

TABLES DES MATIÈRES

RÉSUMÉ.....	ii
REMERCIEMENTS	iv
AVANT-PROPOS	vi
TABLES DES MATIÈRES	vii
LISTES DES TABLEAUX.....	x
LISTES DES FIGURES.....	xi
LISTES DES ANNEXES.....	xiv
LISTE DES SIGLES ET DES ABBRÉVIATIONS	xv
INTRODUCTION GÉNÉRALE.....	1
CHAPITRE 1	3
REVUE DE LA LITTÉRATURE.....	3
1.1 ORIGINES DES CAMERISIERS.....	4
1.2 CARACTÉRISTIQUES DES CAMERISIERS	5
1.3 IMPLANTATION DES VERGERS	7
1.4 PRATIQUES AGRONOMIQUES ACTUELLES	9
1.5 TYPES DE FERTILISANT UTILISÉS	12
1.6 LA GESTION DU PH DU SOL.....	12
OBJECTIFS ET HYPOTHÈSES	14
CHAPITRE 2	15
LES EFFETS DU PH DU SOL ET DU TYPE DE FERTILISANT SUR LA CROISSANCE ET LE DÉVELOPPEMENT VÉGÉTATIF DE JEUNES CAMERISIERS.....	15
2.1 PROBLÉMATIQUES	16
2.2 MATÉRIELS ET MÉTHODES	18
2.2.1 DISPOSITIF EXPÉRIMENTAL.....	18
2.2.2 TRAITEMENTS.....	19
2.2.3 MODIFICATION DU PH INITIAL DU SOL	21
2.2.4 VARIABLES MESURÉES	22
2.2.4.1 SUIVI DE LA CROISSANCE.....	22
2.2.4.1.1 BIOMASSES FINALES.....	22
2.2.4.1.2 BIOMASSES ESTIMÉES	23

2.2.4.2 SUIVI DES PARAMÈTRES DU SOL	25
2.2.4.2.1 PH DU SOL	25
2.2.4.2.2 SALINITÉ DU SOL	25
2.2.5 ANALYSES STATISTIQUES	26
2.3 RÉSULTATS	27
2.3.1 SUIVI DE LA CROISSANCE	27
2.3.1.1 BIOMASSES FOLIAIRES FINALES ET ESTIMÉES ET TAUX DE DÉFOLIATION	27
2.3.1.2 BIOMASSES DES NOUVELLES TIGES	34
2.3.1.3 BIOMASSES AÉRIENNES FINALES ET ESTIMÉES	36
2.3.1.4 BIOMASSES RACINAIRES FINALES	40
2.3.1.5 BIOMASSES TOTALES FINALES	42
2.3.1.6 PROPORTION DE BIOMASSE RACINAIRE	44
2.3.2 SUIVI DES PARAMÈTRES DU SOL	46
2.3.2.1 SALINITÉ DU SOL	46
2.3.3 RELATIONS ENTRE LES BIOMASSES ET LA SALINITÉ	49
2.4 DISCUSSION	52
2.4.1 PH DU SOL	52
2.4.2 TYPE DE FERTILISANT	55
2.5 CONCLUSION	59
2.6 TABLEAUX SYNTHÈSES DES PRINCIPAUX RÉSULTATS	60
CONCLUSION GÉNÉRALE	62
RÉFÉRENCES CITÉES	64
ANNEXE A	72
MODIFICATION DU PH INITIAL DU SOL	72
ANNEXE B	73
COURBE D'ACIDIFICATION	73
ANNEXE C	74
ÉTAPE D'UTILISATION DU LOGICIEL IMAGE J	74
ANNEXE D	77
SUIVI DU PH DU SOL	77

ANNEXE E.....	78
UTILISATION DU LOGICIEL R (PROGRAMMATION).....	78
ANNEXE F.....	88
AUTRES MESURES EFFECTUÉES	88
STADE PHÉNOLOGIQUE	88
ANNEXE G.....	90
STADE PHÉNOLOGIQUE (RÉSULTATS).....	90
ANNEXE H.....	91
AUTRES MESURES EFFECTUÉES	91
TENEUR EN CHLOROPHYLLES ET EN FLAVONOÏDES	91
ANNEXE I.....	92
TENEURS EN CHLOROPHYLLES (RÉSULTATS).....	92
ANNEXE J.....	95
TENEURS EN FLAVONOÏDES (RÉSULTATS).....	95

LISTES DES TABLEAUX

Tableau 2.1 : Propriétés générales du sol minéral utilisé pour cette étude (Loam sableux de la série Mistassini).....	19
Tableau 2.2 : Facteurs à l'étude dans le cadre de ce projet de recherche soient : quatre catégories de pH de sol et cinq types de fertilisant. À l'essai, 20 combinaisons de traitements répétés cinq fois chacune pour un total de 100 unités expérimentales (4 pH du sol × 5 types de fertilisant × 5 répétitions).....	20
Tableau 2.3 : Doses (équivalentes à l'hectare) et sources d'azote (N), de phosphore (P) et de potassium (K) pour chacun des traitements (Trt) fertilisants.....	21
Tableau 2.4 : Résultats obtenus de l'analyse de la variance avec un modèle en tiroir (modèle 1) pour tester les effets du pH et du type de fertilisant sur les biomasses finales des camerisiers.	29
Tableau 2.5 : Résultats obtenus de l'analyse de la covariance (modèle 2) pour tester les effets de la fertilisation sur les biomasses finales des camerisiers.	29
Tableau 2.6 : Résultats obtenus de l'analyse de la variance à mesures répétées pour tester les effets du pH, du type de fertilisant et du temps sur les biomasses foliaires et aériennes estimées.	32
Tableau 2.7 : Résultats obtenus de l'analyse de la covariance à mesures répétées pour tester les effets de la fertilisation et du temps sur les biomasses foliaires et aériennes estimées.....	32
Tableau 2.8 : Résultats obtenus de l'analyse de la variance (modèle 1) et de la covariance (modèle 2) avec un modèle en tiroir pour tester les effets du pH et du type de fertilisant sur la salinité (conductivité électrique, CE) du sol.....	47
Tableau 2.9 : Synthèse des résultats obtenus pour les différentes variables de biomasses mesurées dans les parties aériennes et souterraines des camerisiers ainsi que d'autres types de variables selon les catégories de pH du sol.....	60
Tableau 2.10 : Synthèse des résultats obtenus pour les différentes variables de biomasses mesurées dans les parties aériennes et souterraines des camerisiers ainsi que d'autres types de variables selon les types de fertilisant.....	61

LISTES DES FIGURES

Figure 1.1 : Photo d'un camerisier en fleurs (28 mai 2016) (A), en fruits (28 juin 2016) (B) ainsi qu'un fruit dont l'enveloppe ne recouvre pas totalement les deux baies distinctes, c.-à-d. une mauvaise soudure des bractées (C).	6
Figure 1.2: Présence de la maladie du blanc (tâches blanchâtres sur les feuilles) en date du 11 juillet 2016.	7
Figure 1.3 : Utilisation d'un paillis de polyéthylène dans un verger de camerisiers pour lutter contre les mauvaises herbes.	8
Figure 1.4: Endroit (flèche blanche) où est appliqué manuellement la fertilisation (mélange de fertilisants dissouts dans de l'eau) lorsqu'il n'y a pas de système de fertigation goutte à goutte souterrain.	9
Figure 1.5 : Dose d'azote (N) appliquée en fonction de la recommandation (4 g N / plant) versus dose équivalente à l'hectare selon la surface de distribution à : a) l'échelle du champ; b) l'échelle du rang; c) l'échelle du camerisier et d) l'échelle du collet.	11
Figure 2.1 : Exemple d'une application d'une solution azotée (traitements M1 et M2) autour du collet du camerisier.	21
Figure 2.2 : Exemple d'une séquence obtenue pour un camerisier selon les cinq dates de mesures. Sur les clichés, on peut observer un dépérissement et un flétrissement progressif (sénescence) du jeune camerisier causés par le traitement pH moyennement acide et une fertilisation contrôle....	24
Figure 2.3 : Montage effectué pour la prise des photos pour mesurer la biomasse estimée (A) et exemple d'une photo obtenue et non traitée pour l'analyse de la surface aérienne, en cm ² (B)....	24
Figure 2.4 : Corrélations (régressions linéaires) entre les biomasses foliaires (a) et aériennes (b) finales (en g) et les surfaces calculées finales (en cm ²) n = 100.	24
Figure 2.5 : Biomasses foliaires finales selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (le modèle 2 présente les moyennes ajustées selon un pH médian de 5.62) (b) et l'interaction entre le pH du sol et le type de fertilisation (c).	30

Figure 2.6 : Sénescence prématurée des feuilles selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (le modèle 2 présente les moyennes ajustées selon un pH médian de 5,62) (b) et l'interaction entre le pH du sol et le type de fertilisation (c).....31

Figure 2.7 : Biomasses foliaires estimées selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (le modèle 2 présente les moyennes ajustées selon un pH médian de 5.62) (b) et l'interaction entre le pH du sol et le type de fertilisation (c).....33

Figure 2.8: Biomasses finales des nouvelles tiges obtenues (tiges finales – tiges moyennes initiales) selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (le modèle 2 présente les moyennes ajustées selon un pH médian de 5.62) (b) et l'interaction entre le pH du sol et le type de fertilisation (c).....35

Figure 2.9: Biomasses aériennes (tiges et feuilles) finales selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (le modèle 2 présente les moyennes ajustées selon un pH médian de 5.62) (b) et l'interaction entre le pH du sol et le type de fertilisation (c).38

Figure 2.10: Biomasses aériennes estimées selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (le modèle 2 présente les moyennes ajustées selon un pH médian de 5.62) (b) et l'interaction entre le pH du sol et le type de fertilisation (c).39

Figure 2.11: Biomasses racinaires finales selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (le modèle 2 présente les moyennes ajustées selon un pH médian de 5.62) (b) et l'interaction entre le pH du sol et le type de fertilisation (c).....41

Figure 2.12: Biomasses totales (racines, tiges et feuilles) finales selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (le modèle 2 présente les moyennes ajustées selon un pH médian de 5.62) (b) et l'interaction entre le pH du sol et le type de fertilisation (c).43

Figure 2.13: Proportion de biomasses racinaires obtenue selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (le modèle 2 présente les moyennes ajustées selon un pH médian de 5.62) (b) et l'interaction entre le pH du sol et le type de fertilisation (c).45

Figure 2.14: Salinité (conductivité électrique) du sol selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (le modèle 2 présente les moyennes ajustées selon un pH médian de 5.62) (b) et l'interaction entre le pH du sol et le type de fertilisation (c).48

Figure 2.15 : Relations (les traitements contrôle et témoin seulement) entre la biomasse foliaire (a); la biomasse des tiges (b); la biomasse racinaire (c); la sénescence des feuilles (d) et la conductivité électrique (salinité) et cela en fonction du pH du sol.....50

Figure 2.16 : Relations [incluant tous les fertilisants dans le sol au pH faiblement acide (sans ajout d'HCl ou de chaux calcique)] entre la biomasse foliaire (a); la biomasse des tiges (b); la biomasse racinaire (c); la sénescence des feuilles (d) et la conductivité électrique (salinité).51

ClicCours.com

LISTES DES ANNEXES

Figure A. 1 : Valeurs de pH obtenues pour l'ensemble des pots après les modifications par le HCl et la chaux. Valeurs obtenues une semaine avant l'ajout des fertilisants et la plantation des semis de camerisiers.....	72
Figure A. 2 : Courbe d'acidification du sol obtenue selon les applications d'HCl.....	73
Figure A. 3 : Suivi du pH du sol après l'ajout des traitements fertilisants dans les différentes catégories de pH visées.	77
Figure A. 4 : Séquence visuelle représentant les six premiers stades phénologiques identifiés. Stade 1 = gonflement des bourgeons; stade 2 = extrémités vertes des feuilles visibles; stade 3 = sortie des feuilles; stade 4 = étalement des premières feuilles; stade 5 = la plupart des feuilles sont ouvertes et stade 6 = élongation des nouvelles tiges.	89
Figure A. 5 : Développement des camerisiers selon les différentes catégories de pH du sol (a) et les différents types de fertilisation (b)..	90
Figure A. 6 : Teneurs en chlorophylles évaluée par le Spad selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (b) et l'interaction entre le pH du sol et les types de fertilisation (c).	92
Figure A. 7 : Teneurs en chlorophylles évaluée par le Spad au cours des semaines suivant la plantation (a) et effet de l'interaction du pH du sol, du type de fertilisation et du temps sur la teneur en chlorophylles (b).....	93
Figure A. 8 : Teneurs en chlorophylles évaluée par le Spad en interaction avec le pH du sol et le temps (a) et en interaction avec le type de fertilisation et le temps (b).....	94
Figure A. 9 : Teneurs en flavonoïdes des feuilles évaluée par le Dualex selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (b) et l'interaction entre le pH du sol et le type de fertilisation (c).	95
Figure A. 10 : Teneurs en flavonoïdes des feuilles évaluée par le Dualex au cours des semaines suivant la plantation (a) et effet de l'interaction du pH du sol, du type de fertilisation et du temps sur la teneur en flavonoïdes (b).	96

LISTE DES SIGLES ET DES ABBRÉVIATIONS

ANCOVA : Analyse de la covariance

ANOVA : Analyse de la variance

BMT : Biomasse totale

BMR : Biomasse racinaire

BMA : Biomasse aérienne

c-à-d : C'est-à-dire

CE : Conductivité électrique

CEC : Capacité d'échange cationique

CRAAQ : Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec

ÉEC : Équivalent carbonate de calcium

IVA : Indice de valorisation agricole

Log : Logarithme

MAPAQ : Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec

SLSJ : Saguenay-Lac-Saint-Jean

TDR : Réflectomètre temporel

Trt : Traitement

UQAC : Université du Québec à Chicoutimi

USask : Université de la Saskatchewan

Symboles chimiques:

Al : Aluminium

Ca : Calcium

CaCl₂ : Dichlorure de calcium

CaCO₃ : Chaux calcique

Cl : Chlore

Fe : Fer

H : Hydrogène

HCl : Acide chlorhydrique

K : Potassium

K₂O : Oxyde de potassium

Mg : Magnésium

N : Azote

N-NH₄ : Azote sous forme d'ammonium

N-NO₃ : Azote sous forme de nitrate

P : Phosphore

P₂O₅ : Pentoxyde de phosphate

Unité de mesure :

% : Pourcentage	ha : Hectare	mmol : Millimole
°C : Degré Celsius	kg : Kilogramme	mol : Mole
cm : Centimètre	L : Litre	<i>M</i> : Molaire
dS : DéciSiemens	m : Mètre	t : Tonne
g : Gramme	mg : Milligramme	
h : Heure	mm : Millimètre	

Traitements utilisés dans l'expérience :

pH 1 : Fortement acide (4.3 à 4.6)	C : Contrôle (sans fertilisant)
pH 2 : Moyennement acide (5.1 à 5.4)	M1 : Sulfate d'ammonium $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$
pH 3 : Faiblement acide (5.5 à 6.0)	M2 : Nitrate de calcium $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$
pH 4 : Neutre (6.3 à 7.0)	O1 : Fumier de poulet (Acti-sol 5-3-2)
	T : Témoin (P+K)

INTRODUCTION GÉNÉRALE

La camerise est un petit fruit qui est assez méconnue de la majorité de la population québécoise. Provenant d'un arbuste horticole que l'on nomme les camerisiers, il est possible (au Québec) de récolter et de consommer les camerises assez tôt durant l'été puisque la majorité des cultivars produisent des fruits matures au début du mois de juillet (Bors et Thomson 2009). Les camerises sont très riches en antioxydants et contiennent plusieurs propriétés nutraceutiques bénéfiques pour la santé (Chaovanalikit *et al.* 2004; Jin *et al.* 2006; Palíková *et al.* 2008; Lamoureux *et al.* 2011; Rupasinghe *et al.* 2012; Miyashita et Hoshino 2015). Les camerisiers sont des arbustes très rustiques pouvant résister à des températures allant jusqu'à -45°C en périodes hivernales et les fleurs peuvent supporter des températures de -8°C au printemps (Hummer *et al.* 2012; Gawronski *et al.* 2014).

Le développement récent, par les chercheurs de l'Université de la Saskatchewan (USask), de nouveaux cultivars plus savoureux et d'intérêts horticoles a entraîné un engouement pour cette culture dans la province de Québec (Gagnon 2015). La rusticité et les propriétés nutraceutiques des camerisiers (Rupasinghe *et al.* 2012) ont aussi amené le *Créneau d'excellence en Agriculture Nordique* du Saguenay-Lac-Saint-Jean (SLSJ) à reconnaître cette culture dans la filière des petits fruits nordiques. De nombreux producteurs de la région ont décidé d'implanter des vergers de camerisiers dans le but d'alimenter les marchés frais et congelés en fruits et ainsi se positionner sur les marchés nationaux et mondiaux de la camerise.

La culture étant relativement nouvelle (~10 ans) (Gagnon 2015), très peu de connaissances et d'informations agronomiques ont été publiées dans la littérature pour permettre aux producteurs de camerises d'optimiser leurs rendements en fruits. D'ailleurs, aucune grille de référence en fertilisation n'est encore reconnue par le Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec (CRAAQ) et le ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec (MAPAQ). Étant donné que plusieurs facteurs peuvent influencer la croissance végétative et la production de fruits des arbustes (Plekhanova 2000; Lamoureux *et al.* 2011; Bors et Thomson 2012; Božek 2012; Szot et Lipa 2012; Miyashita et Hoshino 2015; Frier *et al.* 2016), il devient intéressant d'initier des recherches sur la culture de ce petit fruit dans le but d'améliorer et

d'avancer les connaissances agronomiques en lien avec cette nouvelle production, et ce, pour être en mesure d'établir une stratégie de fertilisation spécifiquement adaptée aux camerisiers.

CHAPITRE 1
REVUE DE LA LITTÉRATURE

Ce premier chapitre introduit des connaissances générales sur la culture des camerisiers (origines et caractéristiques) et explique les pratiques actuellement utilisées pour l'implantation et la fertilisation des camerisiers (pratiques agronomiques actuelles, types de fertilisant et la gestion du pH du sol). Les hypothèses et les objectifs liés au projet de recherche sont également énoncés à la fin de ce chapitre.

1.1 ORIGINES DES CAMERISIERS

Les camerisiers sont des arbustes fruitiers issus de combinaisons génétiques obtenus à partir de différentes sous-espèces de chèvrefeuilles comestibles (*Lonicera caerulea*) (Bors et Thomson 2012). Les chèvrefeuilles comestibles (parfois appelé chèvrefeuilles bleus) sont indigènes de l'hémisphère Nord et font partie de la famille des Caprifoliacées (Marie-Victorin 2002). Les sous-espèces utilisées (environ neuf) par le programme d'hybridation de l'USask provenaient de différentes régions nordiques de l'Asie, de l'Europe et de l'Amérique du Nord, plus particulièrement des écosystèmes boréaux de la Russie, des Îles Kuriles, du Japon et du Canada (Drolet 2008; Bors et Thomson 2012). Par exemple, au Canada, la sous-espèce de chèvrefeuille comestible indigène utilisée pour produire les camerisiers était du *villosa* (*Lonicera caeruleae* var. *villosa*), alors qu'en Asie, les sous-espèces étaient plutôt du *emphyllocalyx*, du *edulis* et du *kamschatica* (Thompson 2006; Bors et Thomson 2012).

Les premières recherches agronomiques sur les fruits des chèvrefeuilles comestibles ont débutées durant les années 1950 à l'Institut Vavilov en Russie (Janick et Paull 2008; Lamoureux *et al.* 2011). À cette époque, les chercheurs avaient mis en place un vaste programme de sélection ayant pour objectif d'obtenir des variétés savoureuses d'intérêts horticoles dans le but de faire une production commerciale (Thompson 2006; Drolet 2008; Janick et Paull 2008). En 1970, les chercheurs japonais ont également débuté un programme de sélection et de développement de variétés d'intérêts horticoles pour préserver la culture de ces petits fruits déjà bien connu par les populations japonaises (Thompson 2006). Dans ces années, l'industrialisation et les projets de développement au Japon avaient entraîné un déclin considérable des sous-espèces de chèvrefeuilles comestibles indigènes et des alternatives devenaient nécessaires pour maintenir la culture de ces petits fruits (Thompson 2006). En Amérique du Nord, les premières recherches ont débutées à l'Université de l'Oregon à partir de 1990 (Bors 2004). La Dre. Maxine Thompson s'est intéressée

à reproduire des clones de camerisiers issus des programmes du Japon et de la Russie afin de sélectionner les cultivars qui s'adaptent le mieux au climat continental et semi-aride de l'Est de l'Oregon, sur la Côte Ouest des États-Unis (Bors 2004). Quelques années plus tard, en 1998, les recherches ont débutées au Canada à l'USask (Bors 2004). En effet, le Dr. Robert Bors a débuté des travaux d'hybridation sur une grande sélection de variétés indigènes et horticoles de chèvrefeuilles comestibles provenant des différentes régions nordiques nommées précédemment (Drolet 2008; Bors et Thomson 2012). Le but de ces recherches était notamment d'améliorer les connaissances sur cet arbuste, mais également de produire des variétés horticoles plus savoureuses et plus résistantes à la récolte mécanisée et aux climats froids du Canada (Bors et Thomson 2012; Gagnon 2015). Aujourd'hui, le programme d'hybridation initié par le Dr. Bors est l'un des plus reconnus et des plus vastes à travers le monde dans le domaine et, c'est d'ailleurs à l'USask où l'on retrouve la plus grande collection de cultivars de camerisiers au monde (Bors et Thomson 2012; Hummer *et al.* 2012; Gagnon 2015). En 2007, les premiers cultivars de camerisiers provenant du programme d'hybridation de l'USask ont été implantés au Québec, et depuis, la majorité des camerisiers cultivés dans la province (~10 cultivars) proviennent de ce programme (Gagnon 2015).

1.2 CARACTÉRISTIQUES DES CAMERISIERS

La diversité génétique présente entre les différentes sources parentales indigènes de chèvrefeuilles comestibles a fait en sorte que les cultivars de camerisiers, produits et utilisés dans un contexte horticole au Canada, sont très variés et s'adaptent à de vastes conditions édaphiques et climatiques (Bors et Thomson 2012; Hummer *et al.* 2012; Gagnon 2015). Dans les rapports publiés à l'USask, il est mentionné que les camerisiers implantés au Canada peuvent croître dans des sols à granulométrie et à pH très variés (Bors 2004; Bors 2008; Bors et Thomson 2009; Bors et Thomson 2012). Par exemple, il semble que les camerisiers peuvent être implantés dans les sols sableux et argileux, alors que la plupart des vergers au Québec sont généralement implantés sur des sols loameux (Bors et Thomson 2012; Hummer *et al.* 2012; Gagnon 2015). Les pH de ces sols sont très variés, avec des valeurs variant entre 5,0 et 8,0 (Bors et Thomson 2012; Gagnon 2015).

Les camerisiers commencent normalement à produire des fruits l'année qui suit l'implantation (Thompson 2006). Les rendements augmentent au fil du temps et ceux-ci pourront

atteindre entre 1 et 3 kg de fruits frais par arbuste après cinq années de croissance (les rendements dépendent grandement du cultivar implanté) (Bors 2004; Gagnon 2015). De plus, selon les cultivars de camerisiers, le poids par fruit varie entre 0.3 et 2.0 g (Thompson 2006; Skupień *et al.* 2009; Hummer *et al.* 2012). La forme, la grosseur, la maturation et la saveur des fruits varient également entre les différents cultivars (Bors et Thomson 2012; Hummer *et al.* 2012; Gagnon 2015). À maturité (généralement après 3 années de croissance), l'arbuste peut atteindre une hauteur de 0.7 à 2 m, selon le cultivar (Marie-Victorin 2002; Thompson 2006; Hummer *et al.* 2012).

La formation des fruits chez les camerisiers est particulière puisque deux fleurs sont nécessaires pour obtenir un seul fruit (deux fleurs sur le même réceptacle) (Figure 1.1 A) (Thompson 2006; Frier *et al.* 2016). Chacune des fleurs est constituée de son propre ovaire et devra être pollinisée pour obtenir un fruit bien formé (Figure 1.1 B) (Marie-Victorin 2002; Božek 2012; Frier *et al.* 2016). Pour chaque ovaire, une baie distincte se forme, et c'est à la suite de la soudure des bractées que le fruit sera formé (deux baies distinctes recouvertes d'une petite enveloppe) (Figure 1.1 C) (Marie-Victorin 2002; Božek 2012; Hummer *et al.* 2012). Toutefois, pour permettre la pleine fructification de cette culture, une pollinisation croisée (chacun des cultivars étant autostérile) est nécessaire (Thompson 2006; Frier *et al.* 2016). Par conséquent, l'utilisation de plusieurs cultivars de camerisiers dans un même verger est nécessaire pour obtenir une fructification optimale (Božek 2012; Hummer *et al.* 2012).



Figure 1.1 : Photo d'un camerisier en fleurs (28 mai 2016) (A), en fruits (28 juin 2016) (B) ainsi qu'un fruit dont l'enveloppe ne recouvre pas totalement les deux baies distinctes, c.-à-d. une mauvaise soudure des bractées (C). Photos : Catherine Tremblay.

À ce jour, les camerisiers issus du programme d'hybridation Canadien semblent résistants à la plupart des maladies sauf à la maladie du blanc (*oïdium*), une maladie foliaire principalement causée par des champignons ascomycètes (Figure 1.2) (Agrios 2005; Doucet 2008; Bors et Thomson 2012; Gagnon 2015). On ne connaît toutefois pas encore les impacts de cette maladie sur la croissance et les rendements en fruits des camerisiers, puisque la maladie apparaît généralement après les récoltes (Gagnon 2015). Au Japon, la pourriture grise affecte parfois les camerisiers, la maladie causée par le *Botrytis* sp., un champignon ascomycète, affecte le plant, mais dégrade également les fruits (Agrios 2005; Thompson 2006). En ce qui concerne les insectes ravageurs, aucune information n'a été publiée à ce sujet pour les camerisiers implantés au Québec et au Canada jusqu'à maintenant (Bors et Thomson 2012; Gagnon 2015). Par contre, tels qu'observés au Japon, les pucerons (*Semiaphis heraclei*) et les chenilles (*Hemaris fuciformis*, *Orgyia recens* et *Apha aequalis*) peuvent réduire la croissance et la vigueur des camerisiers implantés (Thompson 2006).



Figure 1.2: Présence de la maladie du blanc (tâches blanchâtres sur les feuilles) en date du 11 juillet 2016. Photo : Catherine Tremblay.

1.3 IMPLANTATION DES VERGERS

La majorité des vergers implantés au Québec depuis 2006 suivent un plan d'aménagement spécifique. Lors des premières années de croissance (environ les cinq premières années suivant l'implantation), la compétition entre les mauvaises herbes vivaces, telles que *Solidago* et *Elytrigia*, et les jeunes camerisiers est très forte (Gagnon 2015). Les producteurs utilisent donc une pellicule

(aussi appelée un paillis) imperméable (ex. : le polyéthylène) (Figure 1.3) afin de minimiser cette compétition (Gagnon 2015). En agriculture, ce type de paillis limite effectivement le développement des mauvaises herbes (Schonbeck 1999; Ashrafuzzaman et al. 2011). Par contre, ce paillis crée une barrière imperméable et l'utilisation de celui-ci doit être couplé avec un bon système d'irrigation pour éviter les stress hydriques ou bien encore les stress salins liés à l'application des fertilisants sous ce paillis (Bryla et Machado 2011). De plus, les applications de fertilisants sous le paillis imperméable peuvent entraîner des conséquences environnementales non souhaitables. Par exemple, une forte concentration de fertilisants peut entraîner, en raison de la température du sol plus élevée et des conditions d'anaérobiose sous le paillis de polyéthylène, une augmentation de la présence de gaz intermédiaires comme le monoxyde d'azote (NO) ou le protoxyde d'azote (N₂O) (Liu et al. 2014), deux gaz à effet de serre connus comme ayant des impacts environnementaux néfastes (Zhang et al. 2011).



Figure 1.3 : Utilisation d'un paillis de polyéthylène dans un verger de camerisiers pour lutter contre les mauvaises herbes. Photo : Catherine Tremblay.

Avec l'utilisation d'un paillis de polyéthylène, le plan d'aménagement le plus simple pour un verger de camerisiers est un système de culture en rang. Au moment de l'implantation des vergers, les producteurs laissent généralement une distance d'environ 1 m entre les plants d'un même rang (Gagnon 2015). De plus, une distance variant entre 3 et 5 m est laissée entre chacun des rangs, dépendamment de la machinerie utilisée pour la récolte (Gagnon 2015). Les allées entre les rangs sont par la suite (ou préalablement) engazonnées pour diminuer l'érosion des sols, faciliter

le déplacement de la machinerie et diminuer les compétitions avec les mauvaises herbes (Gagnon 2015).

1.4 PRATIQUES AGRONOMIQUES ACTUELLES

Pour maximiser la disponibilité des fertilisants appliqués et suivre les recommandations du MAPAQ, la majorité des producteurs de camerises appliquent de la chaux pour rehausser et maintenir le pH du sol entre 6 et 7 (Gagnon 2015). Selon le peu de connaissances actuellement disponibles dans le domaine, il est véhiculé qu'un pH du sol entre 6 et 7 favorise la croissance et le développement des camerisiers en plus d'optimiser les rendements en fruits (Coop Sainte-Rita 2013; Gagnon 2015). Suite à la correction du pH du sol, les producteurs appliquent à chacune des années, des fertilisants pour maximiser leur production (Gagnon 2015). Étant donné la présence du paillis de polyéthylène (utilisé pour faire la lutte aux mauvaises herbes), la méthode d'application des fertilisants recommandée est la fertigation, soit une fertilisation réalisée avec le système d'irrigation goutte à goutte installé sous le paillis imperméable (Gagnon 2015; Vargas et Bryla 2015). Pour les vergers n'ayant pas de système d'irrigation goutte à goutte, la solution fertilisante (engrais solubles mélangés dans de l'eau) est appliquée directement et manuellement au collet des camerisiers (Figure 1.4).



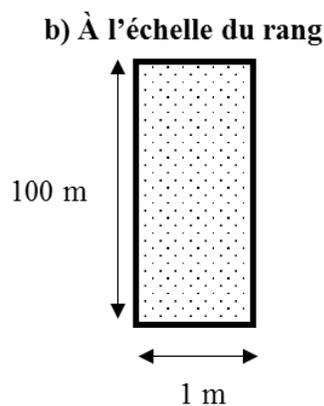
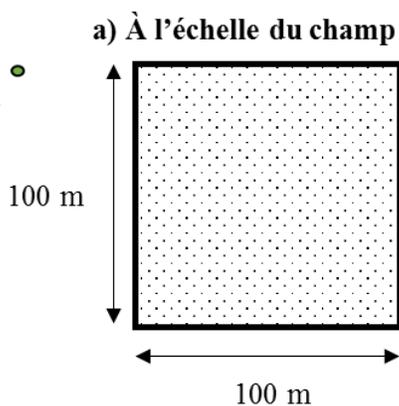
Figure 1.4: Endroit (flèche blanche) où est appliqué manuellement la fertilisation (mélange de fertilisants dissouts dans de l'eau) lorsqu'il n'y a pas de système de fertigation goutte à goutte souterrain. Photo : Catherine Tremblay.

Même si le MAPAQ a formulé quelques recommandations, il n'existe actuellement aucune grille de fertilisation reconnue par le CRAAQ pour la culture des camerisiers au Québec. Les

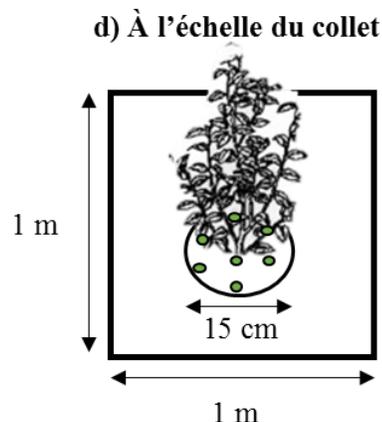
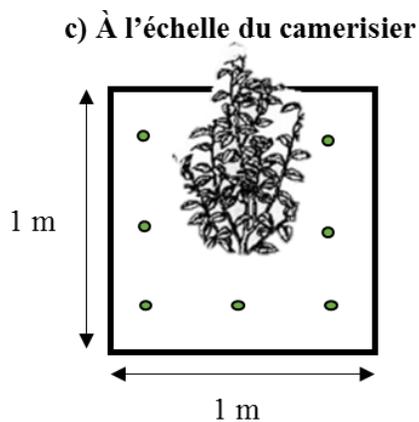
agronomes spécialisés dans le domaine ont établi des recommandations à partir de cultures de petits fruits comparables. En effet, en se basant sur les régies de fertilisation des framboisiers, du bleuet en corymbes et de l'amélanche, les recommandations sont jusqu'à maintenant de fractionner la fertilisation en trois ou quatre applications durant la saison de croissance pour finalement obtenir une dose visée, à l'échelle du champ, entre 20 et 40 kg d'N par hectare (ha) (Gagnon 2015). Étant donné qu'un ha possède environ 2 000 camerisiers et que le système racinaire superficiel de chaque camerisier couvre environ 1 m² (Gagnon 2015), il est donc recommandé d'appliquer entre 2 et 4 g d'N par plant. Pour ce qui est des apports en phosphore (P) et en potassium (K), si l'on se fie aux quelques arbustes fruitiers mentionnés précédemment, des apports allant jusqu'à 200 kg de P par ha et 500 kg de K par ha peuvent être bien tolérés, les recommandations pour les camerisiers varient alors entre 100 et 200 kg de P par ha et 300 et 500 kg de K par ha (Pellerin 2010; Gagnon 2015).

Des problèmes de distributions des engrais peuvent survenir dépendamment de l'échelle d'application utilisée (Figure 1.5). En effet, les producteurs qui possèdent un système de fertigation goutte à goutte respectent la dose d'N visée (40 kg N ha⁻¹ ou 4 g N ha⁻¹) puisque la distribution de l'engrais est réalisée de manière uniforme autour de chacun des plants et à l'échelle du rang (Figure 1.5 b et c). Un problème peut survenir toutefois lorsque les applications de la solution fertilisante sont réalisées au collet seulement du camerisier (Figure 1.5 d). En effet, avec cette méthode, l'aire réelle de distribution des engrais est beaucoup plus petite (~0.017 m² comparativement à 1 m², Figure 1.5 d) risquant ainsi d'entraîner un problème de surfertilisation locale à un endroit (c-à-d. au collet) où les éléments nutritifs doivent absolument circuler pour rejoindre les parties aériennes. Des ajustements concernant les quantités d'N visées et/ou des modifications de la méthode d'application des engrais seront probablement nécessaires dans le futur.

Légende
 Engrais appliqué ●
 1 ha = 10 000 m²



Nombre de camerisiers :	2 000 plants	100 plants
Surface d'application :	10 000 m ²	100 m ²
Quantité d'N réelle appliquée sur la surface :	8 kg N	0,4 kg N
Dose équivalente à l'hectare selon la surface de distribution:	8 kg N ha ⁻¹	40 kg N ha ⁻¹



Nombre de camerisier :	1 plant	1 plant
Surface d'application :	1 m ²	0,017 m ²
Quantité d'N réelle appliquée sur la surface :	4 g N	4 g N
Dose équivalente à l'hectare selon la surface de distribution:	40 kg N ha ⁻¹	2 353 kg N ha ⁻¹

Figure 1.5 : Dose d'azote (N) appliquée en fonction de la recommandation (4 g N / plant) versus dose équivalente à l'hectare selon la surface de distribution à : a) l'échelle du champ; b) l'échelle du rang; c) l'échelle du camerisier et d) l'échelle du collet.

1.5 TYPES DE FERTILISANT UTILISÉS

Le type de fertilisant utilisé dépendra du type de régie appliquée (conventionnelle ou biologique). Les producteurs biologiques optent la plupart du temps pour l'utilisation du fumier de poulet en granule (Acti-sol ©) puisque cet engrais est accessible dans les commerces et certifié biologique par ÉcoCert Canada (Beaudoin 2015). Il existe également une fertilisation soluble pour les producteurs biologiques (Converted organic GP 2.5-2-1) (Martel 2016). En régie conventionnelle, les engrais utilisés pour la culture du camerisier sont souvent sous formes solubles et riches en nitrates (Master Plant-Prod Inc., Brampton, Ontario). Les formulations N-P-K varient toutefois en fonction du moment de l'application (Gagnon 2015; Martel 2016). Depuis l'implantation des camerisiers jusqu'à aujourd'hui, les formulations des engrais solubles utilisées ont beaucoup variées (20-10-20; 20-8-20; 20-20-20; 28-14-14; 14-0-14; 8-20-30) (Gagnon 2015; Martel 2016). L'utilisation d'engrais granulaires sous les paillis de polyéthylène n'a pas été recommandée jusqu'à maintenant en raison des dommages (choc salins, brûlures, etc...) que peuvent causer une telle méthode d'application (Gagnon 2015).

1.6 LA GESTION DU PH DU SOL

La gestion du pH du sol est importante en agriculture pour optimiser la croissance et les rendements des cultures (Vanasse 2010b). Le pH du sol indique la concentration en ions hydrogène (H^+) présente dans la solution du sol ce qui indique le niveau d'acidité du sol (Taiz et Zeiger 2006). Dépendamment leur concentration, les ions H^+ influencent les propriétés chimiques et biologiques des sols (Brady et Weil 2008; Vanasse 2010b). Généralement pour la majorité des cultures, il est recommandé par le CRAAQ et le MAPAQ de maintenir le pH du sol entre 6.0 et 7.0 pour minimiser la présence d'ions H^+ et maximiser la présence d'un maximum d'éléments nutritifs nécessaires à la croissance (Vanasse 2010b). Effectivement, si les ions H^+ sont présents en grande quantité dans la solution du sol, le sol est dit acide et le développement des plantes (racines et tiges) peut être affecté négativement (Islam *et al.* 1980; Vangelisti *et al.* 1995; Arduini *et al.* 1998). Dans les sols fortement acides (pH < 5.0), l'activité des microorganismes responsables de la minéralisation de la matière organique est réduite affectant ainsi la disponibilité de certains éléments minéraux, par exemple

l'azote, nécessaires pour le bon développement des plantes (Taiz et Zeiger 2006; Vanasse 2010b; J. Zebarth *et al.* 2015).

L'acidité favorise des échanges cationiques à la surface des particules de sol et augmente la solubilité de certains nutriments souvent considérés toxiques pour les plantes comme l'aluminium (Al^{3+}) (Brady et Weil 2008; Butchee *et al.* 2012; Soti *et al.* 2015). Des ions tels que le potassium (K^+), le calcium (Ca^{2+}) et le magnésium (Mg^{2+}) vont également se retrouver abondamment dans la solution du sol puisqu'ils sont facilement délogeables par les ions H^+ (Haynes et Swift 1986). Ces ions ne seront cependant pas disponibles à long terme pour les plantes puisqu'ils sont souvent dissous et perdus par lessivage (Haynes et Swift 1986; Lehmann et Schroth 2003). En raison de la présence d'ions souvent toxiques et de la perte de nutriments par lessivage, un sol acide peut affecter négativement la croissance des racines et la biomasse des plantes (Islam *et al.* 1980). Des études ont démontré que la morphologie des racines des arbres peut être modifiée lorsque le pH du sol devient inférieur à 4.0 (Vangelisti *et al.* 1995; Arduini *et al.* 1998). En effet, il a été observé sur les pins que l'élongation de la racine principale diminue avec l'acidification du sol (Vangelisti *et al.* 1995). Aucun changement sur la croissance des racines secondaires n'a toutefois été observé en fonction de la diminution du pH du sol (Arduini *et al.* 1998). Les modifications morphologiques engendrées sur le système racinaire ont souvent comme conséquence de limiter la réserve de nutriments à un plus petit volume de sol (Barber 1995; Guertin 2010). Ainsi les plantes ayant développé un système racinaire avec des racines plus longues et plus nombreuses pourront capter l'eau et les nutriments plus facilement dans un plus large volume de sol contrairement à celles qui auront une faible élongation des racines (Guertin 2010). Lorsqu'une plante n'a pas accès à une très grande réserve de nutriments comme c'est le cas dans les milieux acides, des carences peuvent survenir (Brady et Weil 2008). En réaction à ce manque de nutriments, la plante va réduire la croissance de ses tiges et favoriser la translocation des sucres vers les racines pour augmenter leurs longueurs et l'aider à capter les nutriments nécessaires à sa croissance (Barber 1995).

Bien que l'acidité du sol ait souvent des conséquences négatives sur la croissance des plantes, il y a quelques cultures acidophiles qui s'adaptent très bien à ces milieux comme les bleuets et les canneberges (Vanasse 2010b). Effectivement, il a été démontré que l'augmentation du pH du

sol par l'application de chaux diminue la croissance des tiges des bleuets nains (Hall *et al.* 1964). Ces plantes acidophiles s'associent généralement à des champignons mycorhiziens pour augmenter leur surface de contact sol-racine et ainsi être en mesure de capter les nutriments disponibles (Marschner 1991). Certains des chèvrefeuilles utilisés dans le programme d'hybridation de M.Bors pour produire des camerisiers ont été retrouvés près des bleuetières où le sol est plutôt acide (pH ~ 4.5) (Bors et Thomson 2012; Gagnon 2015), ceci apporte alors la suggestion que certaines variétés de camerisiers obtenus avec cette génétique sont en mesure de s'adapter et croître tout aussi bien en milieux acides qu'en milieux neutres.

OBJECTIFS ET HYPOTHÈSES

La revue de littérature a permis de démontrer le manque réel de connaissances sur les conditions optimales de croissance et de production des camerisiers. Le type de fertilisation et les conditions édaphiques optimales demeurent inconnues. Les connaissances générales sur les camerisiers et les pratiques culturales actuellement utilisées et appliquées dans la plupart des vergers en 2016 ont amené certaines hypothèses énoncées dans cette étude, soient :

1. La croissance des camerisiers sera supérieure dans un sol au pH près de la neutralité (pH > 6) vue la disponibilité maximale des nutriments sous ces conditions;
2. Un ajout de fertilisation riche en nitrate augmentera la croissance des camerisiers.

L'objectif général de ce projet est d'améliorer les connaissances agronomiques actuelles en ciblant des combinaisons de fertilisation adaptées aux camerisiers et aux pH du sol des vergers. L'objectif spécifique est de vérifier les effets combinés du pH du sol et du type de fertilisation sur la croissance de jeunes camerisiers.

CHAPITRE 2

LES EFFETS DU PH DU SOL ET DU TYPE DE FERTILISANT SUR LA CROISSANCE ET LE DÉVELOPPEMENT VÉGÉTATIF DE JEUNES CAMERISIERS

2.1 PROBLÉMATIQUES

La camerise (*Lonicera caerulea*) est un nouveau petit fruit qui gagne en popularité au Québec et au Canada. Reconnue ailleurs dans le monde sous le nom Haskap, Blue Honeysuckle ou Honeyberry (Bors 2008), ce petit fruit était déjà cultivé dans les pays asiatiques notamment pour ses propriétés nutraceutiques et antioxydantes bénéfiques pour la santé (Chaovanalikit *et al.* 2004; Jin *et al.* 2006; Thompson 2006; Palíková *et al.* 2008; Lamoureux *et al.* 2011; Rupasinghe *et al.* 2012; Miyashita et Hoshino 2015). Le développement récent de nouveaux cultivars plus savoureux par un programme d'hybridation de l'Université de la Saskatchewan (USask) a entraîné l'émergence de cette culture au Québec (Gagnon 2015). En effet, selon le Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec (MAPAQ), environ un million de camerisiers ont été plantés dans la province entre 2007 et 2015, dont plus de 300 000 camerisiers se retrouvent dans la région du Saguenay-Lac-Saint-Jean (SLSJ) (Gagnon 2015). Bien que la culture des camerisiers se pratique depuis plus de 10 années au Québec (depuis 2006), très peu d'informations agronomiques ont été publiées dans la littérature scientifique pour guider les producteurs et les agronomes dans le domaine.

Les documents de références retrouvés indiquent que les camerisiers sont en mesure de croître dans divers milieux et de s'adapter à de vastes conditions édaphiques (Bors et Thomson 2012; Hummer *et al.* 2012; Gagnon 2015). Selon les références précédentes, des camerisiers cultivés et des sous-espèces indigènes de chèvrefeuilles comestibles ont été retrouvés au Canada dans des sols aux pH de 5 à 8 (Bors et Thomson 2012; Gagnon 2015). Au Québec, le MAPAQ recommande aux producteurs d'ajuster leur pH du sol entre 6 et 7 afin de maximiser la disponibilité des nutriments pour les cultures (Vanasse 2010b). Des essais réalisés par la Coopérative Les Bioproduits de Sainte-Rita (Coop Sainte-Rita 2013) sur des vergers localisés plus au Sud du Québec semblent corroborer l'hypothèse qu'un pH près de la neutralité serait favorable pour la croissance puisque la croissance et les rendements des camerisiers ont été augmentés à des pH supérieurs à 6.5. Cependant, une étude réalisée aux États-Unis dans les années 1989 et 1990 sur des chèvrefeuilles du Japon (*Lonicera japonica*), un arbuste génétiquement proche des camerisiers retrouvés au Canada, indiquait qu'une augmentation du pH du sol de 4.5 à 5.9 n'avait pas augmenté significativement les rendements en fruits ni même la croissance végétative des arbustes (Dyess *et*

al. 1994). Cette dernière étude suggère également que les camerisiers sont adaptés à croître dans des milieux moyennement à fortement acides ($\text{pH} < 5.5$).

Sachant que la disponibilité des nutriments varie en fonction du pH du sol (Taiz et Zeiger 2006; Vanasse 2010b), la forme d'azote (N) facilement assimilable par la plante va également dépendre du pH du sol. En effet, dans les milieux moyennement et fortement acides, l'azote sous la forme d'ammonium (N-NH_4^+) est davantage disponible pour les plantes comparativement à l'azote sous la forme de nitrates (N-NO_3^-) (Cheng *et al.* 2013). De plus, l'augmentation du pH du sol favorise la nitrification entraînant comme conséquence une diminution du pool d' N-NH_4^+ disponible pour les plantes (Dyess *et al.* 1994; Cheng *et al.* 2013). Pour les cultures présentes en sols faiblement acides ou neutres, l'azote devient alors plus facilement disponible sous la forme de nitrate (N-NO_3^-) (Cheng *et al.* 2013). De plus, plusieurs plantes issues de milieux nordiques sont en mesure de capter directement l'azote sous formes organiques (ex. : acides aminés, protéines, etc.) en s'associant notamment à des champignons mycorhiziens (Schimel et Bennett 2004). Bien que le camerisier soit issu de croisements de plantes nordiques, aucune documentation sur ce sujet ou allant en ce sens n'a été trouvée dans les littératures scientifiques et grises.

À la lumière de ces connaissances, il devient pertinent de vérifier les effets combinés du pH et des fertilisants azotés sur la croissance des camerisiers pour éventuellement être en mesure d'établir une gestion de fertilisation adaptée à cette culture. L'objectif principal de cette étude est de déterminer les effets du pH du sol et du type de fertilisation sur la croissance végétative des jeunes camerisiers.

2.2 MATÉRIELS ET MÉTHODES

2.2.1 DISPOSITIF EXPÉRIMENTAL

Le projet s'est déroulé en serre à l'Université du Québec à Chicoutimi (UQAC) du 15 janvier au 26 mai 2016. Des pots de plastique de 4.5 L ont été remplis avec 3.5 kg de loam sableux Mistassini (Raymond 1971) provenant du verger Les Camerises du Lac Inc., à Labrecque, Québec, Canada (48°40' N, 71°33' O) (Tableau 2.1). Le sol a préalablement été tamisé à 10 mm puis homogénéisé manuellement à l'aide d'un râteau sur une toile de polyéthylène. Les camerisiers utilisés (Indigo Treat©, Végétolab, Alma, Québec, Canada) étaient âgés d'une année et avaient en moyenne une hauteur de 18 ± 4 cm. Dix semis ont été prélevés au hasard pour déterminer les biomasses sèches moyennes initiales de la tige (0.41 ± 0.08 g) et des racines (0.43 ± 0.10 g). Un seul semis de camerisiers a été transplanté par pot. Avant la transplantation, les racines des semis ont été trempées, à deux reprises, dans des bacs d'eau déminéralisée (pendant 10 minutes pour chaque trempage) afin de lessiver les engrais qui auraient pu être présents dans la zone d'enracinement des semis. Pendant la période de croissance, chaque pot était irrigué manuellement pour maintenir une teneur en eau du sol entre 0.15 et 0.20 m³/m³, valeurs représentant 50 % à 80 % de la capacité au champ du sol utilisé. Un réflectomètre temporel (Time-Domain Reflectometry, TDR) portatif (Procheck, Decagon Devices, Pullman, Washington, États-Unis) relié à une sonde comportant trois tiges métalliques de 6 cm (GS3, Decagon Devices, Pullman, Washington, États-Unis) a été utilisé à chaque semaine pour vérifier et ajuster, si nécessaire, l'humidité du sol dans chacun des pots. L'eau a été ajoutée délicatement pour éviter le lessivage des nutriments à la base du pot.

La température moyenne de jour a été fixée à 18°C alors que la température moyenne pour la nuit a été fixée à 11°C pour la durée totale de l'expérience. Les températures choisies ont été déterminées à l'aide du logiciel BioSIM version 10.3 (Natural Resources Canada, Sainte-Foy, Québec, Canada) qui permet d'obtenir les températures normales moyennes des dernières années d'un endroit voulu. Les températures choisies dans cette expérience sont les valeurs moyennes estivales ayant été obtenues pour le site de Labrecque (48°40'N, 71°33'O), un site représentatif des conditions environnementales pour la région du SLSJ. L'éclairage a également été ajusté pour obtenir 14 heures de luminosité par jour pour représenter la saison estivale.

Tableau 2.1 : Propriétés générales du sol minéral utilisé pour cette étude (Loam sableux de la série Mistassini).

Paramètre, unité	Méthode	Valeur
pH eau	Eau distillée	6.40
pH tampon	SMP	6.39
Matière organique, %	Perte au feu (LOI)	5.41
Capacité d'échange cationique (CEC), meq100g ⁻¹	Calculée	16.7
Azote total, g kg ⁻¹	Kjeldahl	1.44
P ₂ O ₅ , mg kg ⁻¹	Mehlich-3	26.9
K ₂ O, mg kg ⁻¹	Mehlich-3	266.6
Mg, mg kg ⁻¹	Mehlich-3	86.7
Ca, mg kg ⁻¹	Mehlich-3	6 444
Al, mg kg ⁻¹	Mehlich-3	2 097
Fe, mg kg ⁻¹	Mehlich-3	67.8

2.2.2 TRAITEMENTS

Quatre catégories de pH du sol et cinq types de fertilisation ont été testés dans un dispositif en tiroir (split-plot) à 5 répétitions (Tableau 2.2). Pour chaque répétition (bloc), les pots ont été regroupés et disposés aléatoirement selon les catégories de pH du sol (facteur principale, afin de faciliter la gestion de l'irrigation) puis les traitements fertilisants (facteur secondaire) ont été ajoutés aléatoirement dans chacune des catégories de pH du sol. Les intervalles de pH testés se situaient entre 4 et 7 pour des catégories de pH allant de fortement acide (4.3 à 4.6) à neutre (6.3 à 7.0) (Tableau 2.2). Les intervalles de pH pour chacune des catégories ont été fixés à posteriori en raison de la difficulté d'obtenir des intervalles bien précis (annexe a). Le pH de l'eau utilisée pour l'irrigation a préalablement été ajusté aux valeurs correspondantes aux différentes catégories de pH du sol afin de minimiser les modifications de pH durant l'expérience.

Les traitements fertilisants correspondaient à : un traitement contrôle sans fertilisant (C), un traitement minéral témoin (sans azote) avec une fertilisation en phosphore et en potassium (T), un traitement minéral avec une fertilisation complète (N-P-K) dont l'azote était sous la forme de

sulfate d'ammonium ((NH₄)₂SO₄) (M1), un traitement minéral avec une fertilisation complète (N-P-K) dont l'azote était sous la forme de nitrate de calcium (Ca(NO₃)₂) (M2) et un traitement organique avec une fertilisation complète composée de fumier de poulet en granule (Acti-Sol 5-3-2 ©) (O1) (Tableau 2.3). Les sources minérales de P et de K provenaient respectivement du triple superphosphate [Ca(H₂PO₄)₂] et du chlorure de potassium (KCl). Des doses équivalentes à l'hectare de 40 kg d'N, 29 kg de P₂O₅ et 17 kg de K₂O ont été utilisées (Tableau 2.3). Mise à part les fertilisants minéraux azotés, les traitements fertilisants minéraux et organique ont été ajoutés et mélangés dans les pots de sol deux jours avant la plantation des semis (sans fractionnement et sous forme granulaire). Les sources minérales d'N ont été dissous dans de l'eau déminéralisée (concentrés utilisés), puis appliquées à la surface du sol en prenant soin que la solution azotée ne soit pas en contact direct avec le collet du camerisier (Figure 2.1). Les sources minérales azotées ont toutefois été fractionnées en quatre applications selon des intervalles d'un mois (19 janvier, 18 février, 17 mars et 14 avril 2016).

Tableau 2.2 : Facteurs à l'étude dans le cadre de ce projet de recherche soient : quatre catégories de pH de sol et cinq types de fertilisant. À l'essai, 20 combinaisons de traitements répétés cinq fois chacune pour un total de 100 unités expérimentales (4 pH du sol × 5 types de fertilisant × 5 répétitions).

Facteurs à l'étude	
pH du sol au 0.01 M CaCl₂	Fertilisants [†]
<ul style="list-style-type: none"> • Fortement acide (entre 4.3 et 4.6) • Moyennement acide (entre 5.1 et 5.4) • Faiblement acide (entre 5.5 et 6.0) • Neutre (entre 6.3 et 7.0) 	<ul style="list-style-type: none"> • C • T • M1 • M2 • O1

[†] C = contrôle sans fertilisant ; T1 = témoin fertilisé en phosphore (P) et en potassium (K) ; M1 = minéral à base de sulfate d'ammonium ; M2 = minéral à base de nitrate de calcium ; O1 = organique composé de fumier de poulet en granule (Acti-Sol 5-3-2 ©).

Tableau 2.3 : Doses (équivalentes à l'hectare) et sources d'azote (N), de phosphore (P) et de potassium (K) pour chacun des traitements (Trt) fertilisants.

Trt [†]	N-P-K (kg ha ⁻¹)	Source N	Source P	Source K
C	0 - 0 - 0	---	---	---
T	0-29-17	---	Ca(H ₂ PO ₄) ₂	KCl
M1	40-29-17	(NH ₄) ₂ SO ₄	Ca(H ₂ PO ₄) ₂	KCl
M2	40-29-17	Ca(NO ₃) ₂	Ca(H ₂ PO ₄) ₂	KCl
O1	40-29-17	Fumier de poulet en granule (Acti-Sol 5-3-2 ©)		

[†] C = contrôle sans fertilisant ; T1 = témoin fertilisé en phosphore (P) et en potassium (K) ; M1 = minéral à base de sulfate d'ammonium ; M2 = minéral à base de nitrate de calcium ; O1 = organique composé de fumier de poulet en granule (Acti-Sol 5-3-2 ©).



Figure 2.1 : Exemple d'une application d'une solution azotée (traitements M1 et M2) autour du collet du camerisier. Photo : Catherine Tremblay.

2.2.3 MODIFICATION DU PH INITIAL DU SOL

Des essais préliminaires ont dû être effectués pour obtenir quatre catégories de pH à partir du même sol (loam sableux). Tout d'abord, le sol récolté chez le producteur était initialement de la catégorie faiblement acide (pH entre 5.5 et 6.0). Une acidification et une neutralisation ont donc été nécessaires pour modifier le pH du sol à des catégories fortement acide (pH entre 4.3 et 4.6),

moyennement acide (pH entre 5.1 et 5.4) et neutre (pH entre 6.3 et 7.0). Une solution d'acide chlorhydrique (HCl) à 0.4 M a été utilisée pour acidifier le sol (Cheng *et al.* 2013) alors que de la chaux calcique (CaCO₃) a été utilisée pour rehausser le pH du sol. Après l'ajout de la solution d'HCl et de la chaux dans les pots, 11 semaines se sont écoulées avant la plantation des camerisiers. Ce temps d'attente était nécessaire pour s'assurer de la stabilité des pH du sol (annexe a). Les pH du sol ont été mesurés et suivis aux deux semaines avec la méthode standard au CaCl₂ à 0.01 M selon un ratio sol : solution de 1 : 2 (Hendershot et Lalande 2008).

En ce qui concerne l'acidification du sol, un essai a dû être effectué préliminairement sur le sol pour déterminer la courbe de réponse du sol à l'acidité (annexe b). Avec la formule obtenue à la suite de cet essai, il a été possible de déterminer que des concentrations d'environ 32 mmol HCl kg⁻¹ et 82 mmol HCl kg⁻¹ permettraient d'abaisser le pH du sol à des catégories moyennement et fortement acides. Pour rehausser le pH du sol vers la neutralité (pH entre 6.3 et 7.0), l'équivalent de 11 t ha⁻¹ de chaux pure (IVA = 100 % ÉEC; 0 % d'humidité; 100% de matière sèche) a été utilisé. Cette valeur a été déterminée selon une charte tirée de Van Lierop et Tran (1983) basée sur le pH_{eau} ciblé et le pH_{tampon} pour un sol minéral dont la profondeur de la couche arable correspondait à 17 cm. La quantité de chaux déterminée par la charte a finalement été corrigée selon la profondeur de la couche de sol à neutraliser dans l'expérience (19 cm) et l'indice de la valorisation agricole (IVA) de la chaux calcique utilisée (IVA = 92% ÉEC; 5 % d'humidité; 95 % de matière sèche) (Vanasse 2010a).

2.2.4 VARIABLES MESURÉES

2.2.4.1 SUIVI DE LA CROISSANCE

2.2.4.1.1 BIOMASSES FINALES

Les biomasses finales ont été mesurées après 19 semaines de croissance où les camerisiers ont été déterrés, lavés puis séparés selon leurs trois composantes morphologiques principales (racines, tiges et feuilles). Les racines ont subi un nettoyage à l'eau chaude pour éliminer les résidus de sols, puis elles ont été séchées à 65°C pendant 72 heures comme les tiges et les feuilles. Les biomasses sèches totales et finales ont ensuite été obtenues en pesant chaque partie des camerisiers, où le poids des feuilles tombées durant l'expérience a également été pris en compte dans le calcul.

Les biomasses de chaque nouvelle tige produite ont été évaluées en soustrayant la biomasse initiale moyenne à la biomasse finale. Les feuilles tombées tout au long de l'expérience ont également été récoltées, séchées, puis pesées à la fin de l'expérience. Un pourcentage de sénescence foliaire a également été calculé en utilisant la masse des feuilles tombées avant la fin de l'expérience (avant 19 semaines), divisée par la masse totale et finale des feuilles produites, multiplié par 100.

2.2.4.1.2 BIOMASSES ESTIMÉES

Une nouvelle approche a été utilisée dans cette expérience pour évaluer la biomasse aérienne (au-dessus du sol) des camerisiers sans avoir à détruire des plants (échantillonnage non-destructif). Pour ce faire, les camerisiers ont été photographiés mensuellement et chacune des photos a été traitée à l'aide du logiciel image J (Image J 1.47, Softonic Internacional S. A.) afin d'obtenir une estimation de la surface aérienne et foliaire (en cm^2). Chacun des camerisiers a été évalué cinq fois (une séquence de cinq dates au total) (Figure 2.2). Pour s'assurer de la reproductibilité des données, chacune des photos a été prise selon le même montage et sur un fond blanc (Figure 2.3 A et B). Pour être en mesure d'estimer les biomasses des camerisiers à l'aide des surfaces aériennes et foliaires calculées pour chacune des séquences d'échantillonnages, deux régressions linéaires entre les surfaces calculées à la dernière date de mesure (25 mai 2016) et les biomasses finales obtenues à cette même date ont été déterminées (Figure 2.4). Ainsi, des relations linéaires positives et significatives ont été obtenues entre les surfaces calculées et les biomasses finales (foliaires : $R^2 = 0.95$; $P < 0.001$ et aériennes : $R^2 = 0.93$, $P < 0.001$) (Figure 2.4 a et b). Les équations obtenues (issues des droites de régression, Figure 2.4) ont finalement permis de transformer les surfaces calculées (en cm^2) en biomasses estimées (aériennes et foliaires, en g) et ce, pour les quatre dates précédemment échantillonnées par les photos. Les détails de cette procédure sont présentés en annexe c.



Figure 2.2 : Exemple d'une séquence obtenue pour un camerisier selon les cinq dates de mesures. Sur les clichés, on peut observer un dépérissement et un flétrissement progressif (sénescence) du jeune camerisier causés par le traitement pH moyennement acide et une fertilisation contrôlée. Photos : Catherine Tremblay.



Figure 2.3 : Montage effectué pour la prise des photos pour mesurer la biomasse estimée (A) et exemple d'une photo obtenue et non traitée pour l'analyse de la surface aérienne, en cm² (B). Photos : Catherine Tremblay.

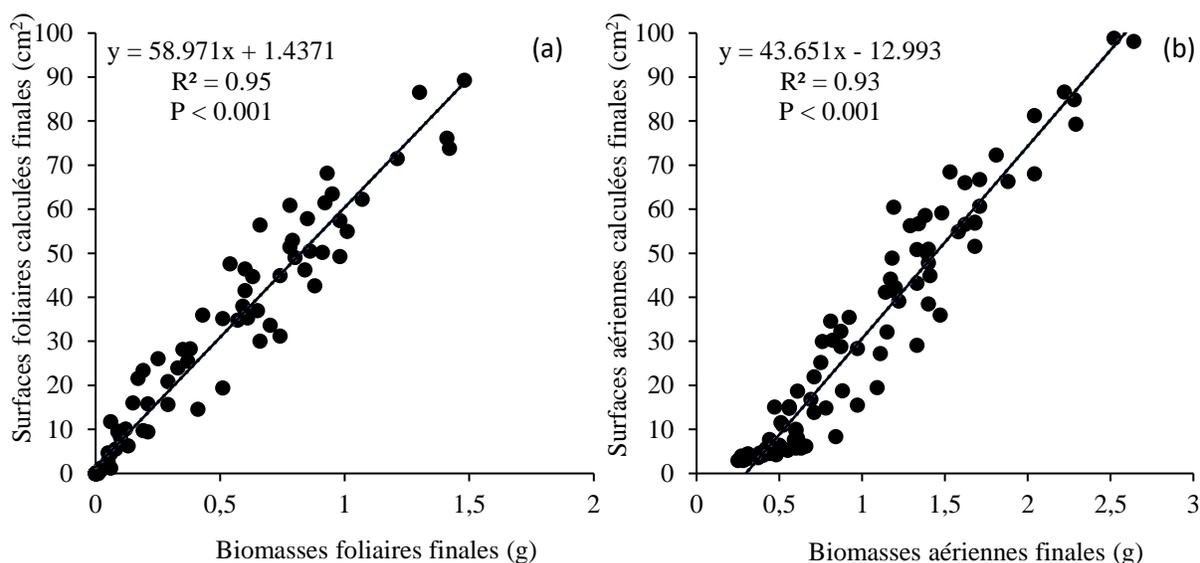


Figure 2.4 : Corrélations (régressions linéaires) entre les biomasses foliaires (a) et aériennes (b) finales (en g) et les surfaces calculées finales (en cm²) n = 100.

2.2.4.2 SUIVI DES PARAMÈTRES DU SOL

2.2.4.2.1 PH DU SOL

Tout au long de l'expérience, soit à chaque deux semaines, les pH du sol ont été suivis avec la méthode standard : CaCl_2 à 0.01 M selon un ratio sol : solution de 1 : 2 (Hendershot et Lalande 2008). Les échantillons de sol utilisés pour mesurer le pH ont été prélevés à l'aide d'une mèche extractrice (tige ouverte) provenant d'une sonde de Pressler. La tige extractrice a permis d'obtenir des échantillons de l'ensemble du profil du sol (15 cm de profondeur) tout en ayant une perturbation minimale pour les camérisiers (trous de 0.5 cm de diamètre). Pour chacune des mesures, un total de six sous-échantillons a été recueilli dans chacun des pots. Après avoir été homogénéisés, les sous-échantillons de sol ont été séchés à 105°C pendant 24 h, puis analysés. Les données recueillies, présentées en annexe d, ont permis de constater que certaines formes de fertilisation influencent significativement le pH du sol. En effet, la fertilisation organique a neutralisé l'acidité dans les catégories de pH moyennement et fortement acides, alors que la fertilisation minérale sous la forme de sulfate d'ammonium a entraîné une acidification du sol dans les catégories de pH faiblement acides et neutres (annexe d). Ces modifications imprévues des intervalles de pH visés ont entraîné une modification du modèle expérimental initialement prévu (voir section analyses statistiques). Les autres types de fertilisation (nitrate de calcium, témoin avec phosphore et potassium et contrôle) n'ont pas entraîné de changement important au niveau du pH du sol (annexe d).

2.2.4.2.2 SALINITÉ DU SOL

Après avoir ajouté la dernière application de la fertilisation azotée minérale (14 avril 2016), la salinité du sol, ou la conductivité électrique du sol (CE, dS m^{-1}), a été mesurée (22 avril 2016). La méthode d'extraction à l'eau a été utilisée selon un ratio sol : eau de 1 : 2 (Miller et Curtin 2008). Un instrument portable avec correction de la température (EC/TDS/Temperature tester, HI98312, Hanna instruments, Laval, Québec, Canada) a permis de mesurer la salinité dans la solution extractive. Les échantillons de sol utilisés pour mesurer la salinité ont été prélevés de la même façon que ceux utilisés pour mesurer le pH du sol, c'est-à-dire à l'aide d'une tige extractrice

(0.5 cm de diamètre) et sur l'ensemble du profil du sol (15 cm de profondeur). Toutefois, huit sous-échantillons ont été homogénéisés puis analysés pour chacun des pots.

2.2.5 ANALYSES STATISTIQUES

Deux modèles statistiques¹ ont été utilisés pour analyser les résultats puisque des modifications imprévues des catégories de pH ont été observées à la suite de l'application de deux types d'engrais [engrais organique (O1) et sulfate d'ammonium (M1), voir annexe d], ce qui a empêché la réalisation d'un seul modèle statistique. Toutes les analyses statistiques ont été réalisées en utilisant le logiciel R (version 3.3.1, RStudio, Inc.,2016). Un exemple de programmation est présenté à l'annexe e.

Le premier modèle statistique comprenait le pH du sol comme facteur principal (quatre catégories) et les trois traitements fertilisants qui ont minimalement influencé le pH du sol (contrôle, témoin et minérale sous la forme de nitrate de calcium) comme facteur secondaire (ou sous-parcelle). Ces deux facteurs combinés (degré de liberté = 6) ont été analysés selon un modèle en tiroir (ANOVA split-plot, somme des carrés type III) en utilisant le test pour les modèles linéaires mixtes (package lmerTest). Le nombre de blocs (5) a été pris en compte dans le modèle comme facteur aléatoire. Quand les résultats de l'ANOVA se sont avérés être significatifs pour les différentes variables réponses, des tests de comparaisons multiples a posteriori (Honest Significant Difference de Tukey, $\alpha = 0.05$) ont été effectués pour déterminer les différences significatives entre les traitements. Les biomasses finales pour l'ensemble des composantes morphologiques (tiges, feuilles et racines), les biomasses estimées pour les parties aériennes, le taux de sénescence ainsi que la salinité du sol ont été utilisées comme variables réponses. Des analyses de régressions linéaires ont aussi été réalisées entre les variables des biomasses finales et la conductivité électrique (salinité) du sol, et la sénescence (taux de défoliation) et la conductivité électrique en utilisant la fonction *predict* dans R. L'homogénéité des variances a été vérifiée graphiquement à l'aide de la fonction *ggplot* dans R, alors que la normalité a été vérifiée à l'aide du test de Shapiro-Wilk.

¹ Les modèles statistiques ont été validés par Delta Statistique, Québec, Canada.

Lorsque nécessaire, les données ont été transformées (ex. : logarithme) pour fournir une distribution normale des données.

Le deuxième modèle statistique avait pour but de comparer les deux traitements fertilisants ayant amené des modifications des catégories de pH prévues, soient les fertilisants organique et minéral sous la forme de sulfate d'ammonium. Pour ce faire, une analyse de la covariance (ANCOVA, type III) a été réalisée sur les mêmes variables réponses nommées précédemment en utilisant un modèle linéaire général (GLM) dans R (package Car). Les fertilisants ont été considérés comme un facteur catégorique fixe, alors que le pH du sol a été considérée comme un facteur numérique continue (covariable). Tout comme pour le modèle précédent, l'homogénéité des variances et la normalité des données ont été vérifiées et respectées. De plus, les postulats de l'ANCOVA tels que l'existence d'une régression linéaire, l'homogénéité des pentes et l'absence d'interaction significative entre les traitements et la covariable ont également été vérifiés graphiquement (annexe e).

2.3 RÉSULTATS

2.3.1 SUIVI DE LA CROISSANCE

2.3.1.1 BIOMASSES FOLIAIRES FINALES ET ESTIMÉES ET TAUX DE DÉFOLIATION

Le pH du sol a eu un impact significatif sur les biomasses foliaires finales des camerisiers ($P < 0.001$) (Tableau 2.4). Par exemple, les camerisiers ayant poussé dans les sols aux pH faiblement acides (5.5 à 6.0) et neutres (6.3 à 7.0) ont présenté, en moyenne, des biomasses foliaires finales quatre fois plus importantes que les camerisiers présents dans les pH fortement acides (4.3 à 4.6) ($P < 0.001$) (Figure 2.5 a). D'ailleurs, dans un sol aux pH fortement acides, les camerisiers avaient perdu en moyenne 88 % de leur feuillage avant la fin de l'expérience (Figure 2.6 a). Une diminution significative de 30 % a également été notée entre les biomasses foliaires finales des camerisiers ayant poussé dans des conditions de pH moyennement acides (5.1 à 5.4) et ceux présents dans les pH faiblement acides et neutres ($P < 0.001$) (Figure 2.5 a). Toutefois, bien que les camerisiers poussant dans des conditions de pH faiblement acides et neutres aient obtenu des biomasses foliaires finales similaires ($P = 0.38$, test de Tukey) (Figure 2.5 a), 48 % du feuillage

des camerisiers présents dans un sol aux pH neutres était tombé avant la fin de l'expérience alors que la sénescence était seulement de 10 % pour les camerisiers poussant dans des conditions faiblement acides ($P < 0.001$) (Figure 2.6 a).

Le type de fertilisant a également eu un impact significatif sur les biomasses foliaires finales des camerisiers (Tableau 2.4 et Tableau 2.5). Les camerisiers fertilisés avec du nitrate de calcium ont entraîné une diminution des biomasses foliaires finales de 26 % comparativement aux camerisiers contrôles (non-fertilisés) ($P = 0.01$) (Figure 2.5 b). La fertilisation en phosphore et en potassium n'a pas eu d'impact majeur sur les biomasses foliaires finales des témoins puisque la valeur se situait entre celle des camerisiers contrôles ($P = 0.52$) et celle des camerisiers fertilisés avec du nitrate de calcium ($P = 0.12$) (Figure 2.5 b). La fertilisation minérale avec du sulfate d'ammonium a entraîné une augmentation des biomasses foliaires finales de 63 % comparativement aux camerisiers fertilisés avec du fumier de poulet ($P = 0.01$) (Figure 2.5 b). Les biomasses foliaires finales ne semblent pas être différentes entre les deux fertilisations minérales (Figure 2.5 b). Cette affirmation ne peut toutefois pas être supportée statistiquement en raison de l'utilisation des deux modèles statistiques.

Tout au long de l'expérience, le pH du sol et le type de fertilisants ont influencé significativement les biomasses foliaires estimées (Tableau 2.6 et Tableau 2.7). Contrairement aux biomasses foliaires finales où les camerisiers avaient obtenu des biomasses statistiquement similaires entre les pH faiblement acides et les pH neutres ($P = 0.38$) (Figure 2.5 a), l'estimation des biomasses foliaires à travers le temps permet de démontrer que les camerisiers ont eu significativement 25 % plus de feuilles dans un sol aux pH faiblement acides que dans un sol aux pH neutres ($P < 0.001$) (Figure 2.7 a). De plus, l'ajout de nitrate de calcium, sans l'effet du phosphore et du potassium, semble avoir fait globalement diminuer de 30 % les biomasses foliaires estimées (Figure 2.7 b). Finalement, aucune interaction significative n'a été notée entre le pH du sol et le type de fertilisant en ce qui concerne les biomasses foliaires finales et les biomasses foliaires estimées (Tableau 2.5 et Tableau 2.6). Avec une augmentation du pH du sol, les biomasses ont varié de manière similaire selon les différents types de fertilisation (Figure 2.5 c et Figure 2.7 c).

Tableau 2.4 : Résultats obtenus de l'analyse de la variance avec un modèle en tiroir (modèle 1) pour tester les effets du pH et du type de fertilisant sur les biomasses finales des camerisiers.

Facteurs	Biomasses sèches						Sénescence des feuilles
	Foliaires	Nouvelles tiges	Aériennes (feuilles et tiges)	Racinaires†	Totales (tiges, feuilles, racines)	Proportion racinaire	
Modèle 1 (C, T et M2)	Valeurs de F (Probabilité)						
pH	29.0 (< 0.001)	12.9 (< 0.001)	25.4 (< 0.001)	44.3 (< 0.001)	8.9 (< 0.001)	9.3 (< 0.001)	31.0 (<0.001)
Fertilisation	4.9 (0.01)	0.1 (< 0.001)	2.2 (0.13)	19.0 (< 0.001)	41.5 (< 0.001)	9.5 (< 0.001)	6.7 (0.003)
pH × Fertilisation	0.4 (0.86)	0.5 (0.80)	0.4 (0.86)	5.0 (< 0.001)	1.1 (0.35)	6.5 (< 0.001)	1.9 (0.11)

† Variable nécessitant une transformation logarithmique (Log).

Tableau 2.5 : Résultats obtenus de l'analyse de la covariance (modèle 2) pour tester les effets de la fertilisation sur les biomasses finales des camerisiers.

Facteurs	Biomasses sèches						Sénescence des feuilles
	Foliaires	Nouvelles tiges	Aériennes (feuilles et tiges)	Racinaires†	Totales (tiges, feuilles, racines)	Proportion racinaire	
Modèle 2 (M1 et O1)	Valeurs de F (Probabilité)						
Fertilisation	6.8 (0.01)	2.0 (0.16)	6.1 (0.02)	1.6 (0.21)	6.4 (0.02)	4.9 (0.03)	0.1 (0.73)
pH médian (covariable)	10.1 (0.003)	1.4 (0.25)	8.1 (0.007)	1.5 (0.22)	4.5 (0.04)	6.2 (0.02)	4.3 (0.05)
pH médian × Fertilisation	1.8 (0.19)	0.2 (0.66)	0.8 (0.38)	0.0 (0.96)	0.5 (0.47)	0.6 (0.43)	0.5 (0.51)

† Variable nécessitant une transformation logarithmique (Log).

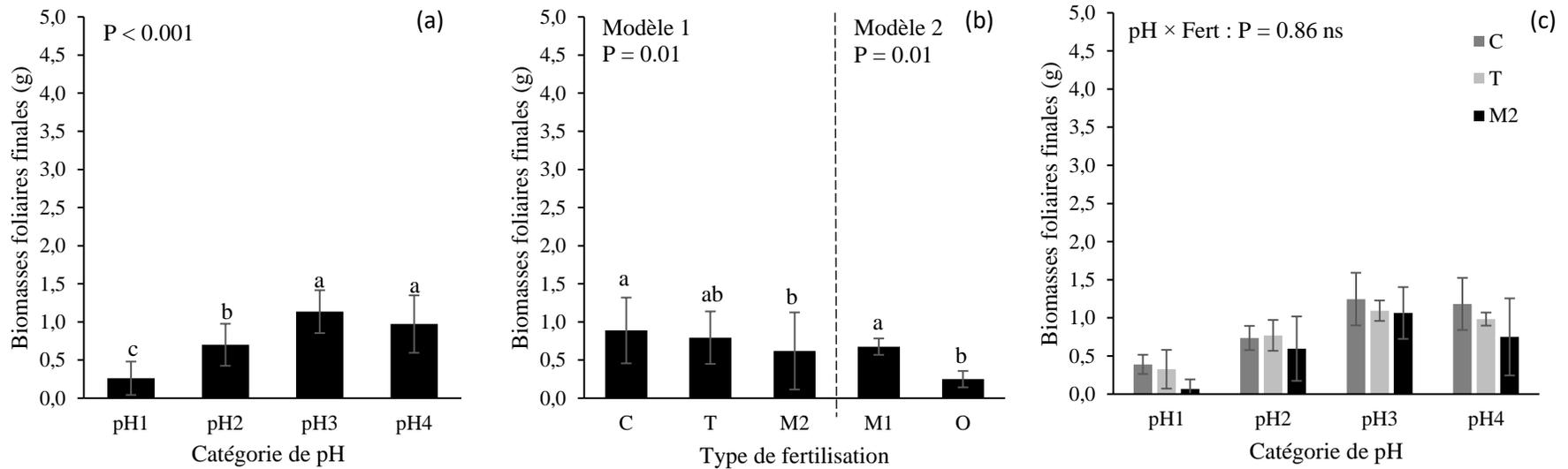


Figure 2.5 : Biomasses foliaires finales selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (le modèle 2 présente les moyennes ajustées selon un pH médian de 5.62) (b) et l'interaction entre le pH du sol et le type de fertilisation (c). Les différences significatives entre les moyennes sont représentées par des lettres différentes. Les barres d'erreurs représentent les écarts types. pH1 = Fortement acide [4.3 à 4.6]; pH2 = Moyennement acide [5.1 à 5.4]; pH3 = Faiblement acide [5.5 à 6.0]; pH4 = Neutre [6.3 à 7.0]; C = Contrôle (Sans fertilisant); T = Témoin (P+K); M2 = $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$; M1 = $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$; O = Fumier de poulet (Acti-Sol 5-3-2©); Fert = Fertilisation.

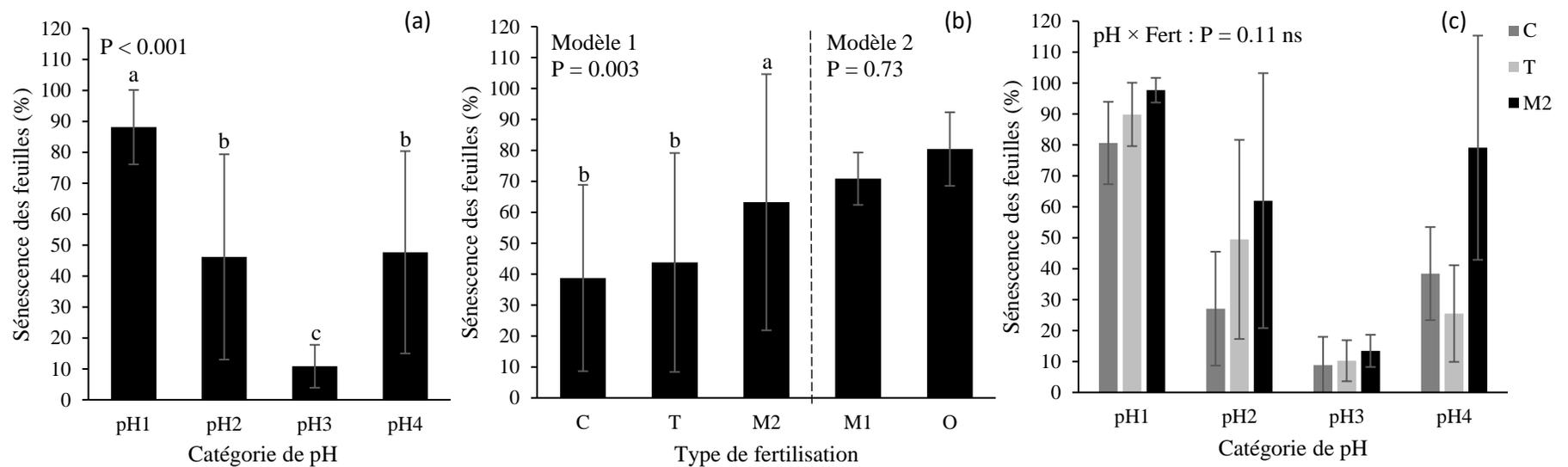


Figure 2.6 : Sénescence prématurée des feuilles selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (le modèle 2 présente les moyennes ajustées selon un pH médian de 5,62) (b) et l'interaction entre le pH du sol et le type de fertilisation (c). Les différences significatives entre les moyennes sont représentées par des lettres différentes. Les barres d'erreurs représentent les écarts types. pH1 = Fortement acide [4.3 à 4.6]; pH2 = Moyennement acide [5.1 à 5.4]; pH3 = Faiblement acide [5.5 à 6.0]; pH4 = Neutre [6.3 à 7.0]; C = Contrôle (Sans fertilisant); T = Témoin (P+K); M2 = $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$; M1 = $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$; O = Fumier de poulet (Acti-Sol 5-3-2©); Fert = Fertilisation.

Tableau 2.6 : Résultats obtenus de l'analyse de la variance à mesures répétées pour tester les effets du pH, du type de fertilisant et du temps sur les biomasses foliaires et aériennes estimées.

Facteurs	Biomasses foliaires estimées	Biomasses aériennes estimées
Modèle 1 (C, T et M2)	Valeurs de F (Probabilité)	
Fertilisation	15.2 (< 0.001)	20.0 (< 0.001)
pH	67.3 (< 0.001)	82.4 (< 0.001)
Temps	5.3 (< 0.001)	8.0 (< 0.001)
Fertilisation × pH	2.0 (0.07)	3.0 (0.01)
Fertilisation × Temps	0.5 (0.87)	0.2 (0.99)
pH × Temps	1.6 (0.09)	0.8 (0.63)
Fertilisation × pH × Temps	0.8 (0.71)	0.5 (0.97)

Tableau 2.7 : Résultats obtenus de l'analyse de la covariance à mesures répétées pour tester les effets de la fertilisation et du temps sur les biomasses foliaires et aériennes estimées.

Facteurs	Biomasses foliaires estimées	Biomasses aériennes estimées
Modèle 2 (M1 et O1)	Valeurs de F (Probabilité)	
Fertilisation	7.0 (0.01)	8.3 (0.01)
pH médian	32.7 (< 0.001)	40.3 (< 0.001)
Temps	5.9 (< 0.001)	3.7 (0.01)
Fertilisation × Temps	0.3 (0.88)	0.4 (0.82)
Fertilisation × pH médian	0.8 (0.38)	0.7 (0.38)
pH médian × Temps	0.5 (0.74)	0.5 (0.73)
Fertilisation × pH médian × Temps	0.9 (0.46)	0.1 (0.96)

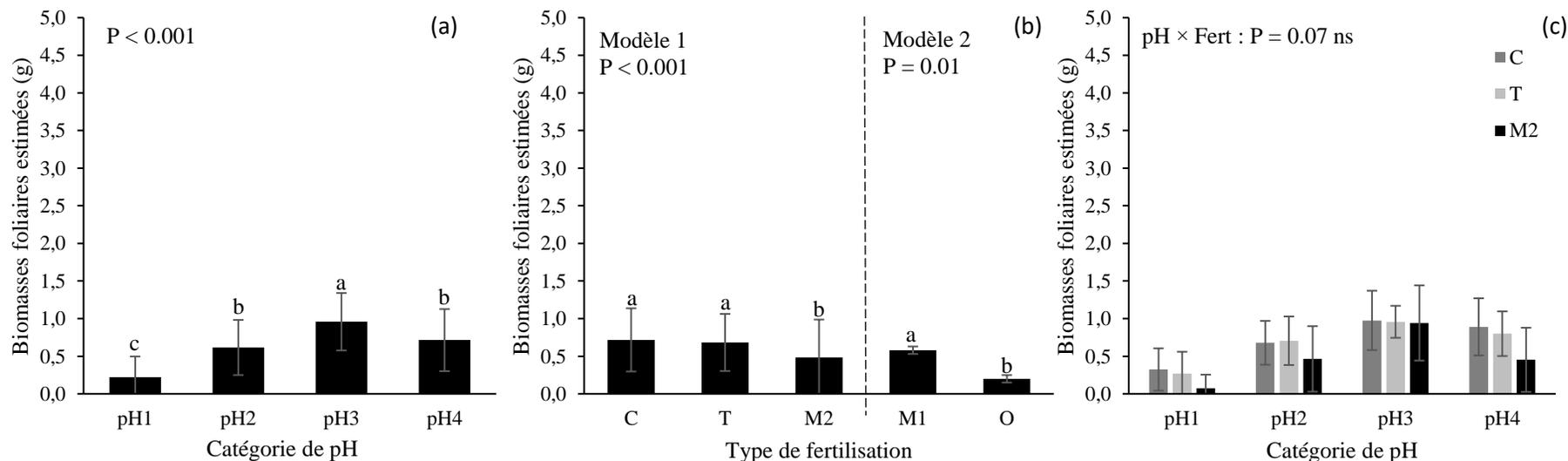


Figure 2.7 : Biomasses foliaires estimées selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (le modèle 2 présente les moyennes ajustées selon un pH médian de 5.62) (b) et l'interaction entre le pH du sol et le type de fertilisation (c). Les différences significatives entre les moyennes sont représentées par des lettres différentes. Les barres d'erreurs représentent les écarts types. pH1 = Fortement acide [4.3 à 4.6]; pH2 = Moyennement acide [5.1 à 5.4]; pH3 = Faiblement acide [5.5 à 6.0]; pH4 = Neutre [6.3 à 7.0]; C = Contrôle (Sans fertilisant); T = Témoin (P+K); M2 = $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$; M1 = $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$; O = Fumier de poulet (Acti-Sol 5-3-2©); Fert = Fertilisation.

2.3.1.2 BIOMASSES DES NOUVELLES TIGES

Les biomasses finales des nouvelles tiges ont été influencées significativement par le pH du sol ($P < 0.001$) (Tableau 2.4). La croissance de nouvelles tiges pour les camerisiers présents dans un sol aux pH fortement acides a été beaucoup plus difficile puisque les biomasses finales des nouvelles tiges obtenues ont été, en moyenne, six fois plus petite que les biomasses finales des nouvelles tiges obtenues pour les autres pH du sol (Figure 2.8 a). Mise à part cette différence significative, les biomasses finales des nouvelles tiges ont été similaires entre les sols au pH moyennement acides, faiblement acides et neutres ($P = 0.08$) (Figure 2.8 a). Les biomasses finales des nouvelles tiges ont également été similaires entre les fertilisants puisqu'aucune différence significative n'a été observée pour ce facteur, et ce, pour les deux modèles statistiques (Tableau 2.4 et Tableau 2.5).

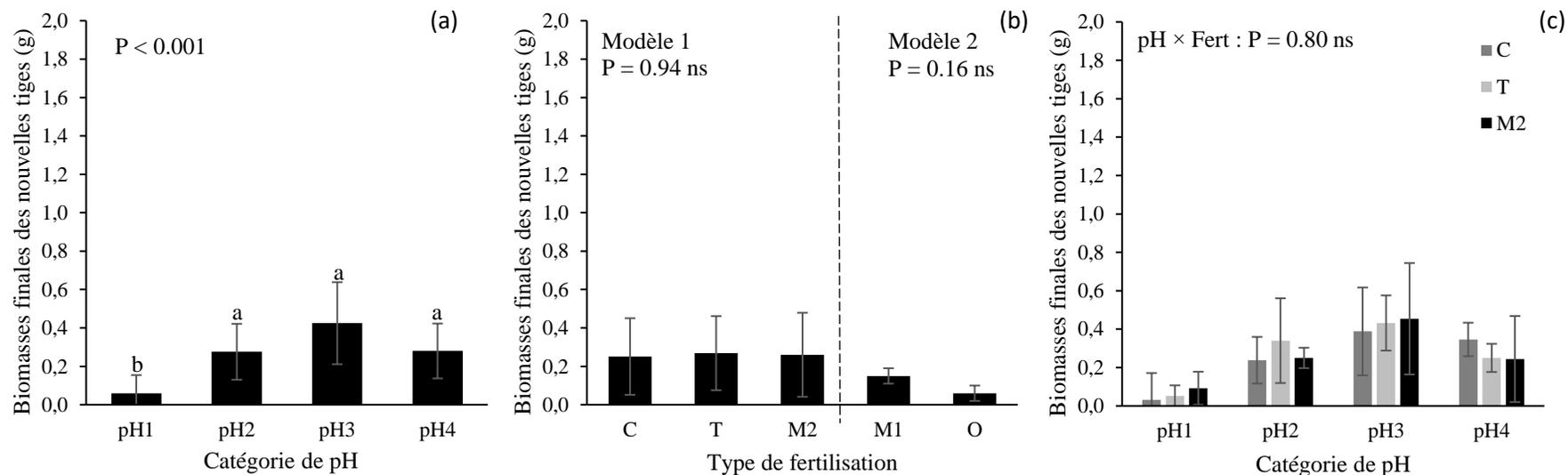


Figure 2.8: Biomasses finales des nouvelles tiges obtenues (tiges finales – tiges moyennes initiales) selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (le modèle 2 présente les moyennes ajustées selon un pH médian de 5.62) (b) et l'interaction entre le pH du sol et le type de fertilisation (c). Les différences significatives entre les moyennes sont représentées par des lettres différentes. Les barres d'erreurs représentent les écarts types. pH1 = Fortement acide [4.3 à 4.6]; pH2 = Moyennement acide [5.1 à 5.4]; pH3 = Faiblement acide [5.5 à 6.0]; pH4 = Neutre [6.3 à 7.0]; C = Contrôle (Sans fertilisant); T = Témoin (P+K); M2 = $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$; M1 = $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$; O = Fumier de poulet (Acti-Sol 5-3-2©); Fert = Fertilisation.

2.3.1.3 BIOMASSES AÉRIENNES FINALES ET ESTIMÉES

Le pH du sol a eu un impact significatif sur les biomasses aériennes finales des camerisiers ($P < 0.001$) (Tableau 2.4). C'est dans les pH faiblement acides que les camerisiers ont présenté les biomasses aériennes (tiges et feuilles) finales les plus élevées bien que statistiquement similaire aux pH neutres ($P = 0.18$) (Figure 2.9 a). Les biomasses aériennes finales des camerisiers présents dans un sol aux pH faiblement acides ont été supérieures de 29 et 63 % comparativement aux camerisiers des sols aux pH moyennement acides ($P = 0.002$) et fortement acides ($P < 0.001$) (Figure 2.9 a). Une différence non-significative de 15 % a aussi été observée entre les camerisiers du sol aux pH faiblement acides et les camerisiers du sol aux pH neutres ($P = 0.18$) (Figure 2.9 a).

Concernant le type de fertilisant, les biomasses aériennes finales n'ont pas été significativement différentes entre les traitements contrôle, témoin et minérale (nitrate de calcium) ($P = 0.127$) (Figure 2.9 b). Toutefois, une différence significative a été notée entre le fertilisant minéral (sulfate d'ammonium) et le fertilisant organique ($P = 0.02$), où les camerisiers avec le sulfate d'ammonium ont obtenu des biomasses aériennes finales supérieures de 40 % en moyenne (Figure 2.9 b).

Pour les biomasses aériennes estimées, le pH du sol et le type de fertilisant se sont avérés des facteurs avec des impacts significatifs (Tableau 2.6 et Tableau 2.7). Pour les camerisiers ayant poussé dans un sol faiblement acide, les biomasses aériennes estimées ont été globalement et en moyenne 60 % plus élevées que les camerisiers ayant poussé dans un sol fortement acide ($P < 0.001$), et d'environ 24 % plus grande que les camerisiers présents dans les sols moyennement acides, et neutres ($P < 0.001$) (Figure 2.10 a). Les fertilisations contrôles et témoins ($P = 0.29$) ont également présenté des biomasses aériennes estimées supérieures d'environ 23 % comparativement à la fertilisation avec du nitrate de calcium ($P < 0.001$) (Figure 2.10 b). La fertilisation minérale avec du sulfate d'ammonium a également entraîné des biomasses aériennes estimées plus élevées (46%) comparativement à la fertilisation organique ($P = 0.01$) (Figure 2.10 b). Malgré que cette affirmation ne puisse être supportée par les modèles statistiques utilisés, les trois fertilisations contenant de l'azote semblent avoir diminué la biomasse aérienne estimée des camerisiers d'environ 30 % (Figure 2.10 b). C'est cependant dans les sols fortement acides et neutres que la fertilisation minérale, sous la forme de nitrate de calcium, a eu davantage un impact

réducteur sur les biomasses aériennes estimées. En effet, les biomasses aériennes estimées ont chuté significativement de 36 et 48 % comparativement aux traitements contrôles et témoins dans les pH fortement acides et neutres, respectivement (Figure 2.10 c). Dans un sol aux pH faiblement acides, la fertilisation avec du nitrate de calcium n'a pas entraîné de différences significatives avec les traitements contrôles ($P = 1.00$) et témoins ($P = 1.00$) (Figure 2.10 c).

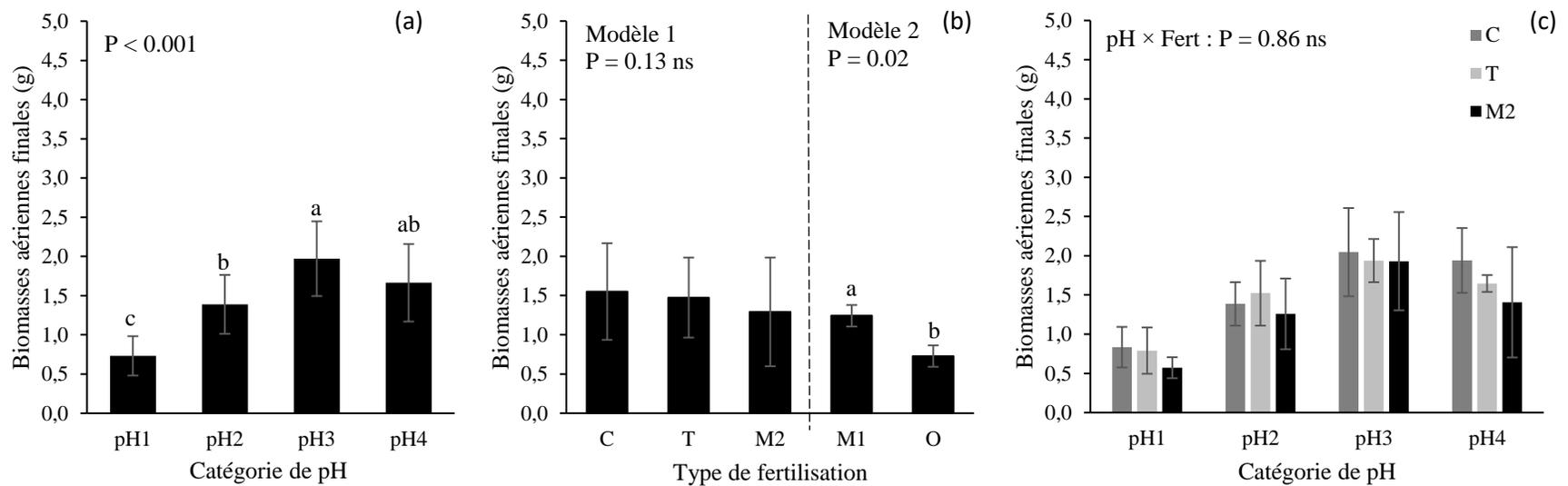


Figure 2.9: Biomasses aériennes (tiges et feuilles) finales selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (le modèle 2 présente les moyennes ajustées selon un pH médian de 5.62) (b) et l'interaction entre le pH du sol et le type de fertilisation (c). Les différences significatives entre les moyennes sont représentées par des lettres différentes. Les barres d'erreurs représentent les écarts types. pH1 = Fortement acide [4.3 à 4.6]; pH2 = Moyennement acide [5.1 à 5.4]; pH3 = Faiblement acide [5.5 à 6.0]; pH4 = Neutre [6.3 à 7.0]; C = Contrôle (Sans fertilisant); T = Témoin (P+K); M2 = $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$; M1 = $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$; O = Fumier de poulet (Acti-Sol 5-3-2©); Fert = Fertilisation.

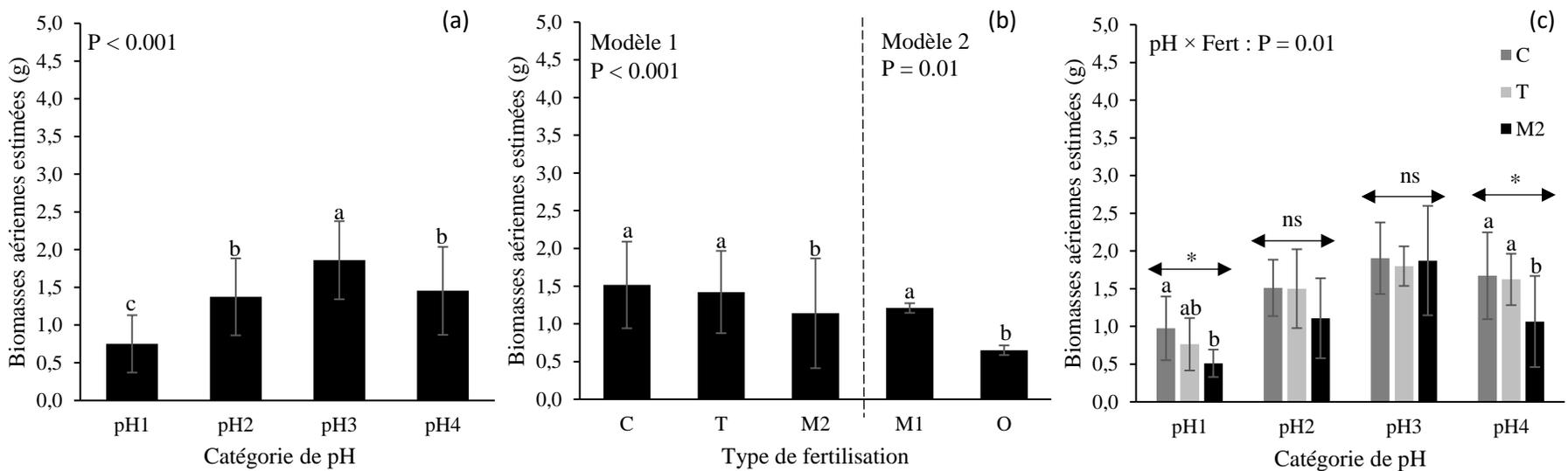


Figure 2.10: Biomasses aériennes estimées selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (le modèle 2 présente les moyennes ajustées selon un pH médian de 5.62) (b) et l'interaction entre le pH du sol et le type de fertilisation (c). Les différences significatives entre les moyennes sont représentées par des lettres différentes. Les barres d'erreurs représentent les écarts types. pH1 = Fortement acide [4.3 à 4.6]; pH2 = Moyennement acide [5.1 à 5.4]; pH3 = Faiblement acide [5.5 à 6.0]; pH4 = Neutre [6.3 à 7.0]; C = Contrôle (Sans fertilisant); T = Témoin (P+K); M2 = $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$; M1 = $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$; O = Fumier de poulet (Acti-Sol 5-3-2©); Fert = Fertilisation.

2.3.1.4 BIOMASSES RACINAIRES FINALES

Le pH du sol a également eu un impact significatif sur les biomasses racinaires finales des camerisiers ($P < 0.001$) (Tableau 2.4). En effet, les pH faiblement acides ont permis deux fois plus de croissance racinaire que les pH moyennement acides et neutres, et trois fois plus que les pH fortement acides (Figure 2.11 a).

Le type de fertilisant a également influencé significativement les biomasses racinaires finales (Tableau 2.4). Effectivement, une diminution de 48 % a été observée au niveau des biomasses racinaires pour les camerisiers ayant reçu une fertilisation minérale avec de l'azote sous la forme de nitrate ($P < 0.001$) (Figure 2.11 b). Le fertilisant minéral avec du sulfate d'ammonium et le fertilisant organique semblent également avoir diminué les biomasses racinaires finales comparativement aux traitements contrôles et témoins bien que les deux modèles statistiques ne permettent pas de supporter pleinement cette affirmation (Figure 2.11 b). D'ailleurs, il n'existe pas de différence significative entre la fertilisation minérale avec du sulfate d'ammonium et la fertilisation organique ($P = 0.62$) (Tableau 2.5 et Figure 2.11 b).

Aucune différence significative n'a été notée entre les différents fertilisants pour les sols aux pH moyennement et fortement acides, alors que la fertilisation avec du nitrate de calcium a entraîné des diminutions significatives des biomasses racinaires dans les sols faiblement acides ($P < 0.001$) et neutres ($P = 0.001$) (Figure 2.11 c). Les ajouts de P et de K (témoins) n'ont pas eu d'impact significatif sur la croissance racinaire puisque la biomasse racinaire a varié de manière similaire entre les camerisiers contrôles et témoins, et ce, peu importe le pH de sol (Figure 2.12 c).

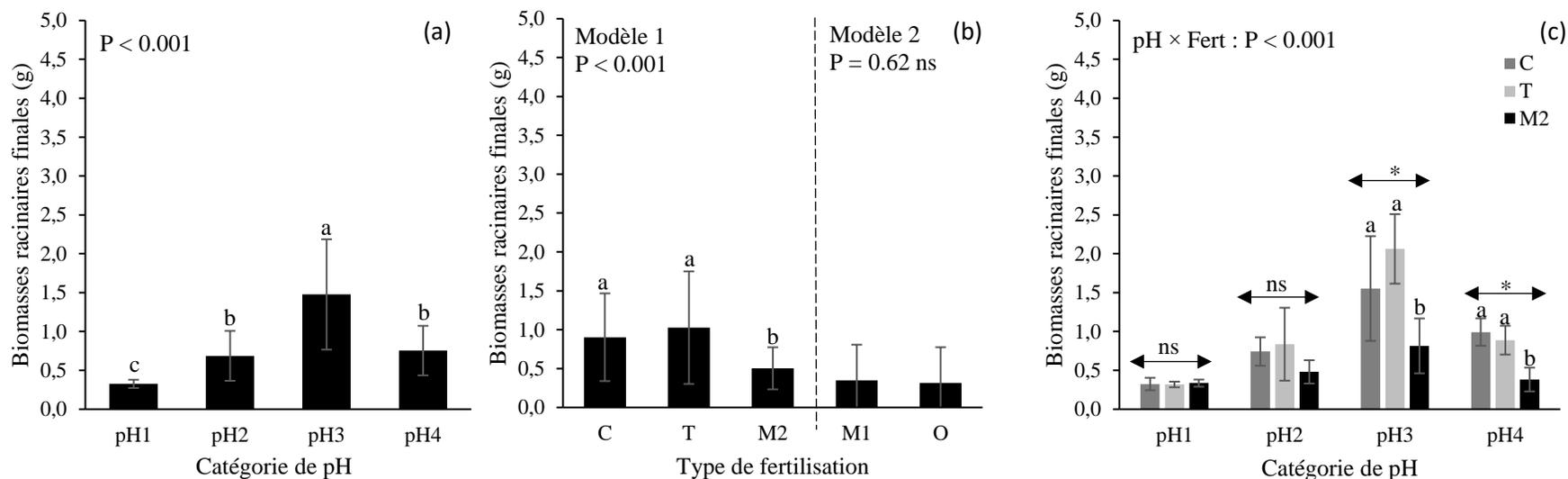


Figure 2.11: Biomasses racinaires finales selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (le modèle 2 présente les moyennes ajustées selon un pH médian de 5.62) (b) et l'interaction entre le pH du sol et le type de fertilisation (c). Les différences significatives entre les moyennes sont représentées par des lettres différentes (les tests de Tukey ont été effectués sur les données transformées en \log_{10}). Les barres d'erreurs représentent les écarts types. pH1 = Fortement acide [4.3 à 4.6]; pH2 = Moyennement acide [5.1 à 5.4]; pH3 = Faiblement acide [5.5 à 6.0]; pH4 = Neutre [6.3 à 7.0]; C = Contrôle (Sans fertilisant); T = Témoin (P+K); M2 = $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$; M1 = $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$; O = Fumier de poulet (Acti-Sol 5-3-2©); Fert = Fertilisation.

2.3.1.5 BIOMASSES TOTALES FINALES

Le pH du sol et le type de fertilisation ont eu un impact significatif sur les biomasses totales finales (tiges, feuilles et racines) des camerisiers ($P < 0.001$) (Tableau 2.4). D'ailleurs, à la fin de l'expérience, les camerisiers provenant des sols faiblement acides ont obtenu des biomasses totales moyennes trois fois plus élevées que les camerisiers des sols fortement acides ($P < 0.001$) (Figure 2.12 a). Un gain en biomasse équivalent à environ 35 % a également été noté pour les camerisiers du sol aux pH faiblement acides comparativement aux camerisiers des sols moyennement acides ($P < 0.001$) et neutres ($P < 0.001$) (Figure 2.12 a).

Les biomasses totales finales ont grandement été affectées par l'ajout de fertilisants azotés. En effet, la fertilisation minérale sous la forme de nitrate de calcium a entraîné une diminution significative de 27 % des biomasses totales comparativement aux camerisiers contrôles ($P = 0.003$) et témoins ($P = 0.001$) (Figure 2.12 b). Une différence significative a été observée entre les camerisiers fertilisés avec du fumier de poulet et les camerisiers fertilisés avec du sulfate d'ammonium, ces derniers ont obtenu des biomasses totales supérieures d'environ 34 % comparativement à la fertilisation organique ($P = 0.02$) (Figure 2.12 b). La fertilisation avec du sulfate d'ammonium et la fertilisation organique semblent (comparaison ne pouvant pas être appuyée par les modèles statistiques utilisés) également avoir entraîné une perte de biomasses totales importantes comparativement aux traitements contrôles et témoins (Figure 2.12 b). Les ajouts de P et de K (témoins) n'ont pas eu d'impact significatif sur la croissance totale puisque la biomasse totale a varié de la même façon entre les camerisiers contrôles et témoins, et ce, peu importe le pH de sol (Figure 2.12 c). D'ailleurs, aucune interaction significative n'a été notée entre le pH du sol et le type de fertilisation ($P = 0.35$) (Figure 2.12 c). Avec l'augmentation du pH du sol, les biomasses ont varié de manière similaire selon les différents types de fertilisation (Figure 2.12 c).

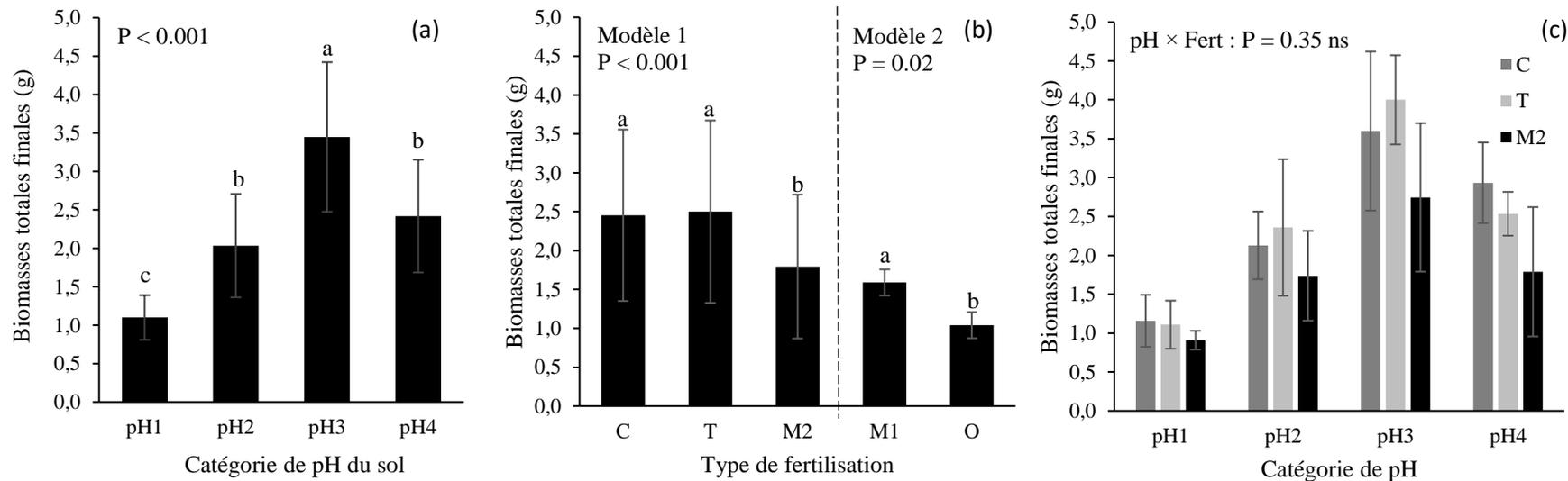


Figure 2.12: Biomasses totales (racines, tiges et feuilles) finales selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (le modèle 2 présente les moyennes ajustées selon un pH médian de 5.62) (b) et l'interaction entre le pH du sol et le type de fertilisation (c). Les différences significatives entre les moyennes sont représentées par des lettres différentes. Les barres d'erreurs représentent les écarts types. pH1 = Fortement acide [4.3 à 4.6]; pH2 = Moyennement acide [5.1 à 5.4]; pH3 = Faiblement acide [5.5 à 6.0]; pH4 = Neutre [6.3 à 7.0]; C = Contrôle (Sans fertilisant); T = Témoin (P+K); M2 = $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$; M1 = $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$; O = Fumier de poulet (Acti-Sol 5-3-2©); Fert = Fertilisation.

2.3.1.6 PROPORTION DE BIOMASSE RACINAIRE

Le pH du sol et le type de fertilisant ont affecté significativement la proportion de biomasse racinaire des camerisiers (Tableau 2.4 et Tableau 2.5). Les camerisiers ayant poussé dans un sol aux pH faiblement acides ont développé davantage leur système racinaire que les camerisiers ayant poussé dans les autres catégories de pH du sol. En effet, 40 % de leur biomasse totale était constituée de racines comparativement à 31 % en moyenne pour les camerisiers des sols fortement acides, moyennement acides et neutres ($P < 0.001$) (Figure 2.13 a).

Les camerisiers qui n'ont pas reçu des apports en azote ont également augmenté leur système racinaire comparativement aux camerisiers ayant reçu du nitrate de calcium. Par exemple, les camerisiers témoins étaient constitués de 38 % de racines comparativement à 29 % pour les camerisiers fertilisés avec du nitrate de calcium (Figure 2.13 b). Les camerisiers fertilisés avec du fumier de poulet ont toutefois présenté une proportion de biomasse racinaire supérieure de 8 % comparativement à la proportion de racines des camerisiers fertilisés avec du sulfate d'ammonium ($P = 0.03$) (Figure 2.13 b). Les ajouts de P et de K n'ont pas eu d'impact significatif sur la proportion de racine puisque celle-ci a varié de façon semblable entre les camerisiers contrôles et témoins, et ce, peu importe le pH de sol (Figure 2.13 b et c).

Une interaction significative a été notée entre les proportions de biomasse racinaire des traitements contrôle, témoin et nitrate de calcium ($P < 0.001$) (Figure 2.13 c). D'ailleurs, la plus grande différence significative au niveau de la proportion de biomasse racinaire a été observée dans un sol aux pH faiblement acides entre le traitement témoin et le traitement avec du nitrate de calcium où la présence du nitrate a fait diminuer significativement de 20 % la proportion de biomasse racinaire des camerisiers ($P < 0.001$) (Figure 2.13 c).

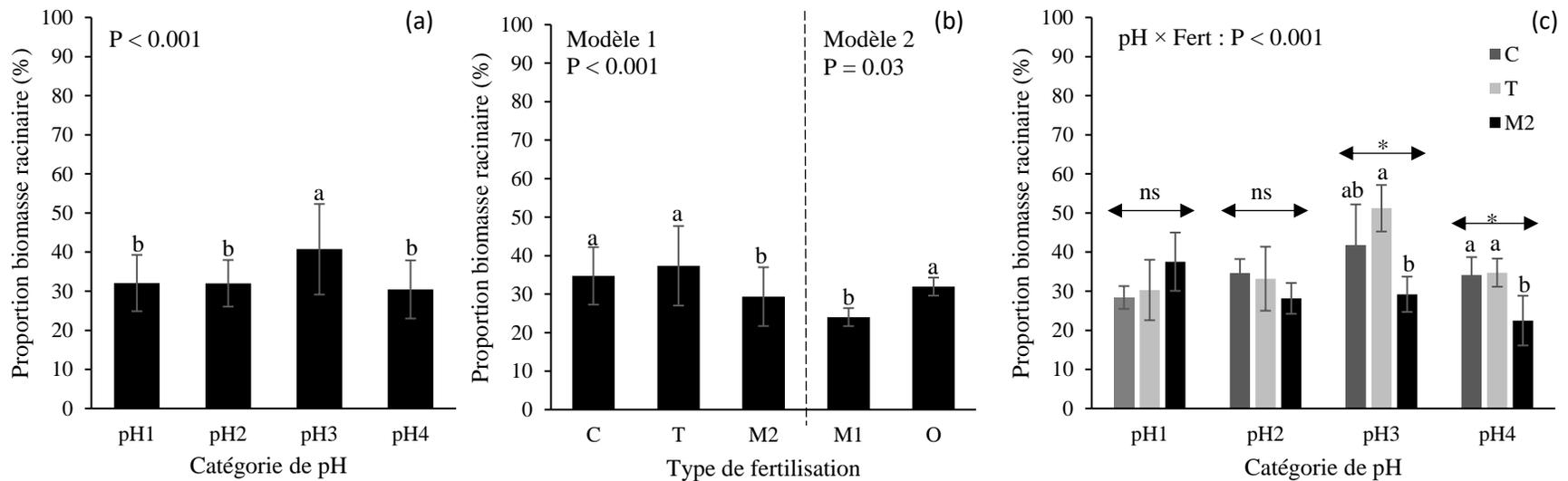


Figure 2.13: Proportion de biomasses racinaires obtenue selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (le modèle 2 présente les moyennes ajustées selon un pH médian de 5.62) (b) et l'interaction entre le pH du sol et le type de fertilisation (c). Les différences significatives entre les moyennes sont représentées par des lettres différentes. Les barres d'erreurs représentent les écarts types. pH1 = Fortement acide [4.3 à 4.6]; pH2 = Moyennement acide [5.1 à 5.4]; pH3 = Faiblement acide [5.5 à 6.0]; pH4 = Neutre [6.3 à 7.0]; C = Contrôle (Sans fertilisant); T = Témoin (P+K); M2 = $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$; M1 = $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$; O = Fumier de poulet (Acti-Sol 5-3-2©); Fert = Fertilisation.

2.3.2 SUIVI DES PARAMÈTRES DU SOL

2.3.2.1 SALINITÉ DU SOL

Le pH et le type de fertilisation ont modifié significativement la salinité du sol (Tableau 2.8). La conductivité électrique du sol (CE) est significativement supérieure pour le traitement fortement acide comparativement aux autres pH (Figure 2.14 a). L'ajout d'HCl pour acidifier le sol explique cette augmentation alors que l'ajout de chaux ne semble pas avoir affecté significativement la CE (Figure 2.14 a). D'ailleurs, avant l'ajout de la solution d'HCl, le sol du traitement contrôle (aucun fertilisant) avait une CE près de 0 dS m⁻¹, alors qu'après l'ajout de seulement 32 mmol de HCl kg⁻¹, la CE a augmenté à 1.6 ± 0.6 dS m⁻¹ (moyenne ± écart type) (Figure 2.14 c). L'ajout de 82 mmol de HCl kg⁻¹ a entraîné l'augmentation de la CE du sol contrôle à 3.4 ± 1.0 dS m⁻¹ (Figure 2.14 c).

L'ajout de fertilisant a également amené une augmentation significative de la CE du sol (Figure 2.14 b). D'ailleurs, la présence de nitrate de calcium a fait quadrupler la CE du sol comparativement aux traitements contrôles et témoins ($P < 0.001$) (Figure 2.14 b). La CE du sol avec l'application de la fertilisation avec du nitrate de calcium était celle la plus élevée, avec une valeur moyenne près de 8.6 ± 4.0 dS m⁻¹ comparativement à 5.6 ± 0.5 dS m⁻¹ et 4.2 ± 0.5 dS m⁻¹ pour les fertilisants avec du sulfate d'ammonium et du fumier de poulet (Figure 2.14 b). L'ajout de triple superphosphate (1.8 g kg⁻¹) et de chlorure de potassium (0.8 g kg⁻¹) dans le sol a également entraîné une légère augmentation de +1.0 dS m⁻¹ comparativement au traitement contrôle ($P < 0.001$) (Figure 2.14 b). Dans le sol au pH faiblement acide, l'ajout de P et de K (témoin) a entraîné une augmentation de la CE de 0.3 ± 0.0 dS m⁻¹ alors que l'ajout de nitrate de calcium a fait augmenter la CE de 7.4 ± 3.1 dS m⁻¹ comparativement au traitement contrôle (Figure 2.14 c). La CE a été beaucoup plus influencée par l'ajout de nitrate de calcium que par l'ajout d'HCl (Figure 2.14 c).

Tableau 2.8 : Résultats obtenus de l'analyse de la variance (modèle 1) et de la covariance (modèle 2) avec un modèle en tiroir pour tester les effets du pH et du type de fertilisant sur la salinité (conductivité électrique, CE) du sol

Facteurs	CE (Log₁₀)	Facteurs	CE
Modèle 1 (C, T et M2)	Valeurs de F (Probabilité)	Modèle 2 (M1 et O1)	Valeurs de F (Probabilité)
Fertilisation	152.5 (< 0.001)	Fertilisation	3.4 (0.07)
pH	57.5 (< 0.001)	pH médian	7.7 (0.01)
Fertilisation × pH	10.0 (< 0.001)	Fertilisation × pH médian	1.6 (0.21)

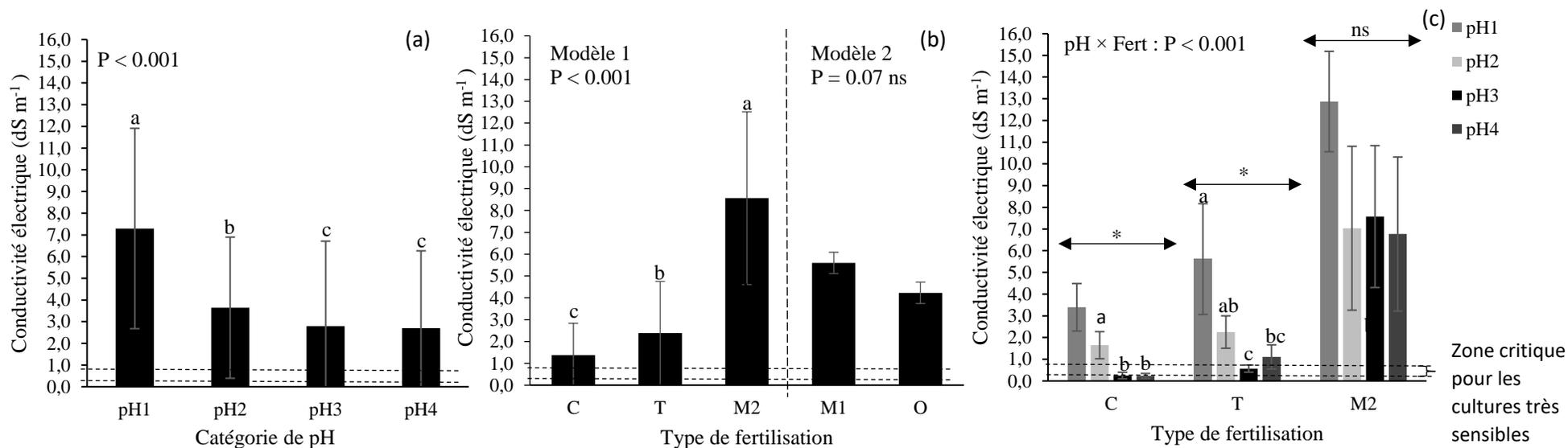


Figure 2.14: Salinité (conductivité électrique) du sol selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (le modèle 2 présente les moyennes ajustées selon un pH médian de 5.62) (b) et l'interaction entre le pH du sol et le type de fertilisation (c). Les différences significatives entre les moyennes sont représentées par des lettres différentes (les tests de Tukey ont été effectués sur les données transformées en log₁₀). Les barres d'erreurs représentent les écarts types. La zone entre les lignes horizontales délimite la zone de salinité critique pour les cultures très sensibles (entre 0.3 et 0.8 dS m⁻¹) adaptée selon Miller et Curtin (2008). pH1 = Fortement acide [4.3 à 4.6]; pH2 = Moyennement acide [5.1 à 5.4]; pH3 = Faiblement acide [5.5 à 6.0]; pH4 = Neutre [6.3 à 7.0]; C = Contrôle (Sans fertilisant); T = Témoin (P+K); M2 = Ca(NO₃)₂; M1 = (NH₄)₂SO₄; O = Fumier de poulet (Acti-Sol 5-3-2©); Fert = Fertilisation.

2.3.3 RELATIONS ENTRE LES BIOMASSES ET LA SALINITÉ

La salinité du sol modifiée par l'ajustement du pH initial et l'ajout des fertilisants s'est révélée avoir des effets significatifs sur les biomasses des camerisiers. L'augmentation de la salinité du sol reliée à la modification du pH du sol (observée seulement sur les traitements contrôles et témoins puisque la fertilisation azotée a également augmenté la salinité) a entraîné des diminutions au niveau des biomasses aériennes (feuilles et tiges) et racinaires (Figure 2.15 a, b et c). Suite à des régressions, des relations linéaires négatives ont été obtenues lorsque les différentes biomasses ont été mises en relation avec le logarithme de la conductivité électrique (salinité du sol). Ainsi, la biomasse foliaire ($R^2 = 0.63$; $P < 0.001$), la biomasse des tiges ($R^2 = 0.37$; $P < 0.001$) et la biomasse racinaire ($R^2 = 0.37$; $P < 0.001$) ont diminué significativement en fonction de l'augmentation de la salinité (Figure 2.15 a, b et c). Une augmentation de la sénescence foliaire a toutefois été observée avec l'augmentation de la salinité reliée au pH du sol ($R^2 = 0.42$; $P < 0.001$) (Figure 2.15 d).

Pour vérifier les effets de la salinité reliée au type de fertilisant sur les biomasses et la sénescence des feuilles, des régressions ont été réalisées avec les données n'ayant pas été modifiées par l'ajout d'HCl ou de chaux calcique (pH initialement faiblement acide). Suite aux régressions, aucune relation significative n'a été observée entre la biomasse foliaire et la salinité ($R^2 = 0.06$; $P = 0.121$), et la biomasse des tiges, et la salinité reliée au type de fertilisant ($R^2 = 0.02$; $P = 0.245$) (Figure 2.16 a et b). Une faible relation linéaire négative a toutefois été observée entre la diminution de la biomasse racinaire et l'augmentation de la salinité reliée au type de fertilisant ($R^2 = 0.46$; $P = 0.001$) (Figure 2.16 c). L'augmentation de la sénescence des feuilles semble être plus ou moins reliée à l'augmentation de la salinité par les fertilisants puisqu'une très faible relation linéaire positive a été notée entre les deux variables ($R^2 = 0.13$; $P = 0.05$).

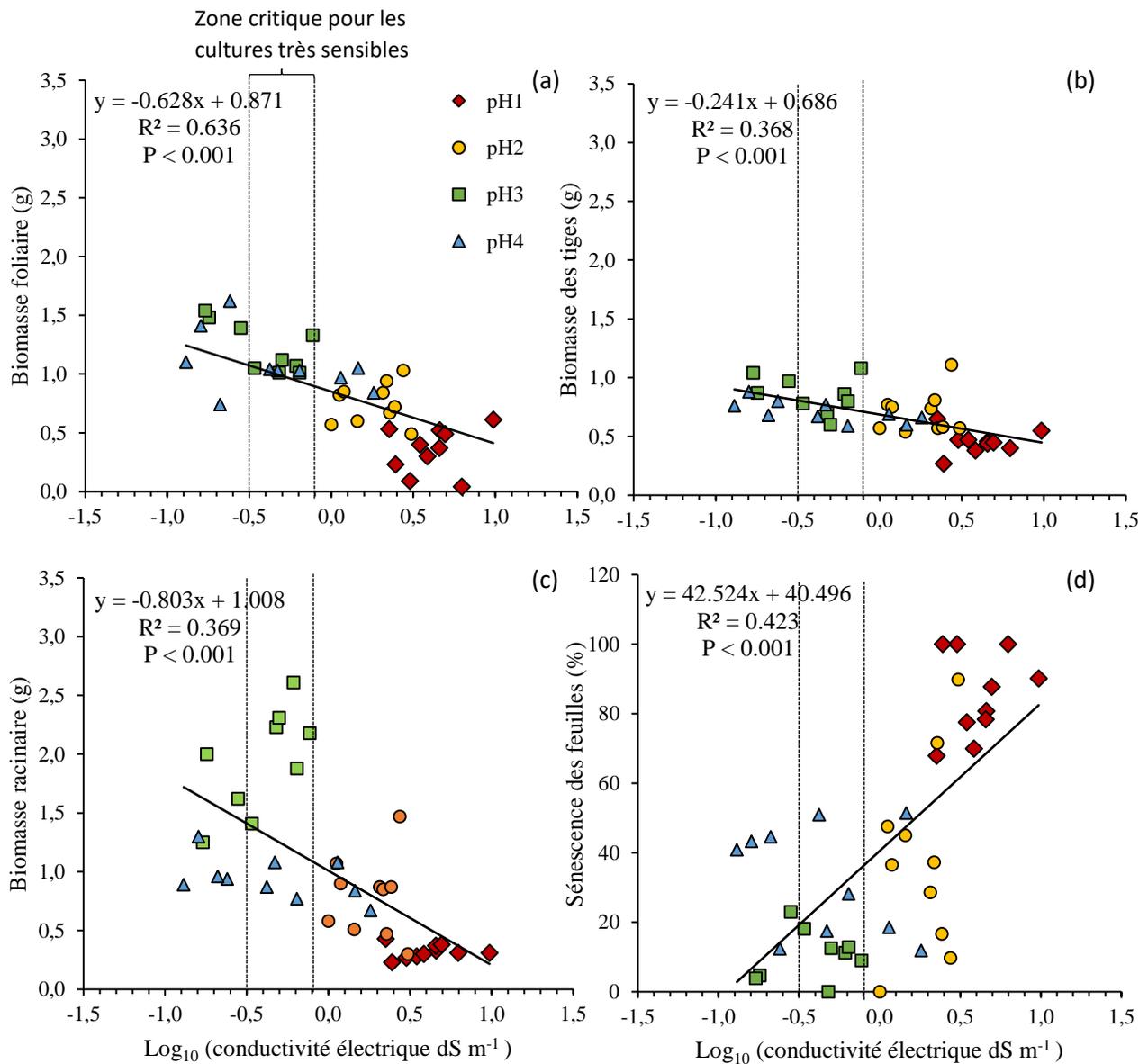


Figure 2.15 : Relations (les traitements contrôle et témoin seulement) entre la biomasse foliaire (a); la biomasse des tiges (b); la biomasse racinaire (c); la sénescence des feuilles (d) et la conductivité électrique (salinité) et cela en fonction du pH du sol. La zone entre les lignes pointillées délimite la zone de salinité critique pour les cultures très sensibles adaptée selon Miller et Curtin (2008) au-delà de cette zone les cultures sont dites tolérantes à la salinité. pH1 = Fortement acide [4.3 à 4.6]; pH2 = Moyennement acide [5.1 à 5.4]; pH3 = Faiblement acide [5.5 à 6.0] (sans ajout de la solution d'HCl ou de chaux calcique); pH4 = Neutre [6.3 à 7.0].

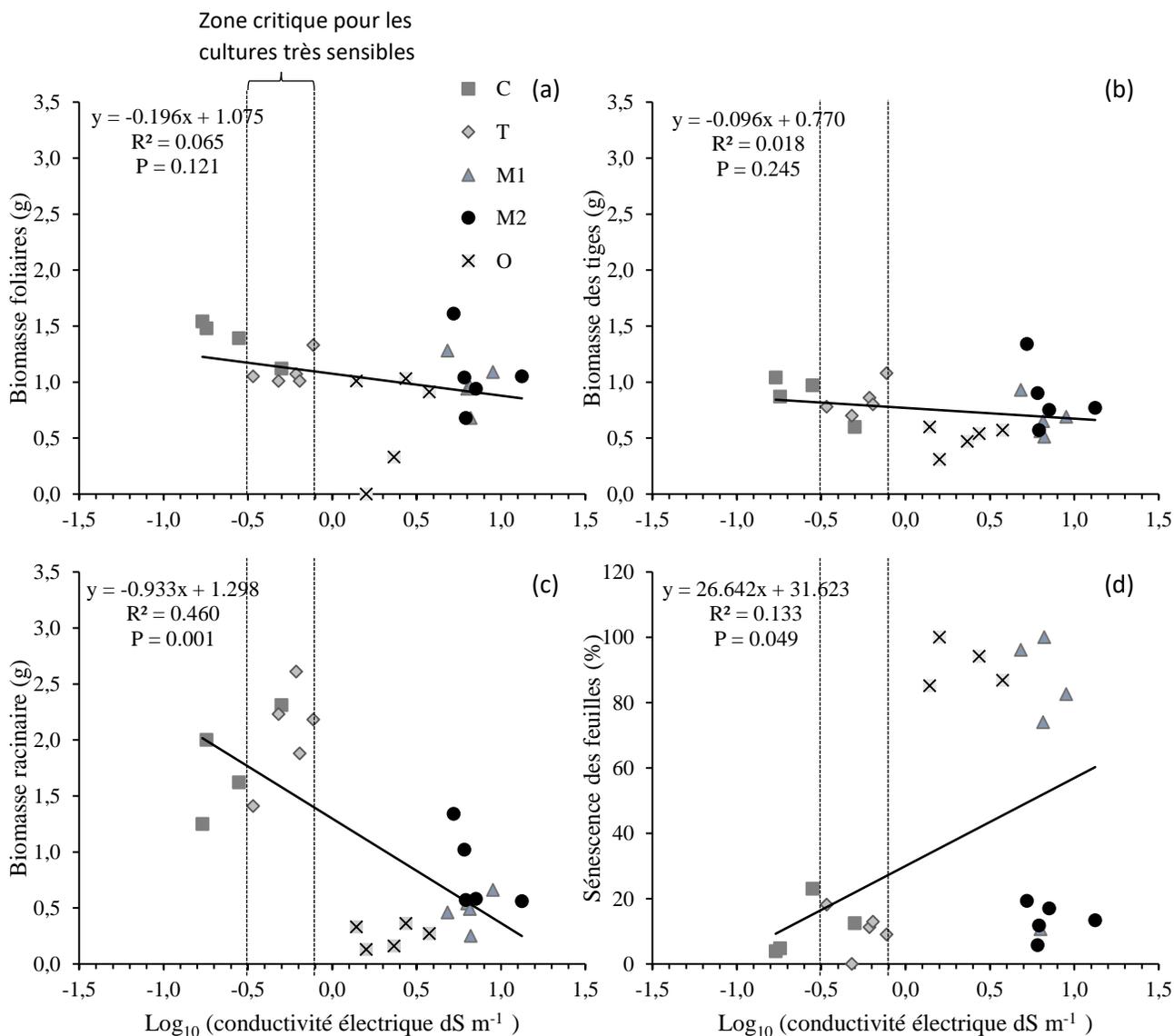


Figure 2.16 : Relations [incluant tous les fertilisants dans le sol au pH faiblement acide (sans ajout d'HCl ou de chaux calcique)] entre la biomasse foliaire (a); la biomasse des tiges (b); la biomasse racinaire (c); la sénescence des feuilles (d) et la conductivité électrique (salinité). La zone entre les lignes pointillées délimite la zone de salinité critique pour les cultures très sensibles adaptée selon Miller et Curtin (2008) au-delà de cette zone les cultures sont dites tolérantes à la salinité. C = Contrôle (Sans fertilisant); T = Témoin (P+K) ; M1 = $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$; M2 = $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$; O = Fumier de poulet (Acti-Sol 5-3-2©).

2.4 DISCUSSION

2.4.1 PH DU SOL

Les recommandations du MAPAQ pour la plupart des cultures en sols minéraux sont souvent de rehausser le pH du sol vers la neutralité puisque cette pratique optimise la disponibilité des éléments nutritifs (Vanasse 2010b). Étonnamment, la croissance des jeunes camerisiers dans cette étude (du moins la variété Indigo Treat ©) a plutôt été favorisée dans un sol aux pH faiblement acides (soit un pH du sol entre 5.5 et 6.0) (Tableau 2.9). En effet, à ces valeurs de pH, les résultats démontrent très clairement une augmentation des biomasses de plus de 30 % comparativement aux pH du sol plus neutres (entre 6.3 et 7.0). Sans surprise, les sols aux pH inférieurs à 5.5 ont également entraîné des diminutions importantes des biomasses des jeunes camerisiers.

Contrairement aux chèvrefeuilles du Japon (*Lonicera japonica*) qui peuvent bien croître dans des sols fortement acides (pH ~ 4.5) avec un ajout de fertilisation (Dyess *et al.* 1994), les camerisiers utilisés dans le cadre de cette étude (*Lonicera caerulea*) semblent plutôt apprécier les milieux faiblement acides. En effet, une sous-espèce indigène de chèvrefeuille comestible retrouvée au Québec (*Lonicera caerulea* var. *villosa*), et utilisée dans l'hybridation des camerisiers cultivés présentement, avait été retrouvée avec une belle apparence dans des sols au pH près de 5.4 (Bors et Thomson 2009). Même si les résultats de cette étude concordent avec ces observations, il n'est pas impossible que le pH optimum diffère entre les cultivars puisqu'une grande diversité génétique existe entre ceux-ci (différentes souches parentales) (Retamales et Hancock 2012; Guodong *et al.* 2014). Il est également possible que les camerisiers cultivés soient en mesure de s'adapter à diverses conditions édaphiques tels que des sols alcalins (Bors et Thomson 2012; Gagnon 2015). En effet, selon des observations effectuées à l'USask, les camerisiers peuvent être cultivés dans des sols à des valeurs de pH de plus de 7.5 (Bors et Thomson 2009). De plus, la présence d'un taux de calcium élevé dans les sols alcalins des régions des Prairies ne semble pas être un facteur limitant la croissance des camerisiers (Bors et Thomson 2009).

L'hypothèse que les camerisiers seraient en mesure de croître de façon optimale dans un sol au pH neutre (pH > 6) aurait pu être validée dans cette expérience si la croissance des camerisiers avait été mesurée seulement par les biomasses aériennes finales (tiges et feuilles). Effectivement, aucune différence au niveau de la croissance aérienne finale n'a été visible entre les

camerisiers présents dans les sols faiblement acides et neutres (Figure 2.9 a). Par contre, les résultats de cette étude ont démontré que les différences entre les biomasses totales s'expliquent principalement par des différences observées au niveau des biomasses racinaires. En effet, une diminution du système racinaire de 50 % a été notée pour les camerisiers provenant du sol neutre comparativement aux camerisiers issus du sol faiblement acide (Figure 2.11 a). De plus, les camerisiers poussant dans des conditions de pH plus neutres ont investi 30 % de leur énergie dans les racines, alors que ceux poussant dans des conditions faiblement acides ont investi plus de 40 % de leur énergie dans celles-ci (Figure 2.13 a). Comme les nutriments du sol sont normalement plus facilement disponibles pour les plantes en milieux neutres (Soti *et al.* 2015), il est possible que la croissance aérienne se soit produite plus rapidement en milieux neutres (versus milieux faiblement acides) et que le système racinaire des camerisiers n'a pas été en mesure de suivre la croissance des nouvelles pousses (Barber 1995; Taiz et Zeiger 2006). Toutefois, en observant le développement végétatif des camerisiers (stade phénologique) (annexe f), il a été possible de remarquer que les camerisiers des sols faiblement acides et neutres ont atteint le stade d'élongation des tiges (stade 6) en même temps soit après 49 jours de croissance (annexe g). Bien qu'aucune différence n'ait été observée au niveau des biomasses aériennes finales des camerisiers du sol neutre (versus faiblement acide), il est important de mentionner que les camerisiers poussant dans des conditions de pH plus neutres ont présenté une sénescence foliaire prématurée et qu'en moyenne, 48 % du feuillage était tombé avant la fin de l'expérience (Figure 2.6 a). Cette perte foliaire importante chez les camerisiers du sol neutre (versus faiblement acide, 10 %) suggère donc que les pH du sol neutres (ou la chaux calcique utilisée pour rehausser le pH du sol, l'équivalent de 11 t ha⁻¹) a pu avoir un impact négatif sur la croissance générale des camerisiers (Tableau 2.9). Effectivement, le calcium peut avoir un effet toxique lorsqu'il est présent en quantité excessive dans la zone racinaire, entraînant comme conséquence une diminution des croissances aériennes et racinaires (White et Broadley 2003). Aucune documentation allant en ce sens spécifiquement sur la camerise n'a toutefois été trouvée dans la littérature.

Même si les camerisiers semblent apprécier les pH inférieurs à 6, ils ne sont pas en mesure de bien croître dans des sols moyennement et fortement acides (pH < 5.5) comme le suggérait la seconde hypothèse. En effet, les diminutions des biomasses totales de 40 et 70 % observées autant

au niveau aérien qu'au niveau racinaire suggèrent que les camerisiers préfèrent les milieux dont le pH est supérieur à 5.5 et légèrement inférieur à 6 (Figure 2.12 a). L'acidification du sol entraîne souvent des conséquences néfastes en ce qui concerne la présence de bactéries responsables de la minéralisation des nutriments en plus de permettre une plus grande solubilisation de minéraux souvent toxiques tels que le fer (Fe) et l'aluminium (Al) (Marschner 1991; Rousk *et al.* 2009; J. Zebarth *et al.* 2015). En effet, ces minéraux, en particulier l'Al, peuvent parfois entraîner certains problèmes de toxicités chez les plantes lorsque le pH du sol devient inférieur à 5.5 (Vanasse 2010b; Butchee *et al.* 2012; Soti *et al.* 2015). D'ailleurs, les ions d'Al présents en grandes quantités dans le sol (2 097 ppm) ont possiblement pu entraîner les diminutions observées au niveau de la croissance des camerisiers puisqu'il est connu que les ions Al³⁺ peuvent entraîner l'inhibition de la division cellulaire au niveau des tissus racinaires réduisant alors l'expansion de nouvelles racines (Ryan *et al.* 1993; Soti *et al.* 2015).

Le chlore (Cl) ajouté via la solution d'acide pour diminuer le pH du sol peut également être responsable en partie des effets néfastes observés sur les biomasses pour les traitements moyennement et fortement acides. Comme le chlore est un élément qui contribue grandement à augmenter la salinité du sol (Figure 2.14 c), ceci pourrait expliquer les diminutions des biomasses et l'augmentation de la sénescence observée sur les camerisiers de cette expérience. D'ailleurs, en isolant les traitements contrôles et témoins (pas d'effet de la fertilisation azotée sur la CE du sol), des relations linéaires négatives entre les biomasses finales des camerisiers (racines, tiges et feuilles) et la conductivité électrique du sol (indice de salinité) ont été obtenues en fonction des différentes catégories de pH (Figure 2.15). Une augmentation significative a aussi été observée entre la sénescence foliaire et le logarithme de la conductivité électrique (Figure 2.15). Selon la littérature, l'augmentation de la salinité du sol peut entraîner un stress osmotique et une toxicité de certains ions tels que le Cl⁻ (Grattan et Grieve 1998; Taiz et Zeiger 2006; Butcher *et al.* 2016) chez les plantes sensibles aux sels. Une sous-expérience avec l'ajout de différentes doses de CaCl₂ a récemment suggéré que ces mêmes camerisiers (variété Indigo Treat ©) sont sensibles aux excès de sels (résultats de ce travail Tremblay et Paré (2016) non-publiés). Dans cette expérience, les effets négatifs du sel (CaCl₂) ont été observés sur les mêmes paramètres que cette étude soient les biomasses racinaires et la sénescence foliaire (résultats du travail non-publiés).

Déterminer l'intervalle de pH optimum pour la croissance des camerisiers permettra fort probablement d'obtenir des rendements en fruits supérieurs dans les années futures. Les résultats obtenus lors de cet essai suggèrent que la croissance des jeunes camerisiers est favorisée dans un sol aux pH faiblement acides dont les valeurs sont comprises entre 5.5 et 6.0 (valeurs de pH obtenues lors d'une extraction 1 : 2 avec du CaCl_2 0.01 M). Il faut toutefois être conscient que ces valeurs optimales varieront peut-être dépendamment des combinaisons génétiques des cultivars plantés ou bien encore du type de sol dans lequel les camerisiers pousseront (loam sableux vs sol argileux). La microflore étant différente d'un sol à l'autre et plus ou moins active dépendamment du pH du sol, il serait également pertinent de vérifier si l'utilisation de divers types de sol naturellement acides et/ou naturellement alcalins peut modifier les conclusions obtenues lors de cet essai.

2.4.2 TYPE DE FERTILISANT

En agriculture, l'ajout de fertilisants est une pratique bien courante puisque la fertilisation des cultures amène souvent une amélioration de la croissance et de la productivité des végétaux (Taiz et Zeiger 2006; Elgharably *et al.* 2010; Tremblay 2010). La disponibilité de la majorité des nutriments dépend toutefois de divers facteurs présents au niveau du sol tels que la composition minérale, le degré d'altération chimique ou bien encore le pH (Taiz et Zeiger 2006; Tremblay 2010; Vanasse 2010b). Normalement, plus les plantes vont être en mesure d'absorber les nutriments, plus la croissance sera augmentée (Connor *et al.* 2011). L'azote est souvent le nutriment considéré le plus important pour favoriser la croissance des plantes puisqu'il entre dans la composition et la structure de plusieurs cellules végétales (Spiers 1983; Taiz et Zeiger 2006; Zhang *et al.* 2007). Dans cette expérience, l'azote n'a pas eu l'effet attendu sur la croissance des camerisiers (Tableau 2.10). Étonnamment, l'ajout de nutriments azotés (peu importe la source et la forme) a entraîné une diminution des biomasses totales de 30 % en moyenne.

En séparant les biomasses totales des camerisiers selon les biomasses aériennes et racinaires, il a été possible d'observer que l'application des fertilisants azotés n'a pas affecté les biomasses aériennes finales, mais a plutôt réduit significativement les biomasses racinaires des camerisiers (Figure 2.9 b et Figure 2.11 b). En effet, une diminution d'environ 48 % des biomasses

a été notée au niveau du système racinaire après l'ajout d'azote, et ce, peu importe la source et la forme (Figure 2.11 b). Jan *et al.* (2013b) avaient également observé sur les pois chiches que l'application de fertilisants azotés entraînait une diminution de la longueur des racines, cependant, contrairement à notre expérience, une augmentation de la croissance aérienne avait été observée sur les plants. Selon Zhang *et al.* (2007), les plantes pourraient adapter leur croissance racinaire en fonction de l'abondance des nutriments azotés présents dans le sol. Ainsi, une grande quantité de nutriments azotés pourrait entraîner l'inhibition de la croissance racinaire alors que la présence d'une petite quantité de nutriments azotés favoriserait la prolifération des racines (Zhang *et al.* 2007). Bien que l'abondance des nutriments azotés puisse affecter la croissance racinaire, la présence d'une grande quantité d'azote peut également augmenter la dimension des vaisseaux présents dans le xylème (Harvey et van den Driessche 1999; Hacke *et al.* 2010), augmentant ainsi le flux hydrique dans la plante (Domenicano *et al.* 2011). L'augmentation du flux hydrique reliée à l'augmentation de la grosseur des vaisseaux prédispose non seulement la plante à une plus grande perte en eau, mais elle amène également des risques de cavitation (Davis *et al.* 1999; Cai et Tyree 2010), ce qui pourrait avoir comme conséquence une diminution de la productivité chez les plantes trop fertilisées en azote (Harvey et van den Driessche 1999). Des problèmes de cavitation chez les plantes vasculaires peuvent survenir lorsque la perte en eau par les feuilles est plus rapide que la vitesse d'absorption de l'eau par les racines (Cochard *et al.* 2013). Pour réduire la perte en eau par la transpiration et ainsi éviter les problèmes de cavitation, les plantes vont induire l'abscission de quelques feuilles pour diminuer leur surface foliaire (Harvey et van den Driessche 1999). La présence d'azote dans notre expérience a entraîné une sénescence prématurée des feuilles des camerisiers (supérieur à 60 % pour les camerisiers avec de l'azote comparativement à 40 % pour les camerisiers non-fertilisés), ce qui pourrait laisser croire qu'une quantité trop importante d'azote a été appliquée sur les jeunes camerisiers. Aucune documentation allant en ce sens spécifiquement sur la camerise n'a toutefois été trouvée dans la littérature. Rappelons que 4 g N plant⁻¹ a été appliquée, soit une quantité équivalente à la recommandation actuelle en champ (Gagnon 2015).

Mise à part le fait qu'une quantité d'azote trop élevée puisse avoir été utilisée dans l'expérience, il est important de savoir que la fertilisation azotée peut également entraîner une augmentation de la salinité du sol (Elgharably *et al.* 2010). Effectivement, la fertilisation azotée

sous la forme de nitrate de calcium a entraîné une salinité supérieure à 7 dS m^{-1} (figure 2.14 c) alors que la fertilisation azotée sous la forme de sulfate d'ammonium a amené la salinité du sol à plus de 5 dS m^{-1} (résultat non présenté). La fertilisation organique a également augmenté la salinité du sol à une valeur moyenne de près de 2 dS m^{-1} (résultat non présenté). Cet effet négatif relié à l'application de l'azote est souvent oublié due au fait que les nutriments azotés sont souvent très bénéfiques pour améliorer la croissance et les rendements des cultures (Elgharably *et al.* 2010; Jan *et al.* 2013a). Par contre, l'augmentation de la salinité causée par l'application de la fertilisation ne semble pas avoir été responsable des diminutions observées au niveau de la biomasse aérienne estimée des camerisiers de cette expérience (Figure 2.10 b). En effet, très peu de variations ont été observées au niveau des biomasses foliaires et des tiges lorsque la salinité du sol a augmenté en raison de l'application des différents fertilisants (Figure 2.16 a et b). La biomasse racinaire a toutefois été diminuée plus la salinité reliée au type de fertilisant a augmenté (Figure 2.16 c). Il est possible que le développement racinaire soit limité lorsque les sols deviennent trop salins. Al-Khafaf *et al.* (1989) avaient d'ailleurs observé que les racines du maïs ne se propageaient pas dans les couches de sols dont la salinité était supérieure à 12 dS m^{-1} . Jan *et al.* (2013b) avaient également noté une diminution de la longueur des racines des pois chiches lorsque la salinité du sol augmentait. L'ajout de biosolides municipaux (très salins) sur les cultures ornementales de chèvrefeuilles japonais (*Lonicera japonica*) avait aussi réduit significativement la croissance racinaire des arbustes (Picchioni *et al.* 2014). Ces résultats pourraient s'expliquer par le fait que la salinité du sol rend l'absorption de l'eau plus difficile par les plantes puisque ceci modifie le potentiel osmotique du sol dans la zone racinaire et crée ainsi un risque plus élevé d'avoir un stress hydrique chez les plantes (Butcher *et al.* 2016). Cependant, bien que le système racinaire diminue, une augmentation du ratio racine/biomasse aérienne devrait normalement être observée dans les sols salins (endroits normalement plus arides), c'est-à-dire qu'il devrait y avoir plus de racines produites que de nouvelles pousses sur le plant puisque ceci serait une réponse adaptative des plantes pour assurer leur survie en zones salines plus sèches (Albacete *et al.* 2008; Jan *et al.* 2013b). Dans cette expérience-ci, une petite proportion de la biomasse totale des camerisiers fertilisés était des racines (30%), ce qui suggère que l'azote a pu compenser une partie des effets négatifs reliés à la salinité (Jan *et al.* 2013b). Même s'il est connu que l'application d'azote peut améliorer la croissance des plantes présentes en sols salins due à des interactions de l'azote avec d'autres

minéraux essentiels à la croissance des plantes (Barhoumi *et al.* 2010; Elgharably *et al.* 2010; Jan *et al.* 2013b), il est difficile de dissocier l'effet positif qu'engendre l'azote minéral sur la croissance des camerisiers et l'effet négatif de la salinité relié à son application. Pour éviter d'augmenter la salinité du sol suite à l'application de fertilisants azotés et pour augmenter la croissance et la productivité des camerisiers, favoriser des pratiques agronomiques qui avantageraient le processus de la minéralisation de l'azote organique du sol représente une avenue intéressante pour cette culture.

Pour finir, selon les résultats obtenus lors de cette expérience, aucune forme de fertilisation n'a avantaagé la croissance des camerisiers (Tableau 2.10). Les ajouts de P et de K n'ont pas eu d'effet significatif important sur la croissance, si ce n'est que les applications de P et de K tendent à favoriser la proportion racinaire des camerisiers dans le sol faiblement acide (Figure 2.13 c). Pour ce qui est de l'application d'azote, aucune des trois formes utilisées (N-NO₃⁻, N-NH₄⁺ et N-Organique) n'a apporté d'augmentation de la croissance. L'azote a plutôt diminué significativement d'environ 30 % la croissance des camerisiers. Cette diminution de la croissance était surtout associée à un plus faible développement racinaire.

2.5 CONCLUSION

Cette étude qui s'est déroulée en serre durant l'hiver 2016 a permis de démontrer qu'un sol aux pH faiblement acides (entre 5.5 et 6.0) et une fertilisation sans N (avec ou sans P et K) favorisent la croissance des jeunes camerisiers (cultivar Indigo Treat ©) (Tableau 2.9 et Tableau 2.10). Comme il s'agit d'une première assise pour la culture des camerisiers et qu'un seul essai a été réalisé, il est important de prendre en compte les limites inhérentes de cet essai pour être en mesure d'orienter les prochaines études vers les conditions édaphiques qui seront optimales pour l'ensemble des camerisiers. La solution d'acide chlorhydrique utilisée dans cette étude pour acidifier le sol a certainement pu influencer négativement la croissance des camerisiers et entraîner, par le fait même, un biais dans la conclusion concernant le pH idéal. L'utilisation d'un autre agent acidifiant ou bien encore de sols naturellement acides mais de mêmes fertilités pourraient permettre de corroborer les résultats obtenus dans cette étude. D'autres études seront également nécessaires pour comprendre les effets de la fertilisation azotée sur la croissance des camerisiers puisqu'il est possible que les quantités d'azote utilisées ainsi que la maturité et les cultivars utilisés aient influencé les résultats obtenus. Finalement, avant de pouvoir établir des recommandations pour cette culture, il serait intéressant de reproduire cette expérience dans des vergers en production afin de voir si des interactions entre le pH du sol et le type de fertilisation appliquée seraient visibles à cette échelle.

2.6 TABLEAUX SYNTHÈSES DES PRINCIPAUX RÉSULTATS

Tableau 2.9 : Synthèse des résultats obtenus pour les différentes variables de biomasses mesurées dans les parties aériennes et souterraines des camerisiers ainsi que d'autres types de variables selon les catégories de pH du sol.

Catégorie de pH / Variables mesurées	Fortement acide (4.3 à 4.6)	Moyennement acide (5.1 à 5.4)	Faiblement acide (5.5 à 6.3)	Neutre (6.3 à 7.0)
<u>Parties aériennes</u>				
Feuilles :				
Finales				
Estimées				
Feuilles + Tiges :				
Finales				
Estimées				
<u>Parties souterraines</u>				
Racines finales				
<u>Total</u>				
Feuilles + Tiges + Racines				
<u>Autres mesures</u>				
Proportion de racines				
Sénescences foliaires				
Salinité du sol				

† Les couleurs distinguent les catégories statistiquement différentes. Rouge = Critique; Jaune = Modéré et Vert = Favorable.

Tableau 2.10 : Synthèse des résultats obtenus pour les différentes variables de biomasses mesurées dans les parties aériennes et souterraines des camerisiers ainsi que d'autres types de variables selon les types de fertilisant.

Types de fertilisant / Variables mesurées	Contrôle sans fertilisant	Témoin P+K	Minéral Ca(NO ₃) ₂	Minéral (NH ₄) ₂ SO ₄	Organique Fumier de poulet
<u>Parties aériennes</u>					
Feuilles :					
Finales					
Estimées					
Feuilles + Tiges :					
Finales					
Estimées					
<u>Parties souterraines</u>					
Racines finales					
<u>Total</u>					
Feuilles + Tiges + Racines					
<u>Autres mesures</u>					
Proportion de racines					
Sénescences foliaires					
Salinité du sol					

† Les couleurs distinguent les catégories statistiquement différentes. Rouge = Critique; Jaune = Modéré et Vert = Favorable. La ligne pointillée sépare les traitements des deux modèles statistiques.

CONCLUSION GÉNÉRALE

Pour conclure ce mémoire, rappelons que la présente étude avait pour objectif principal de faire avancer les connaissances agronomiques en lien avec la culture de camerisiers afin d'être en mesure d'établir une stratégie de fertilisation future qui conviendrait précisément à cette nouvelle production. La revue de la littérature a permis d'en apprendre davantage sur les origines et les caractéristiques des camerisiers, mais les informations retrouvées dans l'ensemble des documents explorés demeurent vagues en ce qui concerne les conditions optimales pour la croissance et la production des camerisiers. Un bref aperçu des pratiques actuelles pour l'implantation et la fertilisation des vergers a permis de constater que les méthodes d'application des fertilisants (ex. : une fertigation minérale manuelle sous le paillis de plastique imperméable) pourraient entraîner certaines conséquences non-souhaitables en plus d'amener certains problèmes de surfertilisation localisée au collet des camerisiers, un endroit où les éléments nutritifs doivent absolument circuler pour permettre la croissance de l'arbuste. Effectivement, avec les recherches effectuées dans le cadre de ce projet de maîtrise, il a été possible de remarquer que l'application de la fertilisation (dissoute dans l'eau) directement au collet des camerisiers pourrait entraîner des conséquences au niveau de l'enracinement des jeunes camerisiers lors des premières années de croissance.

Cibler des combinaisons de fertilisation adaptées aux camerisiers et aux pH du sol faisait partie de l'objectif spécifique de ce projet de recherche. En vérifiant les effets combinés du pH du sol et du type de fertilisation sur la croissance des jeunes camerisiers, il a été possible d'infirmer les hypothèses voulant que les camerisiers aient une meilleure croissance dans les sols aux pH neutres et qu'une fertilisation riche en nitrate serait préférable pour optimiser leur croissance. Dans cet expérience, la croissance des jeunes camerisiers a plutôt été favorisée dans un sol aux pH faiblement acides dont les valeurs étaient comprises entre 5.5 et 6.0 (valeurs de pH obtenues lors d'une extraction 1 : 2 avec du CaCl_2 0.01 M) (Tableau 2.9). De plus, aucune forme de fertilisation azotée (N- NO_3^- , N- NH_4^+ et N-Organique) n'a avantageé la croissance des camerisiers, et ce, peu importe le pH du sol (Tableau 2.10). L'azote a plutôt diminué significativement d'environ 30 % la croissance des camerisiers. Cette diminution de la croissance était surtout associée à un plus faible développement racinaire. Les ajouts de P et de K n'ont pas eu d'effet important sur la croissance,

si ce n'est que les applications de P et de K tendent à favoriser (de façon non-significative toutefois) la proportion racinaire des camerisiers, et ce, seulement dans le sol faiblement acide.

Les résultats obtenus dans cette étude constituent une première assise qui permettra d'orienter les futures recherches en vue d'établir une stratégie de fertilisation spécifiquement adaptée aux camerisiers. Comme un seul essai a été réalisé dans cette étude, plusieurs autres études seront nécessaires avant de pouvoir établir des recommandations définitives. Il est possible que les résultats soient influencés par d'autres facteurs tels que la maturité des arbustes, les cultivars utilisés, les quantités de fertilisant appliquées, les méthodes d'application des fertilisants utilisées, le type de sol choisi, etc. Ces facteurs devront être étudiées au cours des prochaines années. D'ailleurs, pour faire suite à cette étude, un essai dans un verger a débuté à l'été 2016 et sera poursuivi au cours des cinq prochaines années. L'objectif de cet essai est de déterminer les doses d'engrais azotées et phosphatées optimales pour maximiser les rendements en fruits, en plus de comparer les effets d'une fertilisation minérale et organique, et ce, en appliquant une fertilisation granulaire en bande de chaque côté du paillis de polyéthylène. Les résultats des deux premières années seront disponibles prochainement.

RÉFÉRENCES CITÉES

- Agrios GN. 2005. Plant pathology. Elsevier Academic Press, Amsterdam, xxiii, 922 p.
- Al-Khafaf S, Al-Janabi K, Hussain IA, Manky FS et Saliem LH. 1989. Maize root development under various levels of salinity and water distribution. *Agricultural Water Management*, 15 : 377-385.
- Albacete A, Ghanem ME, Martínez-Andújar C, Acosta M, Sánchez-Bravo J, Martínez V, Lutts S, Dodd IC et Pérez-Alfocea F. 2008. Hormonal changes in relation to biomass partitioning and shoot growth impairment in salinized tomato (*Solanum lycopersicum* L.) plants. *Journal of Experimental Botany*, 59 : 4119-4131.
- Arduini I, Kettner C, Godbold DL, Onnis A et Stefani A. 1998. The influence of pH on root morphology and mineral content of *Pinus pinaster* Ait. seedlings. *Plant Biosystems - An International Journal Dealing with all Aspects of Plant Biology*, 132 : 3-9.
- Ashrafuzzaman MR, Abdul Halim MR, Alamgir Hossain MR, Ismail MR et Shahidullah MR. 2011. Effect of plastic mulch on growth and yield of chilli (*Capsicum annuum* L.). *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 54 : 321-330.
- Barber SA. 1995. Nutrient absorption by plant roots. Dans : Wiley and Sons J éd. *Soil Nutrient Bioavailability: A Mechanistic Approach*. Canada, p. 57-59.
- Barhoumi Z, Atia A, Rabhi M, Djebali W, Abdely C et Smaoui A. 2010. Nitrogen and NaCl salinity effects on the growth and nutrient acquisition of the grasses *Aeluropus littoralis*, *Catapodium rigidum*, and *Brachypodium distachyum*. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, 173 : 149-157.
- Beaudoin M-P. 2015. Communication personnelle, agr, conseillère en horticulture maraîchère et agriculture biologique. Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec, Alma.
- Bors B. 2004. Blue honeysuckle. Department of Plant Sciences, University of Saskatchewan, Canada, 3 p.
- Bors B. 2008. Growing Haskap in Canada. Department of Plant Sciences, University of Saskatchewan, Canada, 9 p.

Bors B et Thomson J. 2009. Haskap breeding and production. Agriculture Development Fund (ADF): Grant 2006-0140, University of Saskatchewan, Saskatchewan, Canada, 60 p.

Bors B et Thomson J. 2012. Haskap berry breeding and production. Agriculture Development Fund (ADF) : Grant 2008-0042, University of Saskatchewan, Saskatchewan, Canada, 146 p.

Božek M. 2012. The effect of pollinating insects on fruiting of two cultivars of *Lonicera caerulea* L. Journal of Apicultural Science, 56 : 5-11.

Brady NC et Weil RR. 2008. The nature and properties of soils. Pearson Prentice Hall, Upper Saddle River, N.J., 975 p.

Bryla DR et Machado RMA. 2011. Comparative effects of nitrogen fertigation and granular fertilizer application on growth and availability of soil nitrogen during establishment of highbush blueberry. Frontiers in Plant Science, 2 : 1-8.

Butchee K, B. Arnall D, Sutradhar A, Godsey C, Zhang H et Penn C. 2012. Determining critical soil pH for grain sorghum production. International Journal of Agronomy, 2012 : 1-6.

Butcher K, Wick AF, DeSutter T, Chatterjee A et Harmon J. 2016. Soil salinity: A threat to global food security. Agronomy Journal, 108 : 2189-2200.

Cai J et Tyree MT. 2010. The impact of vessel size on vulnerability curves: data and models for within-species variability in saplings of aspen, *Populus tremuloides* Michx. Plant, Cell & Environment, 33 : 1059-1069.

Cartelat A, Cerovic ZG, Goulas Y, Meyer S, Lelarge C, Prioul JL, Barbottin A, Jeuffroy MH, Gate P, Agati G et Moya I. 2005. Optically assessed contents of leaf polyphenolics and chlorophyll as indicators of nitrogen deficiency in wheat (*Triticum aestivum* L.). Field Crops Research, 91 : 35-49.

Chaovanalikit A, Thompson MM et Wrolstad RE. 2004. Characterization and Quantification of Anthocyanins and Polyphenolics in Blue Honeysuckle (*Lonicera caerulea* L.). Journal of Agricultural and Food Chemistry, 52 : 848-852.

Cheng Y, Wang J, Mary B, Zhang J-b, Cai Z-c et Chang SX. 2013. Soil pH has contrasting effects on gross and net nitrogen mineralizations in adjacent forest and grassland soils in central Alberta, Canada. Soil Biology and Biochemistry, 57 : 848-857.

Cochard H, Badel E, Herbette S, Delzon S, Choat B et Jansen S. 2013. Methods for measuring plant vulnerability to cavitation: a critical review. *Journal of Experimental Botany*, 64 : 4779-4791.

Connor DJ, Loomis RS et Cassman KG. 2011. *Crop ecology: Productivity and management in agricultural systems*. Cambridge University Press, 546 p.

Coop Sainte-Rita. 2013. *La culture de la camerise*. Coopérative Les BIOproduits de Sainte-Rita, 4 p.

Datta A, Sindel BM, Kristiansen P, Jessop RS et Felton WL. 2008. The effect of soil pH on chickpea (*Cicer arietinum*) genotype sensitivity to isoxaflutole. *Plant & Soil*, 303 : 49-54.

Davis SD, Sperry JS et Hacke UG. 1999. The relationship between xylem conduit diameter and cavitation caused by freezing. *American Journal of Botany*, 86 : 1367-1372.

Demotes-Mainard S, Boumaza R, Meyer S et Cerovic ZG. 2008. Indicators of nitrogen status for ornamental woody plants based on optical measurements of leaf epidermal polyphenol and chlorophyll contents. *Scientia Horticulturae*, 115 : 377-385.

Domenicano S, Coll L, Messier C et Berninger F. 2011. Nitrogen forms affect root structure and water uptake in the hybrid poplar. *New Forests*, 42 : 347-362.

Doucet R. 2008. *Les plantes agricoles et leurs maladies*. Éditions Berger A.C. inc., Québec, 455 p.

Drolet I. 2008. *Portrait des cultures fruitières indigènes et en émergence au Québec*. Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec, Agrinova, Québec, 97 p.

Dwyer LM, Anderson AM, Ma BL, Stewart DW, Tollenaar M et Gregorich E. 1995. Quantifying the nonlinearity in chlorophyll meter response to corn leaf nitrogen concentration. *Canadian Journal of Plant Science*, 75 : 179-182.

Dyess JG, Causey MK, Stribling HL et Lockaby BG. 1994. Effects of fertilization on production and quality of Japanese honeysuckle. *Southern Journal of Applied Forestry*, 18 : 68-71.

Elgharably A, Marschner P et Rengasamy P. 2010. Wheat growth in a saline sandy loam soil as affected by N form and application rate. *Plant & Soil*, 328 : 303-312.

Frier SD, Somers CM et Sheffield CS. 2016. Comparing the performance of native and managed pollinators of Haskap (*Lonicera caerulea*: Caprifoliaceae), an emerging fruit crop. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 219 : 42-48.

Gagnon A. 2015. Guide de production : la camerise. MAPAQ, Direction régionale du Saguenay-Lac-Saint-Jean, Bibliothèque et archives nationales du Québec, 132 p.

Gawronski J, Hortynski J, Kaczmarska E, Dyduch-Sieminska M, Marecki W et Witorozec A. 2014. Evaluation of phenotypic and genotypic diversity of some polish and russian blue honeysuckle (*Lonicera caerulea* L.) cultivars and clones. *Acta Scientiarum Polonorum-Hortorum Cultus*, 13 : 157-169.

Grattan SR et Grieve CM. 1998. Salinity–mineral nutrient relations in horticultural crops. *Scientia Horticulturae*, 78 : 127-157.

Guertin S-P. 2010. Le sol, les racines et la nutrition des plantes. Dans : Parent LE et Gagné G éd. Guide de référence en fertilisation. Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec, Québec, p. 35-36.

Guodong L, Rao M, Ed H et Wei Chieh L. 2014. Soil pH management for optimum commercial fruit production in florida. Horticultural Sciences Department, UF/IFAS Extension, University of Florida, Gainesville, 6 p.

Hacke UG, Plavcová L, Almeida-Rodriguez A, King-Jones S, Zhou W et Cooke JEK. 2010. Influence of nitrogen fertilization on xylem traits and aquaporin expression in stems of hybrid poplar. *Tree Physiology*, 30 : 1016-1025.

Hall IV, Aalders LE et Townsend LR. 1964. The effects of soil pH on the mineral composition and growth of the lowbush blueberry. *Canadian Journal of Plant Science*, 44 : 433-438.

Harvey HP et van den Driessche R. 1999. Nitrogen and potassium effects on xylem cavitation and water-use efficiency in poplars. *Tree Physiology*, 19 : 943-950.

Haynes RJ et Swift RS. 1986. Effects of soil acidification and subsequent leaching on levels of extractable nutrients in a soil. *Plant and Soil*, 95 : 327-336.

Hendershot WH et Lalonde H. 2008. Soil reaction and exchangeable acidity. Dans : Carter MR et Gregorich EG éd. Soil sampling and methods of analysis. CRC Press, Boca Raton, Fla., p. 173-177.

Hummer KE, Pomper KW, Postman J, Graham CJ, Stover E et Mercure EW. 2012. Emerging fruit crops. Dans : Badenes ML et Byrne DH éd. Fruit breeding. Springer, New-York p. 97-147.

Islam AKMS, Edwards DG et Asher CJ. 1980. pH optima for crop growth. *Plant and Soil*, 54 : 339-357.

J. Zebarth B, A. Forge T, Goyer C et D. Brin L. 2015. Effect of soil acidification on nitrification in soil. *Canadian Journal of Soil Science*, 95 : 359-363.

Jan A, Bin Osman M et Amanullah. 2013a. Response of chickpea to nitrogen sources under salinity stress. *Journal of Plant Nutrition*, 36 : 1373-1382.

Jan A, Osman MB et Amanullah. 2013b. Response of chickpea to nitrogen sources under salinity stress. *Journal of Plant Nutrition*, 36 : 1373-1382.

Janick J et Paull RE. 2008. The encyclopedia of fruit and nuts. CABI North American Office, 954 p.

Jin X-H, Ohgami K, Shiratori K, Suzuki Y, Koyama Y, Yoshida K, Ilieva I, Tanaka T, Onoe K et Ohno S. 2006. Effects of blue honeysuckle (*Lonicera caerulea* L.) extract on lipopolysaccharide-induced inflammation in vitro and in vivo. *Experimental Eye Research*, 82 : 860-867.

Lamoureux D, Sorokin A, Lefevre I, Alexanian S, Eyzaguirre P et Hausman JF. 2011. Investigation of genetic diversity in Russian collections of raspberry and blue honeysuckle. *Plant Genetic Resources-Characterization and Utilization*, 9 : 202-205.

Lehmann J et Schroth G. 2003. Nutrient Leaching. Dans : Schroth G et Sinclair FL éd. Trees, Crops and Soil Fertility. CAB International, p. 151-166.

Liu J, Zhu L, Luo S, Bu L, Chen X, Yue S et Li S. 2014. Response of nitrous oxide emission to soil mulching and nitrogen fertilization in semi-arid farmland. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 188 : 20-28.

Marie-Victorin F. 2002. Flore Laurentienne. G. Morin, Boucherville, Québec, 1093 p.

Marschner H. 1991. Mechanisms of adaptation of plants to acid soils. Dans : Wright RJ, *et al.* éd. Plant-Soil Interactions at Low pH: Proceedings of the Second International Symposium on Plant-

Soil Interactions at Low pH, 24–29 June 1990, Beckley West Virginia, USA. Springer Netherlands, Dordrecht, p. 683-702.

Martel P-O. 2016. Quoi de neuf dans les pratiques culturales. Dans : Journée d'informations sur la camerise, Alma, 10 mars 2016.

Miller JJ et Curtin D. 2008. Electrical conductivity and soluble ions. Dans : M. R. 211 Carter, E. G. Gregorich, éd. Soil Sampling and Methods of Analysis. CRC Press, Boca Raton, FL., p. 161-171

Miyashita T et Hoshino Y. 2015. Interploid and intraploid hybridizations to produce polyploid Haskap (*Lonicera caerulea* var. *emphyllocalyx*) plants. *Euphytica*, 201 : 15-27.

Palíková I, Heinrich J, Bednár P, Marhol P, Kren V, Cvak L, Valentová K, Růzicka F, Holá V, Kolár M, Simánek V et Ulrichová J. 2008. Constituents and antimicrobial properties of blue honeysuckle: a novel source for phenolic antioxidants. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 56 : 11883.

Pellerin A. 2010. Les grilles de référence. Dans : Parent LE et Gagné G éd. Guide de référence en fertilisation. Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec, Québec, p. 395-397.

Picchioni GA, Ruiz J, Goss RM et Mexal JG. 2014. Nursery crop growth response to municipal biosolids: Species salt and xeric adaptation a key factor? *Compost Science & Utilization*, 22 : 138-152.

Plekhanova MN. 2000. Blue honeysuckle (*Lonicera caerulea* L.) - A new commercial berry crop for temperate climate: Genetic resources and breeding. Dans : Geibel M, *et al.* éd. Proceedings of the eucarpia symposium on fruit breeding and genetics, Vols 1 and 2. International Society Horticultural Science, Leuven 1, p. 159-164.

Raymond R. 1971. Pédologie de la région de Chicoutimi. Ministère de l'agriculture et de la colonisation, Québec, 121 p.

Retamales JB et Hancock JF. 2012. Blueberries. Crop production science in horticulture CABI, Cambridge, 323 p.

Rousk J, Brookes PC et Bååth E. 2009. Contrasting soil pH effects on fungal and bacterial growth suggest functional redundancy in carbon mineralization. *Applied and Environmental Microbiology*, 75 : 1589-1596.

Ruiz-Espinoza FH, Murillo-Amador B, Garcia-Hernandez JL, Fenech-Larios L, Rueda-Puente EO, Troyo-Dieguez E, Kaya C et Beltran-Morales A. 2010. Field evaluation of the relationship between chlorophyll content in basil leaves and a portable chlorophyll meter (spad-502) readings. *Journal of Plant Nutrition*, 33 : 423-438.

Rupasinghe HPV, Yu LJ, Bhullar KS et Bors B. 2012. Short Communication: Haskap (*Lonicera caerulea*): A new berry crop with high antioxidant capacity. *Canadian Journal of Plant Science*, 92 : 1311-1317.

Ryan PR, Ditomaso JM et Kochian LV. 1993. Aluminium toxicity in roots: An investigation of spatial sensitivity and the role of the root cap. *Journal of Experimental Botany*, 44 : 437-446.

Scherrer B. 2007. *Biostatistique*. G. Morin, Montréal, 816 p.

Schimel JP et Bennett J. 2004. Nitrogen mineralization: Challenges of a changing paradigm. *Ecology*, 85 : 591-602.

Schonbeck MW. 1999. Weed Suppression and Labor Costs Associated with Organic, Plastic, and Paper Mulches in Small-Scale Vegetable Production. *Journal of Sustainable Agriculture*, 13 : 13-33.

Skupień K, Ochmian I et Grajkowski J. 2009. Influence of ripening time on fruit chemical composition of two blue honeysuckle cultigens. *Journal of Fruit and Ornamental Plant Research*, 17 : 101-111.

Soti P, Jayachandran K, Koptur S et Volin J. 2015. Effect of soil pH on growth, nutrient uptake, and mycorrhizal colonization in exotic invasive *Lygodium microphyllum*. *Plant Ecology*, 216 : 989-998.

Spiers JM. 1983. Elemental leaf content and deficiency symptoms in rabbiteye blueberries: 1. Nitrogen. *Journal of Plant Nutrition*, 6 : 1059-1071.

Szot I et Lipa T. 2012. Influence of betokson super and fertilizers on chemical composition of fruits and leaves of blue honeysuckle. *Acta Scientiarum Polonorum-Hortorum Cultus*, 11 : 113-125.

Taiz L et Zeiger E. 2006. *Plant physiology*. Sinauer Associates, Sunderland, Mass., 764 p.

Thompson MM. 2006. Introducing haskap, Japanese blue honeysuckle. *Journal of the American Pomological Society*, 60 : 164-168.

Tremblay C et Paré M. 2016. Sous-expérience réalisée dans le cadre du mémoire en lien avec la salinité sur les camerisiers. Université du Québec à Chicoutimi.

Tremblay N. 2010. La gestion de l'azote. Dans : Parent LE et Gagné G édés. *Guide de référence en fertilisation*. Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec, Québec, p. 139-165.

Van Lierop W et Tran TS. 1983. Détermination du besoin en chaux des sols minéraux et organiques par la méthode tampon SMP. Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation, Conseil des recherches et services agricoles du Québec, Québec, 3 p.

Vanasse A. 2010a. La correction de l'acidité du sol. Dans : Parent LE et Gagné G édés. *Guide de référence en fertilisation*. Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec, Québec, p. 89-91.

Vanasse A. 2010b. La gestion du pH du sol. Dans : Parent LE et Gagné G édés. *Guide de référence en fertilisation*. Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec, Québec, p. 71-100.

Vangelisti R, Viegi L et Renzoni GC. 1995. Responses of *Pinus pinea* and *P. pinaster* seedling roots to substrata at different pH values. *Annales Botanici Fennici*, 32 : 19-27.

Vargas OL et Bryla DR. 2015. Growth and fruit production of highbush blueberry fertilized with ammonium sulfate and urea applied by fertigation or as granular fertilizer. *Hortscience*, 50 : 479-485.

White PJ et Broadley MR. 2003. Calcium in plants. *Annals Of Botany*, 92 : 487.

Zhang H, Rong H et Pilbeam D. 2007. Signalling mechanisms underlying the morphological responses of the root system to nitrogen in *Arabidopsis thaliana*. *Journal of Experimental Botany*, 58 : 2329-2338.

Zhang Y, Liu J, Mu Y, Pei S, Lun X et Chai F. 2011. Emissions of nitrous oxide, nitrogen oxides and ammonia from a maize field in the North China Plain. *Atmospheric Environment*, 45 : 2956-2961.

ANNEXE A
MODIFICATION DU PH INITIAL DU SOL

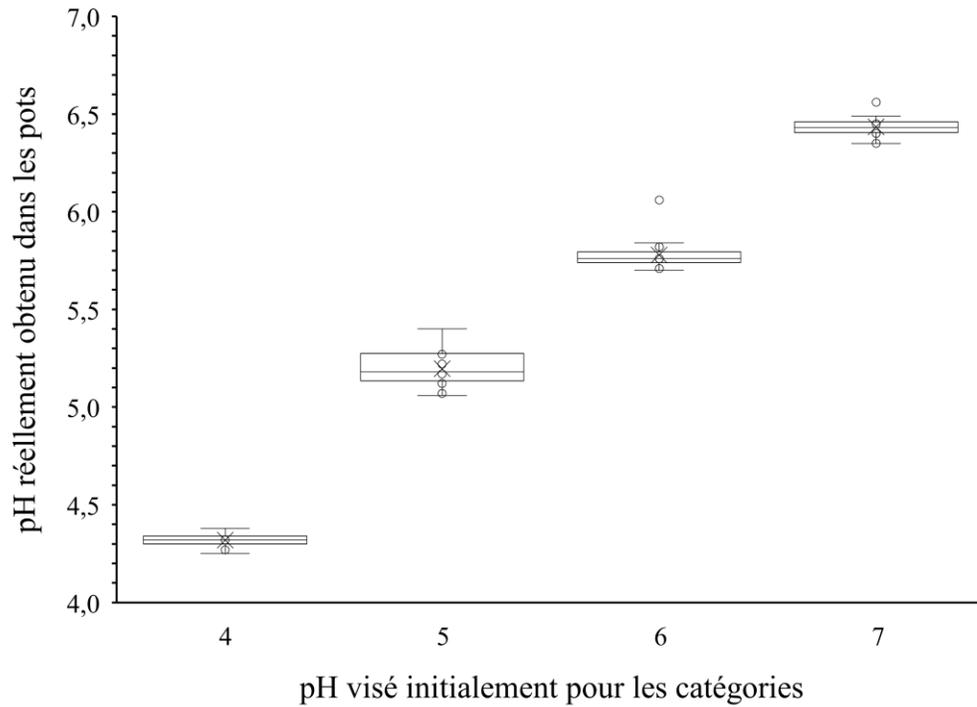


Figure A. 1 : Valeurs de pH obtenues pour l'ensemble des pots après les modifications par le HCl et la chaux. Valeurs obtenues une semaine avant l'ajout des fertilisants et la plantation des semis de camerisiers.

ANNEXE B

COURBE D'ACIDIFICATION

Pour effectuer la courbe d'acidification, des échantillons de 300 grammes de sol sec ont été préparés dans des pots de plastique, puis mélangés avec d'une solution de HCl à 0.4 M selon cinq concentrations (Tableau A.1) contenant trois répétitions chaque (Cheng *et al.* 2013; Soti *et al.* 2015). Les échantillons de sols ont ensuite été humidifiés avec de l'eau déminéralisé, recouverts puis incubés à la température ambiante pendant 1 mois. Les mesures de pH ont été effectuées par intervalle de ~7 jours jusqu'à ce qu'il y ait de trois à quatre mesures consécutives constantes (Datta *et al.* 2008). La mesure du pH du sol a été déterminée par la méthode standard utilisant une solution 0.01 M de CaCl₂ selon un ratio 1 : 2 (Hendershot et Lalande 2008). Les quantités de HCl 0.4 M à utiliser pour obtenir les catégories de pH visées ont ensuite été déterminées à l'aide de l'équation de régression quadratique obtenue ci-dessous (Figure A. 2).

Tableau A.1 : Concentrations de HCl testées pour établir la courbe d'acidification.

Traitement	mmol H ⁺ kg ⁻¹
1	0.0
2	12.5
3	37.5
4	75.0
5	125.0

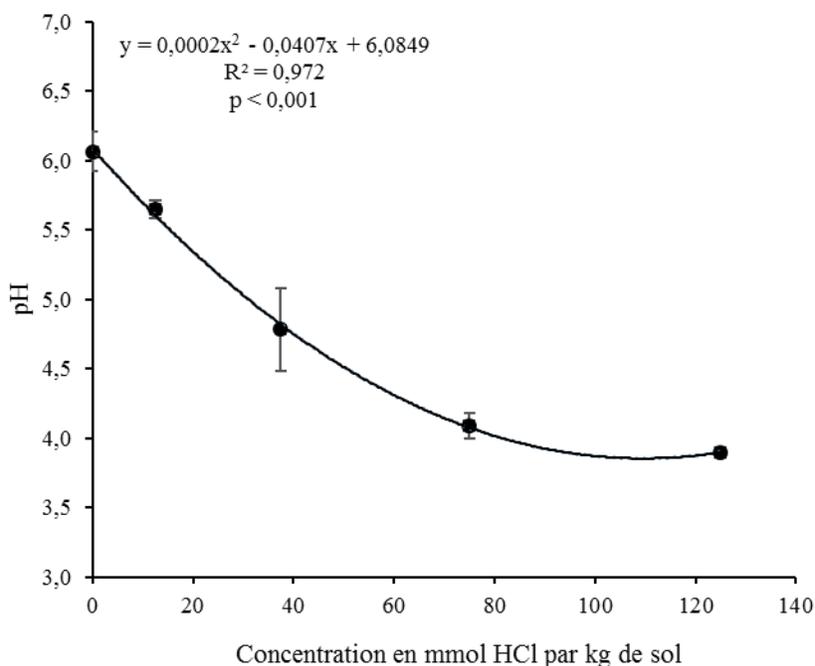


Figure A. 2 : Courbe d'acidification du sol obtenue selon les applications d'HCl.

ANNEXE C

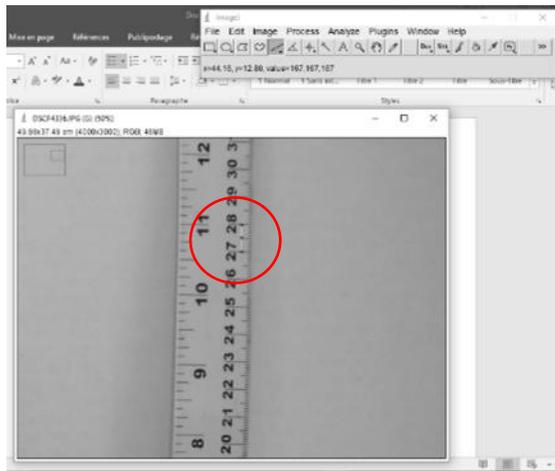
ÉTAPE D'UTILISATION DU LOGICIEL IMAGE J

1) Ouvrir l'image dans le logiciel :

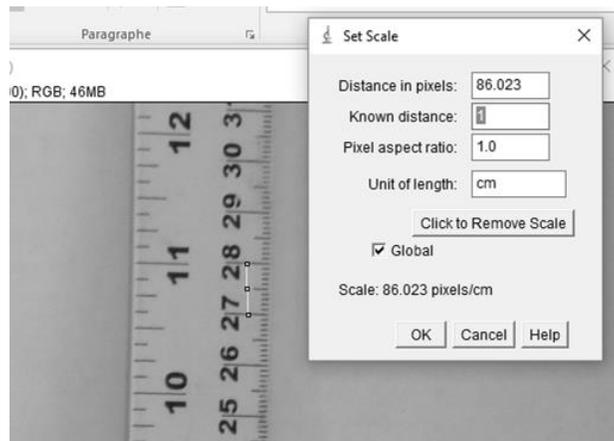
- File, open (choisir la photo à analyser)

2) Déterminer l'échelle (pixel vs cm) (à faire à chaque fois qu'on ouvre le logiciel, on peut le faire juste avec une seule photo puisque l'échelle s'ajuste par la suite)

- On peut zoomer la règle sur la photo avec la loupe
- On clique sur la ligne dans la barre de tâches (5^e icônes) et on prend la mesure d'une distance connue (exemple 1 cm sur la règle, voir la photo ci-dessous)

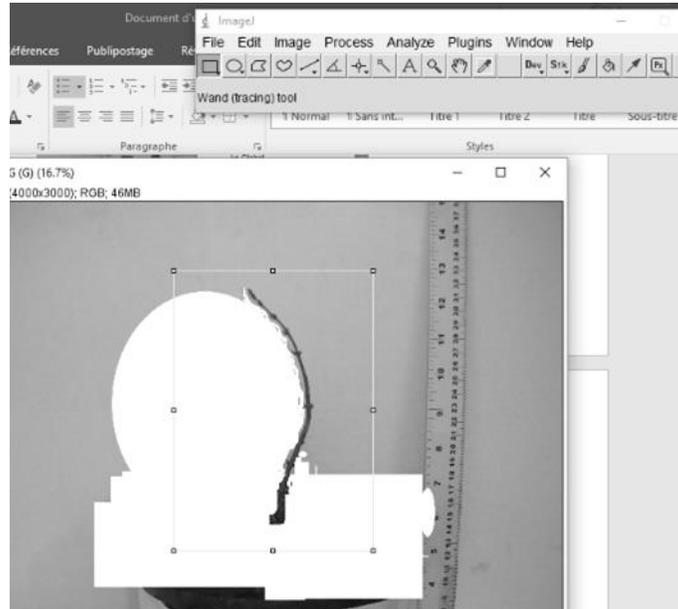


- On va ensuite dans le menu Analyze, Set scale, (le menu comme ci-dessous devrait apparaître et la distance en pixels devrait être écrite), il suffit de mettre la distance connue mesurée (exemple 1 cm) et de modifier l'unité (en cm) puis cliquer sur Global pour s'assurer que l'échelle sera la même pour les autres photos.



3) Analyse de l'image :

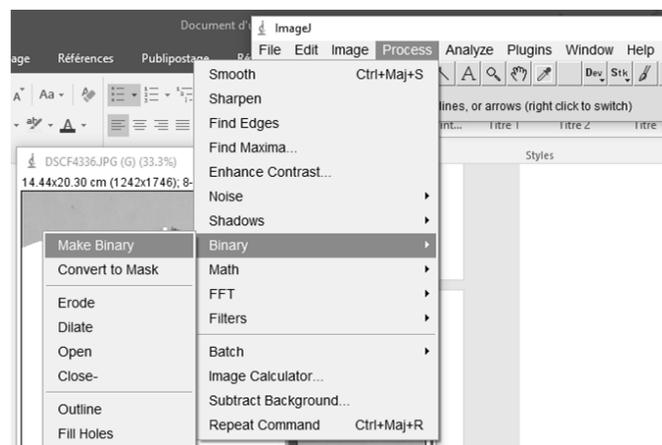
- On peut dé-zoomer la photo en cliquant sur la loupe et le bouton de droite de la souris.
- On sélectionne ensuite à l'aide du rectangle que la portion de l'image que l'on veut analyser et on clique sur Image, Crop.

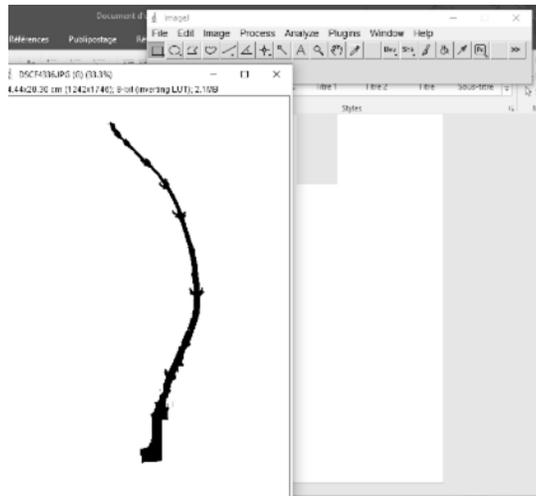


- Étant donné qu'il fallait un fond blanc pour avoir une mesure précise, le pot et l'écriture ont dû être effacés, c'est la raison des carrés blancs visibles sur la photo ci-dessus.

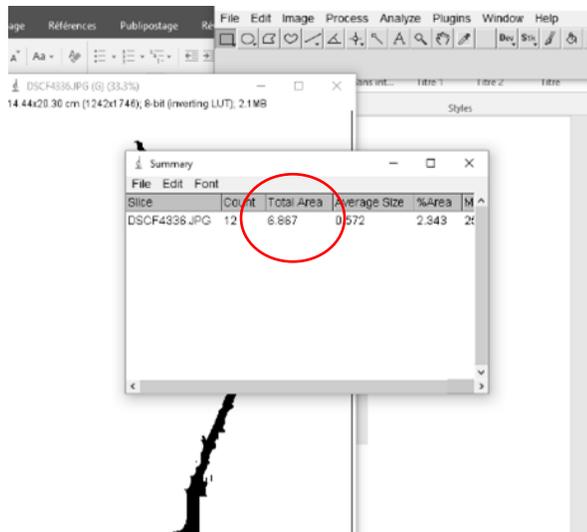
4) Pour analyser la surface totale (feuilles + tiges)

- Cliquez sur Process, Binary, Make Binary (l'image devrait être devenue en noir et blanc)





- Cliquez ensuite sur Analyze, Analyze particules, Summarize puis sur **OK** (un tableau de résumé comme celui sur l'image devrait apparaître)
- La **mesure à noter** est celle du **Total Area**, elle est en cm^2 si l'on a mis l'échelle en cm.



- **Ne fermez pas la fenêtre Summary** immédiatement si l'on veut que toutes les données soient dans le même document. Continuez ainsi dans le logiciel image J → ouvrir l'image suivante du dossier dans File, Open Next et continuez avec les mêmes étapes décrites ci-dessus.
- Lorsque l'on a terminé la surface de toutes les photos du dossier, enregistrer le document **Summary** → File, Save as... (un document sous le format excel sera alors enregistré).

ANNEXE D

SUIVI DU PH DU SOL

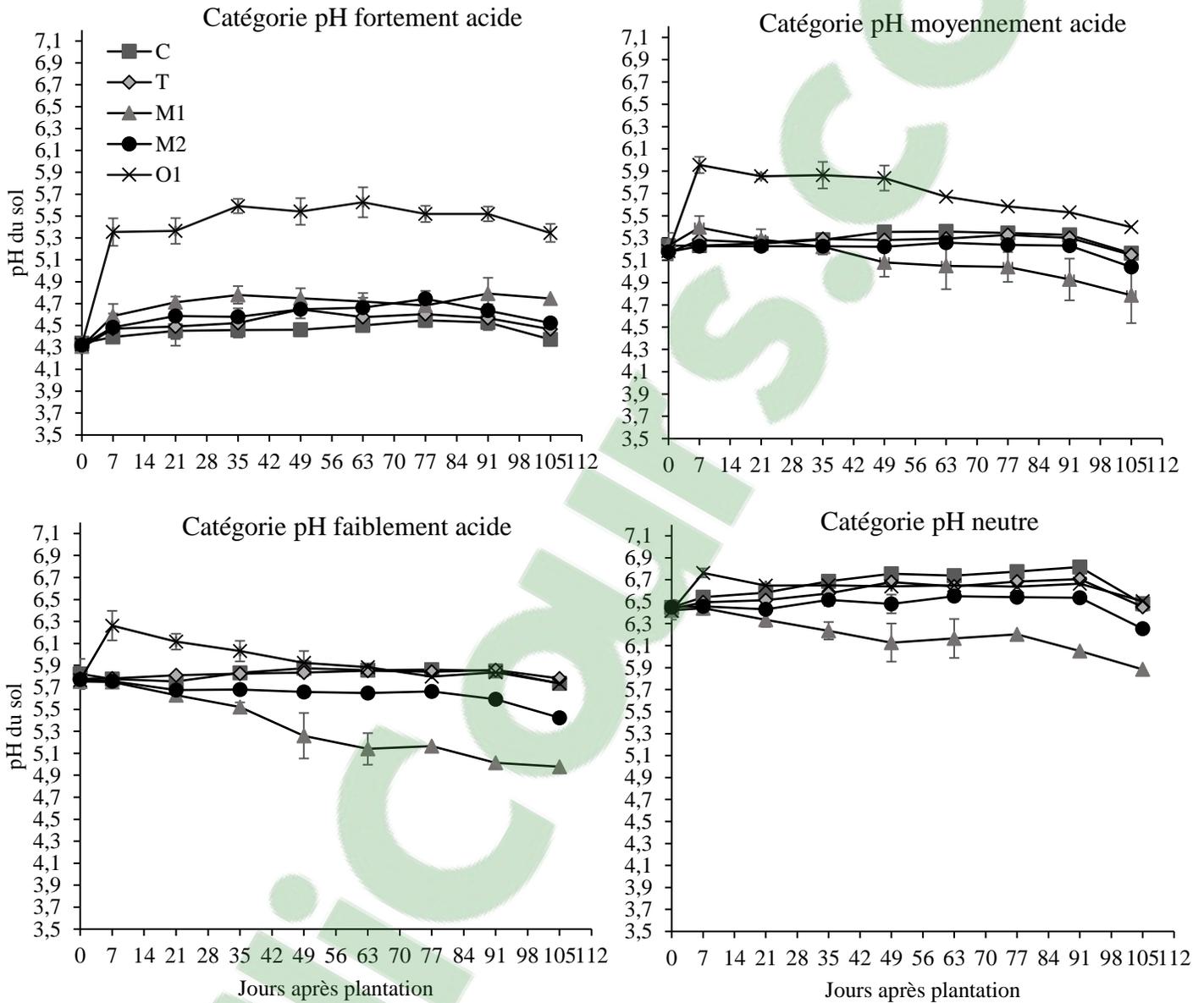


Figure A. 3 : Suivi du pH du sol après l'ajout des traitements fertilisants dans les différentes catégories de pH visées. Les barres d'erreurs représentent les écarts types. Intervalle de pH visé : pH fortement acide [4.3 à 4.6]; pH moyennement acide [5.1 à 5.4]; pH faiblement acide [5.5 à 6.0]; pH neutre [6.3 à 7.0]. C = Contrôle (Sans fertilisant); T = Témoin (P+K); M1 = $(NH_4)_2SO_4$; M2 = $Ca(NO_3)_2$; O = Fumier de poulet (Acti-Sol 5-3-2©).

ANNEXE E

UTILISATION DU LOGICIEL R (PROGRAMMATION)

L'utilisation de ces deux modèles statistiques a été validée par l'aide statistique offerte à l'UQAC. Le 7 décembre 2016, David Émond, statisticien chez Delta Statistique, a validé que ces modèles pouvaient être utilisés pour interpréter les données.

ANOVA avec un modèle en tiroir

Importation des données avec un fichier CSV :

```
↵ CVB <- read.csv("C:/Users/Catherine/Desktop/Stat avec R/CVB.csv",header=TRUE,  
sep=";")
```

Le fichier de données a été nommé CVB dans le modèle.

Création d'un nouveau fichier à partir de **données extraites** du premier fichier :

```
↵ Analyse1 <- subset(CVB, Fertilisation == "M2" | Fertilisation == "T" | Fertilisation == "T2")
```

Ici la commande extrait les données du fichier CVB, avec comme indication les données provenant de la colonne Fertilisation ayant pour nom M2, T et T2. Puis ce nouveau fichier est nommé Analyse1.

Définir les facteurs :

```
↵ pH <- factor(Analyse1$Categ) ## Categ est le nom de ma colonne dans le fichier de base  
↵ Fert <- factor(Analyse1$Fertilisation)  
↵ Bloc <- factor(Analyse1$Replicate)  
↵ Trt <- factor(Analyse1$Traitement)
```

Exploration des données :

L'utilisation de la formule str est très intéressante pour savoir si les variables sont considérées numériques ou non par le logiciel R.

```
↵ str(Analyse1)
```

Pour calculer quelques statistiques telles que la moyenne, l'écart type, l'erreur type, etc... activer le **package Rmisc** et lancer la commande suivante :

```
↵ Sommaire <- summarySE(Analyse1, measurevar = "Stot", groupvars=c("pH", "Fert"))  
↵ Sommaire
```

Analyse 1 = nom du fichier, Stot = nom de la variable mesurée

On peut aussi élaborer **quelques boxplots** pour avoir une idée de la distribution des données.

```
↵ boxplot(Stot~Bloc, data=Analyse1)
```

```

↳ boxplot(Stot~Fert, data =Analyse1)
↳ boxplot(Stot~pH, data=Analyse1)

```

ANOVA avec un modèle en tiroir

Dans ce modèle le facteur Bloc sera considéré aléatoire, alors que le facteur pH et le facteur Fert seront considérés fixes.

Il faut d'abord activer le **package lmerTest** avant de lancer la commande.

```

↳ Z4 <- lmerTest::lmer(Stot~Fert+pH+Fert:pH+(1|Bloc),data=Analyse1)
↳ anova(Z4)

```

Voici la table d'analyse obtenue à la suite de la commande. :

```

Analysis of Variance Table of type III with Satterthwaite
approximation for degrees of freedom
      Sum Sq Mean Sq NumDF DenDF F.value  Pr(>F)
Fert    6.232   3.116     2    44   8.868 0.000581 ***
pH    43.702  14.567     3    44  41.457 7.023e-13 ***
Fert:pH  2.412   0.402     6    44   1.144 0.353259
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

```

Comme il y a des effets significatifs observés pour les facteur Fert et pH, il est intéressant d'effectuer des analyses à posteriori en utilisant le test Tukey pour aller voir les différences.

L'activation du **package lsmeans** sera nécessaire pour cette fonction. (N'oubliez pas de désactiver les autres packages avant d'activer le nouveau package).

```

↳ X4 <-lsmeans(Z4, ~pH)
↳ cld(X4,adjust="tukey")

```

```

pH      lsmean      SE      df  lower.CL upper.CL .group
Fortem. Aci 1.058000 0.1840025 15.63 0.5405754 1.575425 1
Moy. Aci    2.074667 0.1840025 15.63 1.5572421 2.592091 2
Neutre     2.418000 0.1840025 15.63 1.9005754 2.935425 2
Faibl.Aci  3.447333 0.1840025 15.63 2.9299087 3.964758 3

```

```

Results are averaged over the levels of: Fert
Confidence level used: 0.95
Conf-level adjustment: sidak method for 4 estimates
P value adjustment: tukey method for comparing a family of 4 estimates
significance level used: alpha = 0.05

```

```

↳ X5<-lsmeans(Z4,~Fert)
↳ cld(X5, adjust="tukey")

```

```

Fert lsmean      SE      df  lower.CL upper.CL .group
M2   1.7945 0.1673339 11.29 1.326299 2.262701 1
T2   2.4540 0.1673339 11.29 1.985799 2.922201 2

```

T	2.5000	0.1673339	11.29	2.031799	2.968201	2
---	--------	-----------	-------	----------	----------	---

Results are averaged over the levels of: pH Confidence level used: 0.95
 Conf-level adjustment: sidak method for 3 estimates
 P value adjustment: tukey method for comparing a family of 3 estimates
 significance level used: alpha = 0.05

Vérification des postulats

Pour s'assurer que les résultats obtenus par l'ANOVA sont valides et valables, l'ANOVA doit respecter certains postulats tels que la normalité et l'homogénéité de la variance, la vérification des valeurs extrêmes (outliers) est aussi importante.

Pour vérifier ces postulats graphiquement, il faut d'abord activer le **package ggplot2**.

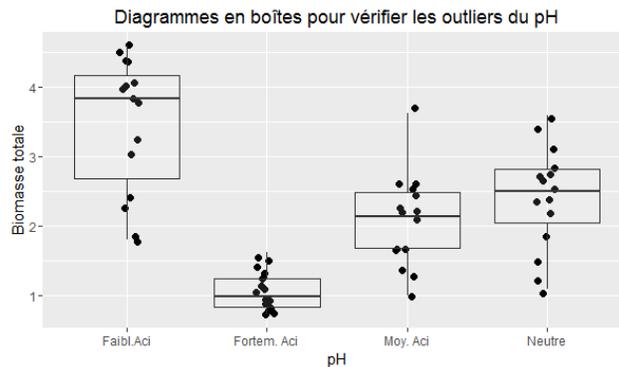
#Vérification des outliers

```

P1 <- ggplot(data=Analyse1, aes(x=pH, y=Stot)) + ggtitle("Diagrammes en boîtes pour
vérifier les outliers du pH") + xlab("pH") + ylab("Biomasse
totale") + geom_point(position=position_jitter(height=0.2, width=0.2), size=2) + geom_boxplot(alpha=0.1)

```

P1

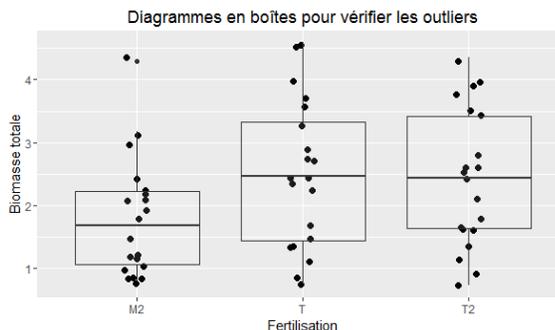


```

P2 <- ggplot(data=Analyse1, aes(x=Fert, y=Stot)) + ggtitle("Diagrammes en boîtes pour
vérifier les outliers") + xlab("Fertilisation") + ylab("Biomasse
totale") + geom_point(position=position_jitter(height=0.2, width=0.2), size=2) + geom_boxplot(alpha=0.1)

```

P2



```

P3 <-ggplot(data=Analyse1,aes(x=Trt, y=Stot))+ggtitle("Diagrammes en boîtes pour
vérifier les outliers")+xlab("Traitement (Fertilisation.pH)")+ylab("Biomasse
totale")+geom_point(position=position_jitter(height=0.2,width=0.2),size=2)+geom_boxpl
ot(alpha=0.1)

```

```

P3

```

Vérification de la normalité des données

```

P4 <-ggplot(Z4,aes(sample=.resid))+stat_qq()+ggtitle("graphique des résidus")

```

```

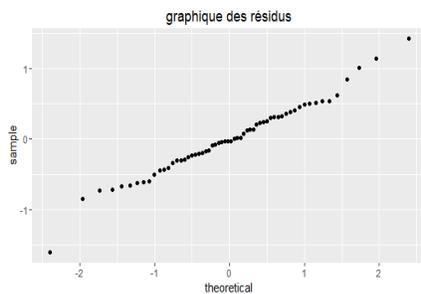
P4

```

```

shapiro.test(resid(Z4))

```



Shapiro-wilk normality test

data: resid(Z4)

w = 0.98252, p-value = 0.5439

Vérification de l'homogénéité des données

```

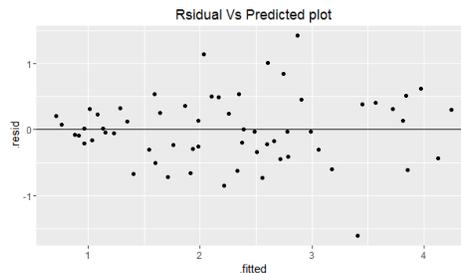
P5 <-ggplot(Z4,aes(x=.fitted,y=.resid))+ggtitle("Residual Vs Predicted
plot")+geom_point()+geom_hline(yintercept = 0)

```

```

P5

```



ANCOVA (Analyse des covariances)

L'utilisation d'une covariable dans un modèle permet de réduire l'erreur de la variance à l'intérieur des groupes. La covariable influence normalement la réponse d'une autre variable.

Importation des données avec un fichier CSV :

```

CVB <- read.csv("C:/Users/Catherine/Desktop/Stat avec R/CVB.csv",header=TRUE,
sep=";")

```

Le fichier de données a été nommé CVB dans le modèle.

Création d'un nouveau fichier à partir de **données extraites** du premier fichier :

```
↵ Analyse2 <- subset(CVB, Fertilisation == "M1" | Fertilisation == "O1")
```

Définir les facteurs :

```
↵ Fert <- factor(Analyse2$Fertilisation)
↵ pH <- factor(Analyse2$Categ)
↵ Bloc <- factor(Analyse2$Replicate)
↵ pHmed <- as.numeric(Analyse2$MedpH) # variable explicative continue
↵ Trt <- factor(Analyse2$Traitement)
↵ BMT <- c(Analyse2$Stot)
```

La fonction `as.numeric` permet de définir un jeu de données numériques continues comme un facteur. Ici le `pHmed` pourra ainsi être utilisé comme covariable dans le modèle.

Exploration des données :

L'utilisation de la formule `str` est très intéressante pour savoir si les variables sont considérées numériques ou non par le logiciel R.

```
↵ str(Analyse2)
```

Pour calculer quelques statistiques telles que la moyenne, l'écart type, l'erreur type, etc... activer le **package Rmisc** et lancer la commande suivante :

```
↵ Sommaire <- summarySE(Analyse2, measurevar = "Stot", groupvars=c("Fert"))
↵ Sommaire
```

On peut aussi élaborer quelques boxplots pour avoir une idée de la distribution des données.

ANCOVA avec comme covariable le pH médian :

Pour réaliser une ANCOVA avec le logiciel R, il faudra activer le **package car** :

```
↵ Z3 <- aov(Stot~Fert+pHmed+Fert:pHmed,data=Analyse2)
↵ Anova(Z3,type="III")
```

La lettre majuscule de l'`Anova` est importante, sinon ce n'est pas le même test qui est réalisé.

La première analyse (`Z3`) permet de voir s'il y a une interaction significative entre la covariable `pHmed` et le facteur `Fert`, si l'interaction n'est pas significative (ce qui est souhaitée), le modèle utilisé est le bon et l'interaction peut être éliminée pour voir la réponse du modèle.

Anova Table (Type III tests)

Response: Stot	Sum Sq	Df	F value	Pr(>F)
(Intercept)	1.0144	1	2.1283	0.15327
Fert	0.1257	1	0.2637	0.61072

```

pHmed      2.7471  1  5.7638 0.02165 *
Fert:pHmed  0.2549  1  0.5348 0.46934
Residuals  17.1579 36
-----
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

```

```

➤ Z4 <-aov(Stot~Fert+pHmed,data=Analyse2)
➤ Anova(Z4,type="III")

```

Anova Table (Type III tests)

Response: Stot

```

              Sum Sq Df F value  Pr(>F)
(Intercept)  0.7900  1  1.6787 0.20313
Fert         2.1374  1  4.5417 0.03979 *
pHmed       3.0094  1  6.3946 0.01584 *
Residuals   17.4128 37
-----
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

```

Activation du **package lsmeans**

```

➤ X4 <-lsmeans(Z4, ~Fert)
➤ cld(X4,adjust="tukey")

```

```

Fert  lsmean      SE df lower.CL upper.CL .group
O1   1.044461 0.1680487 37  0.652769 1.436152  1
M1   1.591539 0.1680487 37  1.199848 1.983231  2

```

Confidence level used: 0.95

Conf-level adjustment: sidak method for 2 estimates

significance level used: alpha = 0.05

Il est possible d'**ajuster la valeur des moyennes** des groupes en fonction de l'effet de la covariable :

```

➤ group.predict <- factor(c("M1","O1"), levels=c("M1","O1"))
➤ pHmed.predict <- rep(mean(pHmed), 2)
➤ data.predict <- data.frame(Fert=group.predict, pHmed=pHmed.predict)
➤ print(data.predict)
➤ adjmeans <- predict(Z3, data.predict)
➤ data.predict = data.frame(data.predict, Stot=adjmeans)
➤ print(data.predict)

```

```

Fert pHmed      Stot
1   M1  5.624  1.633443
2   O1  5.624  1.105331

```

Il est aussi possible **de calculer la moyenne ajustée des traitements en fonction de la covariable** de cette manière (plus précise) :

Centrage sur la moyenne (effet de la covariable)

```

↵ m <- mean(Analyse2$MedpH)
↵ Analyse2$X <- Analyse2$MedpH - m ##permet de créer une nouvelle colonne dans le
   jeu de données

```

Ajustement d'un modèle linéaire $y = b_0 + b_1 X + b_2 \text{Fert}$

```

↵ fm <- lm(Stot ~ X + Fert, data = Analyse2)
↵ summary(fm)

```

Prévission pour chaque modalité de Fert avec $X = 0$ (\Leftarrow MedpH = moyenne)

```

↵ New <- expand.grid(Fert = c("M1","O1"),X = 0, data= Analyse2)
↵ Tab <- predict.lm(fm, newdata = New, se.fit=TRUE)
↵ print(Tab)

```

```

$fit
1      2
1.591539 1.044461
$se.fit
1      2
0.1680487 0.1680487
$df
[1] 37
$residual.scale
[1] 0.686015

```

Les valeurs non-ajustées par la covariable peuvent être vues par le sommaire obtenu par le **package Rmisc**

```

↵ Sommaire <-summarySE(Analyse2, measurevar = "Stot",groupvars=c("Fert"))
↵ Sommaire

```

	Fert	N	Stot	sd	se	ci
1	M1	20	1.418	0.7166780	0.1602541	0.3354156
2	O1	20	1.218	0.7491511	0.1675153	0.3506135

Vérification des postulats

Pour s'assurer que les résultats obtenus par l'ANCOVA sont valides et valables, l'ANCOVA doit respecter les mêmes postulats que l'ANOVA tels que la normalité et l'homogénéité de la variance, en plus de respecter d'autres critères :

- 1) Il doit y avoir une régression linéaire des $Y \rightarrow X$

- 2) Les pentes doivent être parallèles (homogénéité des b)
- 3) L'effet de la covariable doit être la même dans tous les groupes (Pas d'interaction covariable-groupe significative)

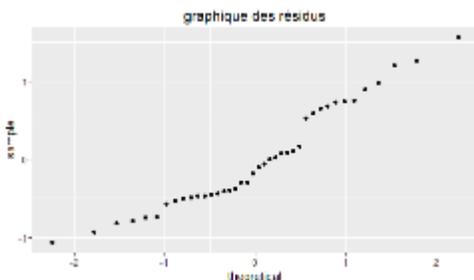
Pour vérifier les postulats graphiquement, il faut d'abord activer le **package ggplot2**.

#Vérification de la normalité

```

P4 <- ggplot(Z4, aes(sample=.resid)) + stat_qq() + ggtitle("graphique des résidus")
P4
shapiro.test(resid(Z4))

```



shapiro-wilk normality test

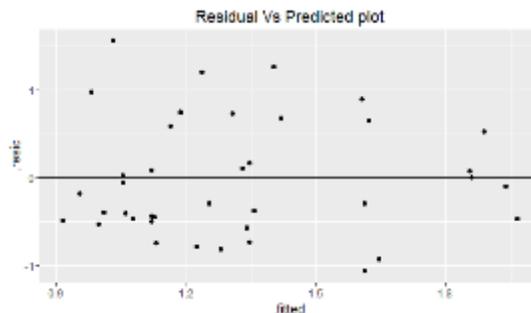
data: resid(Z4)
W = 0.94141, p-value = 0.03859

#Vérification de l'homogénéité des données

```

P5 <- ggplot(Z4, aes(x=.fitted, y=.resid)) + ggtitle("Residual Vs Predicted plot") + geom_point() + geom_hline(yintercept = 0)
P5

```



#Vérification des pentes de régressions

```

mod.red.coef <- coef(Z4)
print(mod.red.coef)
M1.pred <- predict(Z4)
plot(pHmed, BMT, pch=c(rep(1,20), rep(24,20)), bg=c(rep(1,20), rep("red",20)))
legend("topleft", c("M1", "O1"), pch=c(1,24), pt.bg=c(1,"red"))
for (j in 1:2) {
  if (j==1) {

```

```

⌘ w <- c(1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17,18,19,20)
⌘ cl <- 1
⌘ }
⌘ if (j==2) {
⌘ w <- c(21,22,23,24,25,26,27,28,29,30,31,32,33,34,35,36,37,38,39,40)
⌘ cl <- "red"
⌘ }
⌘ lines(c(min(pHmed[w]),max(pHmed[w])),
⌘       c(min(M1.pred[w]), max(M1.pred[w])), col=cl)
⌘ }
⌘ }

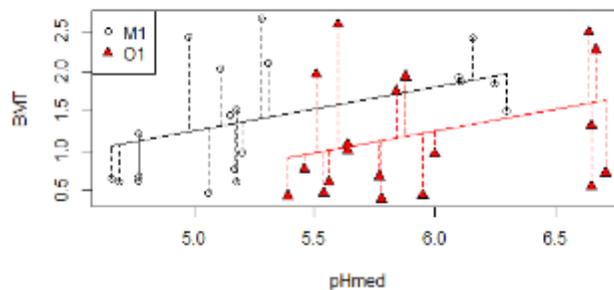
```

Pour tracer des lignes pointillées

```

⌘ for (j in 1:2) {
⌘   if (j==1) {
⌘     w <- c(1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17,18,19,20)
⌘     cl <- 1
⌘   }
⌘   if (j==2)
⌘     lines(c(min(pHmed[w]),max(pHmed[w])),
⌘           c(min(M1.pred[w]), max(M1.pred[w])), col=cl)
⌘
⌘   for (i in 1:length(w)) {
⌘     lines(c(pHmed[w[i]],pHmed[w[i]]),           c(BMT[w[i]],
⌘     M1.pred[w[i]]), lty=2, col=cl)
⌘   }
⌘ }

```

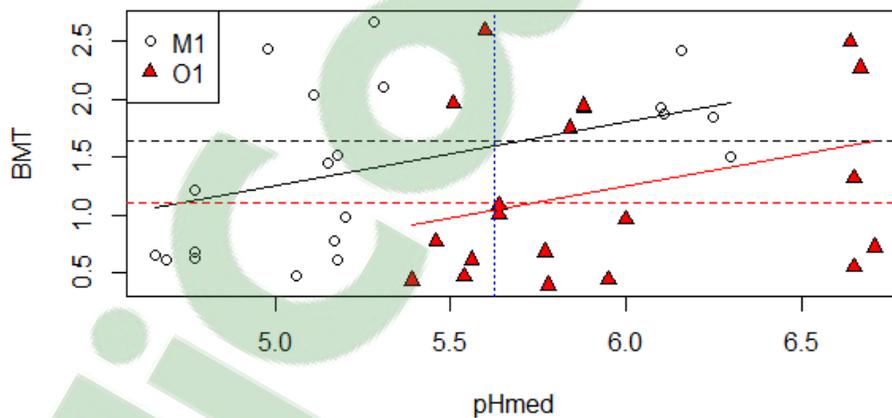


Graphique présentant les moyennes ajustées en fonction de la covariable ;

```

plot(pHmed,BMT, pch=c(rep(1,20),rep(24,20)), bg=c(rep(1,20),rep("red",20)))
legend("topleft", c("M1","O1"), pch=c(1,24), pt.bg=c(1,"red"))
for (j in 1:2) {
  if (j==1) {
    w <- c(1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17,18,19,20)
    cl <- 1
  }
  if (j==2) {
    w <- c(21,22,23,24,25,26,27,28,29,30,31,32,33,34,35,36,37,38,39,40)
    cl <- "red"
  }
  lines(c(min(pHmed[w]),max(pHmed[w])),
        c(min(M1.pred[w]), max(M1.pred[w])), col=cl)
  abline(v=mean(pHmed), lty=3, col="blue")
  abline(h=adjmeans[1], lty=2, col="black")
  abline(h=adjmeans[2], lty=2, col="red")
}

```



ANNEXE F
AUTRES MESURES EFFECTUÉES
STADE PHÉNOLOGIQUE

Le développement végétatif des camerisiers a été suivi à chaque semaine jusqu'à ce qu'il y ait lignification des nouvelles tiges. Six stades de développement ont été notés selon les observations effectuées : stade 1 = gonflement des bourgeons; stade 2 = extrémités vertes des feuilles visibles; stade 3 = sortie des feuilles; stade 4 = étalement des premières feuilles; stade 5 = la plupart des feuilles sont ouvertes; et stade 6 = élancement des nouvelles tiges (Figure A. 4). Les stades phénologiques des camerisiers ont ensuite été analysés comme une variable qualitative pour calculer les jours moyens de l'arrivée de chacun des stades (jours moyens écoulés après la plantation) et comparer ceux-ci en fonction du pH du sol et du type de fertilisant appliqué. Pour effectuer les analyses, les stades phénologiques ont été exprimés par leur fréquence observée pour chaque date d'échantillonnage, exprimé en jour écoulé après la plantation des camerisiers (JE). Le jour moyen (\bar{x}) et l'écart type (s_x) ont ensuite été déterminés pour chacun des stades selon les formules suivantes :

$$\bar{x} = \frac{\sum_{i=1}^k f_i \times x_i}{n} \quad s_x = \sqrt{\frac{\sum_{i=1}^k (x_i - \bar{x})^2}{n-1}} \quad (2)$$

Où x_i correspond à la date d'échantillonnage exprimé en JE, f_i correspond à la fréquence du stade phénologique i , n correspond au nombre d'observation totale et k correspond au nombre de dates d'échantillonnage (formule adaptée de Scherrer (2007)).

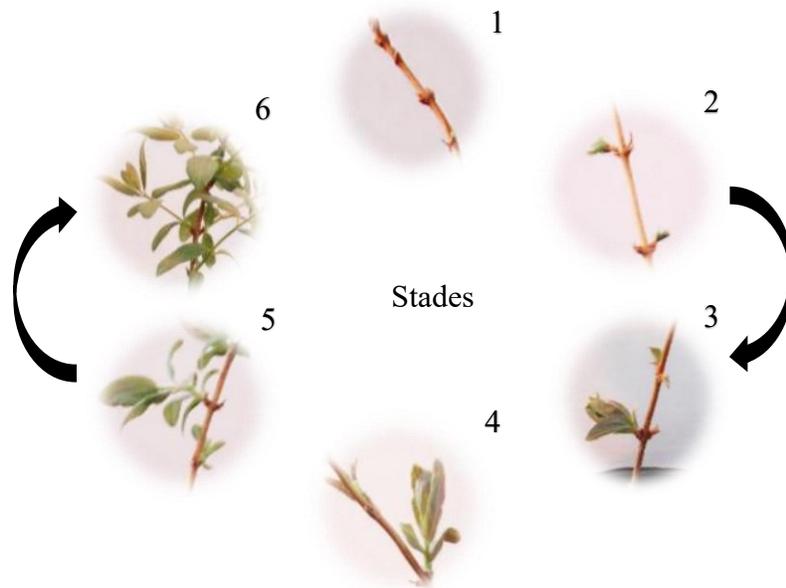


Figure A. 4 : Séquence visuelle représentant les six premiers stades phénologiques identifiés. Stade 1 = gonflement des bourgeons; stade 2 = extrémités vertes des feuilles visibles; stade 3 = sortie des feuilles; stade 4 = étalement des premières feuilles; stade 5 = la plupart des feuilles sont ouvertes et stade 6 = élongation des nouvelles tiges.

ANNEXE G

STADE PHÉNOLOGIQUE (RÉSULTATS)

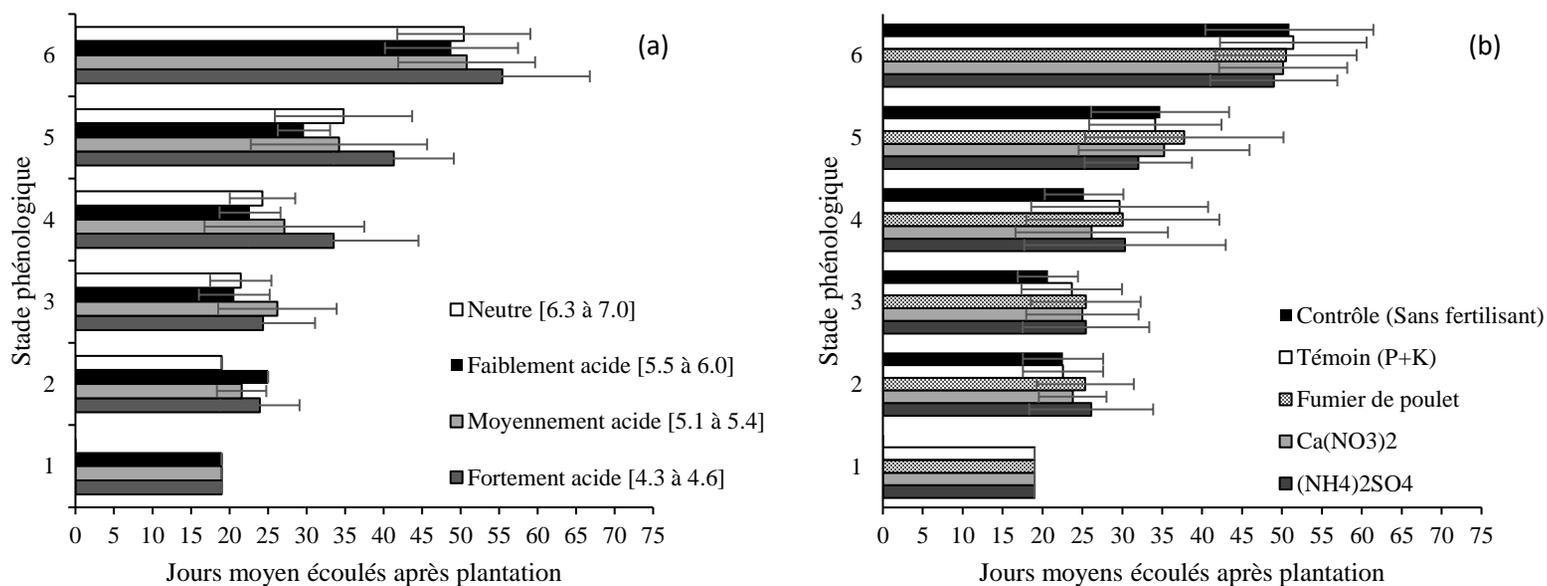


Figure A. 5 : Développement des camerisiers selon les différentes catégories de pH du sol (a) et les différents types de fertilisation (b). Les barres d'erreurs représentent les écarts types. pH1 = Fortement acide [4.3 à 4.6]; pH2 = Moyennement acide [5.1 à 5.4]; pH3 = Faiblement acide [5.5 à 6.0]; pH4 = Neutre [6.3 à 7.0]; C = Contrôle (Sans fertilisant); T = Témoin (P+K); M2 = Ca(NO₃)₂; M1 = (NH₄)₂SO₄; O = Fumier de poulet (Acti-Sol 5-3-2©).

ANNEXE H

AUTRES MESURES EFFECTUÉES

TENEUR EN CHLOROPHYLLES ET EN FLAVONOÏDES

Les teneurs en chlorophylles et en flavonoïdes des feuilles ont été évaluées à chaque deux semaines à l'aide d'un lecteur optique SPAD-502 (Konica Minolta Sensing Americas, Inc., New-Jersey, État-Unis) et de l'appareil Dualex Scientific+Tm (Force-A, Orsay, France) respectivement. Toutes les mesures ont été prises le matin pour minimiser les variations journalières, et ce, sur les plus jeunes feuilles matures des camerisiers. Pour s'assurer que la valeur donnée par le SPAD-502 soit représentative de la teneur en chlorophylles contenue dans les feuilles des camerisiers, quatre mesures ont été effectuées sur chacun des camerisiers. Les mesures ont été effectuées sur la surface supérieure de quatre feuilles différentes puis la moyenne a été notée (Dwyer *et al.* 1995; Demotes-Mainard *et al.* 2008; Ruiz-Espinoza *et al.* 2010). En ce qui concerne les teneurs en flavonoïdes, les mesures ont été prises, pour chacun des camerisiers, sur deux feuilles différentes. Pour chacune des feuilles, une mesure a été effectuée sur la surface supérieure, puis une deuxième mesure a été effectuée sur la surface inférieure (Cartelat *et al.* 2005; Demotes-Mainard *et al.* 2008). La moyenne de ces mesures a finalement été notée pour chaque camerisier.

ANNEXE I

TENEURS EN CHLOROPHYLLES (RÉSULTATS)

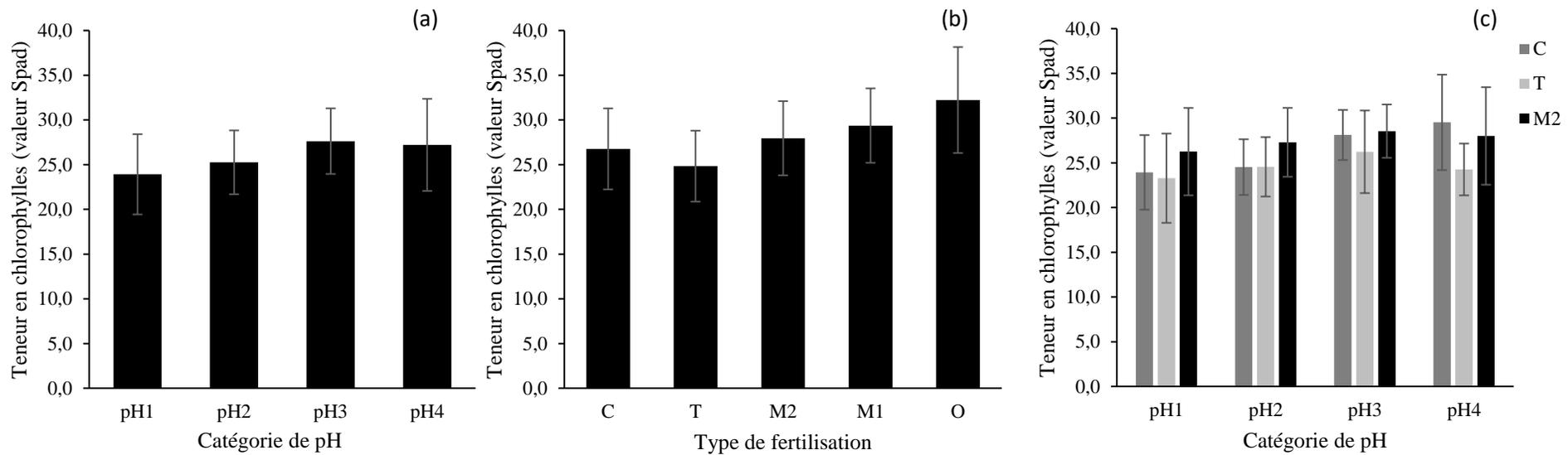


Figure A. 6 : Teneurs en chlorophylles évaluée par le Spad selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (b) et l'interaction entre le pH du sol et les types de fertilisation (c). Les barres d'erreurs représentent les écarts types. pH1 = Fortement acide [4.3 à 4.6]; pH2 = Moyennement acide [5.1 à 5.4]; pH3 = Faiblement acide [5.5 à 6.0]; pH4 = Neutre [6.3 à 7.0]; C = Contrôle (Sans fertilisant); T = Témoin (P+K); M2 = $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$; M1 = $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$; O = Fumier de poulet (Acti-Sol 5-3-2©).

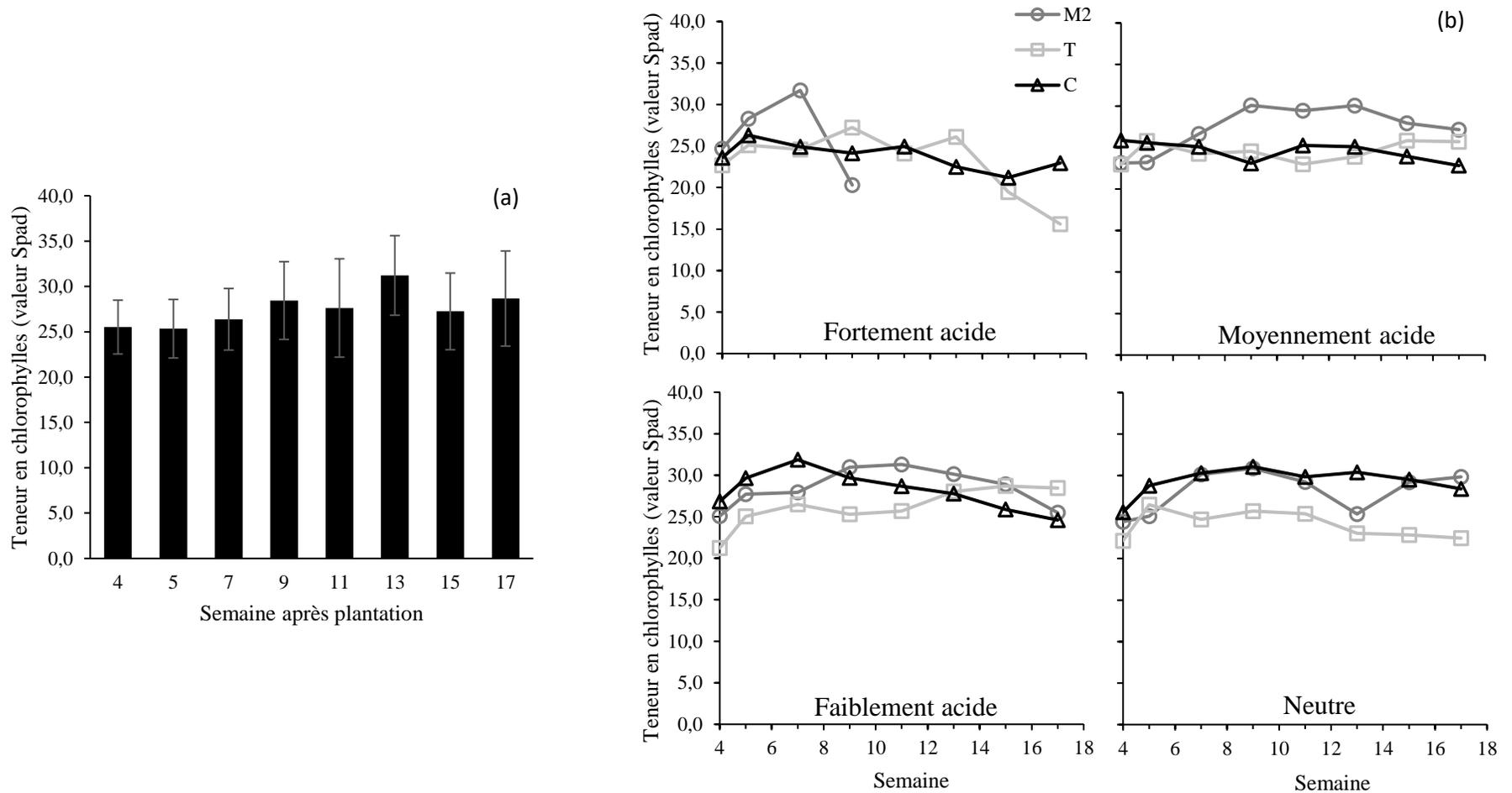


Figure A. 7 : Teneurs en chlorophylles évaluée par le Spad au cours des semaines suivant la plantation (a) et effet de l'interaction du pH du sol, du type de fertilisation et du temps sur la teneur en chlorophylles (b). Les barres d'erreurs représentent les écarts types. Fortement acide [4.3 à 4.6]; Moyennement acide [5.1 à 5.4]; Faiblement acide [5.5 à 6.0]; Neutre [6.3 à 7.0]; C = Contrôle (Sans fertilisant); T = Témoin (P+K); M2 = Ca(NO₃)₂.

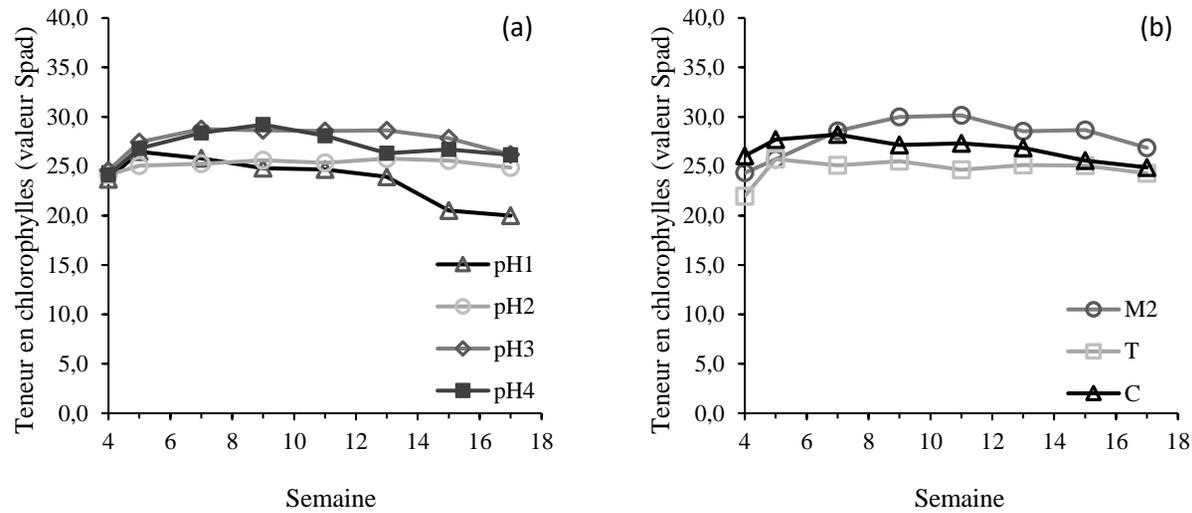


Figure A. 8 : Teneurs en chlorophylles évaluée par le Spad en interaction avec le pH du sol et le temps (a) et en interaction avec le type de fertilisation et le temps (b). Les barres d'erreurs représentent les écarts types. pH1 = Fortement acide [4.3 à 4.6]; pH2 = Moyennement acide [5.1 à 5.4]; pH3 = Faiblement acide [5.5 à 6.0]; pH4 = Neutre [6.3 à 7.0]; C = Contrôle (Sans fertilisant); T = Témoin (P+K); M2 = $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$.

ANNEXE J

TENEURS EN FLAVONOÏDES (RÉSULTATS)

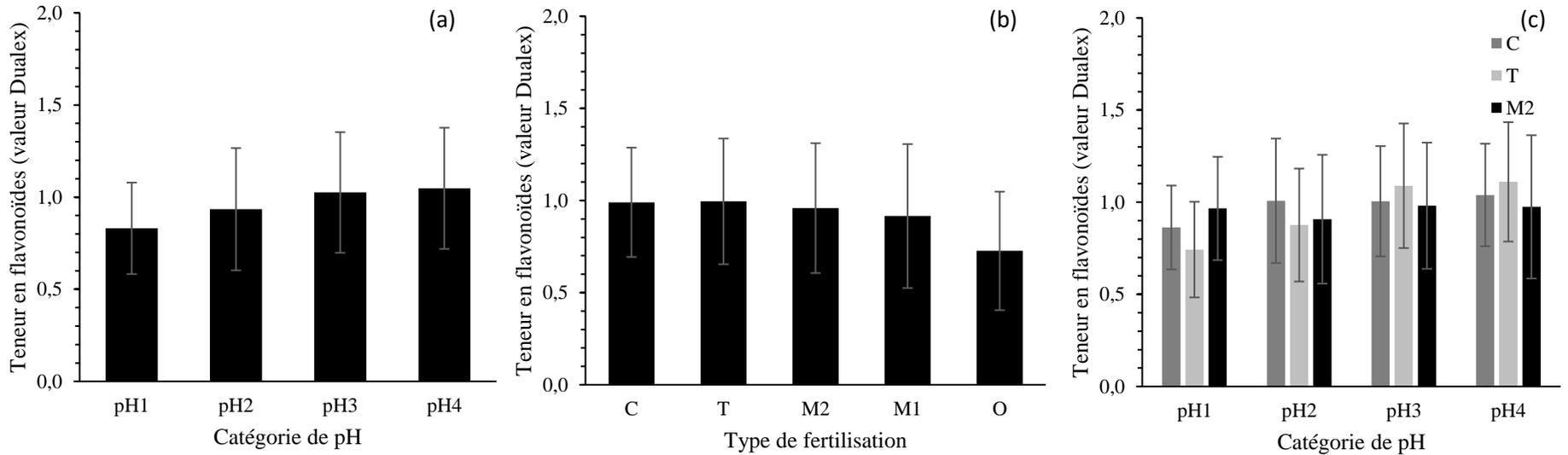


Figure A. 9 : Teneurs en flavonoïdes des feuilles évaluée par le Dualex selon les différentes catégories de pH du sol (a); les différents types de fertilisation (b) et l'interaction entre le pH du sol et le type de fertilisation (c). Les barres d'erreurs représentent les écarts types. pH1 = Fortement acide [4.3 à 4.6]; pH2 = Moyennement acide [5.1 à 5.4]; pH3 = Faiblement acide [5.5 à 6.0]; pH4 = Neutre [6.3 à 7.0]; C = Contrôle (Sans fertilisant); T = Témoin (P+K); M2 = $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$; M1 = $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$; O = Fumier de poulet (Acti-Sol 5-3-2©).

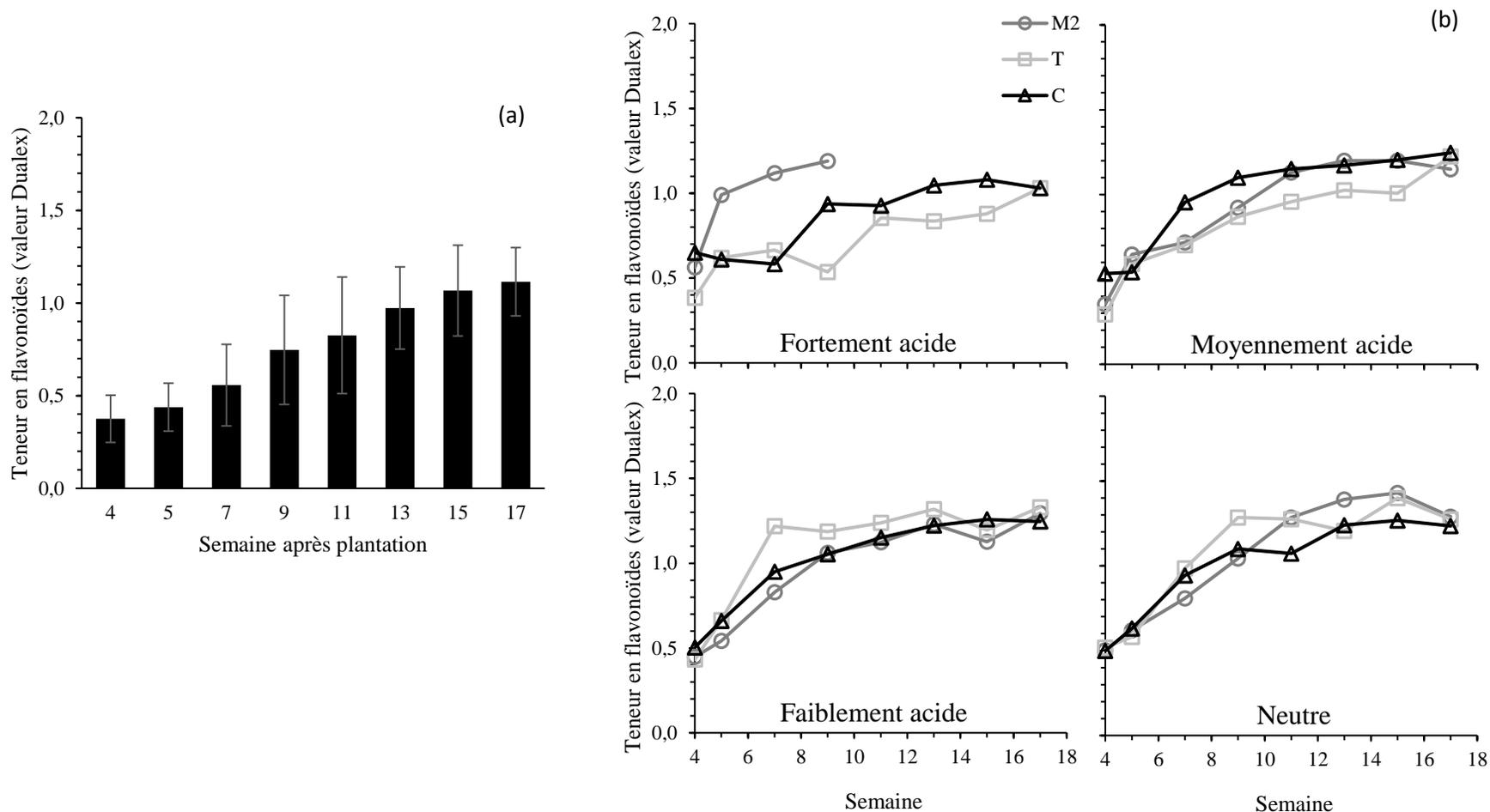


Figure A. 10 : Teneurs en flavonoïdes des feuilles évaluée par le Dualex au cours des semaines suivant la plantation (a) et effet de l'interaction du pH du sol, du type de fertilisation et du temps sur la teneur en flavonoïdes (b). Les barres d'erreurs représentent les écarts types. Fortement acide [4.3 à 4.6]; Moyennement acide [5.1 à 5.4]; Faiblement acide [5.5 à 6.0]; Neutre [6.3 à 7.0]; C = Contrôle (Sans fertilisant); T = Témoin (P+K); M2 = Ca(NO₃)