photobioreactor with baffles for improved light utilization through the flashing light effect.* Journal of Biotechnology, **2001**, *92*, 89–94.

Degrenne, B.; Pruvost, J.; Christophe, G.; Cornet, J. F.; Cogne, G. & Legrand, J. *Investigation of the combined effects of acetate and photobioreactor illuminated fraction in the induction of anoxia for hydrogen production by Chlamydomonas reinhardtii* International Journal of Hydrogen Energy, **2010**, *3*5, 10741–10749

Demirbas, A. & Demirbas, M. F. *Algae Energy - Algae as a new source of biodiesel* Spinger, **2010**, 199

Dermoun, D.; Chaumont, D.; Thebault, J.-M. & Dauta, A. *Modelling of growth of Porphyridium cruentum in connection with two interdependent factors: Light and temperature* Bioresource Technology, **1992**, *42*, 113-117

Di Felice, R. & Eroles, C. M. *Fluid Dynamic Behaviour of Two- and Three-Phase Airlift Reactors* The Canadian Journal of Chemical Engineering, Wiley Subscription Services, Inc., A Wiley Company, **2003**, *81*, 419-425

Eroglu, E. & Melis, A. *"Density equilibrium" method for the quantitative and rapid in situ determination of lipid, hydrocarbon, or biopolymer content in microorganisms* Biotechnology and Bioengineering, Wiley Subscription Services, Inc., A Wiley Company, **2009**, *102*, 1406-1415

Fadavi, A. & Chisti, Y. *Gas holdup and mixing characteristics of a novel forced circulation loop reactor* Chemical Engineering Journal, **2007**, *131*, 105-111

FAO Lavens, P. & Sorgeloos, P. (Eds.) *Manual on the production and use of live food for aquaculture* FAO Fisheries Technical Paper, **1996**, 295

Farges, B.; Laroche, C.; Cornet, J.-F. & Dussap, C.-G. *Spectral kinetic modeling and long-term behavior assessment of Arthrospira platensis growth in photobioreactor under red (620 nm) light illumination* Biotechnology Progress, **2009**, *25*, 151-162

Fernández, F. A.; Sevilla, J. F.; Pérez, J. S.; Grima, E. M. & Chisti, Y. *Airlift-driven external-loop tubular photobioreactors for outdoor production of microalgae: assessment of design and performance* Chemical Engineering Science, **2001**, *56*, 2721-2732

Fernández, F. G. A.; Camacho, F. G.; Pérez, J. A. S.; Sevilla, J. M. F. & Grima, E. M. *A model for light distribution and average solar irradiance inside outdoor tubular photobioreactors for the microalgal mass culture* Biotechnology and Bioengineering, **1997**, *55*, 701–714

Filali, R.; Tebbani, S.; Dumur, D.; Diop, S.; Isambert, A.; Pareau, D. & Lopes, F. *Estimation of Chlorella vulgaris growth rate in a continuous photobioreactor* Proceedings of the 18th IFAC World Congress, **2011**, 6230-6235

Filali, R.; Tebbani, S.; Dumur, D.; Isambert, A.; Pareau, D. & Lopes, F. *Growth modeling of the green microalga Chlorella vulgaris in an air-lift photobioreactor* Proceedings of the 18th IFAC World Congress, **2011a**, 10603-10608

Fouchard, S.; Pruvost, J.; Degrenne, B.; Titica, M. & Legrand, J. *Kinetic modeling of light limitation and sulfur deprivation effects in the induction of hydrogen production with Chlamydomonas reinhardtii: Part I. Model development and parameter identification*. Biotechnology and Bioengineering, **2009**, *102*, 232-245

Foussard, J-N. *Propriétés physicochimiques des composés* **In : Roustan, M.** Transferts gaz-liquide dans les procédés de traitement des eaux et des effluents gazeux, Paris : TEC&DOC, **2003a**, 745-760

Foussard, J-N. *Solubilité des gaz dans les liquides* **In : Roustan, M.** Transferts gaz-liquide dans les procédés de traitement des eaux et des effluents gazeux, Paris : TEC&DOC, **2003**, 33-70

Francisco, É. C.; Neves, D. B.; Jacob-Lopes, E. & Franco, T. T. *Microalgae as feedstock for biodiesel production: Carbon dioxide sequestration, lipid production and biofuel quality* Journal of Chemical Technology and Biotechnology, **2010**, *85*, 395-403

Freitas, C.; Fialová, M.; Zahradnik, J. & Teixeira, J. A. *Hydrodynamic model for three-phase internal- and external-loop airlift reactors* Chemical Engineering Science, **1999**, *54*, 5253-5258

Freitas, C. & Teixeira, J. A. *Oxygen mass transfer in a high solids loading three-phase internal-loop airlift reactor* Chemical Engineering Journal, **2001**, *84*, 57-61

Freitas, C.; Fialová, M.; Zahradnik, J. & Teixeira, J. A. *Hydrodynamics of a three-phase external-loop airlift bioreactor* Chemical Engineering Science, **2000**, *55*, 4961-4972

Fu, W.; Gudmundsson, O.; Feist, A. M.; Herjolfsson, G.; Brynjolfsson, S. & Palsson, B. Ø. *Maximizing biomass productivity and cell density of Chlorella vulgaris by using light-emitting diode-based photobioreactor* Journal of Biotechnology, **2012**, *161*, 242-249

García, J. C.; Lavín, A. G. & Díaz, M. *High liquid holdup airlift tower loop reactor: I. Riser hydrodynamic characteristics* Journal of Chemical Technology and Biotechnology, **2000**, *75*, 369-377

García-Calvo, E.; Rodriguez, A.; Prados, A. & Klein, J. *A fluid dynamic model for three-phase airlift reactors* Chemical Engineering Science, **1999**, *54*, 2359-2370

García-Malea, M. C.; Acién, F. G.; Del Río, E.; Fernández, J. M.; Cerón, M. C.; Guerrero, M. G. & Molina-Grima, E. *Production of astaxanthin by Haematococcus pluvialis: Taking the one-step system outdoors* Biotechnology and Bioengineering, **2009**, *102*, 351-357

Gourich, B. *Analyse et étude comparative des performances hydrodynamiques et de transfert gaz-liquide dans trois types de réacteurs polyphasiques : colonne à bulles, airlift rectangulaire et emulsair.* Thèse Chimie. Rabat : Université Mohamed V-Agdal, Faculté des Sciences de Rabat, **2006**, 198

Grima, E. M.; Sevilla, J. M. F.; Pérez, J. A. S. & Camacho, F. G. *A study on simultaneous photolimitation and photoinhibition in dense microalgal cultures taking into account incident and averaged irradiances* Journal of Biotechnology, **1996**, *45*, 59–69

Grobbelaar, J. *Turbulence in mass algal cultures and the role of light/dark fluctuations* Journal of Applied Phycology, Springer Netherlands, **1994**, *6*, 331-335

Grobbelaar, J. U. & Kurano, N. *Use of photoacclimation in the design of a novel photobioreactor to achieve high yields in algal mass cultivation* Journal of Applied Phycology, *Springer Netherlands,* **2003**, *15*, 121-126

Grobbelaar, J. U. *Physiological and technological considerations for optimising mass algal cultures* Journal of Applied Phycology, Springer Netherlands, **2000**, *12*, 201-206

Hadj-Romdhane, F.; Jaouen, P.; Pruvost, J.; Grizeau, D.; Vooren, G. V. & Bourseau, P. *Development and validation of a minimal growth medium for recycling Chlorella vulgaris culture* Bioresource Technology, **2012**, *123*, 366-374

Hall, D. O.; Acién Fernández, F. G.; Guerrero, E. C.; Rao, K. K. & Grima, E. M. *Outdoor helical tubular photobioreactors for microalgal production: Modeling of fluid-dynamics and mass transfer and assessment of biomass productivity* Biotechnology and Bioengineering, Wiley Subscription Services, Inc., A Wiley Company, **2003**, *82*, 62-73

Hébrard, G & Roustan, M. *Les différents types de contacteurs gaz-liquide* **In : Roustan, M.** Transferts gaz-liquide dans les procédés de traitement des eaux et des effluents gazeux, Paris : TEC&DOC, **2003**, 7-31

Héduit, A ; Capela, S ; Gillot, S & Roustan, M. *Aération forcée dans les procédés biologiques d'épuration* **In : Roustan M.** Transferts gaz-liquide dans les procédés de traitement des eaux et des effluents gazeux, Paris : TEC&DOC, **2003**, 383-443

Heijnen, J. J.; Hols, J.; van der Lans, R. G. J. M.; van Leeuwen, H. L. J. M.; Mulder, A. & Weltevrede, R. *A simple hydrodynamic model for the liquid circulation velocity in a full-scale two- and three-phase internal airlift reactor operating in the gas recirculation regime* Chemical Engineering Science, **1997**, *52*, 2527-2540

Hobuss, C. B.; Rosales, P. F.; Venzke, D.; Souza, P. O.; Gobbi, P. C.; Gouvea, L. P.; Santos, M. A. Z.; Pinto, E.; Jacob-Lopes, E. & Pereira, C. M. P. *Cultivation of algae in photobioreator and obtention of biodiesel* Revista Brasileira de Farmacognosia, Scielo, **2011**, *21*, 361-364

Hu, Q. *Environmental effects on cell composition* **In : Richmond, A.** *Handbook of Microalgal Culture - Biotechnology and Applied Phycologl* Blackwell Publishing Ltd, **2004**, 566

Hu, Q.; Guterman, H. & Richmond, A. *A flat inclined modular photobioreactor for outdoor mass cultivation of photoautotrophs* Biotechnology and Bioengineering, Wiley Subscription Services, Inc., A Wiley Company, **1996**, *51*, 51-60

Hu, Q.; Kurano, N.; Kawachi, M.; Iwasaki, I. & Miyachi, S. *Ultrahigh-cell-density culture of a marine green alga Chlorococcum littorale in a flat-plate photobioreactor* Applied Microbiology and Biotechnology, Springer Berlin / Heidelberg, **1998**, *49*, 655-662

Hulatt, C. J. & Thomas, D. N. *Productivity, carbon dioxide uptake and net energy return of microalgal bubble column photobioreactors* Bioresource Technology, **2011**, *102*, 5775-5787

Hwang, S.-J. & Cheng, Y.-L. *Gas holdup and liquid velocity in three-phase internal-loop airlift reactors* Chemical Engineering Science, **1997**, *52*, 3949-3960

Idelchik, I. *Handbook of Hydraulic Resistance.* New York: Beggel House, Inc. **1996**, 826

Illman, A.; Scragg, A. & Shales, S. *Increase in Chlorella strains calorific values when grown in low nitrogen medium* Enzyme and Microbial Technology, **2000**, *27*, 631-635

Incropera, F. P. & DeWitt., D. P. *Fundamentals of heat and mass transfer* John Wiley & Sons, Inc., **1996**, 886

Jiménez, C.; Cossío, B. R.; Labella, D. & Niell, F. X. *The Feasibility of industrial production of Spirulina (Arthrospira) in Southern Spain* Aquaculture, **2003**, *217*, 179-190

Jonker, J. & Faaij, A. *Techno-economic assessment of micro-algae as feedstock for renewable bio-energy production* Applied Energy, **2013**, *102*, 461-475

Jorquera, O.; Kiperstok, A.; Sales, E. A.; Embiruçu, M. & Ghirardi, M. L. *Comparative energy life-cycle analyses of microalgal biomass production in open ponds and photobioreactors* Bioresource Technology, **2010**, *101*, 1406-1413

Kantarci, N.; Borak, F. & Ulgen, K. O. *Bubble column reactors* Process Biochemistry, **2005,** *40*, 2263-2283

Kawase, Y. & Hashiguchi, N. *Gas—liquid mass transfer in external-loop airlift columns with newtonian and non-newtonian fluids* The Chemical Engineering Journal and the Biochemical Engineering Journal, **1996**, *62*, 35-42

Korpijarvi, J.; Oinas, P. & Reunanen, J. *Hydrodynamics and mass transfer in an airlift reactor* Chemical Engineering Science, **1999**, *54*, 2255-2262

Langley, N.; Harrison, S. & van Hille, R. *A critical evaluation of CO_2 supplementation to algal systems by direct injection* Biochemical Engineering Journal, **2012**, *68*, 70-75

Lee, E.; Heng, R.-L. & Pilon, L. *Spectral optical properties of selected photosynthetic microalgae producing biofuels* Journal of Quantitative Spectroscopy and Radiative Transfer, **2013**, *114*, 122-135

Lee, R. E. *Phycology* Cambridge University Press, **2008**, 547

Lee, Y.-K. *Microalgal mass culture systems and methods: Their limitation and potential* Journal of Applied Phycology, Springer Netherlands, **2001**, *13*, 307-315

Lee, Y-K. & Shen, H. *Basic culturing techniques* **In : Richmond, A.** *Handbook of Microalgal Culture - Biotechnology and Applied Phycologl* Blackwell Publishing Ltd, **2004**, 566

Lehr, F. & Posten, C. *Closed photo-bioreactors as tools for biofuel production* Current Opinion in Biotechnology, **2009**, *20*, 280-285

Leleu, R. *Transferts de chaleur* **In** : Techniques de l'ingénieur, opérations unitaires – Génie de la réaction chimique, **1992**, J1080-1 – J1080-16

Lívanský, K. & Doucha, J. *CO_2 and O_2 gas exchange in outdoor thin-layer high density microalgal cultures* Journal of Applied Phycology, *Springer Netherlands*, **1996**, *8*, 353-358

Livingston, A. & Zhang, S. *Hydrodynamic behaviour of three-phase (gas--liquid--solid) airlift reactors* Chemical Engineering Science, **1993**, *48*, 1641-1654

López, M. G.-M.; Sánchez, E. D. R.; López, J. C.; Fernández, F. A.; Sevilla, J. F.; Rivas, J.; Guerrero, M. & Grima, E. M. *Comparative analysis of the outdoor culture of Haematococcus pluvialis in tubular and bubble column photobioreactors* Journal of Biotechnology, **2006**, *123*, 329-342

Loubière, K.; Olivo, E.; Bougaran, G.; Pruvost, J.; Robert, R. & Legrand, J. *A new photobioreactor for continuous microalgal production in hatcheries based on external-loop airlift and swirling flow* Biotechnology and Bioengineering, **2009**, *102*, 132-147

Lu, W.-J.; Hwang, S.-J. & Chang, C.-M. *Liquid velocity and gas holdup in three-phase internal loop airlift reactors with low-density particles* Chemical Engineering Science, **1995**, *50*, 1301-1310

Luo, L.; Liu, F.; Xu, Y. & Yuan, J. *Hydrodynamics and mass transfer characteristics in an internal loop airlift reactor with different spargers* Chemical Engineering Journal, **2011**, *175*, 494-504

Marchio, D. & Reboux, P. *Introduction aux transferts thermiques* Les presses de l'Ecole des Mines, Paris, **2003**, 205

Masojidek, J.; Koblizek, M. & Torzillo,G. *Photosynthesis in microalgae* **In : Richmond, A.** *Handbook of Microalgal Culture - Biotechnology and Applied Phycologl* Blackwell Publishing Ltd, **2004**, 566

Merchuk, J.; Contreras, A.; García, F. & Molina, E. *Studies of mixing in a concentric tube airlift bioreactor with different spargers* Chemical Engineering Science, **1998**, *53*, 709-719

Merchuk, J.C. & Gluz, M. *Bioreactors, Air-lift reactors* **In: Flickinger, M. C. & Drew, S. W.** (Eds.) *Encyclopedia of Bioprocess technology : Fermentation, Biocatalysis and Bioseparation* John Wiley & Sons, Inc., **1999**, *1-5*, 2855

Mirón, A. S.; García, M.-C. C.; Camacho, F. G.; Grima, E. M. & Chisti, Y. *Mixing in Bubble Column and Airlift Reactors* Chemical Engineering Research and Design, **2004**, *82*, 1367-1374

Mirón, A. S.; Gómez, A. C.; Camacho, F. G.; Grima, E. M. & Chisti, Y. *Comparative evaluation of compact photobioreactors for large-scale monoculture of microalgae Journal of Biotechnology*, **1999**, *70*, 249-270

Mirón, S. A.; García Camacho, F.; Contreras Gómez, A.; Grima, E. M. & Chisti, Y. *Bubble-column and airlift photobioreactors for algal culture* AIChE Journal, Wiley Subscription Services, Inc., A Wiley Company, **2000**, *46*, 1872-1887

Molina, E.; Fernández, J.; Acién, F. G. & Chisti, Y. *Tubular photobioreactor design for algal cultures* Journal of Biotechnology, **2001**, *92*, 113-131

Moradi, S.; Rajabi, Z.; Mohammadi, M.; Salimi, M.; Homami, S.; Seydei, M. & Shirazian, S. *3 dimensional hydrodynamic analysis of concentric draft tube airlift reactors with different tube diameters* Mathematical and Computer Modelling, **2013**, *57*, 1184-1189

Moreno, J.; Vargas, M.; Rodriguez, H.; Rivas, J. & Guerrero, M. G. *Outdoor cultivation of a nitrogen-fixing marine cyanobacterium, Anabaena sp. ATCC 33047* Biomolecular Engineering, **2003**, *20*, 191-197

Olaizola, M. *Commercial development of microalgal biotechnology: from the test tube to the marketplace* Biomolecular Engineering, **2003**, *20*, 459-466

Park, J.; Craggs, R. & Shilton, A. *Wastewater treatment high rate algal ponds for biofuel production* Bioresource Technology, **2011**, *102*, 35-42

Pérez, B. E.; Pina, I. C. & Rodríguez, L. P. *Kinetic model for growth of Phaeodactylum tricornutum in intensive culture photobioreactor* Biochemical Engineering Journal, **2008**, *40*, 520–525

Pilon, L. *Absorption and scattering coefficients of Chlorella sp.* http://www.seas.ucla.edu/~pilon/downloads.htm [Consulté le 8 avril 2013], **2012**

Pottier, L.; Pruvost, J.; Deremetz, J.; Cornet, J.-F.; Legrand, J. & Dussap, C. *A fully predictive model for one-dimensional light attenuation by Chlamydomonas reinhardtii in a torus photobioreactor* Biotechnology and Bioengineering, **2005**, *91*, 569-582

Pruvost, J.; Cornet, J.-F. & Legrand, J. *Hydrodynamics influence on light conversion in photobioreactors: An energetically consistent analysis* Chemical Engineering Science, **2008**, *63*, 3679–3694

Pruvost, J.; Legrand, J.; Legentilhomme, P. & Muller-Feuga, *A. Simulation of microalgae growth in limiting light conditions: Flow effect* AIChE Journal, **2002**, *48*, 1109-1120

Pulz, O. & Gross, W. *Valuable products from biotechnology of microalgae* Applied Microbiology and Biotechnology, Springer Berlin / Heidelberg, **2004**, *65*, 635-648

Pulz, O. *Performance Summary Report. Evaluation of GreenFuel's 3D Matrix Algae Growth.Engineering Scale Unit. APS Red Hawk Power Plant.* [En Ligne] Disponible sur : < http://moritz.botany.ut.ee/~olli/b/Performance_Summary_Report.pdf >[Consulté le 18 juillet 2011], **2007**

Pulz, O. *Photobioreactors: production systems for phototrophic microorganisms* Applied Microbiology and Biotechnology, Springer Berlin / Heidelberg, **2001**, 57, 287-293

Qiang, H. & Richmond, A. *Optimizing the population density in Isochrysis galbana grown outdoors in a glass column photobioreactor* Journal of Applied Phycology, Springer Netherlands, **1994**, *6*, 391-396

Rasoul-Amini, S.; Montazeri-Najafabady, N.; Mobasher, M. A.; Hoseini-Alhashemi, S. & Ghasemi, Y. *Chlorella sp.: A new strain with highly saturated fatty acids for biodiesel production in bubble-column photobioreactor* Applied Energy, **2011**, *88*, 3354-3356

Ratchford, I. & Fallowfield, H. *Performance of a flat plate, air-lift reactor for the growth of high biomass algal cultures* Journal of Applied Phycology, Kluwer Academic Publishers, **1992**, *4*, 1-9

Razzak, S. A.; Hossain, M. M.; Lucky, R. A.; Bassi, A. S. & de Lasa, H. *Integrated CO_2 capture, wastewater treatment and biofuel production by microalgae culturing—A review* Renewable and Sustainable Energy Reviews, **2013**, *27*, 622-653

Rengel A. *Conception et analyses énergétique et environnementale d'un bioréacteur à microalgues pour la production d'énergie*. Thèse énergétique. Paris : Ecole nationale supérieur des mines de Paris, **2010**, 183

Rengel, A.; Zoughaib, A.; Dron, D. & Clodic, D. *Hydrodynamic study of an internal airlift reactor for microalgae culture* Applied Microbiology and Biotechnology, Springer Berlin / Heidelberg, **2012**, *93*, 117-129

Richmond, A. *Biological principles of mass cultivation* **In : Richmond, A.** *Handbook of Microalgal Culture - Biotechnology and Applied Phycologl* Blackwell Publishing Ltd, **2004**, 566

Richmond, A. *Principles for attaining maximal microalgal productivity in photobioreactors: an overview* Hydrobiologia, Springer Netherlands, **2004a**, *512*, 33-37

Richmond, A.; Boussiba, S.; Vonshak, A. & Kopel, R. *A new tubular reactor for mass production of microalgae outdoors* Journal of Applied Phycology, Springer Netherlands, **1993**, *5*, 327-332

Rizzo, A. M.; Prussi, M.; Bettucci, L.; Libelli, I. M. & Chiaramonti, D. *Characterization of microalga Chlorella as a fuel and its thermogravimetric behavior* Applied Energy, **2013**, *102*, 24-31

Roustan, M. *Coefficient de transfert et modèle de transfert* **In :** Transferts gaz-liquide dans les procédés de traitement des eaux et des effluents gazeux, Paris : TEC&DOC, **2003a**, 131-168

Roustan, M. *Transferts gaz-liquide dans les procédés de traitement des eaux et des effluents gazeux*, Paris : TEC&DOC, **2003**, 798

Rubio, F. C.; Garcia, J. L.; Molina, E. & Chisti, Y. *Axial inhomogeneities in steady-state dissolved oxygen in airlift bioreactors: predictive models* Chemical Engineering Journal, **2001**, *84*, 43-55

Rubio, F. C.; Garcia, J. L.; Molina, E. & Chisti, Y. *Steady-state axial profiles of dissolved oxygen in tall bubble column bioreactors* Chemical Engineering Science, **1999**, *54*, 1711-1723

Rubio, F. C.; Mirón, A. S.; García, M. C.; Camacho, F. G.; Grima, E. M. & Chisti, Y. *Mixing in bubble columns: a new approach for characterizing dispersion coefficients* Chemical Engineering Science, **2004**, *59*, 4369-4376

Scragg, A. H.; Illman, A. M.; Carden, A. & Shales, S. W. *Growth of microalgae with increased calorific values in a tubular bioreactor* Biomass and Bioenergy, **2002**, *23*, 67-73

Sierra, E.; Acién, F.; Fernández, J.; García, J.; González, C. & Molina, E. *Characterization of a flat plate photobioreactor for the production of microalgae* Chemical Engineering Journal, **2008**, *138*, 136-147

Singh, R. & Sharma, S. *Development of suitable photobioreactor for algae production – A review* Renewable and Sustainable Energy Reviews, **2012**, *16*, 2347-2353

Snape, J.; Zahradník, J.; Fialová, M. & Thomas, N. *Liquid-phase properties and sparger design effects in an external-loop airlift reactor* Chemical Engineering Science, **1995**, *50*, 3175-3186

Soratana, K. & Landis, A. E. *Evaluating industrial symbiosis and algae cultivation from a life cycle perspective* Bioresource Technology, **2011**, *102*, 6892-6901

Spolaore, P.; Joannis-Cassan, C.; Duran, E. & Isambert, A. *Commercial applications of microalgae* Journal of Bioscience and Bioengineering, **2006**, *101*, 87-96

Suali, E. & Sarbatly, R. *Conversion of microalgae to biofuel* Renewable and Sustainable Energy Reviews, **2012**, *16*, 4316-4342

Suh, I. S. & Lee, S. B. *A light distribution model for an internally radiating photobioreactor* Biotechnology and Bioengineering, **2003**, *82*, 180-189

Takache, H. *Caractérisation, modélisation de la croissance photosynthétique de Chlamydomonas reinhardtii en photobioréacteur et mise en évidence du couplage à l'hydrodynamique*. Thèse Génie des Procédés. Université de Nantes, **2010a**, 190

Takache, H.; Christophe, G.; Cornet, J.-F. & Pruvost, J. *Experimental and theoretical assessment of maximum productivities for the microalgae Chlamydomonas reinhardtii in two different geometries of photobioreactors* Biotechnology Progress, **2010**, *26*, 431-440

Tang, H.; Abunasser, N.; Garcia, M.; Chen, M.; Ng, K. S. & Salley, S. O. *Potential of microalgae oil from Dunaliella tertiolecta as a feedstock for biodiesel* Applied Energy, **2011**, *88*, 3324-3330

Tredici, M. R. & Zittelli, G. C. *Efficiency of sunlight utilization: Tubular versus flat photobioreactors* Biotechnology and Bioengineering, **1998**, *57*, 187-197

Tredici, M. R., *Mass production of microalgae: Photobioreactors*. **In : Richmond, A.** *Handbook of Microalgal Culture - Biotechnology and Applied Phycologl* Blackwell Publishing Ltd, **2004**, 566

van Benthum, W. A. J.; van der Lans, R. G. J. M.; van Loosdrecht, M. C. M. & Heijnen, J. J. *Bubble recirculation regimes in an internal-loop airlift reactor* Chemical Engineering Science, **1999**, *54*, 3995-4006

Vial, C.; Poncin, S.; Wild, G. & Midoux, N. *Experimental and theoretical analysis of the hydrodynamics in the riser of an external loop airlift reactor* Chemical Engineering Science, **2002**, *57*, 4745-4762

Vonshak A. *Spirulina platensis (Arthrospira) : Physiology, cell-biology and Biotechnology.* USA : Taylor & Francis, **2002**, 233

Vonshak, A. & Torzillo, G. *Environmental stress physiology* **In : Richmond, A.** *Handbook of Microalgal Culture - Biotechnology and Applied Phycologl* Blackwell Publishing Ltd, **2004**, 566

Wallis, G. B. *One-dimensionnal two-phase flow*. McGraw-Hill Book Compagny, **1969**, 408

Welty, J.; Wicks, C. E.; Rorrer, G. L. & Wilson, R. E. *Fundamentals of Momentum, Heat and Mass Transfer* John Wiley & Sons, Inc., **2008**, 729

Wiemann, D. & Mewes, D. *Calculation of flow fields in two and three-phase bubble columns considering mass transfer* Chemical Engineering Science, **2005**, *60*, 6085-6093

Wu, L. F.; Chen, P. C.; Huang, A. P. & Lee, C. M. *The feasibility of biodiesel production by microalgae using industrial wastewater* Bioresource Technology, **2012**, *113*, 14-18

Wu, W.-T. & Jong, J.-Z. *Liquid-phase dispersion in an airlift reactor with a net draft tube* Bioprocess Engineering, Springer-Verlag, **1994**, *11*, 43-47

Xin, L.; Hong-Ying, H.; Ke, G. & Ying-Xue, S. *Effects of different nitrogen and phosphorus concentrations on the growth, nutrient uptake, and lipid accumulation of a freshwater microalga Scenedesmus sp.* Bioresource Technology, **2010**, *101*, 5494-5500

Xu, Z.; Baicheng, Z.; Yiping, Z.; Zhaoling, C.; Wei, C. & Fan, O. *A simple and low-cost airlift photobioreactor for microalgal mass culture* Biotechnology Letters, Springer Netherlands, **2002**, *24*, 1767-1771

You, T. & Barnett, S. M. *Effect of light quality on production of extracellular polysaccharides and growth rate of Porphyridium cruentum* Biochemical Engineering Journal, **2004**, *19*, 251–258

Yu, W.; Wang, T.; Liu, M. & Wang, Z. *Bubble circulation regimes in a multi-stage internal-loop airlift reactor* Chemical Engineering Journal, **2008**, *142*, 301-308

Yun, Y.-S. & Park, J. M. *Kinetic modeling of the light-dependent photosynthetic activity of the green microalga Chlorella vulgaris* Biotechnology and Bioengineering, **2003**, *83*, 303-311

Zeng, X.; Danquah, M. K.; Chen, X. D. & Lu, Y. *Microalgae bioengineering: from CO_2 fixation to biofuel production* Renewable and Sustainable Energy Reviews, **2011**, *15*, 3252-3260

Zhang, K.; Kurano, N. & Miyachi, S. *Outdoor culture of a cyanobacterium with a vertical flat-plate photobioreactor: effects on productivity of the reactor orientation, distance setting between the plates, and culture temperature* Applied Microbiology and Biotechnology, *Springer Berlin / Heidelberg*, **1999**, *52*, 781-786

Zhang, T.; Wang, T. & Wang, J. *Analysis and Measurement of Mass Transfer in Airlift Loop Reactors* Chinese Journal of Chemical Engineering, **2006a**, *14*, 604-610

Zhang, T.; Zhao, B. & Wang, J. *Mathematical models for macro-scale mass transfer in airlift loop reactors* Chemical Engineering Journal, **2006**, *119*, 19-26

Zijffers, J.-W.; Schippers, K.; Zheng, K.; Janssen, M.; Tramper, J. & Wijffels, R. *Maximum photosynthetic yield of green microalgae in photobioreactors* Marine Biotechnology, *Springer New York,* **2010***, 12*, 708-718

Annexe A. Techniques de récoltes et extraction des microalgues

A la fin de la culture, ou durant celle-ci si la culture s'effectue en continu, l'étape de la récolte des microalgues est une étape clé et déterminante (Cadoret et Bernard, 2008).

Différentes techniques de récolte existent, elles sont choisies selon la microalgue et ses caractéristiques (Olaizola, 2003) :

- La filtration : elle est utilisée pour les algues les plus épaisses (> 70 µm) comme les algues filamenteuses et la cyanobactérie Spiruline (Christenson et Sims, 2011 ; Brennan et Owende, 2010) ;
- La floculation : les microalgues s'agrègent les unes aux autres soit de façon naturelle soit par ajout d'un floculant chimique (organique ou inorganique) ou biologique (changement des conditions environnantes) comme celui produit par *Paenibacillus polymexa* (Kim et al., 2011 ; Chen et al., 2011a). L'agrégation peut aussi s'effectuer au moyen d'électrodes (électrocoalgulation) ou par ultrason (électrofloculation (Person, 2010) ;
- La décantation : sans agitation, les microalgues vont sédimenter grâce à la gravité. La floculation est souvent utilisée pour accélérer ce phénomène (Chen et al., 2011a) ;
- La flottation : Certaines microalgues ont une tendance naturelle à flotter. Avec l'électroflottation, les microalgues sont entrainées à la surface par des microbulles d'hydrogène provenant de l'électrolyse de l'eau (Person, 2010). La flottation peut également être réalisée par air dissous ; les microalgues sont amenées à la surface de l'eau par des microbulles d'air et peuvent ainsi être récoltées. (Brennan et Owende, 2010). Ces techniques permettent la récolte d'un concentré de 1 à 6 % de matière sèche (Person, 2010) ;
- La filtration membranaire par filtration tangentielle ou ultrafiltration (Zhang et al., 2010).

Avant ces différentes techniques de filtration, des étapes de pré-concentration par centrifugation sont souvent nécessaires. (Cadoret et Bernard, 2008). Cette étape de récolte correspond à 20-30 % du coût de la biomasse algale, soit une part importante (Razzak et al., 2013 ; Brennan et Owende, 2010).

Après la récolte, selon les produits attendus, la biomasse est retraitée (séchage, extraction par solvant…). La biomasse peut-être utilisée humide ou séchée. Elle peut être séchée par séchage solaire (peu cher mais long temps de séchage), par pulvérisation (pour les molécules à haute valeur ajoutée, couteux et détruit les pigments présents dans les algues), ou par lyophilisation (onéreux et énergivore mais permet l'extraction des huiles) (Brennan et Owende, 2010). Souvent les molécules d'intérêts sont dans la cellule et ont donc besoin d'être séparée de la biomasse, plusieurs techniques existe : homogénéisateur haute pression, solvant, enzyme (Olaizola, 2003). Les molécules peuvent aussi être extraites par des solvants

organiques, de l'eau subcritique ou des fluides supercritiques comme le dioxyde de carbone (Person, 2010). D'une manière générale, il y a souvent une destruction mécanique des cellules puis une extraction des molécules (Razzaket al., 2013).

Annexe B. Composition du milieu de culture

Le milieu de culture pour *Chorella* est composé des éléments suivants (données fournies par GreenSea) avec 1 mL du milieu A et 1,1 mL du milieu B par litre de culture.

Tableau A-I : Milieu A – Pour 1 litre de milieu

Produits	Masse (g)
$NaNO_3$	75
NaH_2PO_4, $2H_2O$	13
NH_4Cl	25

Tableau A-II : Milieu B – Pour 1L de milieu

Produits	Masse (g)
$FeCl_3$	3,6
Na_2EDTA, $2H_2O$	5,65
Solution trace	1,125 ml de chaque

Tableau A-III : Solution trace

Produits	Masse (g)
$CuSO_4$, $5H_2O$	2,295 dans 100 mL
$NaMoO_4$, $2H_2O$	2,22 dans 100 mL
$ZnSO_4$, $7H_2O$	5,865 dans 100 mL
$CoCl_2$, $6H_2O$	2,745 dans 100 ml
$MnCl_2$, $4H_2O$	42,45 dans 100 mL

Modélisation et conception d'un système de culture de microalgues

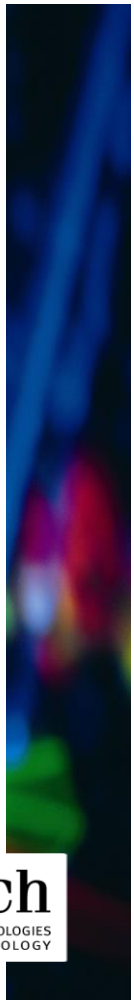
RESUME : Les microalgues sont de plus en plus regardées pour leurs potentiels énergétiques et leurs nombreuses applications. Mais les systèmes de production actuels, que ce soit les systèmes dits ouverts comme les bassins ou les systèmes fermés, appelés photobioréacteurs, sont très énergivores et pas assez productifs. Cette thèse propose un nouveau concept de photobioréacteur, composé d'un airlift et d'une plaque mince. Le photobioréacteur est caractérisé expérimentalement et est modélisé sous plusieurs aspects. L'hydrodynamique du système est modélisée pour prédire le comportement des fluides dans le système. Les phénomènes de transfert de masse sont modélisés par le modèle du double film. La modélisation permet de connaitre l'apport minimum nécessaire en dioxyde de carbone pour la culture des microalgues et permet d'évaluer la concentration en oxygène dissous dans le photobioréacteur. Elle permet aussi d'évaluer son élimination par le système, l'oxygène étant inhibant pour la culture. Les phénomènes de transfert de chaleur sont aussi modélisés, permettant de connaitre l'impact des différents paramètres (ensoleillement, température de l'air ambiant) sur la température de culture. Ces différents modèles sont rassemblés en un modèle global qui est comparé aux résultats expérimentaux de culture d'algues. Le modèle global est ensuite utilisé dans un contexte plus complexe : l'intégration des plaques minces du photobioréacteur aux parois d'un bâtiment. Le modèle global permettra d'étudier l'effet les différentes orientations (Nord, Sud, Est, Ouest en vertical sur les façades et à l'horizontal sur les toits) sur les températures et productivité du système. La consommation d'énergie de la culture est optimisée grâce au modèle. A la suite de cette optimisation, certaines perspectives sur l'intégration énergétique d'un tel système sont proposées.

Mots clés : Photobioréacteur, microalgues, hydrodynamique, transfert de masse, transfert de chaleur, distribution de lumière, modèle de croissance, intégration énergétique

Modeling and design of microalgae production process

ABSTRACT: Microalgae are more and more studied for their energy potential and various applications. However, the actual production processes (open and closed photobioreactor) use a lot of energy and aren't productive enough. This thesis presents a novel process of microalgae culture, with an airlift system coupled to a thin plate. The photobioreactor is experimentally characterized and modeled for many aspects. Hydrodynamics of the system is modeled to predict the fluid behavior in the system. Mass transfers are modeled using the two film model. The model allows knowing minimum carbon needs for microalgae culture. It also allows evaluating dissolved oxygen concentration in the photobioreactor and its elimination efficiency. Oxygen is inhibiting the culture at high concentration. Heat transfers are also modeled, allowing to know climate parameters impact (sunshine, ambient air temperature) on culture temperature. All models are assembled in a global model. This model is compared to microalgae culture experimental results. Finally, the global model is used to study a more complex system: culture thin plates are integrated on the walls of buildings. Global model allow studying different orientation effects on temperature and productivity of the system. Culture is optimized for energy consumption and some perspectives on energy integration of such a system are proposed.

Keywords : photobioreactor, microalgae, hydrodynamic, mass transfer, heat transfer, light distribution, growth model, energy integration



MINES ParisTech

ParisTech
INSTITUT DES SCIENCES ET TECHNOLOGIES
PARIS INSTITUTE OF TECHNOLOGY