

UNIVERSITE SIDI MOHAMED BEN ABDALLAH
FACULTE DES SCIENCES DHAR EL MEHRAZ FES

THESE

Présenté par

Mohammed Aziz BEN SLIMANE

Pour l'obtention du diplôme de

DOCTORAT NATIONAL ES-SCIENCES

UFR : Sciences de l'eau et de l'environnement
Discipline : Biologie
Spécialité : Hydrobiologie

EFFET DES APPORTS ALLOCHTONES DU PLATANE

(*PLATANUS ACERIFOLIA*) ET DU PEUPLIER NOIR (*POPULUS NIGRA*)

SUR LES MILIEUX AQUATIQUES RECEPTEURS

Soutenue le : Le 28 juin 2003

Président :

Hassan CHERGUI :

Professeur à la Fac. Sci. Dhar Mehrez., Fès.

Jury

Nezha AOUAD :

Professeur à la Fac. Sci. Casa I., Casablanca.

Abdelhafid CHAFI:

Professeur à la Fac. Sci., Oujda.

Abdelatif JANATI :

Professeur à la Fac. Sci. Dhar Mehrez., Fès.

Khadija ESSAFI :

Professeur à la Fac. Sci. Dhar Mehrez., Fès.

A la mémoire de ma mère

A mon père et à ma belle mère

A ma femme et à mes deux fils

A mes frères et à mes
sœurs

A toute ma
famille

A mes
amis

Remerciements

Le mérite en revient largement à ceux qui ont encouragé et suivi la réalisation de ce travail.

Je tiens à remercier très particulièrement Monsieur le Professeur H. CHERGUI, qui a suivi de très près ce travail Il n'a épargné aucun effort pour m'aider à soulever toutes les difficultés rencontrées. Ses remarques et ses précieux conseils donnés avec une

extrême amabilité, ont été très utiles pour mener à bien le présent travail. Je le remercie vivement et je lui exprime ma reconnaissance.

J'exprime ma reconnaissance à Madame le Professeur N. AOUAD, qui a bien voulu juger ce travail en tant que rapporteur, et dont les observations ont contribué à améliorer la qualité de cette étude. Je la remercie très vivement et je lui exprime ma sincère gratitude.

J'exprime ma profonde gratitude envers Monsieur le Professeur A. CHAFI, de m'avoir fait l'honneur de participer à ce jury de thèse, en tant que rapporteur. Je le remercie infiniment.

Je m'adresse avec mes vifs remerciements à Madame K. ESSAFI, pour le démarrage de ce travail et les valeureux conseils qu'elle a bien voulu me prodiguer durant la période de préparation de ce mémoire. Toutes les expressions sont insuffisantes pour lui traduire ma reconnaissance et ma gratitude.

Je remercie également Monsieur le Professeur A. JANATI, d'avoir accepté de juger ce travail.

J'exprime également ma profonde gratitude à Mademoiselle S. BOUHBOUH, enseignante à la faculté des Sciences Dhar Mehrez, pour son aide, je la remercie pour l'intérêt qu'elle a porté à mon travail.

Je remercie tous ceux qui ont contribué de loin ou de près à la réalisation de ce travail.

SOMMAIRE

SOMMAIRE

RESUME

ABSTRACT

1^{ère} partie

INTRODUCTION	1
ANALYSE BIBLIOGRAPHIQUE	4
I - Impact du lessivage sur la qualité physico-chimique de l'eau.....	6
I - 1 - La mélanogénèse.....	6
I - 2- La désoxygénation microbienne.....	7
II- Impact du lessivage sur la qualité biologique de l'eau.....	7
II-1- Les substances extractibles.....	7
II-1-1- Les composés phénoliques des plantes.....	7
II-1-1-1-Les acides Phénoliques.....	8
II-1-1-2- Les flavonoïdes.....	8
II-1-1-3-Les Tannins.....	8
II-1-2-Les Alcaloïdes.....	9
II – 1 – 3 - Les Saponosides.....	9
II – 1 – 4 - Les Terpenoïdes.....	9
II – 1 – 5 – Les Quinones.....	9
II – 2 – Impact du lessivage sur la faune benthique.....	11
II – 3 – Impact du lessivage sur les poissons.....	11

2^{ème} partie : MATERIEL ET METHODES

I - Description de la station.....	12
II - Choix du matériel foliaire.....	15
II - 1 - <i>Platanus acerifolia</i>	15
II – 1 – 1 – Ecologie.....	15
II – 1 – 2 – Phytochimie.....	15

II – 2 – <i>Populus nigra</i>	17
II – 2 – 1 – Ecologie.....	17
II – 2 – 2 – Phytochimie.....	17
III - Récolte et traitement du matériel foliaire.....	19
IV – Lessivage des feuilles mortes.....	20
V – Dosage des paramètres physico-chimiques.....	22
VI – Toxicité létale des lessivats.....	22
VI – 1 - Position systématique de <i>Gambusia affinis</i>	22
VI – 2 – Diagnose et Biologie des Gambusies.....	23
VI – 3 – Distribution et Ecologie.....	24
VI – 4 – Site de prélèvement des Gambusies.....	24
VI – 5 – Protocole expérimental du test <i>Gambusia</i>	25
VII – Evaluation biologique de la toxicité.....	25

3^{ème} partie : RESULTATS ET DISCUSSION

Chapitre I : Effet du lessivage des feuilles des essences végétales sur la teneur en oxygène du milieu récepteur.....	27
I – 1 - En fonction de la température.....	27
I – 1 – 1 - feuilles fraîches de <i>Platanus acerifolia</i>	27
I – 1 – 2 - feuilles séchées de <i>Platanus acerifolia</i>	30
I – 1 – 3 -feuilles fraîches de <i>Populus nigra</i>	32
I – 1 – 4 -feuilles séchées de <i>Populus nigra</i>	34
I – 2 - En fonction de la concentration.....	36
I – 2 – 1 - feuilles fraîches de <i>Platanus acerifolia</i>	36
I – 2 – 2 - feuilles séchées de <i>Platanus acérifolia</i>	38
I – 2 – 3 - feuilles fraîches de <i>Populus nigra</i>	40
I – 2 – 4 - feuilles séchées de <i>Populus nigra</i>	42
I – 3 - En fonction du traitement.....	44
I – 3 – 1 - <i>Platanus acerifolia</i>	44
I – 3 – 2 - <i>Populus nigra</i>	44
I – 4 - En fonction de l'espèce végétale.....	47

Chapitre II : Effet du lessivage des feuilles des deux essences végétales sur le pH du milieu récepteur.....	51
Chapitre III : Toxicité létale des lessivats.....	66
III – 1 - Impact des lessivats sur le comportement des Gambusies.....	66
III – 2 - Toxicité létale.....	66
III – 3 – Effet toxique des feuilles de <i>Platanus acerifolia</i>	67
III – 3 – 1 – Effet de la toxicité des feuilles de <i>Platanus acerifolia</i> en fonction de la température.....	67
Feuilles fraîches.....	67
Feuilles séchées.....	79
III – 3 – 2 – Effet de la toxicité des feuilles de <i>Platanus acerifolia</i> en fonction de la concentration.....	91
Feuilles fraîches.....	91
Feuilles séchées.....	100
III – 3 – 3 – Effet de la toxicité des feuilles de <i>Platanus acerifolia</i> en fonction du traitement.....	108
III – 4 – Effet toxique des feuilles de <i>Populus nigra</i>	112
III – 4 – 1 – Effet de la toxicité des feuilles de <i>Populus nigra</i> en fonction de la température.....	112
Feuilles fraîches.....	112
Feuilles séchées.....	123
III – 4 – 2 – Effet de la toxicité des feuilles de <i>Populus nigra</i> en fonction de la concentration.....	135
Feuilles fraîches.....	135
Feuilles séchées.....	144
III – 4 – 3 – Effet de la toxicité des feuilles de <i>Populus nigra</i> en fonction du traitement.....	152
III – 5 – Evolution de la toxicité en fonction de l'essence végétale étudié.....	156
III – 5 – 1 - Feuilles fraîches.....	156
III – 5 – 2 - Feuilles séchées.....	160
CONCLUSION GENERALE.....	165
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	168

ABSTRACT

The Autumn fall of the dead leaves of Platane (*Platanus acerifolia*) and of black Poplar (*Populus nigra*), species that are widely prevalent along that river side of Tizguit in the area of Ifran, is originally of perturbed biological and physico-chemical balance in the water environment receiver.

The desoxygenating provoked by the leaves of *Platanus* and by the black Poplar which is characterised by two separate and spread out phases a long time ago and cause an oxygen reduction of water nearly 90% otherwise, the study of the disoxygenating of waters by the leaves of *Platanus* has shown that the two types of fresh and dry leaves disoxygenate the environment receiver in the same degree. The dryness of leaves, for this specie doesn't seem, therefore, to modify their disoxygenating activity. For the black poplar, the fresh leaves disoxygenate the environment receiver a lot more than dry leaves.

The chemical washing products of *Platanus* leaves and of black Poplar has no effect on the pH of the environment receiver except for the fresh and dry leaves of *Platanus acerifolia* washed in 5°C that have acidified the environment during the first hours of development.

Concerning the toxic effect, the weak and the average temperature (5 and 15°C) are favourable for the freedom of toxic substances for the *Platanus acerifolia* and the strong temperature (25°C) are convenient for the *Populus nigra* whatever the concentration used, the black poplar leads to the connected mortalities more important than the *Platanus*. For high concentration (10g/l), the fresh leaves of the *Populus nigra* are more toxic, however, for the *Platanus acerifolia* the dry leaves are more toxic.

Mots clés : *Platanus acerifolia*, *Populus nigra*, disoxygenating, washing products, toxicity .

RESUME

La chute automnale des feuilles mortes de platane (*Platanus acerifolia*) et de peuplier (*Populus nigra*), espèces largement répandues le long des rives de l'Oued Tizguit dans la région d'Ifrane, est à l'origine de la perturbation de l'équilibre physico-chimique et biologique du milieu aquatique récepteur.

La désoxygénation provoquée par les feuilles de platane et de peuplier noir se caractérise par deux phases distinctes échelonnées dans le temps et causant une réduction de l'oxygène de l'eau d'environ 90%. Par ailleurs, l'étude de la désoxygénation des eaux par les feuilles de platane a montré que les deux types de feuilles, fraîches et séchées, désoxygènent le milieu récepteur au même degré. Le séchage des feuilles, pour cette espèce, ne semble donc pas modifier leur activité désoxygénante. Chez le Peuplier noir, les feuilles fraîches désoxygènent le milieu récepteur beaucoup plus que les feuilles séchées.

Les produits de lessivage des feuilles de platane et de Peuplier noir n'ont aucun effet sur le pH du milieu récepteur à l'exception des feuilles fraîches et séchées de *Platanus acerifolia* lessivées à 5°C qui ont acidifié le milieu durant les premières heures d'incubation.

Concernant l'effet toxique, les faibles et les moyennes températures (5°C et 15°C) sont favorables à la libération des substances toxiques chez *Platanus acerifolia* et les fortes températures (25°C) sont favorables pour *Populus nigra*.

Quelque soit la concentration utilisée, le Peuplier noir engendre des mortalités cumulées plus importantes que le Platane.

Pour des concentrations élevées (10g/l), les feuilles fraîches de *Populus nigra* sont plus toxiques. Par contre, chez *Platanus acerifolia* se sont les feuilles séchées qui sont les plus toxiques.

Mots clés : *Populus nigra*, *Platanus acerifolia*, désoxygénation, lessivage, toxicité létale.

INTRODUCTION

INTRODUCTION

INTRODUCTION

Les apports allochtones végétaux et la production primaire autochtone sont deux sources principales de la matière organique dans les ruisseaux forestiers où elles sont généralement présentes. L'importance de ces deux sources dépend des facteurs suivants : la nature du cours d'eau, son éclaircissement, la composition et la densité de la végétation riveraine et celle des bassins versants, la proportion des rives par rapport à la surface du cours d'eau.

L'étude du fonctionnement hétérotrophe d'un milieu aquatique ne peut donc se faire sans tenir compte de sa végétation riveraine dont l'emplacement est la zone des interactions directes entre le milieu terrestre et le milieu aquatique (SWANSON & al., 1982) joue par sa topographie un rôle important dans le fonctionnement du système aquatique qui, à son tour, influence le développement de la végétation. Des interactions très étroites existent ainsi entre ces deux systèmes et rendent compte de l'influence du milieu terrestre sur le milieu aquatique et vice-versa.

Le rôle alimentaire des débris d'origine terrestre est certainement très important dans les petits cours d'eau (FISHER & LIKENS, 1973). Le maintien des peuplements animaux dans les cours d'eau est conditionné par les apports allochtones (BROWN, 1961 ; NELSON & SCOTT, 1962 ; EGGLISHAW, 1964 et 1968 ; MINSHALL, 1967 ; HYNES, 1970 ; LUSH & HYNES, 1973 ; FISHER & LIKENS, 1973 ; WILLIAMS & HYNES, 1974 ; HYNES & al., 1976 ; CUMMINS & KLUG, 1979 ; HERBEST, 1980 ; CUMMINS & al., 1984).

De telles influences résident dans les apports allochtones, ces derniers étant constitués essentiellement de feuilles mortes et de débris de bois. Cependant, la majeure partie entre dans les ruisseaux au moment de la chute des feuilles (CRUZ & POST, 1977 ; POST & CRUZ, 1977 ; BIRD & KAUSHIK, 1981 ; CHERGUI, 1989).

Des interactions très étroites (physico-chimiques et biologiques) existent donc entre le milieu aquatique et sa végétation riveraine (LIKENS & BORMAN, 1974 ; NAIMAN, 1976, ; KAIR & SCHLOSSER, 1978 ; THOMAS & al., 1979).

La chute automnale des feuilles d'arbres caducifoliés dans les milieux aquatiques forestiers (étangs, rivières, mares) provoque de sérieuses perturbations hydrobiologiques qui peuvent aller jusqu'à la mortalité des espèces animales. Cette chute de matières organiques dans le milieu aquatique contribue de 50 à 90 % du budget énergétique total des communautés aquatiques (CUMMINS & al., 1966 ; FISHER & LIKENS, 1973 ; REICE, 1974 ; POST & CRUZ, 1977). Ces apports allochtones atteignent leur maximum au printemps et en automne et ils sont constitués essentiellement de feuilles mortes (environ 66% dont 21% sont transportées par le vent) et de débris de bois (CHERGUI, 1988 ; CHERGUI, 1989 ; CHERGUI & PATTEE, 1988 ; CHERGUI & PATTEE, 1991). Selon FISHER et LIKENS (1973), la litière des forêts adjacentes représente 44% du total énergétique annuel. Cette litière, importante et complexe, est une des sources principales d'énergie (HYNES, 1975 ; HALL & BAKER, 1977 ; SEDELL & TRISKA, 1977 ; SANDERS, 1980 ; BIRD & KAUSHIK, 1981 ; SEDELL & LUCHESSA, 1982 ; TRISKA & al., 1982 ; CUMMINS & al., 1983 ; SEDELL & FORGGATT, 1984 ; CHERGUI, 1988 ; CHERGUI & PATTEE, 1988 ; CHERGUI & PATTEE, 1991) et aussi un des agents de contamination naturelle des milieux aquatiques. (WURTZ, 1955 ; TREMOLIERES, 1983 ; TREMOLIERES & BIETH, 1984 ; TREMOLIERES & CARBIENER, 1985 ; TREMOLIERES, 1988 ; HADDY, 1993).

La chute des feuilles constitue donc une pollution naturelle des eaux continentales. L'objectif de notre travail est d'élucider l'impact des lessivats des feuilles de deux espèces végétales : *Populus nigra* et *Platanus acerfolia* sur la qualité physico-chimique et biologique du milieu aquatique récepteur.

Le choix des deux espèces végétales réside dans le fait qu'elles sont largement répandues sur les rives de l'oued Tizguit et leurs feuilles mortes constituent les principaux apports allochtones à ce milieu.

Les principaux volets développés dans ce mémoire sont :

- La désoxygénation provoquée par les lessivats des feuilles des deux essences choisies.
- L'action acido-basique causée par les lessivats des feuilles des deux espèces végétales.
- L'évaluation de l'effet toxique des lessivats des feuilles sur *Gambusia affinis* à l'aide des tests de toxicité comportementale et létale.

La toxicité létale a été évaluée par la méthode des Probits qui nous a permis de calculer la TL₅₀.

**ANALYSE
BIBLIOGRAPHIQUE**

ANALYSE BIBLIOGRAPHIQUE

La chute automnale des feuilles d'arbres caducifoliés est un phénomène cyclique d'une grande importance écologique, mais aussi d'une nocivité sur les qualités biochimique et biologique des écosystèmes aquatiques.

Le processus de pollution des eaux par les litières feuillues constitue donc un problème écologique. Dans cette perspective, plusieurs travaux ont permis de signaler les changements dans la qualité des eaux après la chute automnale des feuilles mortes, se répercutant sur l'activité biologique des écosystèmes lacustres.

Une fois arrivée dans l'eau, la litière feuillue est lessivée et se sépare en 2 fractions :

- * Une fraction soluble constituée par les Polyphénols, les Alcaloïdes, les Saponosides, les Terpénoïdes, les Sucres et les Acides Aminés qui constituent entre eux de la matière organique dissoute du système.

- * Une fraction de résidus grossiers.

Le lessivage de la 1^{ère} fraction hydrosoluble de la litière constitue la 1^{ère} étape de la dégradation physique de la matière organique allochtone (NYKVIST, 1963 ; PETERSON & CUMMINS, 1974 ; CHERGUI & PATTEE, 1991).

Ainsi, les peupliers ont un effet nocif lors de la chute des feuilles (TERMOLIERES & CARBIENNER, 1981). Ces effets peuvent causer la mort immédiate ou lente des poissons. C'est le cas des truites en bassin de pisciculture de la Somme en France (WARTZ, 1955), ce dernier a fait le rapport entre la mortalité des truites d'élevage sur Venne dans une pisciculture de la Somme et la chute des feuilles de peuplier dans le canal alimentant le bassin de pisciculture d'eau de source.

HUET (1951), pour sa part, a noté la nocivité des boisements d'*Epiceas* pour certains cours d'eau forestiers d'Ardenne Belges, entraînant parfois une stérilité plus au moins complète de l'écosystème.

La production piscicole connaît des cas de stérilité de certaines espèces de poisson (la Carpe) en présence des feuilles de Chêne dans les étangs. (WURTZ, 1955).

LECLERC & DEVLAMINCK (1950 in WURTZ 1955) ont montré au laboratoire de manière précise la toxicité des essences résineuses sur les poissons.

CARBIENER (1961) a observé lui aussi des poissons en état de difficulté respiratoire dans un petit étang d'un des bras mort du Rhin en aval de Strasbourg à l'est de la France. Le fond de cet étang était recouvert de feuilles de peuplier brun noirâtre fraîchement tombées. Les poissons se tenaient en léthargie près du bord, « pipant » l'air et se laissant facilement prendre. Cet auteur constata que les feuilles de peuplier très dense immergent dans l'eau juste après leur chute ce qui favorise l'extraction des fractions hydrosolubles (PETERSON & CUMMINS, 1974). En plus de ces observations, des associations de pêcheurs (TREMOLIERES, 1983) se plaignent que les peupliers bordant les étangs affectent le rendement et la qualité de poisson en automne. Plusieurs auteurs ont essayé de chercher des explications satisfaisantes de la nature du processus responsable de la nocivité des litières de peupliers. Entre autre, CHASE & FERULLO (1957) et PONCE (1974), qui se sont penchés sur les effets hydrobiologiques néfastes des lessivats foliaires ou ligneux sur l'eau des rivières, ont conclu soit à une désoxygénation de l'eau par la biodégradation des macéras foliaires qui consomment l'oxygène en agissant comme un polluant organique fermentescible soit à une toxicité en relation avec les principes actifs extractibles du matériel végétal (terpènes, saponosides et tannins).

TREMOLIERES (1979) a démontré l'effet toxique des saponosides extraits des feuilles de bouleau, des terpènes extraites des aiguilles d'épicéas (HUET, 1951), et des tannins et les quinones intermédiaires de la polycondensation mélanique provenant des feuilles de Melandryum (METCHE & al., 1970).

La dégradation des feuilles qui tombent dans l'eau pendant les périodes chaudes (Printemps – Eté) se dégradent plus rapidement que celles tombantes dans l'eau pendant les saisons froides (Automne – Hiver). En effet, la température de l'eau

influence considérablement la vitesse du lessivage (CHERGUI & PATTEE, 1990 ; LAABIDI, 1993).

Il est évident que la chute des feuilles affecte la qualité physico-chimique et biologique du milieu aquatique récepteur, se traduisant par un effet rapide et directe lié à la désoxygénation de l'eau.

I - Impact du lessivage sur la qualité physico-chimique de l'eau :

Les apports feuillus sont donc responsables de la forte baisse du taux d'oxygène dans les ruisseaux forestiers. En effet, HALL et LENZ (1969) rapportent que la chute d'oxygène peut atteindre 90% au moment de la chute automnale des feuilles.

La désoxygénation dépend de la quantité des feuilles tombantes. En effet, SLACK et FELTZ (1968 in PONCE, 1974) avaient constaté que la teneur en oxygène des petits cours d'eau n'est affectée que si la quantité des feuilles qui tombent dans l'eau dépasse $2\text{g}/\text{m}^2/\text{j}$ causant ainsi une chute de la teneur en oxygène de 8mg à moins de $1\text{mg}/\text{l}$.

Après avoir testé les macéras des feuilles de peuplier sur le poisson (*Phodeus amarus*) CARBIENER (1961) avait constaté que ces macéras sont toxiques à court terme. Par ailleurs, TREMOLIERE et CARBIENER (1981) notent que l'oxygène du milieu est totalement consommé à la suite des apports feuillus. Cet oxygène est utilisé dans la formation de polycondensation phytomélaniques.

En 1982, TREMOLIERE et CARBIENER rapportent que la consommation d'oxygène se fait en 2 étapes :

I - 1 - La mélanogénèse :

Juste après la chute des feuilles dans l'eau, celles-ci libèrent les Polyphénoloxydase-Péroxydases. MANGENOT & al. (1966) et METCHE & al. (1970) ont signalé l'importance d'une polycondensation Phytomélanique. Ce brunissement survient après le contact des Polyphénoloxydase et des Péroxydases avec substances Polyphénoliques qui s'oxydent en présence d'oxygène et de Quinones.

Ces derniers sont des composés très toxiques consommant l'oxygène dissous (PIERPOINT, 1966, 1969 ; SINGLETON, 1987 ; NICOLATS & POTUS, 1994).

La dernière étape de sénescence aboutit à la formation de polycondensation phytomélanique de couleur brun-noirâtre : c'est la mélanogénèse.

I - 2- La désoxygénation microbienne

Après 24h, à la désoxygénation enzymatique foliaire s'ajoute une désoxygénation exogène d'origine microbienne à cause des contaminations microbiennes qui se concentrent sur les macérats foliaires.

II- Impact du lessivage sur la qualité biologique de l'eau

Lorsque les feuilles meurent, elles perdent leur perméabilité cellulaire parce qu'il y a arrêt des processus libérateurs d'énergie. Une première série de substances commence ainsi à diffuser à l'extérieur de la cellule ; elle comprend même des enzymes solubles ou libérés de certains organites cytoplasmiques. Une fois qu'il y a altération des structures fondamentales, ces enzymes facilitent les phénomènes d'autolyse conduisant à la fragmentation des composés. On obtient ainsi un grand nombre de substances actives (Polyphénols, Alcaloïdes, Saponoside, etc...) (MANGENOT & al., 1966).

II-1- Les substances extractibles

II-1-1- Les composés phénoliques des plantes :

Les Polyphénols sont un ensemble de composés chimiques se trouvant chez tous les végétaux. La biosynthèse des Polyphénols fait intervenir les intermédiaires communs, à savoir l'acide cinnamique et schikimique (ZENK, 1971 ; ZENK & GROSS, 1972 ; ALIBERT & al., 1977 ; AMRHEIN & ZENK, 1977).

A cause de leur diversité les auteurs ont du mal à classer tous les polyphénols et à établir leurs formules. Mais les Polyphénols les plus répandues dans les feuilles de végétaux sont les acides Phénoliques, les Flavonoïdes et les Tannins dont le dosage se fait de préférence par la chromatographie (chromatographie sur couche mince et

chromatographie en phase gazeuse) associé à l'HPLC (Chromatographie Liquide Haute Performance) (PIETTA & al., 1992 ; SUGIYAMA & KIKUCHI, 1992)

II-1-1-1-Les acides Phénoliques

Ces acides sont constitués d'acide benzoïque et d'acide cinnamique (RIBEREAU-GAYON, 1968 ; HOFFMAN & al., 1985 ; HERRMAN, 1989) :

- Les acides benzoïques :

Sont constitués de plusieurs composés dont les plus importants sont les acides p-hydroxybenzoïques, vanilliques et syringiques.

-Les acides cinnamiques :

Il y en a quatre dont les plus répandus dans les végétaux sont les acides p-coumarique et les acides caféïques et ils sont incorporés dans les lignines.

II-1-1-2- Les flavonoïdes :

Les flavonoïdes sont connus par leur rôle dans la résistance aux pathogènes, les flavonoïdes (anthocyanines) sont les métabolites secondaires les plus souvent étudiés chez les plantes. Cependant, les flavonoïdes des espèces de peuplier étaient utilisés pour la synthèse alimentaire des pigments rouges, ainsi la production des colorants chimique est interdite (PARK & al., 1996).

LI & al. (1990) et LIN & al. (1993) ont rapporté que les flavonoïdes ont des activités cytotoxiques, antivirales et antibactériennes.

Parmi les flavoïdes, les catechines et épicatechines sont les meilleurs substrats de la polyphénoloxydase (LEE, 1992 ; NICOLAS & POTUS, 1994), alors que les flavonols et leurs dérivés sont de bons substrats pour la Peroxydase (MILLER & SCHREIER, 1985 a., b ; NICOLAS & POTUS, 1994).

II-1-1-3-Les Tannins :

En plus de leur activité antifongique et antivirale (CADMAN, 1960) les tannins ont un rôle important dans l'attaque microbienne et leur décomposition dépend des

combinaisons qu'ils peuvent former avec les minéraux et les substances organiques (BENOIT & al., 1968 ; BALDWIN & al., 1983 ; SCHIMEL & al., 1996). La désoxygénation causée par les lessivas foliaires est inhibée par les tannins en s'agglomérant avec les protéines enzymatiques (Polyphénoloxydase et Peroxydase) ; cette propriété est utilisée dans le tannage (RIBEREAU-GAYON, 1968 ; TREMOLIERES, 1988).

II-1-2-Les Alcaloïdes :

Les Alcaloïdes sont constitués d'un grand nombre de composés chimiques qui ont presque tous une activité toxicologique et pharmacologique. (ANGENOT & al., 1978 ; SCHAKIROV & YUNUSOV, 1990 ; VARADINOVA & al., 1996).

D'autres auteurs se sont intéressés aux mêmes études (Tableau I).

II – 1 – 3 - Les Saponosides :

Les saponosides sont très nombreux chez les plantes et les plus toxiques sont les sapotoxines, telle que les hebevinosides.

Ces saponosides sont très actifs contre les maladies cytoplasmiques, contre les herbivores et aussi sur les alvins de gardons (TREMOLIERE & CARBIENER, 1985).

II – 1 – 4 - Les Terpenoïdes :

Les composés terpéniques sont cytotoxiques et ils ont été isolés par plusieurs auteurs : BENJILALI & RICHARD, 1980 ; BENJILALI & al., 1984 ; BENJILALI & al., 1985 ; BELLAKHDAR & IL IDRISSE, 1990.

II – 1 – 5 – Les Quinones :

Les quinones ont été extraits à partir des feuilles de *Melandryum rubrum* (METCHE & al., 1970). Les quinones subissent des réactions de polycondensations conduisant à la formation de pigment brun : les mélanines à effet désoxygénant immédiat et souvent intense (TREMOLIERES, 1983).

Tableau. I - Présentation de quelques composés Alcaloïdiques isolés par HPLC de plusieurs essences végétales.

Essences végétales	Types d'Alcaloïdes	Auteurs
Taxus baccata (Taxacées)	10-diacetylbaccatine III	KINGSTON (1991) GUO & al. (1994)
	Taxine	KINGSTON (1991) PIESCH & WHEELER (1993) TEKOL (1985)
	Taxagifine ou taxinine Taxol	CHAUVIÈRE & al. (1981) KINGSTON (1991) MATTINA & PAIVA (1992) PIESCH & WHEELER (1993) VANHAELEN (1992) VANHAELEN-FASTRE & al. (1992) VIDENSEK & al. (1990) CARDELLINA (1991)
Taxus brevifolia (Taxacées)	Taxol Taxanes	WHEELER & al. (1992)
Arisarum vulgare (Iridacées)	Irniine	MELHAOUI & al. (1991)
La pervenche de Madagascar (Apocynacées)	Vinblastine Vincristine	FOX (1991)
Peganum harmala (Zygophyllacées)	Harmane	AYOUB & AL. (1989) KHUBCHANDANI & SRIVASTAVA (1989) SIDDIQUI & AL. (1987)
Aristolelia penduncularis (Elacocarpacees)	Peduncularine	DRAGAR & BICK (1992)

II – 2 – Impact du lessivage sur la faune benthique

HADDY (1993) avait constaté que les macérats aqueux de feuilles mortes de Laurier rose (*Nerium oleander*) et de Saule (*Salix pedicellata*) étaient toxiques à moyen terme sur les Gastéropodes. Cette toxicité a été amplifiée par la température d'incubation, la concentration initiale en feuilles et la durée du lessivage.

Les feuilles mortes de Peuplier noir en décomposition forment une vase putride entraînant l'élimination de la faune benthique (les Mollusques, les larves d'insectes, les vers, etc...) (WURTZ, 1955).

II – 3 – Impact du lessivage sur les poissons

LEFEVRE (1945 in WURTZ, 1955) a constaté que les feuilles de Platane et de chênes en forte concentration dans les étangs empêchent la fécondation des œufs de Carpe et il a attribué cette stérilité aux tannins des feuilles.

WURTZ (1955) a démontré que les feuilles de Peuplier noir affectent le développement des alevins qui étaient moins gros et beaucoup moins nombreux.

**MATERIEL
ET
METHODES**

MATERIEL ET METHODES

La chute automnale des feuilles d'arbres caducifoliés est un phénomène cyclique d'une grande importance écologique, tant pour les écosystèmes terrestres que pour les écosystèmes aquatiques récepteurs, dont le processus majeur est la mélanogénèse à partir de polyphénols foliaires.

Afin d'étudier l'impact des apports feuillus sur la qualité biochimique et biologique du milieu aquatique récepteur, nous avons choisi deux espèces végétales : *Populus nigra* et *Platanus acerifolia* largement répandues sur les rives de l'oued Tizguit. Leurs feuilles constituent une part très importante des apports allochtones végétaux aux milieux aquatiques de la région.

Pour cela, nous avons collecté les feuilles de ces deux espèces végétales au niveau de la station Vittel.

I - Description de la station

La station Vittel est située dans le Moyen-Atlas à 3 Km au nord de la ville d'Ifrane, à 1700 m d'altitude. Les différents lacs de cette station sont alimentés par les eaux de l'oued Tizguit et de la source Vittel (fig 1).

Le climat qui règne dans cette région est un climat méditerranéen de montagne. La plus basse température est enregistrée en général au mois de janvier (-4°C), la plus haute au mois de juillet (31°C) et la température moyenne annuelle est de 10,9°C. Les grands écarts de température traduisent la forte instabilité qui règne sur les versants du moyen Atlas. Quant aux précipitations, elles ont une durée d'environ 100 jours/an avec 15 à 30 jours de neige, la période d'enneigement s'étalant généralement du mois de novembre au mois d'avril avec des chutes discontinues (R.E.P.I., 2001).

Sur le climagramme pluviothermique du coefficient d'Emberger, corrigé par Ch SAUVAGE (1963), la station Vittel se situe dans les étages climatiques humides.

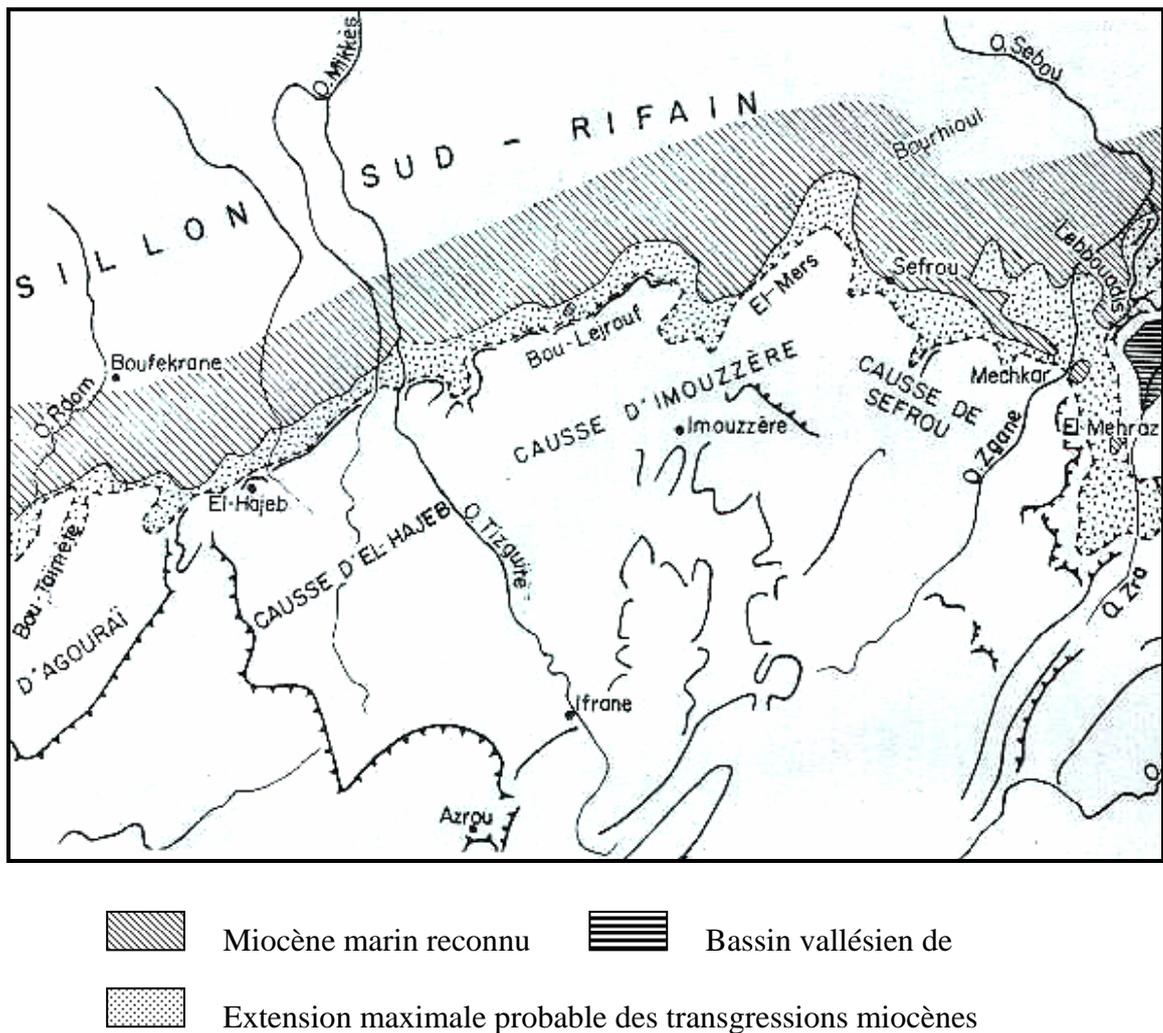


Figure 1 : Situation géologique et géographique de l'Oued Tizguitte

D'après J. MARTIN (1981).

Cette Station est caractérisée par un domaine biogéographique en liaison avec les conditions et les facteurs écologiques rencontrés dans le Moyen-Atlas. Ainsi, les espèces végétales choisies cohabitent avec le chêne, le Houx, le Cyprès, le Lierre, le peuplier blanc et le peuplier tremuloïde (Planche 1 et 2).



Planche 1



Planche 2

Planche 1 et 2 : Vue de la station Vittel.

L'inventaire des espèces animales comprend 55 espèces (TOUABAY, 1995), avec une richesse spécifique maximale au printemps. La plus grande partie de cette biocénose se compose d'Hétéroptères, de Coléoptères et de *Gammarus gauthieri*, qui est caractérisée par une population dense à grande variabilité morphologique et génétique durant toute l'année (KARAMAN & PINKSTER, 1977 ; GEDMAKERS & ROUX, 1975).

II - Choix et récolte du matériel foliaire

Notre étude a porté sur deux espèces feuillues appartenant à la même station dans le but d'avoir les mêmes données géologiques et pédologiques. En effet, la composition chimique des feuilles est en étroite relation avec la nature des sols (TREMOLIERES & CARABINIER, 1985).

La détermination du matériel végétal choisi a été réalisée au laboratoire de Biologie Végétale de la Faculté des Sciences Dhar Mehrez Fès.

II - 1 - *Platanus acerifolia* (Planche 3)

Cette espèce appartient à la famille des *Platanacées*. Elle résulte d'un croisement entre *Platanus occidentalis* et *Platanus orientalis*. C'est un arbre très vigoureux, atteignant 35m de hauteur, ayant un tronc fort lisse à écorce. Ses feuilles sont de grandes tailles caduques coriaces, luisantes et constituées de 3 à 5 lobes inégaux (Planche 4).

II – 1 – 1 – Ecologie :

Cet arbre, plus utilisé pour l'ornementation que pour la forêt, peut être transplanter à différents âges et à différentes régions ; il résiste à différents climats et à l'air pollué des villes.

II – 1 – 2 – Phytochimie

KAOUADJI & al.(1992) ont pu isoler quatre flavoïdes de *Platanus acerifolia* par la colonne de polyamide associée à une acétylation et purification par HPLC ; il s'agit de :

- le 6-C (1, 1-dimethyl -1-propen -3-yl) –kaempferol, un nouveau produit naturel.
- le 8-C-(1,1-dimethyl -2-propen-1-yl).
- le 3'-C-(1,1-dimethyl-1-propen-3-yl)-Kæmpferol.



Planche 3 : Aspect de l'arbre chez
Platanus acerifolia



Planche 4 : Aspect des feuilles
chez *Platanus acerifolia*

II – 2 – *Populus nigra* (planche 5).

Le peuplier appartient à la famille des *Silicacées*. C'est un arbre dioïque qui se produit par voie végétative (boutures) et qui est peu sensible au froid. Lorsqu'il est planté dans des conditions acceptables, il s'accroît couramment de un à deux mètres par an en hauteur, et de 6 à 10 cm en circonférence. Le peuplier peut aisément atteindre des hauteurs de 20 à 30 m et un diamètre d'environ 1 m à 1,20 m au bout de 15 ans (G.P R, 1978).

Les feuilles caduques sont triangulaires à ovales, lisses des deux cotés et jaunes en automne (planche 6).

II – 2 – 1 - Ecologie

C'est une espèce cosmopolite au Maroc, dont les racines ont besoin d'oxygène et se développent dans la terre humide où l'eau provient par capillarité. Les sols les plus favorables sont donc les sols meubles, frais, homogènes, où le plan d'eau se maintient à une distance comprise entre 1 et 2 mètres de la surface. Un bon sol limoneux est idéal.

II – 2 – 2 - Phytochimie

Plusieurs auteurs (WURTZ,1955 ; TREMOLIERE & CARBINIER,1981 et 1982) ont montré l'effet toxique des extraits de feuilles mortes de *Populus nigra*. En effet, leur extrait contient des esters de l'acide caféique ainsi qu'un taux élevé d'hydrocarbures (pentacosane, heptacosane et nonacosane).



Planche 5 : Aspect de l'arbre de
Populus nigra



Planche 6 : Aspect des feuilles de
Populus nigra

III – Récolte et traitement du matériel foliaire

Les feuilles mortes non encore mélanisées ont été collectées en automne après leurs chutes au sol. Les périodes de pluies ont été évitées afin d'exclure autant que possible tout lessivage naturel.

Un tri minutieux fut nécessaire au laboratoire pour ne prendre que les feuilles saines. Ces dernières ont été placées à -20°C dans des sacs de congélation, afin de minimiser les effets de l'oxygène de l'air sur les Polyphénoloxydases, les Peroxydases et sur les composés organiques hydrosolubles.

Lors de nos expériences, nous avons utilisé deux types de traitement : des feuilles fraîches et séchées. Ainsi, le matériel végétal a été divisé en deux lots :

- Un lot de feuille séchée à l'étuve à 40°C pendant 48 heures constitue le lot des feuilles sèches.
- Un lot de feuille gardée au frais à 5°C dans des sacs de plastiques jusqu'à leur utilisation constitue le lot des feuilles fraîches.

Les concentrations en feuilles choisies étaient de : 2 g/l, 5 g/l et 10g /l en poids sec. Mais, afin d'avoir le même poids au niveau des feuilles fraîches , il s'est avéré indispensable d'établir une relation entre le poids frais et le poids sec des feuilles. Pour cela, nous avons trié un lot de 100 feuilles fraîches de chaque espèce végétale juste après la récolte. Ces feuilles étaient marquées et pesées individuellement (poids frais : PF), puis séchées à l'étuve à 40°C pendant 48 heures et pesées (poids sec : PS).

Ainsi, nous avons déterminé l'équation de régression qui lie PF et PS :

$$\text{PS} = a \text{ PF} + b$$

a : coefficient de coordination.

b : constante.

Pour toutes les pesées, les poids frais ont été calculés à partir des formules regroupées dans le tableau II.

Tableau II : Relation entre le poids sec et le poids frais des feuilles mortes des deux essences étudiées.

Essences végétales	Equation de régression	Coefficient de corrélation (r)
<i>Populus nigra</i>	$PS = 2,3302 \times PF - 0,0266$	0,95
<i>Platanus acerifolia</i>	$PS = 1,7617 \times PF - 0,1439$	0,97

IV – Lessivage des feuilles mortes

Les feuilles des deux espèces préalablement séparées en fraîches et séchées, ont été pesées par petits lots de 2g, 5g, et 10g (en poids sec) à l'aide d'une balance type BOSCH de portée maximale 150g et de précision 0,01g et placées dans des bêchers contenant un litre d'eau de ville. Nous avons évité l'utilisation de l'eau distillée afin de rester dans une zone de pH proche de celle du milieu naturel.

Les bêchers contenant les différentes concentrations en feuilles ont été incubés à 3 températures différentes, 5°C, 15°C et 25°C. Le choix de ces dernières n'est pas arbitraire, mais correspond respectivement à la moyenne des températures hivernales, printanières et estivales.

Une fois les lessivats récupérés, les bêchers étaient remplis d'eau et réincubés. Ainsi, au bout de 48 heures chaque lot de feuilles était lessivé 7 fois.

Le nombre total de lots examinés est de 756 répartis comme suit (figure 2):

- 2 espèces végétales : peuplier et platane,
- 2 traitements de feuilles : fraîches et séchées,
- 3 concentrations : 2 g/l, 5g/l et 10g/l,
- 7 temps de lessivage : 1 H, 2 H, 4 H, 8 H, 16 H, 24 H et 48 H,
- 3 températures : 5°C, 10°C, 15°C,
- 3 réplicats.

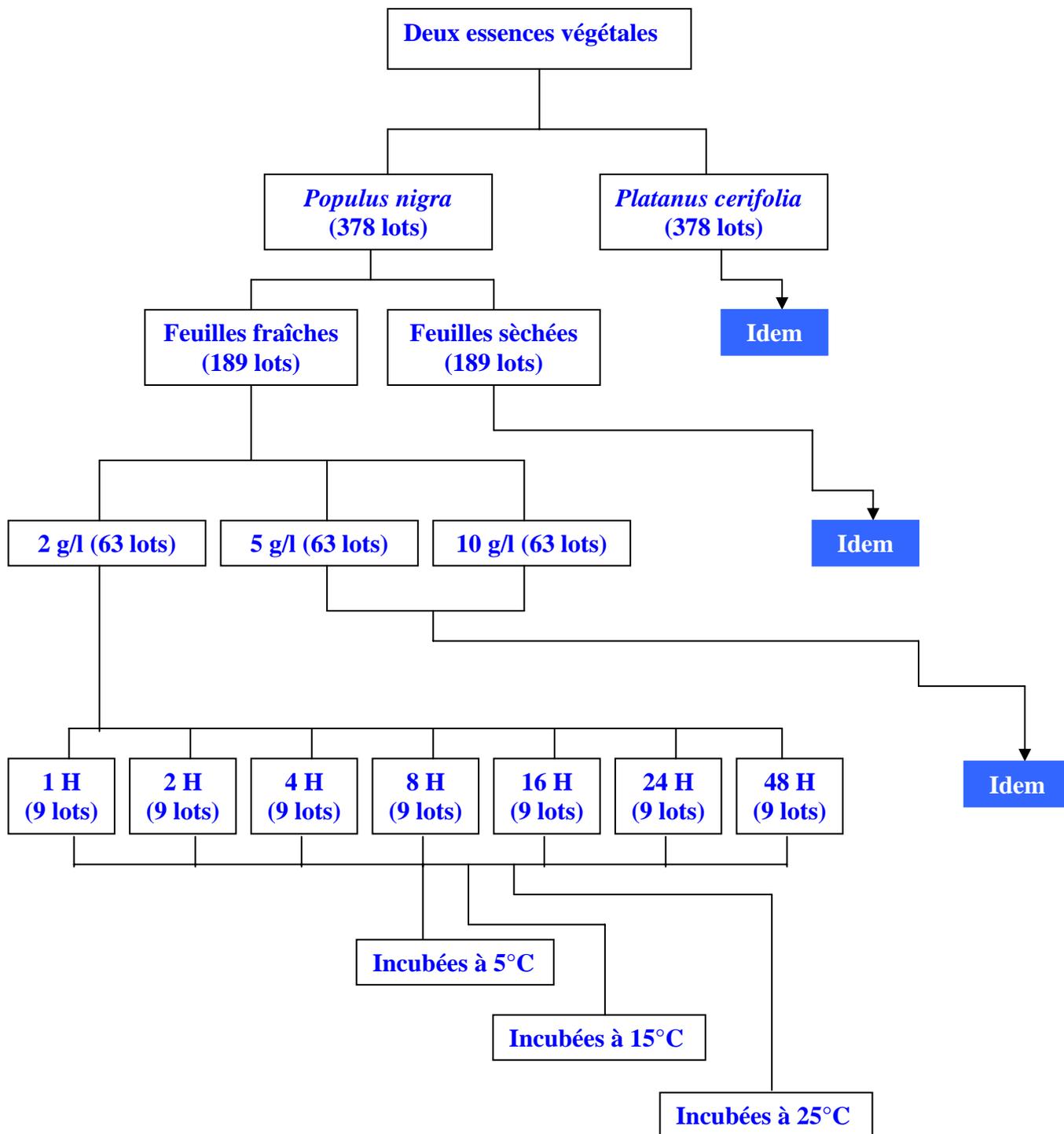


Figure 2 : Schéma des différentes étapes de préparation des milieux de lessivage

H : heures de lessivage

V – Dosage des paramètres physico-chimiques

Les concentrations en oxygène dissous ont été mesurées pour tous les lessivats récupérés après chaque temps d'incubation à l'aide d'un oxymètre à microprocesseur type Oxi 320.

Le pH a été mesuré à l'aide d'un pH mètre type Orion Research modèle 301.

Pour toutes les mesures effectuées, le milieu réactionnel a été placé sous agitation magnétique.

VI – Toxicité létale des lessivats

D'une manière générale, il est important, pour la fiabilité d'un test toxicologique à moyen terme, d'utiliser des espèces présentant l'avantage de pouvoir être manipulées aisément c'est-à-dire, espèces de petite taille, ayant une bonne tolérance vis à vis des manipulations et d'une sensibilité élevée. Pour tous ces critères, nous avons choisi les alevins des Gambusies. En effet, cette espèce a fait l'objet de plusieurs études écotoxicologiques (LEUNG & al, 1983 ; NAQVI & LEUNG, 1983 ; LEKOUCH, 1993 et CHAFI, 1995).

VI – 1 - Position systématique de *Gambusia affinis*

La détermination de cette espèce a été faite à l'aide de la diagnose de BENT et PRESBEN (1991), elle appartient à :

Embranchement : *VERTEBRES*.

Classe : *Osteichtyens*.

Sous classe : *Téléostéens*.

Ordre : *Cyprinodontiformes*.

Famille : *Pæciliidae*.

Genre : *Gambusia*.

Espèce : *Gambusia affinis* (Baird et Girard 1853).

VII – 2 – Diagnose et Biologie des Gambusies (planche 5)

C'est un petit poisson ayant une taille qui ne dépasse pas 63 mm chez la femelle, tandis que chez le mâle, elle est en général inférieure à 37 mm (Planche 7) (FRAILE & al, 1994).

La Gambusie possède une tête plate, une bouche s'ouvrant vers le haut, un dos grisâtre et un ventre blanchâtre. La nageoire caudale est forte, convexe, presque en demi-cercle. Les nageoires dorsales et caudales sont pointillées finement en noir. Chez le mâle, la grande nageoire anale est remplacée par un petit tube d'insémination appelé gonopode, qui a 3 mm de long. Cette différence n'existe pas chez les alevins de moins de 3 mois dont le sexe est encore indéterminé (PIROUX & BOURGEOIS, 1958).

ITZKOWITZ (1971) avait constaté une agressivité entre les mâles lorsque les femelles sont présentes.

La Gambusie se reproduit toute l'année, avec un maximum d'activité sexuelle en avril (MAGLIO & ROSEN, 1969).



Planche 7 : Morphologie externe de *Gambusia affinis* femelle.

VI – 3 – Distribution et Ecologie

Gambusia affinis a été introduite au Maroc en 1929, sa provenance n'a pas été signalée (MOUSLIH, 1987). Elle est considérée comme une opportuniste omnivore utilisée pour la lutte biologique en particulier contre les larves d'Anophèles (ABSHIER & al, 1991 ; MCCLAIN & al, 1991 et NELSON & KEEMAN, 1992).

Cette espèce a colonisé tous les biotopes d'eau douce marocains y compris les Khettaras.

VI – 4 – Site de prélèvement des Gambusies

Les Gambusies ont été pêchées dans le cours d'eau d'Aïn Chkef. C'est un petit cours d'eau qui prend sa source à Aïn Chkef à une dizaine de kilomètres de la ville de Fès.

La flore qui règne dans cette station est constituée d'algues vertes filamenteuses et de quelques rares pieds de *Charas vulgaris*. Quant à la faune, elle est dominée essentiellement par *Gambusia affinis* qui consomme une quantité importante de larves de moustiques et de *Melanopsis*, principal gastéropode dilacérateur des apports feuillues aux eaux douces (CHERGUI & PATTEE, 1990).

La pêche a été réalisée à l'aide d'une épuisette. Les adultes, les juvéniles, les femelles gravides (qui présentent une tache noire sur les deux flancs), les *Cobitis*, les insectes et les têtards ont été remis aussitôt dans leur site de prélèvement.

Seuls les alevins ont été récupérés et placés dans une glacière thermique préalablement remplie d'eau de la source et maintenue à moitié ouverte durant tout le trajet. Au laboratoire, les poissons ont été transférés dans des aquariums de capacité 50 litres, remplis à moitié avec l'eau de ville et aérés à l'aide d'un aérateur "RENA" 301. Une période d'acclimatation de trois jours à température ambiante a permis d'éliminer les individus présentant des anomalies ou malformations apparentes. Durant cette période, les alevins étaient nourris par l'aliment artificiel.

VI – 5 – Protocole expérimental du test *Gambusia*

C'est un test statique à moyen terme, réalisé à température ambiante (16°C à 20°C), dans des bécchers en pyrex de capacité 300 ml, qui ont été préalablement lavés et rincés avec l'eau du milieu d'essai, puis remplis par la solution de lessivage. Dix alevins de taille homogène ont été transférés par un tamis dans chacun des récipients.

Pour chaque temps de lessivage nous avons préparé 3 bécchers et 3 témoins contenant chacun la même quantité d'eau de ville.

Une oxygénation à l'aide de buleurs "RENA 301" de tous les tests était nécessaire afin de dissocier l'impact de l'effet désoxygénant de celui de la toxicité, ainsi qu'une filtration quotidienne des fèces pour éviter toute contamination supplémentaire.

VII – Evaluation biologique de la toxicité

Un examen continu de tous les bécchers était indispensable, pour retirer et dénombrer les poissons morts.

Les valeurs numériques des 3 mesures de la mortalité, en fonction du temps d'incubation, nous a permis de tracer de façon empirique des diagrammes approchés à partir desquels nous avons défini la relation entre le pourcentage de mortalité et le temps d'incubation.

Ces diagrammes nous ont permis de comparer les cinétiques de mortalité entre les différents temps de lessivage.

Concernant la toxicité des différents lessivats, nous avons calculé les TL₅₀ qui représentent 50 % des mortalités, à partir de la transformation des probits (LITCHFIELD & WILCOXON, 1949). Nous avons ainsi transformé les pourcentages de mortalité en probits et le temps d'incubation en valeurs logarithmiques.

La méthode des moindres carrées nous a permis de déterminer la droite de régression :

$$\mathbf{Y = a X + b}$$

Avec : Y = probits déduit à partir du pourcentage de mortalité

X = Logarithme du temps d'incubation

Cette droite nous a permis de déterminer la TL₅₀, qui correspond à l'exponentiel de la valeur de X lorsque Y prend la valeur de 5.

**RESULTATS
ET
DISCUSSION**

RESULTATS ET DISCUSSION

Chapitre I : Effet du lessivage des feuilles des essences végétales sur la teneur en oxygène du milieu récepteur.

L'étude de la désoxygénation du milieu récepteur par l'apport de feuilles mortes a été réalisé en fonction de la température (5°C, 15°C et 25°C), de la concentration (2g/l, 5g/l et 10g/l), du type de traitement (feuilles fraîches et feuilles séchées) et de l'espèce végétale (*Platanus acerifolia* et *Populus nigra*).

Afin de pouvoir estimer la perte d'oxygène pour chaque cas, nous avons calculé le pourcentage d'oxygène résiduel par la règle des trois en considérant la valeur du témoin (2,1 g/l) comme étant égale à 100%.

I – 1 - En fonction de la température

I – 1 –1 - feuilles fraîches de *Platanus acerifolia* :

- 2g/l (Fig 3a)

Aucun changement notable pour 5°C à l'exception de 48 heures où la désoxygénation a atteint 12%.

Deux phases de désoxygénation ont été observées à 15°C, la première après 8 H d'incubation avec 15% et la deuxième à partir de 16 H jusqu'à 48 H avec 48%.

A 25°C, la désoxygénation s'est annoncée à 4 heures et s'est accentuée à 48 heures d'incubation, avec respectivement 13 et 70%.

- 5g/l (Fig 3b)

C'est à partir de 48 heures d'incubation à 5°C que la concentration en oxygène a chuté à 31%.

Deux phases ont été observées à 15°C, une chute de la concentration en oxygène à 8 heures avec 60%, une 2^{ème} progressive à partir 16 H jusqu'à 48 H avec une consommation d'oxygène de 75%.

A 25°C, la désoxygénation n'est apparue qu'à partir de 4 H d'incubation et a atteint 88% à 48 H

10g/l (Fig 3c).

Deux phases de désoxygénation ont été notée à 5°C, la première a duré 2 H avec 23%, la deuxième de 4H à 48 H avec 70%.

A 15°C, la chute de la concentration en oxygène dissous a débuté à 8 H avec 60% pour atteindre 75% à 48 H.

A 25°C, la chute de l'oxygène dissous a été progressive ; elle a commencé après 4 H d'incubation et s'est intensifiée à 8 H avec une perte de 86%.

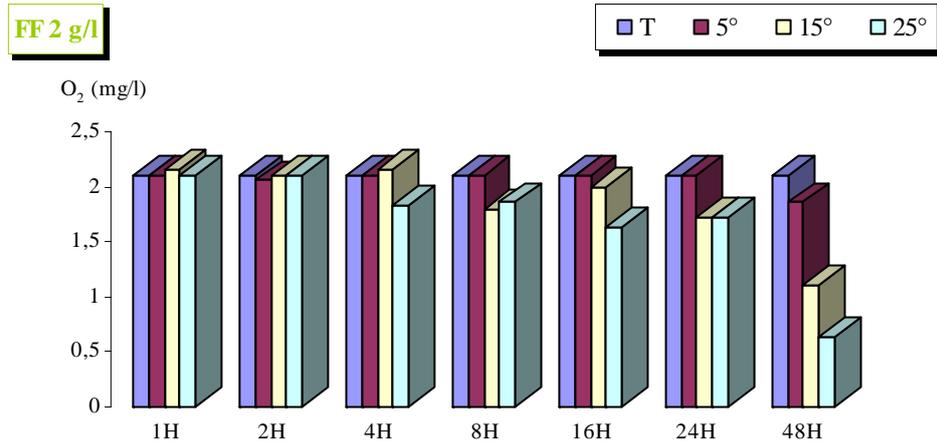


Figure 3a

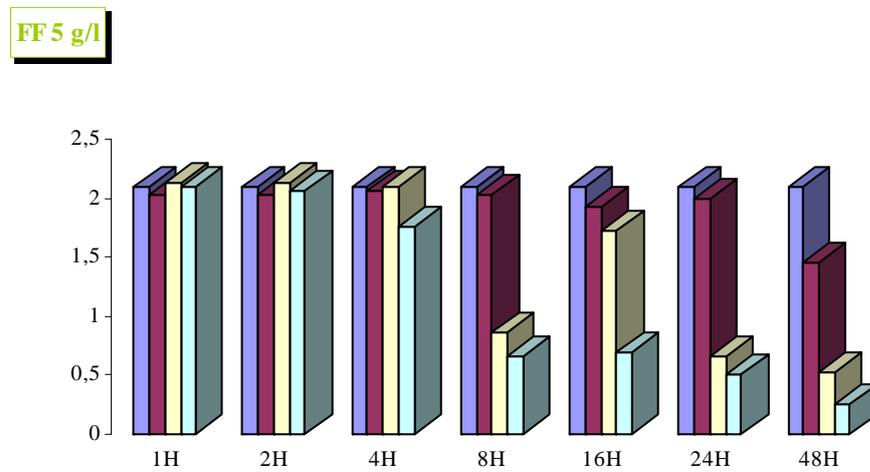


Figure 3b

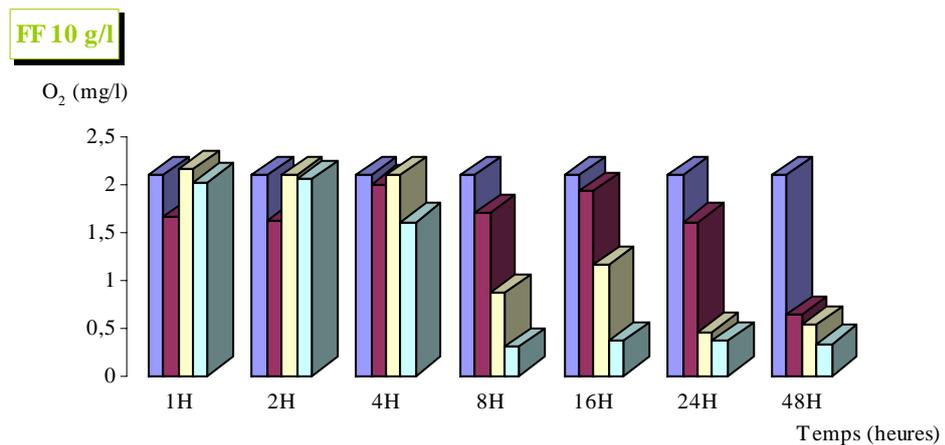


Figure 3c

Figure 3 (a, b et c) : Comparaison de l'activité désoxygénante des feuilles fraîches chez *Platanus acerifolia* à différentes températures

I – 1 –2 - feuilles séchées de *Platanus acerifolia* :**- 2g/l** (Fig 4a)

A 5°C, c'est à 48 heures que la désoxygénation atteint 12%. Par contre à 15°C, nous avons constaté deux phases de désoxygénation : la première après 8 H d'incubation avec 15% et la deuxième à partir de 16H jusqu'à 48 H avec 48%.

A 25°C, la désoxygénation débute à 4 heures et atteint le maximum à 48 heures d'incubation, avec respectivement 13 et 70%.

- 5g/l (Fig 4b)

A 5°C, la chute d'oxygène a atteint 31% au bout de 48 heures.

Deux pics ont été observés à 15°C, une chute de la concentration en oxygène à 8 heures avec 60%, une 2^{ème} à 16 H et 48 H avec une consommation d'oxygène de 75%. A 25°C, la désoxygénation n'est apparue qu'à partir de 4 H d'incubation atteignant 88% à 48 H

10g/l (Fig 4c).

Deux pics de désoxygénation ont été noté à 5°C, la première désoxygénation a atteint 23% à 2 H. La chute de l'oxygène dissous a atteint 70% entre 4H à 48 H d'incubation.

A 15°C, la désoxygénation s'annonce à 8 H avec 60% et atteint 75% à 48 H.

A 25°C, la chute de l'oxygène dissous a commencé après 4 H d'incubation et s'est accentuée à 8 H avec une perte de 86%.

Nous pouvons ainsi conclure que plus la température augmente et plus l'action désoxygénante des feuilles est forte. La température est un facteur déterminant dans le phénomène de lessivage des feuilles mortes. En effet, la température peut intervenir de manière indirecte en augmentant la vitesse de libération des produits de lessivage qui, en s'oxydant, désoxygènent le milieu récepteur (BÄRLOCHER & SCHWEIZER.,1983 ; BROCK, 1984).

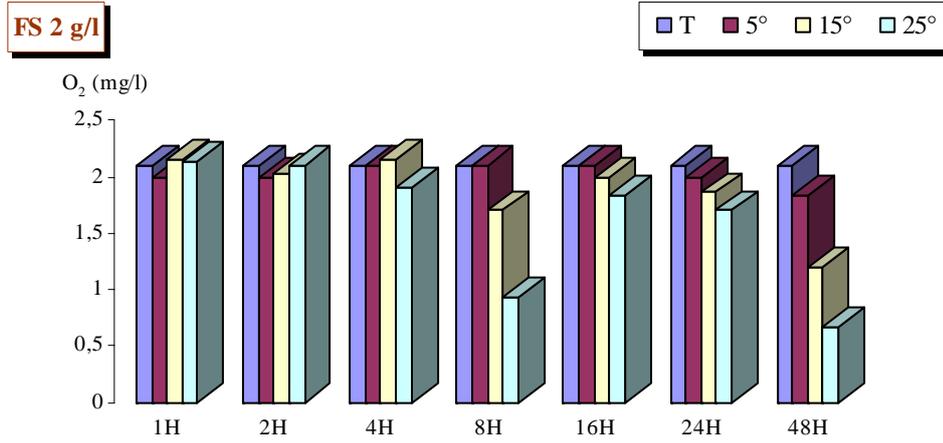


Figure 4a

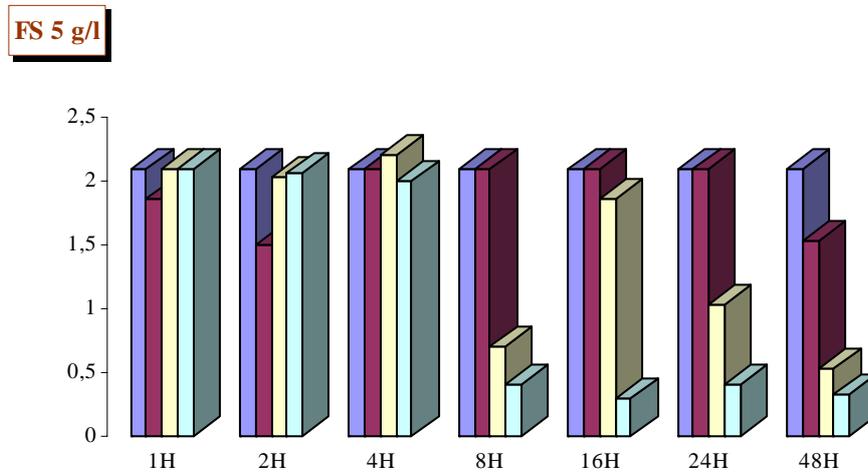


Figure 4b

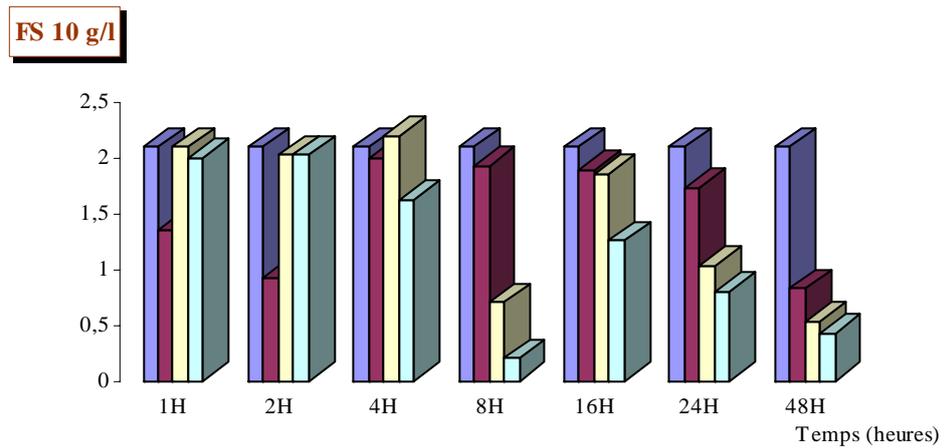


Figure 4c

Figure 4 (a, b et c) : Comparaison de l'activité désoxygénante des feuilles séchées chez *Platanus acerifolia* à différentes températures

I – 1 – 3 -feuilles fraîches de *Populus nigra* :**- 2g/l** (Fig 5a)

A 5°C, une chute de l'oxygène dissous a été annoncée dès la première heure d'incubation avec 70%, la deuxième à 4 H avec 77%.

A 15°C, une faible désoxygénation est apparue dès la première heure d'incubation avec 24% ; à 48 H elle a été de 20%.

Dès la première heure d'incubation à 25°C, le déficit en oxygène dissous a été de 50%. Cette chute a demeuré 24 H et a atteint 67% à 48 H.

Donc à une concentration de 2g/l, c'est la température de 5°C qui a appauvri le plus le milieu aquatique récepteur en oxygène dissous.

- 5g/l (Fig 5b)

Deux phases de désoxygénation ont été observées à 5°C et 15°C : la première de 1H à 8H avec respectivement 85% et 75%, la deuxième de 16H à 48H avec 77% pour les deux températures.

La chute de l'oxygène dissous a été maintenue aux environs de 60% durant les 24 H d'incubation à 25°C ; à 48h elle a atteint 79%.

- 10g/l (Fig 5c)

A 5°C et 25°C, la désoxygénation a été remarquée dès la première heure d'incubation, avec 79% et 77%. Ce déficit a été plus accentué à 8H pour la température de 5°C avec 88% et 70% pour 25°C.

A 15°C, la désoxygénation a été moins accentuée durant les premières heures d'incubation mais, à 8 H, elle a été de 79% et à 48 H de 61%.

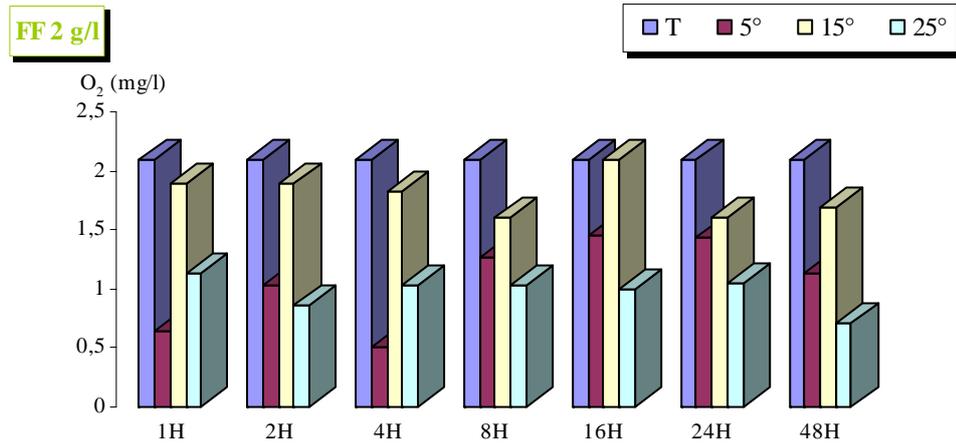


Figure 5a

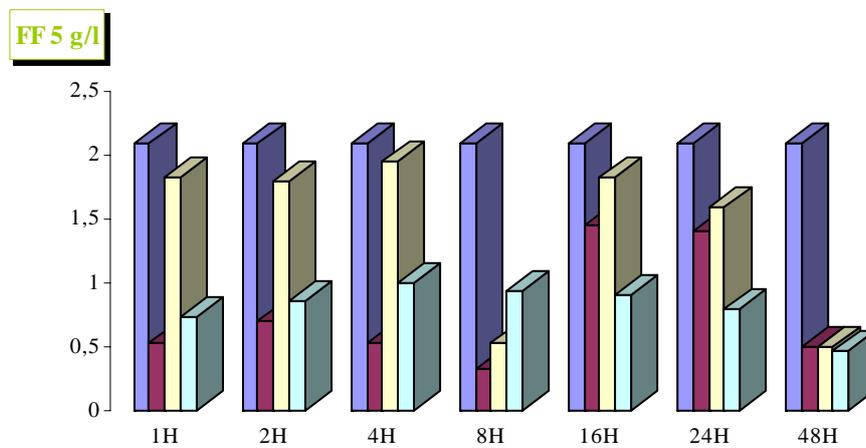


Figure 5b

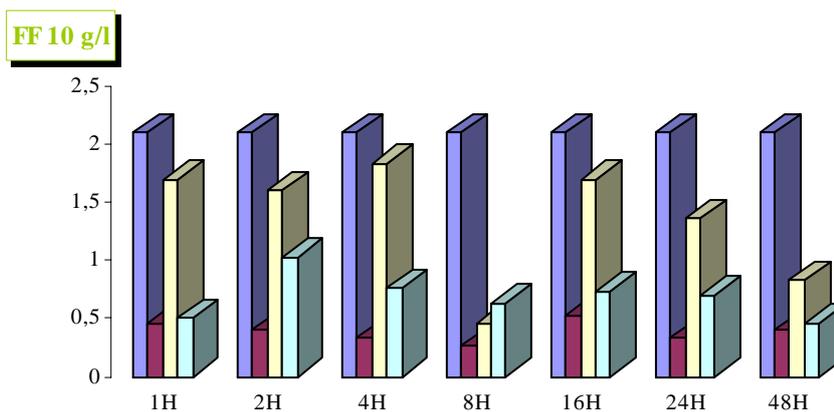


Figure 5c

Figure 5 (a, b et c) : Comparaison de l'activité désoxygénante des feuilles fraîches chez *Populus nigra* à différentes températures

I – 1 – 4 -feuilles séchées de *Populus nigra*.

La cinétique du processus de désoxygénation par les feuilles séchées est similaire à celle des feuilles fraîches. A 15°C et 25°C les feuilles fraîches désoxygènent le milieu récepteur plus que les feuilles séchées (Fig 6b et 6c). Par contre, le phénomène est inverse quand la température est de 5°C (Fig 6a).

Quelque soit la concentration utilisée à savoir 2g/l, 5g/l ou 10g/l et quelque soit l'état des feuilles (fraîches ou séchées), c'est à la température de 5°C que nous avons obtenu le pourcentage le plus élevé de la désoxygénation du milieu récepteur, suivi de 25°C puis 15°C.

Bien que plusieurs études utilisant plusieurs espèces végétales dans différents types de milieux ont montré que la dégradation des feuilles s'accélère lorsque la température de l'eau est élevée (IVERSEN, 1975 ; SUBERKROPP & al., 1975 ; PAUL & al.,1978), le cas de *Populus nigra* montre que les faibles températures, de l'ordre de 5°C, engendrent une forte désoxygénation du milieu récepteur par rapport à 15°C. Ceci peut être expliqué par le fait que la libération des produits de lessivage est plus rapide à faible température pour cette espèce. Nous concluons que l'effet de la température sur le lessivage dépend en premier lieu de l'espèce végétale, mais nous avons noté aussi que la désoxygénation a été importante à 25°C ceci est probablement dû à l'action indirecte de la température sur la vitesse de développement des micro-organismes dont la respiration entraîne une diminution de l'oxygène dissous dans le milieu récepteur (IVERSEN, 1975 ; MUTCH & DAVIES, 1984). En effet, TREMOLIERES & CARBIENER (1977) et TREMOLIERES (1983) ont démontré que le processus de désoxygénation microbiologique chez *Populus nigra* pourrait être expliqué par le fait que la microflore associée à la sénescence des feuilles participerait à l'activité de désoxygénation d'une part, par les champignons qui possèdent un équipement enzymatique très actif sous forme de phénoloxydases (tyrosinases), peroxydases ou catalases, et d'autre part, par la microflore saprophyte qui agirait par son activité physiologique (respiration microbienne) sur la consommation d'oxygène.

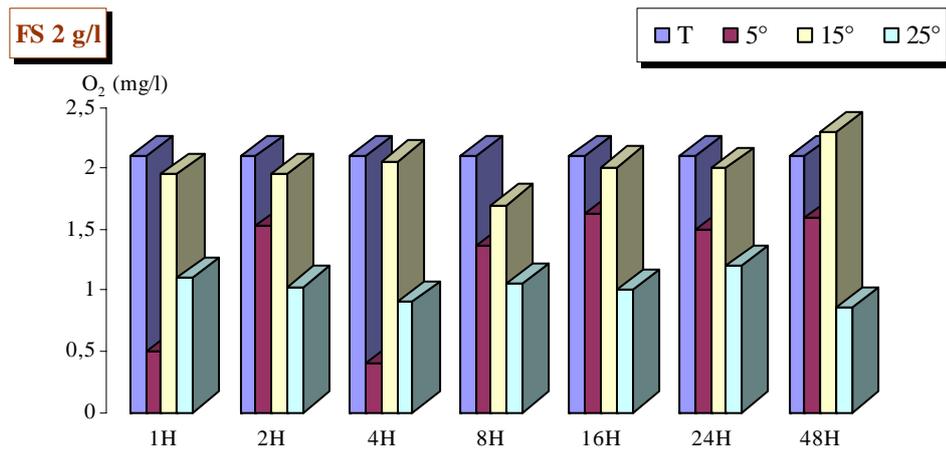


Figure 6a

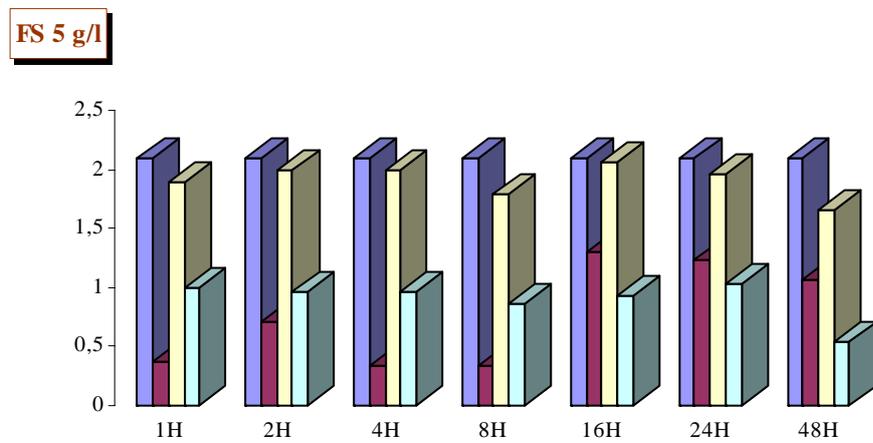


Figure 6b

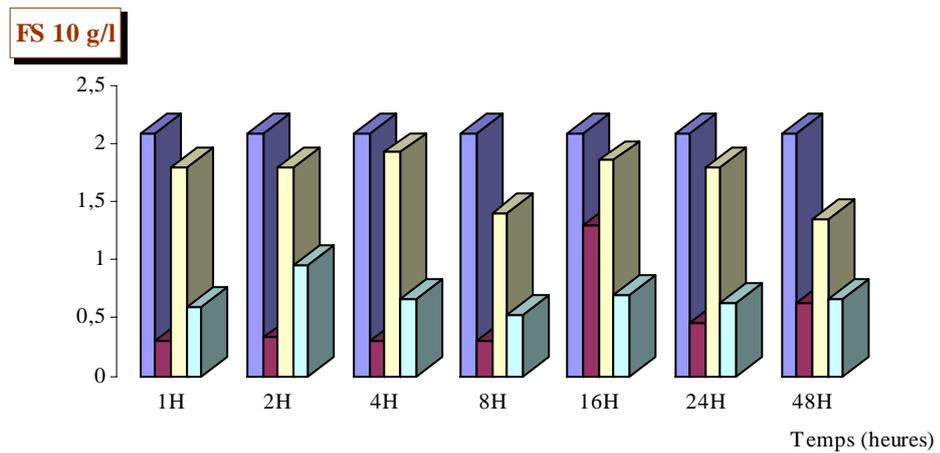


Figure 6c

Figure 6 (a, b et c) : Comparaison de l'activité désoxygénante des feuilles séchées chez *Populus nigra* à différentes températures

I – 2 - En fonction de la concentration :**I – 2 – 1 - feuilles fraîches de *Platanus acerifolia* :****5°C** (Fig 7a)

Aucune désoxygénation n'a été observée durant les 24 heures d'incubation, pour des concentrations de 2 g/l, et de 5g/l. Par contre, une légère diminution apparaît à 48 heures d'incubation avec 12% pour 2g/l et 31% pour 5g/l.

Pour une concentration de 10g/l, nous avons noté deux phases de désoxygénation : une première rapide qui dure 2 heures, une 2^{ème} lente débutant à 8 heures et s'intensifiant à 48 heures atteignant 70%.

15°C (Fig 7b)

Une désoxygénation de 60% n'a été observée qu'à partir de 8 heures d'incubation pour les 2 concentrations (5g/l et 10g/l) et a atteint 75% au delà de 24 heures d'incubation.

Pour 2g/l, une diminution de 15% a été observée à 8H ; elle a atteint 48% à 48 H.

25°C (Fig 7c)

Pour les concentrations 5g/l et 10g/l, la désoxygénation chute à partir de 8 heures avec 69% et 86% respectivement.

A 2g/l, la chute a été progressive à partir de 4 H pour atteindre 70% à 48 H.

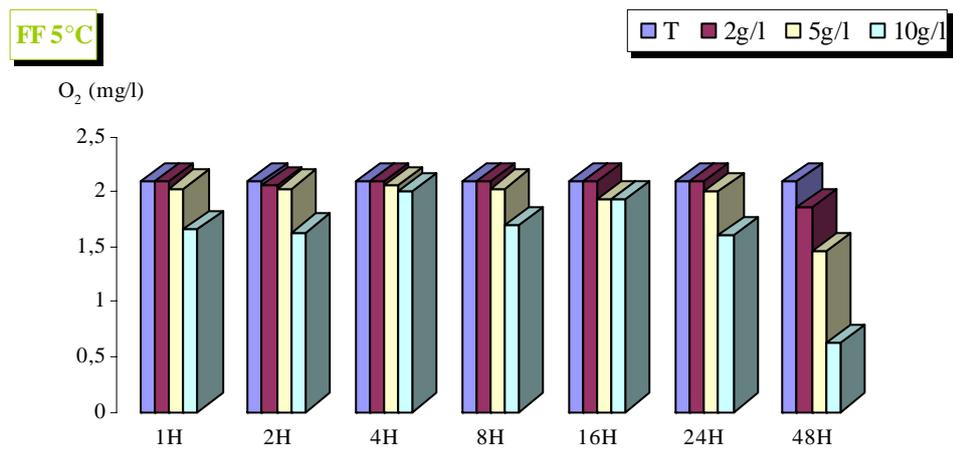


Figure 7a

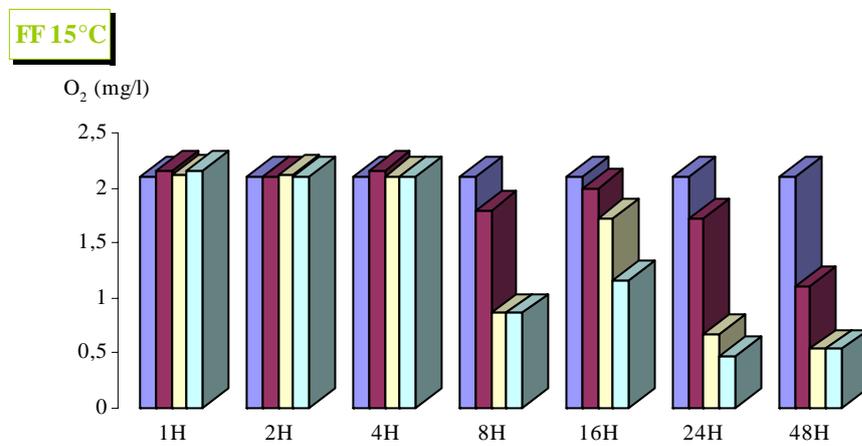


Figure 7b

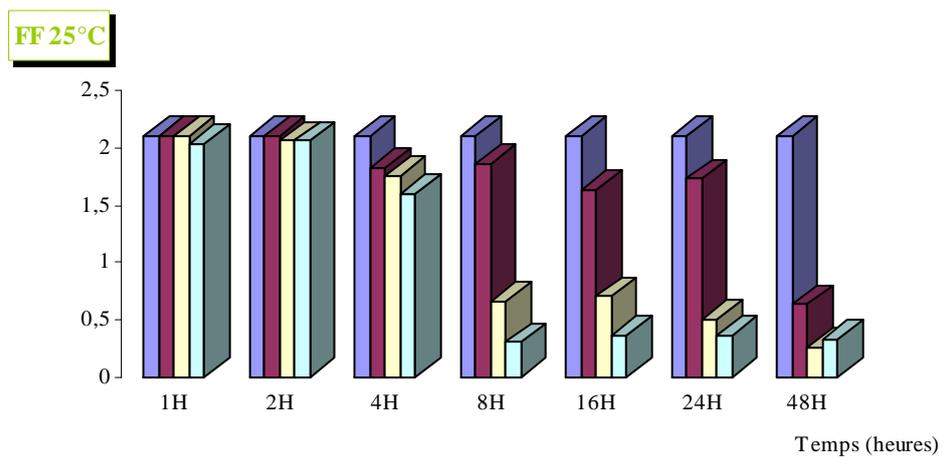


Figure 7c

Figure 7 (a, b et c) : Comparaison de l'activité désoxygénante des feuilles fraîches chez *Platanus acerifolia* à différentes concentrations.

I – 2 – 2 - feuilles séchées de *Platanus acérifolia* :**5°C** (Fig 8a)

Aucune désoxygénation n'a été observée durant les 24 heures d'incubation quand la concentration est de 2 g/l. Il en est de même pour une concentration de 5g/l. Mais une légère diminution apparaît à 48 heures d'incubation avec 12% pour 2g/l et 31% pour 5g/l.

Par contre, pour une concentration de 10g/l, nous avons noté deux phases de désoxygénation : une première rapide qui dure 2 heures, une 2^{ème} lente débutant à 8 heures et s'intensifiant à 48 heures atteignant 70%.

15°C (Fig 8b)

Une désoxygénation de 60% n'a été observée qu'à partir de 8 heures d'incubation pour les 2 concentrations (5g/l et 10g/l) et a atteint 75% au delà de 24 heures d'incubation.

Pour 2g/l, une diminution de 15% a été observée à 8H, elle a atteint 48% à 48 H.

25°C (Fig 8c)

Pour les concentrations 5g/l et 10g/l, la désoxygénation chute à partir de 8 heures avec 69% et 86% respectivement.

A 2g/l, la chute a été progressive à partir de 4 H pour atteindre 70% à 48 H.

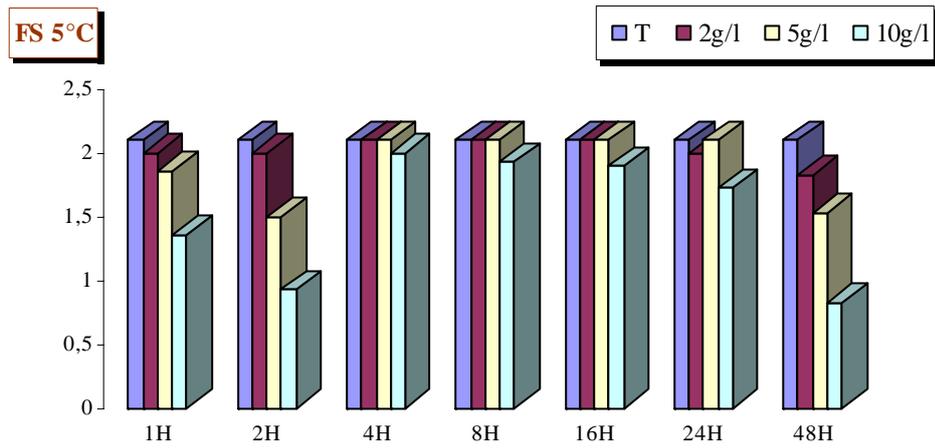


Figure 8a

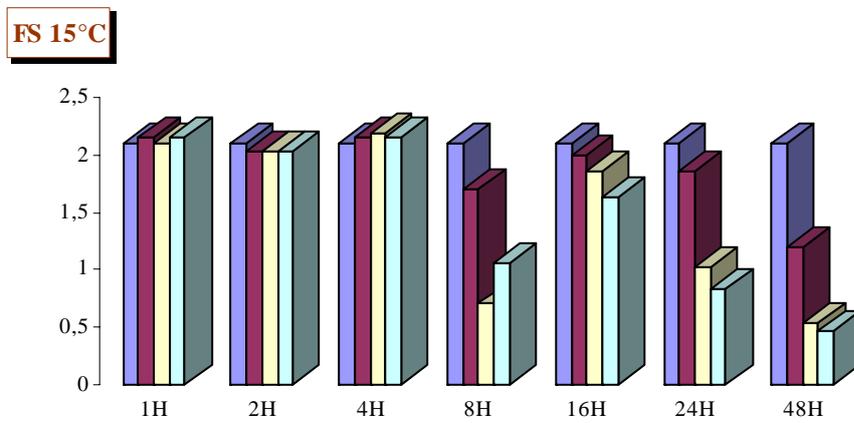


Figure 8b

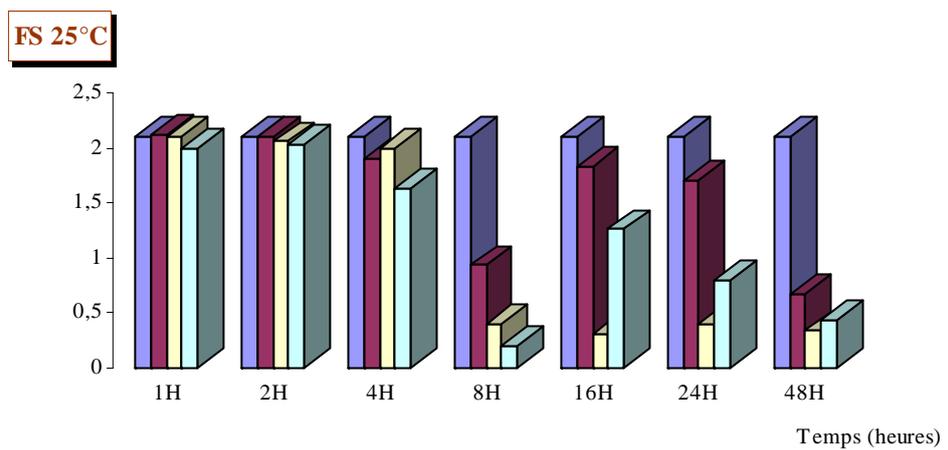


Figure 8c

Figure 8 (a, b et c) : Comparaison de l'activité désoxygénante des feuilles séchées chez *Platanus acerifolia* à différentes concentrations.

I – 2 – 3 - feuilles fraîches de *Populus nigra* incubées à :**5°C** (Fig 9a)

Une première phase rapide où l'activité désoxygénante est de 80% ; elle a duré environ 4 heures pour la concentration de 2g/l et 8 heures pour 5g/l. Une seconde phase où le phénomène de désoxygénation s'opère plus lentement.

La désoxygénation s'annonce dès la première heure d'incubation pour la concentration 10g/l et atteint 90% à 8 heures d'incubation.

15°C (Fig 9b)

La première phase dure 8 H et la deuxième de 16 H à 48 H pour toutes les concentrations, avec une consommation d'oxygène de 24, 75 et 79% pour respectivement 2, 5 et 10g/l.

25°C (Fig 9c)

La désoxygénation apparaît dès la 1^{ère} heure d'incubation et dure 48 heures. Elle s'accroît pour atteindre 88% quand la concentration en feuilles augmente.

Le phénomène de désoxygénation s'opère en deux phases pour 2g/l et 5g/l ; par contre, il est progressif lorsque la concentration est de 10g/l.

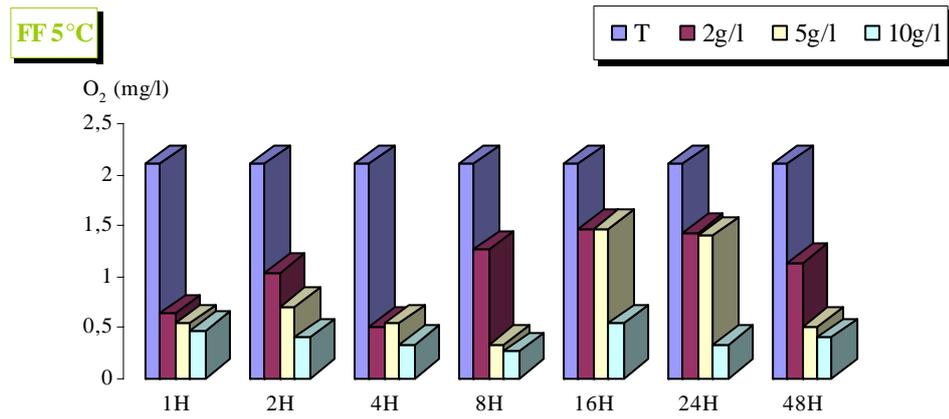


Figure 9a

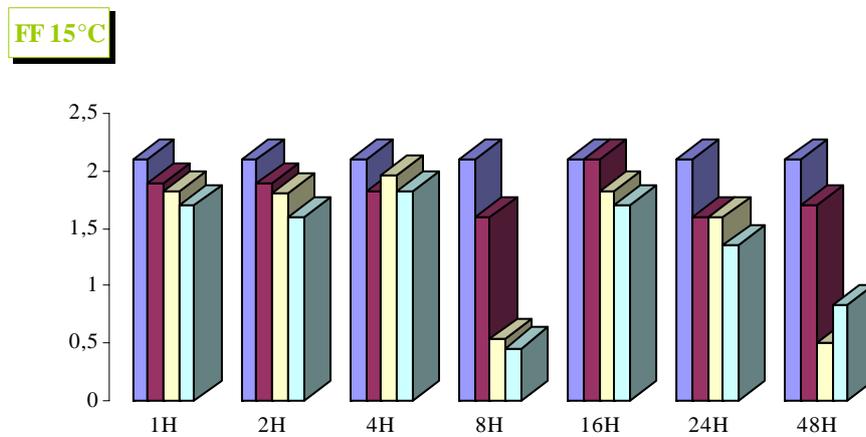


Figure 9b

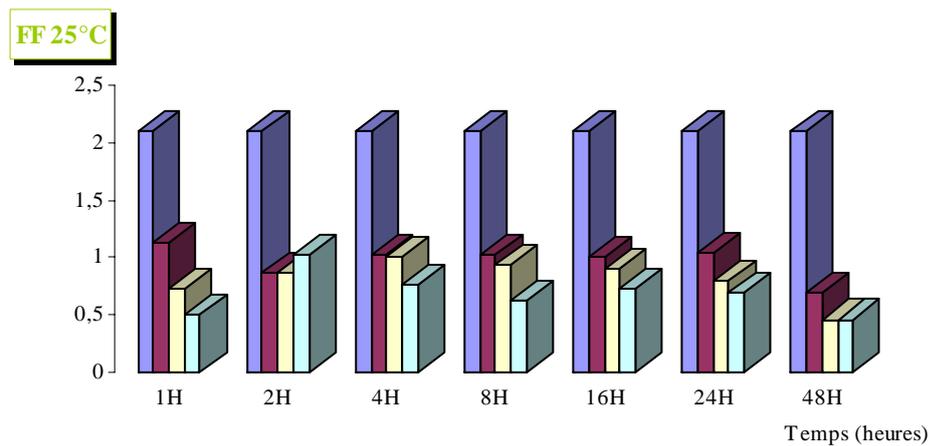


Figure 9c

Figure 9 (a, b et c) : Comparaison de l'activité désoxygénante des feuilles fraîches chez *Populus nigra* à différentes concentrations.

I – 2 – 4 - feuilles séchées de *Populus nigra* : (fig : 10a, 10b et 10c)

Les mêmes résultats ont été obtenus aussi bien pour les feuilles séchées que les feuilles fraîches à l'exception de 2g/l où la désoxygénation est moins accentuée que celle des feuilles fraîches .

Mais, dès que la concentration augmente, les feuilles fraîches désoxygènent plus le milieu récepteur que celles séchées. Après 8 heures de lessivage par exemple, une concentration de 5g/l et 10g/l de feuilles fraîches de *Populus nigra*, provoque une désoxygénation du milieu respectivement de l'ordre de 75% et 79%. Pour le même temps de lessivage et pour la même concentration de feuilles séchées, ces dernières désoxygènent le milieu de 15% et 44% par rapport aux témoins pour la même température.

Suite à nos résultats, nous avons remarqué que la consommation d'oxygène dissous causée par les feuilles mortes de *Platanus acerifolia* et de *Populus nigra* augmente avec la concentration en feuilles. Il est évident que plus la concentration en feuilles augmente et plus la quantité des polyphénols libérés est importante.

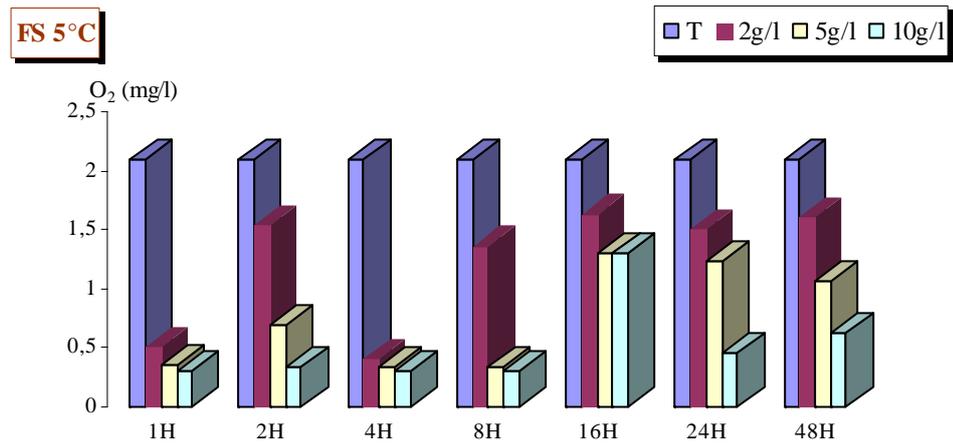


Figure 10a

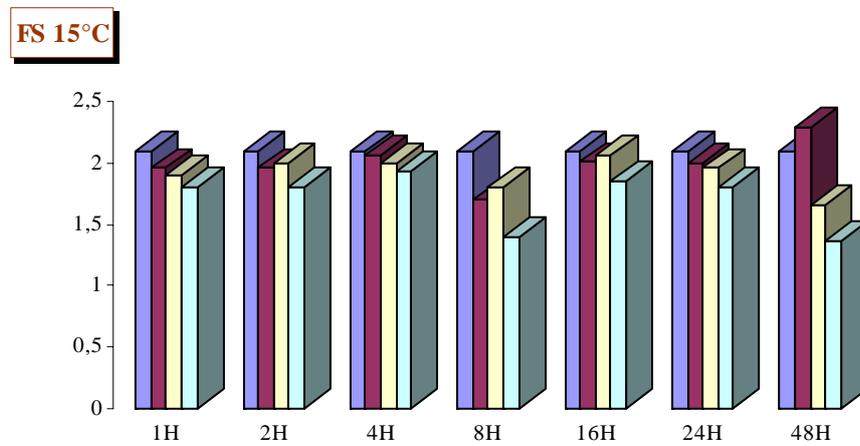


Figure 10b

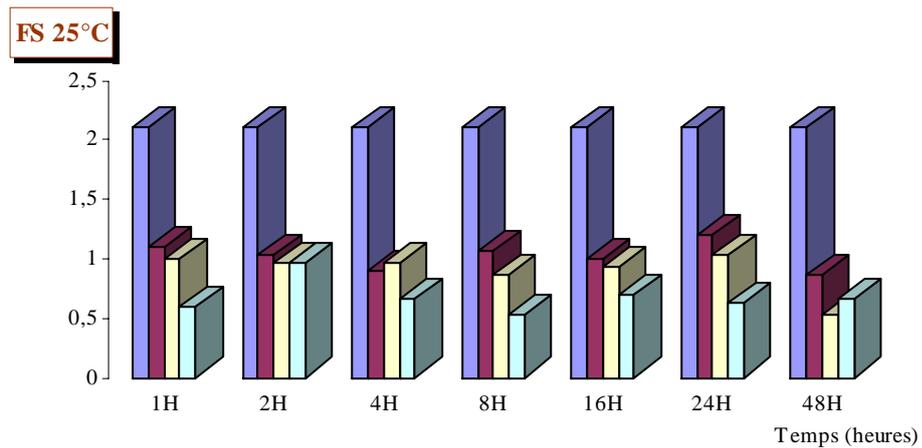


Figure 10c

Figure 10 (a, b et c) : Comparaison de l'activité désoxygénante des feuilles séchées chez *Populus nigra* à différentes concentrations.

I – 3 - En fonction du traitement :**I – 3 – 1 - *Platanus acerifolia* :** (Fig 11a, 11b et 11c)

Pour toutes les concentrations, à une température de 5°C, 15°C et 25°C, la désoxygénation du milieu récepteur causée par les feuilles fraîches est la même que celle causée par les feuilles séchées. L'analyse de variance montre que la comparaison des moyennes est non significative.

I – 3 – 2 - *Populus nigra* :(Fig 12a, 12b et 12c)

Lorsque la température est de l'ordre de 5°C, 15°C et 25°C, la désoxygénation causée par les feuilles fraîches est nettement supérieure que celle des feuilles séchées quelque soit la concentration. En effet, les feuilles fraîches sont plus lessivées que les feuilles séchées ; par conséquent, elles diffusent plus de substances organiques hydrosolubles (LAABIDI, 1993) dont certaines sont fortement désoxygénantes (TREMOLIERES & CARBIRNER, 1981, 1982, 1985 ; TREMOLIERES, 1988).

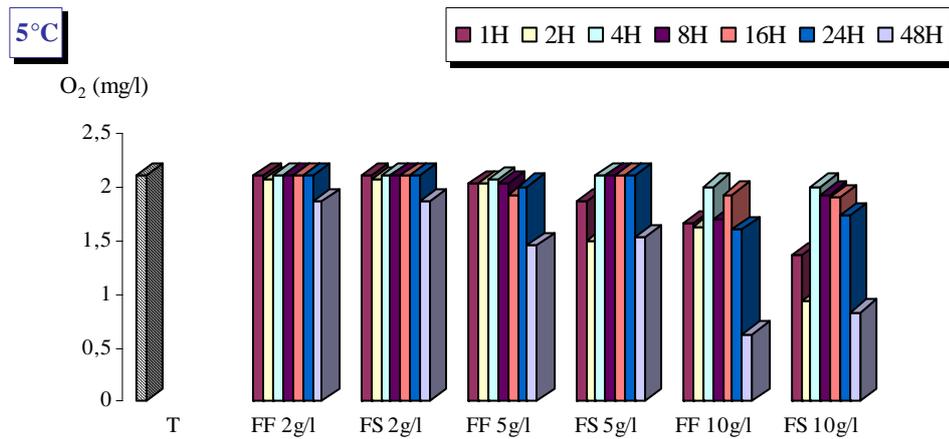


Figure 11a

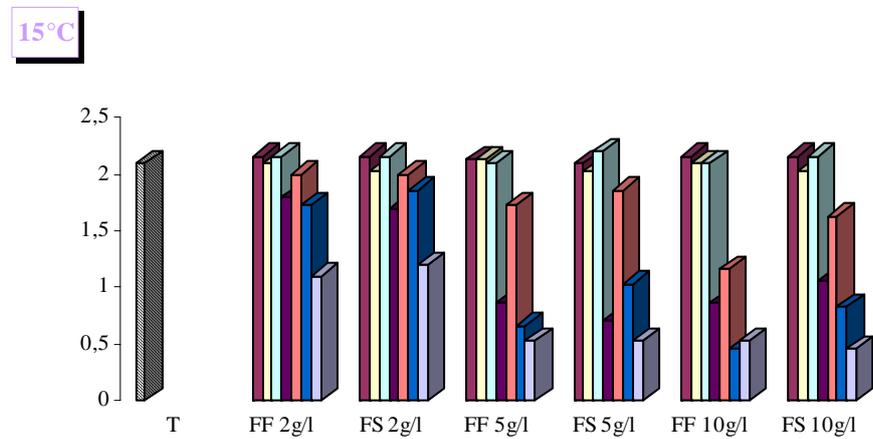


Figure 11b

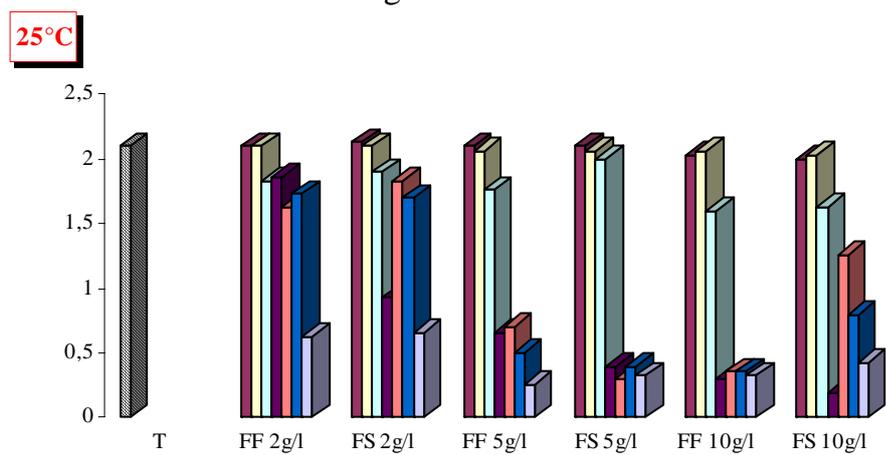


Figure 11c

Figure 11 (a, b et c) : Comparaison de l'activité désoxygénante des feuilles fraîches et séchées chez *Platanus acerifolia* à différentes

températures et concentrations.

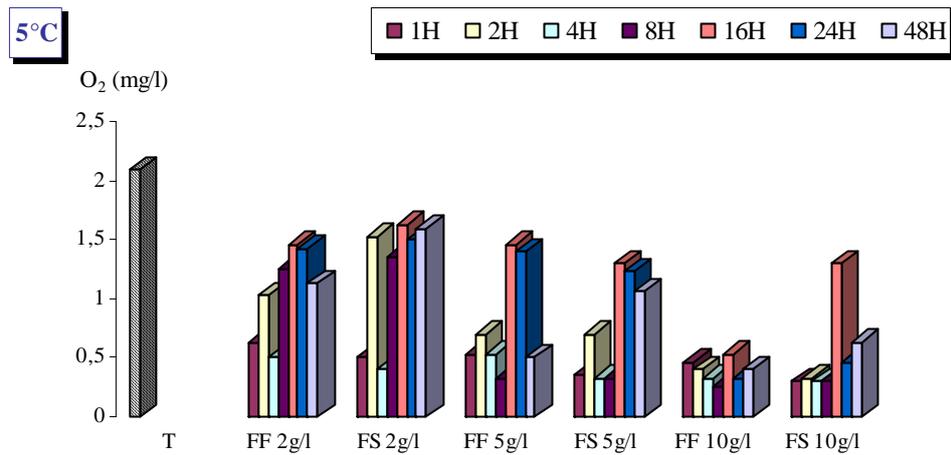


Figure 12a

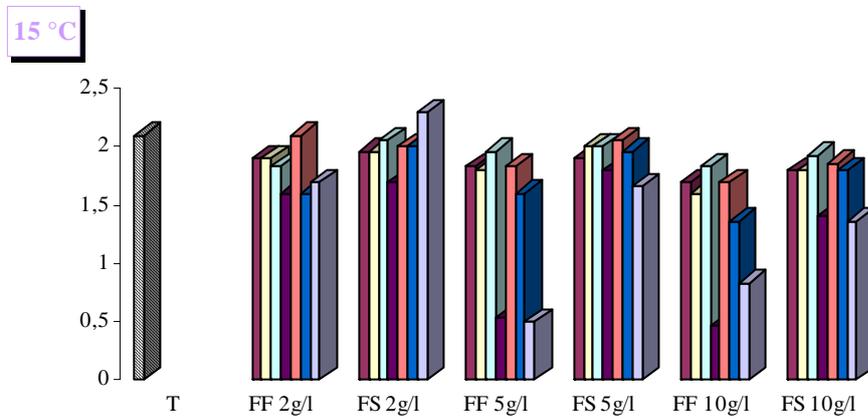


Figure 12b

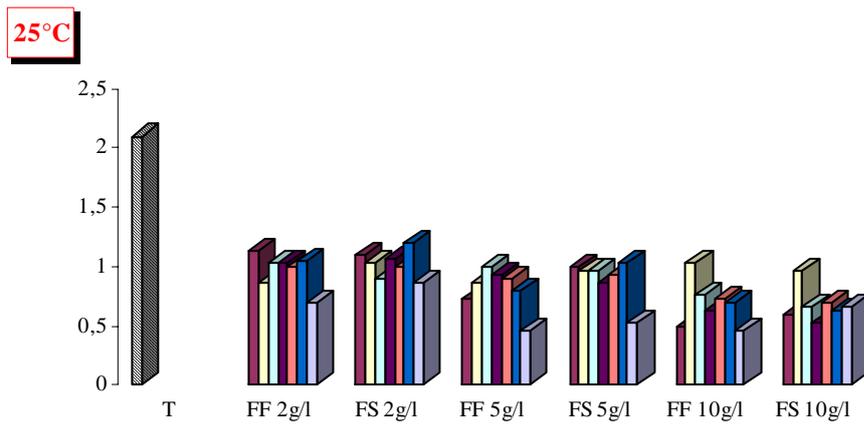


Figure 12 c

Figure 12 (a, b et c) : Comparaison de l'activité désoxygénante des feuilles fraîches et séchées chez *Populus nigra* à différentes températures et concentrations.

I – 4 - En fonction de l'espèce végétale :

Nous avons constaté, d'après les résultats, que l'impact désoxygénant est plus intense chez *Populus nigra*. Cet effet se produit dès la première heure du contact des feuilles avec l'eau. Ainsi, par exemple, pour une suspension de 5g/l de feuilles fraîches lessivées pendant une heure à 5°C, 15°C et 25°C, la consommation d'oxygène dissous respectivement est de 75, 13 et 66% chez Peuplier (Fig 13b) et 0% pour toutes les températures chez Platanus (Fig.13a).

Le Peuplier noir possède un complexe enzymatique très actif sur son substrat (Polyphénols) et dispose aussi d'un environnement favorable à son bon fonctionnement notamment du fait de l'absence d'inhibiteurs de la désoxygénation (tannins) (TREMOLIERES, 1983).

Le Platane est assez peu désoxygénant malgré sa richesse en composés Polyphénolique (KAOUADJI & al., 1992). Ceci est dû probablement au fait que ses feuilles tombent à un état de mélanisation avancé (Feuilles marrons) contrairement à celles du peuplier qui sont encore jaunes après la chute automnale.

Il est maintenant évident que le Peuplier est le plus redoutable à cause sans doute de son contenu polyphénolique abondant et facilement auto-oxydable (TREMOLIERES & CARBIENER, 1977).

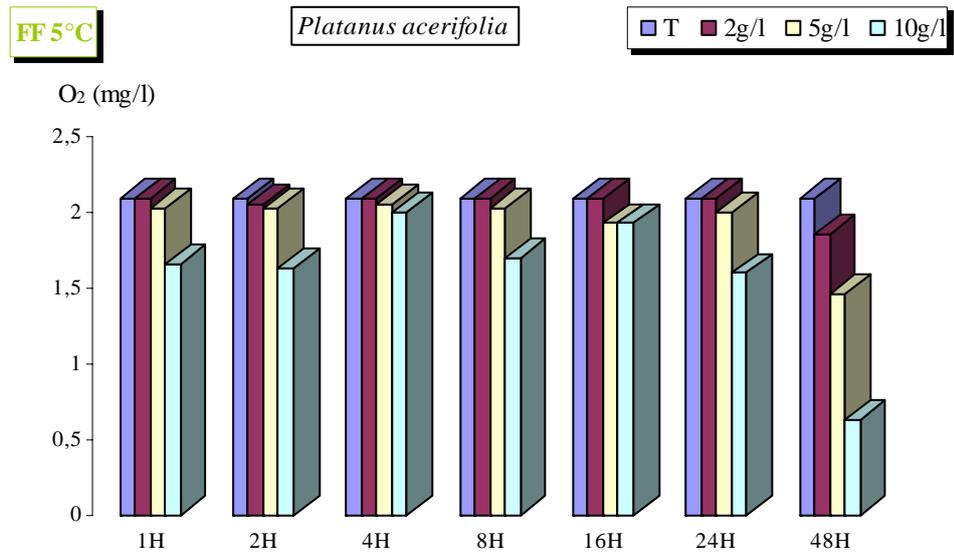


Figure 13a

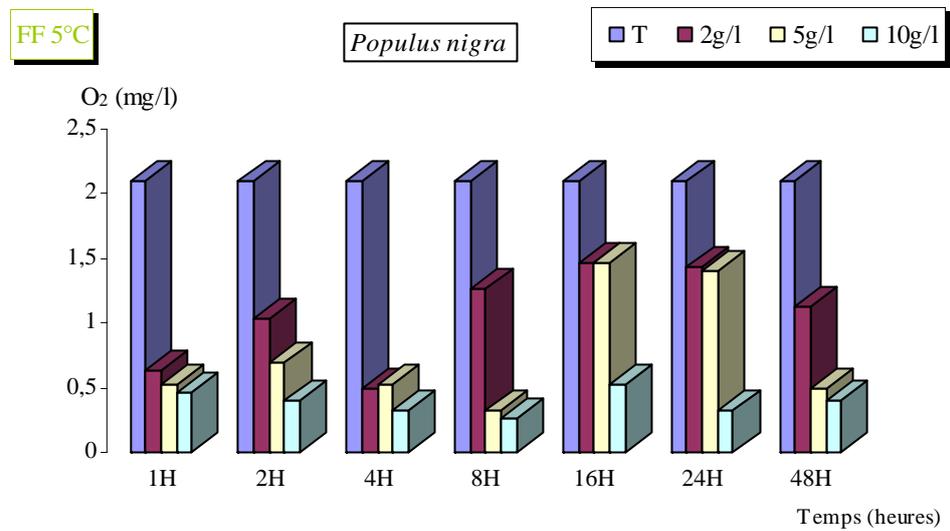


Figure 13b

Figure 13 (a et b) : Comparaison de l'activité désoxygénante des feuilles fraîches chez *Platanus acerifolia* et *Populus nigra* à 5°C et à différentes concentrations.

Plusieurs études ont rapporté des changements de la qualité des eaux qui ont des effets néfastes sur la vie aquatique après la chute automnale des feuilles au niveaux des lacs et des ruisseaux forestiers.

WURTZ (1955) avait constaté une grande mortalité chez les poissons pendant la chute automnale du peuplier. CHASE & FERULO (1957) avait observé une forte baisse de la teneur en oxygène dissous au moment de la chute automnale des feuilles. PONCE (1974) avait conclu que la désoxygénation était la conséquence d'une grande demande microbiologique en oxygène.

Par ailleurs, HADDY (1993) a noté une diminution dans la teneur de l'eau en oxygène au niveau des eaux recevant les feuilles mortes de *Salix pedicellata* et de *Nerium oleander*. L'auteur a constaté que sur les *Melanopsis*, les macérats sont asphyxiques à court terme (48 heures).

Pour notre part, nous avons démontré que la chute des feuilles mortes de Peuplier et de Platane entraîne une diminution considérable de la teneur en oxygène dans le milieu récepteur, suite aux lessivages des substances hydrosolubles (polyphénols) dont la quantité dépend de la concentration et de la température.

Notons aussi, que la désoxygénation est en étroite relation avec la présence ou l'absence d'enzyme (polyphénoloxydase). La teneur en substances oxydables tels que les polyphénols est secondaire. TREMOLIERE (1983), avait démontré que la présence de l'enzyme était le facteur majeur dans la désoxygénation. En effet, le peuplier noir, ayant un complexe enzymatique hautement fonctionnel et un contenu élevé en polyphénols facilement oxydables, présentent un effet désoxygénant élevé. Par contre, le Bouleau possède un niveau élevé en polyphénols comparable à celui du Peuplier noir mais ses feuilles sont pauvres en phénoloxydases et par conséquent leur activité désoxygénante est faible.

L'étude de la désoxygénation des eaux par les feuilles de Platane a montré que les deux types de feuilles fraîches et séchées désoxygènent le milieu récepteur au même degré.

Par contre, les feuilles fraîches de peuplier désoxygènent plus le milieu récepteur que les feuilles séchées. D'ailleurs, le précipité brun obtenu dans nos lessivats était plus accentué chez les feuilles fraîches. Mais cette coloration diminue avec la durée du lessivage pour les deux types de feuilles.

Le peuplier s'est montré plus désoxygénant que le platane ; sa richesse en azote (TREMOLIERES, 1983 ; LAABIDI, 1993) le rend probablement plus actif. En effet, les feuilles riches en azote sont plus désoxygénantes (RODIN & BASILEVITCH, 1965).

Chapitre II : Effet du lessivage des feuilles des deux essences végétales sur le pH du milieu récepteur.

Le pH des lessivats des différentes concentrations testées en feuilles de Platane et de Peuplier a été mesuré après chaque temps de lessivage (1H, 2H, 4H, 8H, 16H, 24 et 48H) pour toutes les températures (5°C, 15°C et 25°C) et les concentrations (2g/l, 5g/l et 10g/l).

Les résultats (fig : 15, 16, 17, 18, 19, 20, 21, 22, 23, 24, 25, 26 et 27) montrent que les produits de lessivage n'ont pas d'effet sur le pH des milieux récepteurs. L'analyse de variance a montré que la comparaison des moyennes par rapport au témoin est non significative. A l'exception des feuilles de *Platanus acerifolia* lessivée à la température de 5°C (Fig 14) et aux concentrations 2g/l, 5g/l et 10g/l où les changements enregistrés restent statistiquement significatifs ($P < 0,05$).

Pour toutes les concentrations en feuilles fraîches et séchées de *Platanus acerifolia* lessivées à 5°C, le pH des lessivats de la première heure jusqu'à huit heures était légèrement acide par rapport au témoin (7,4) ; il a oscillé entre 5,6 et 6. Après 16 H d'incubation, nous avons noté une augmentation du pH atteignant 7,8, puis une légère chute pour atteindre la neutralité à 48 heures.

Cette chute de pH est probablement due à une auto-oxydation par la libération des flavoïdes (KAOUADJI & al.,1992) notamment :

- le 6-C (1, 1-dimethyl -1-propen -3-yl) -kaempferol.
- le 8-C-(1,1-dimethyl -2-propen-1-yl).
- le 3'-C-(1,1-dimethyl-1-propen-3-yl)-Kæmpferol.

Ces flavoïdes ont été libérés à basse température c'est à dire 5°C, puisque à forte température le pH devient très légèrement basique.

Les polyphenols libérés par les feuilles mortes sont des substances actives de la réaction d'oxydation enzymatique. Ils sont cependant facilement auto-oxydables à un pH supérieur à 7,5 (PONCE, 1974).

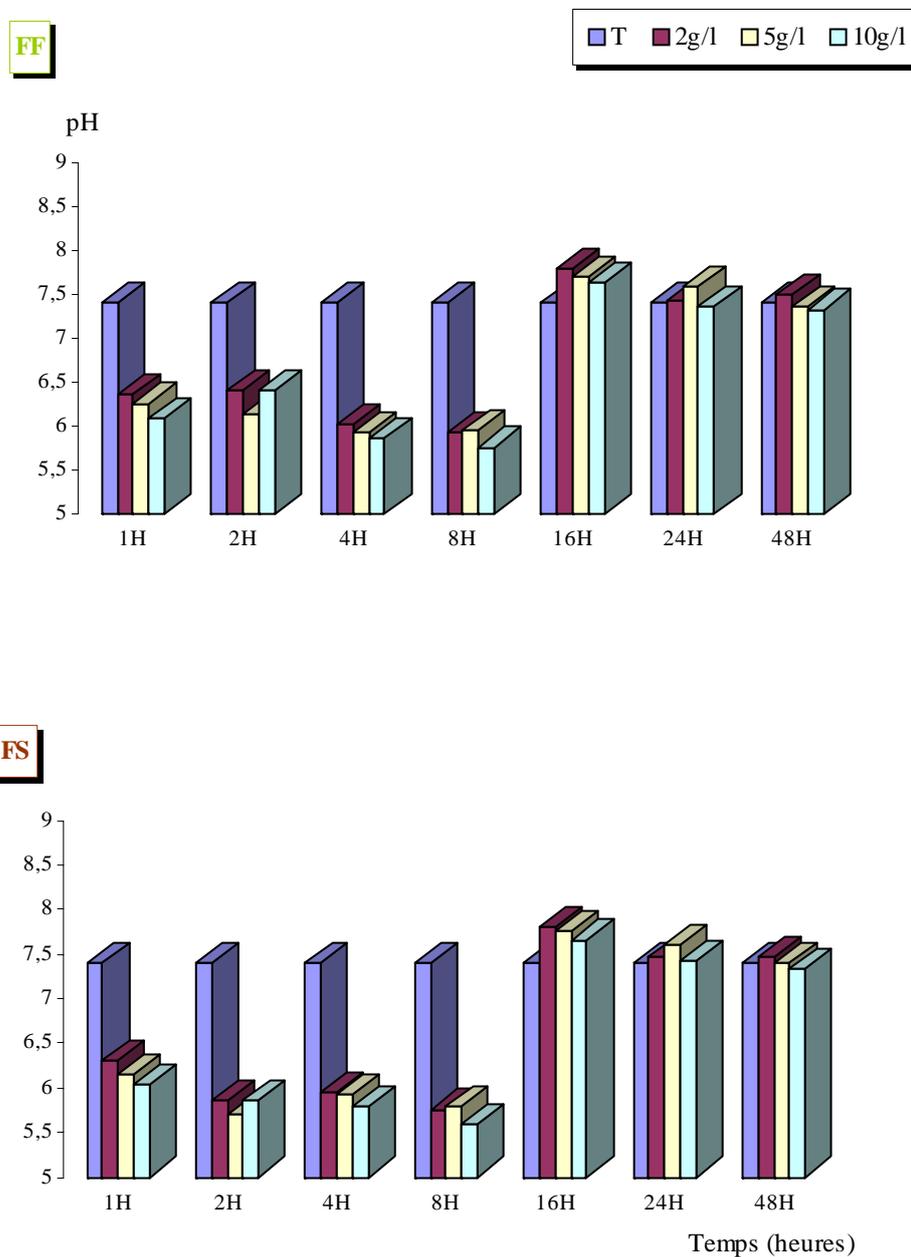


Figure 14 : Effet du lessivage des feuilles de *Platanus acerifolia* sur le pH du milieu récepteur à 5°C.

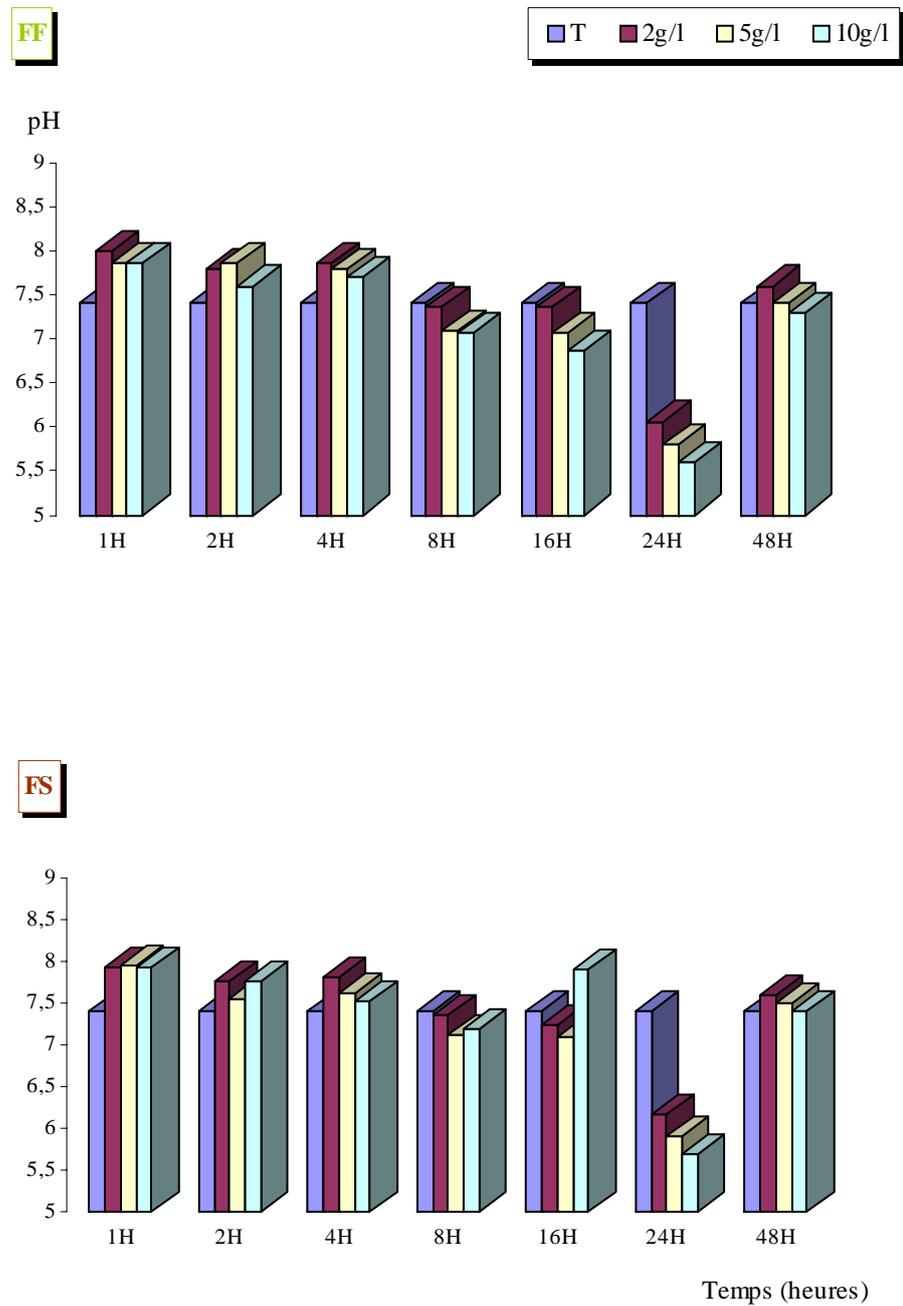


Figure 15 : Effet du lessivage des feuilles de *Platanus acerifolia* sur le pH du milieu récepteur à 15°C.

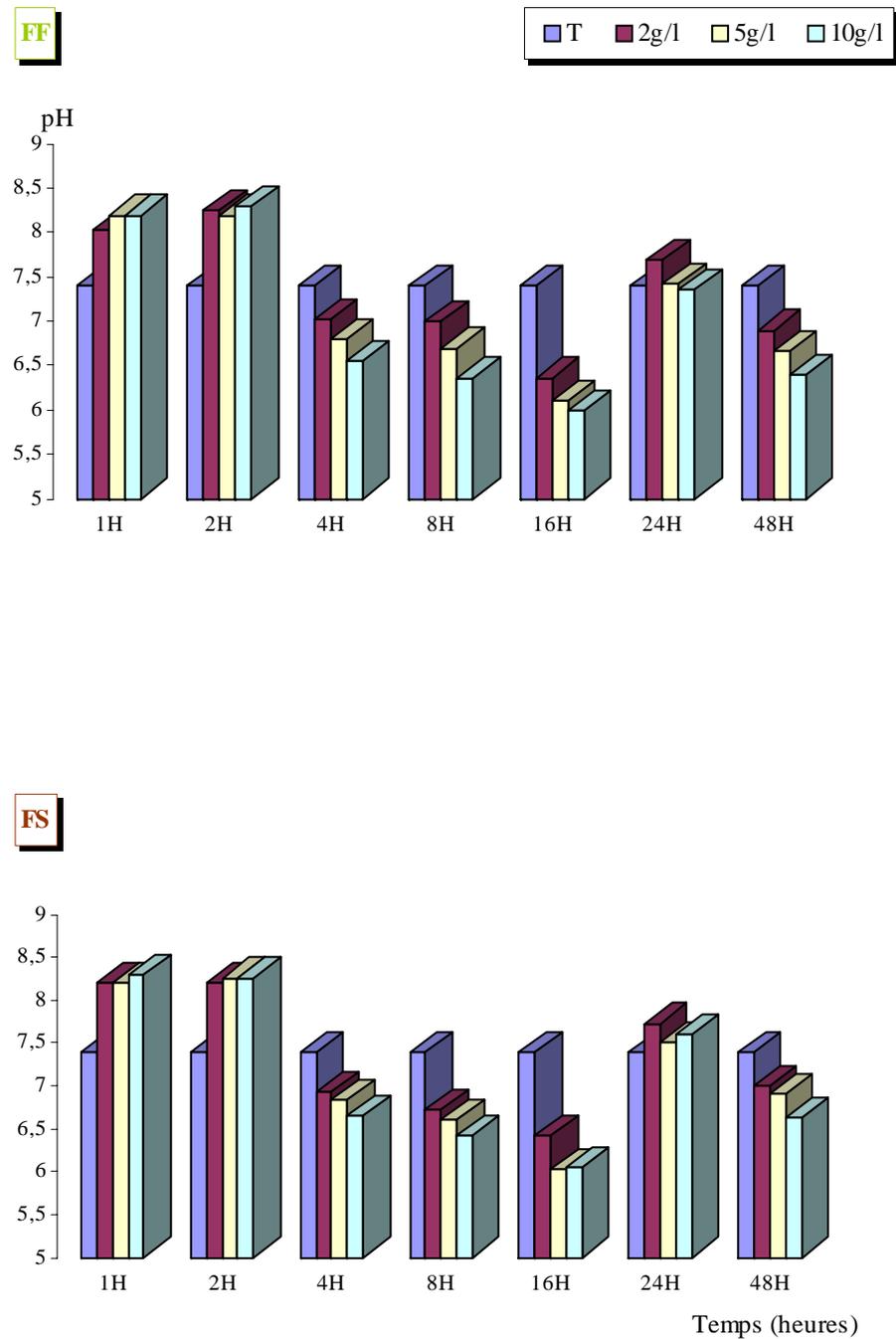


Figure 16 : Effet du lessivage des feuilles de *Platanus acerifolia* sur le pH du milieu récepteur à 25°C.

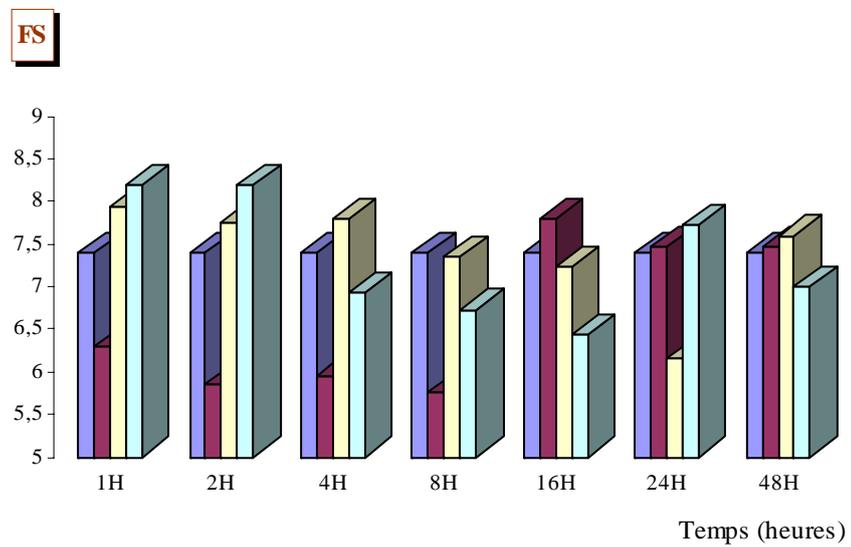
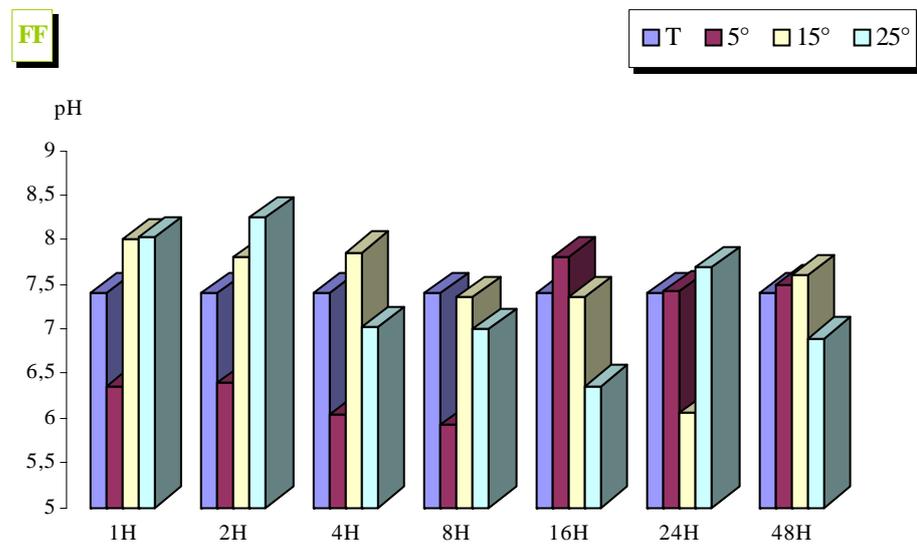


Figure 17 : Effet du lessivage des feuilles de *Platanus acerifolia* sur le pH du milieu récepteur à une concentration de 2g/l.

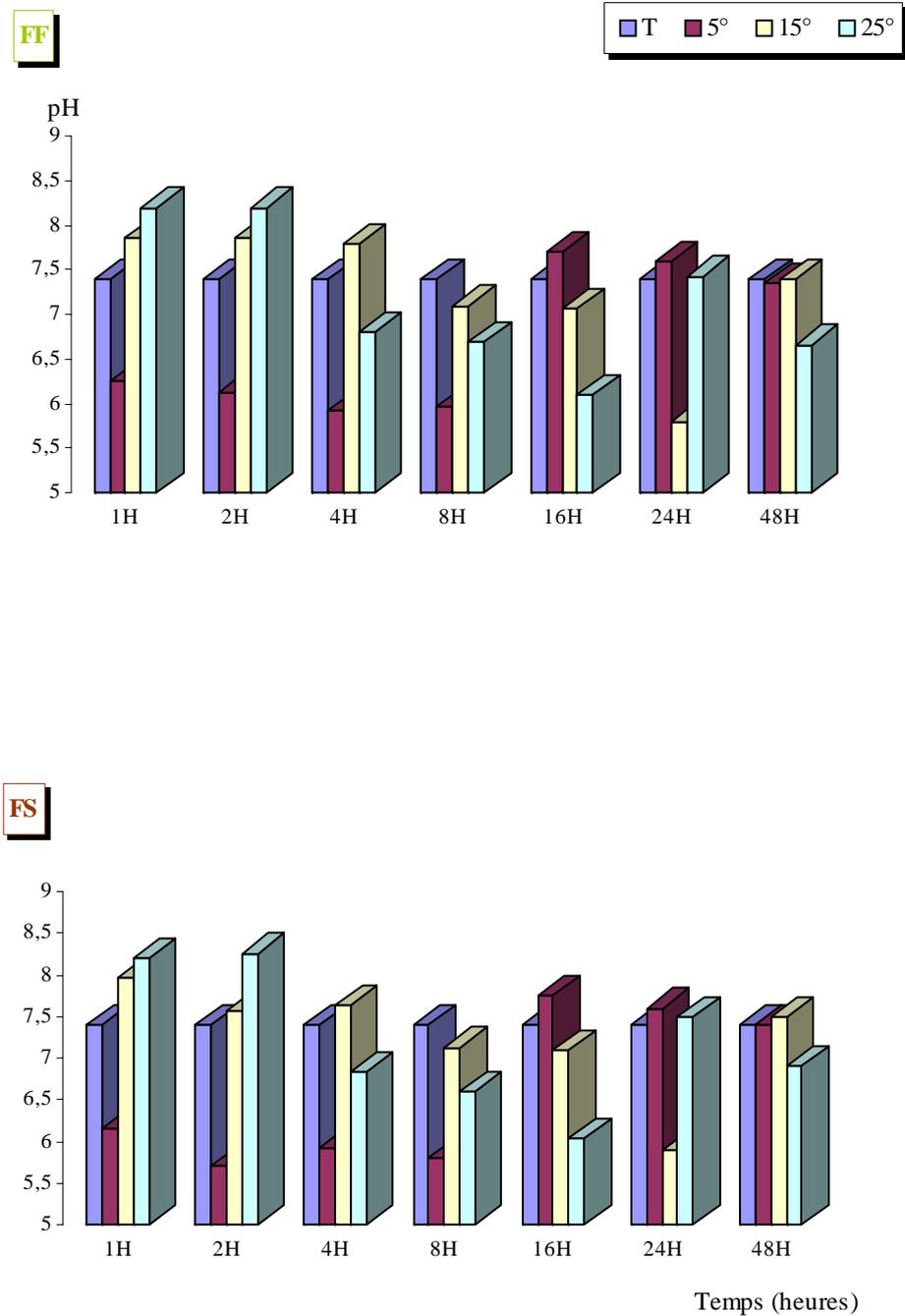


Figure 18 : Effet du lessivage des feuilles de *Platanus acerifolia* sur le pH du milieu récepteur à une concentration de 5g/l.

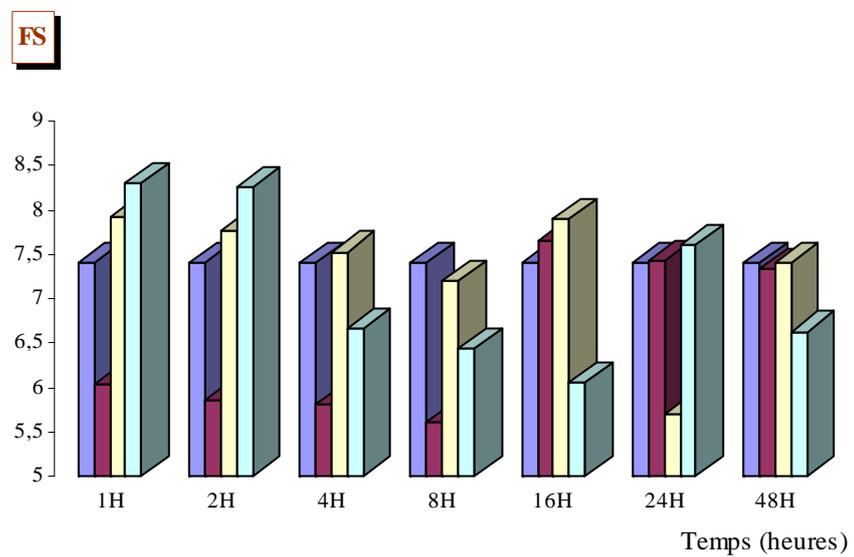
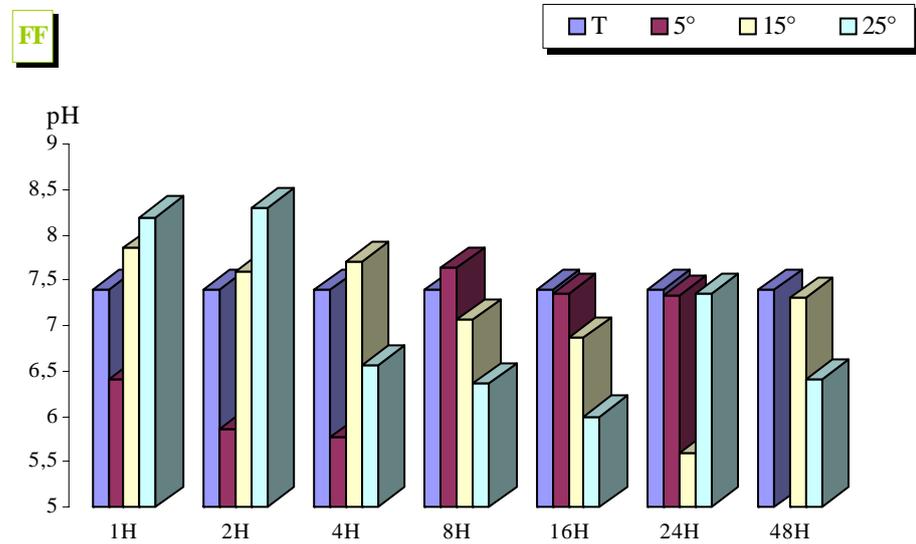


Figure 19 : Effet du lessivage des feuilles de *Platanus acerifolia* sur le pH du milieu récepteur à une concentration de 10g/l.

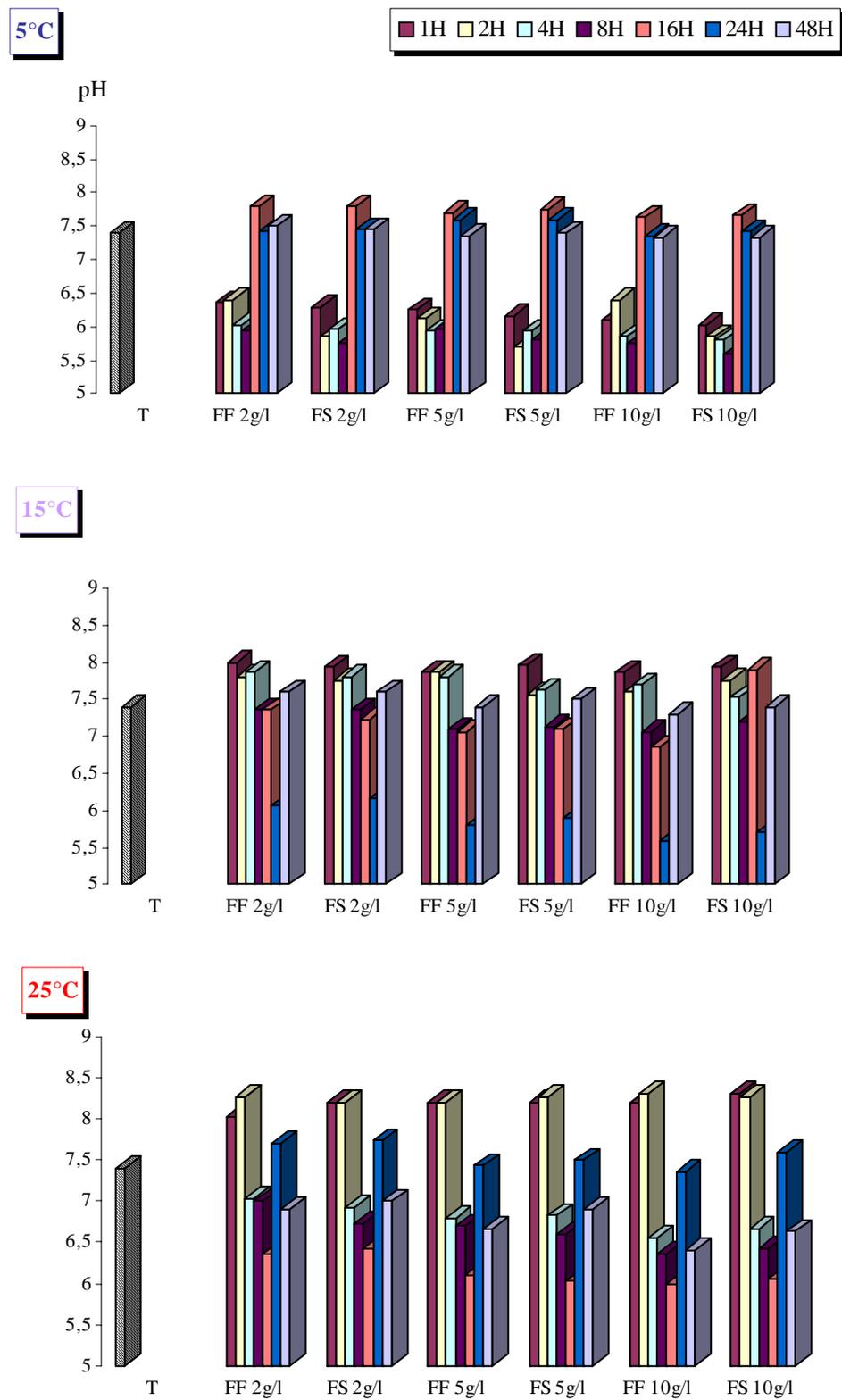


Figure 20 : Effet de traitement des feuilles de *Platanus acerifolia* sur le pH du milieu receptr

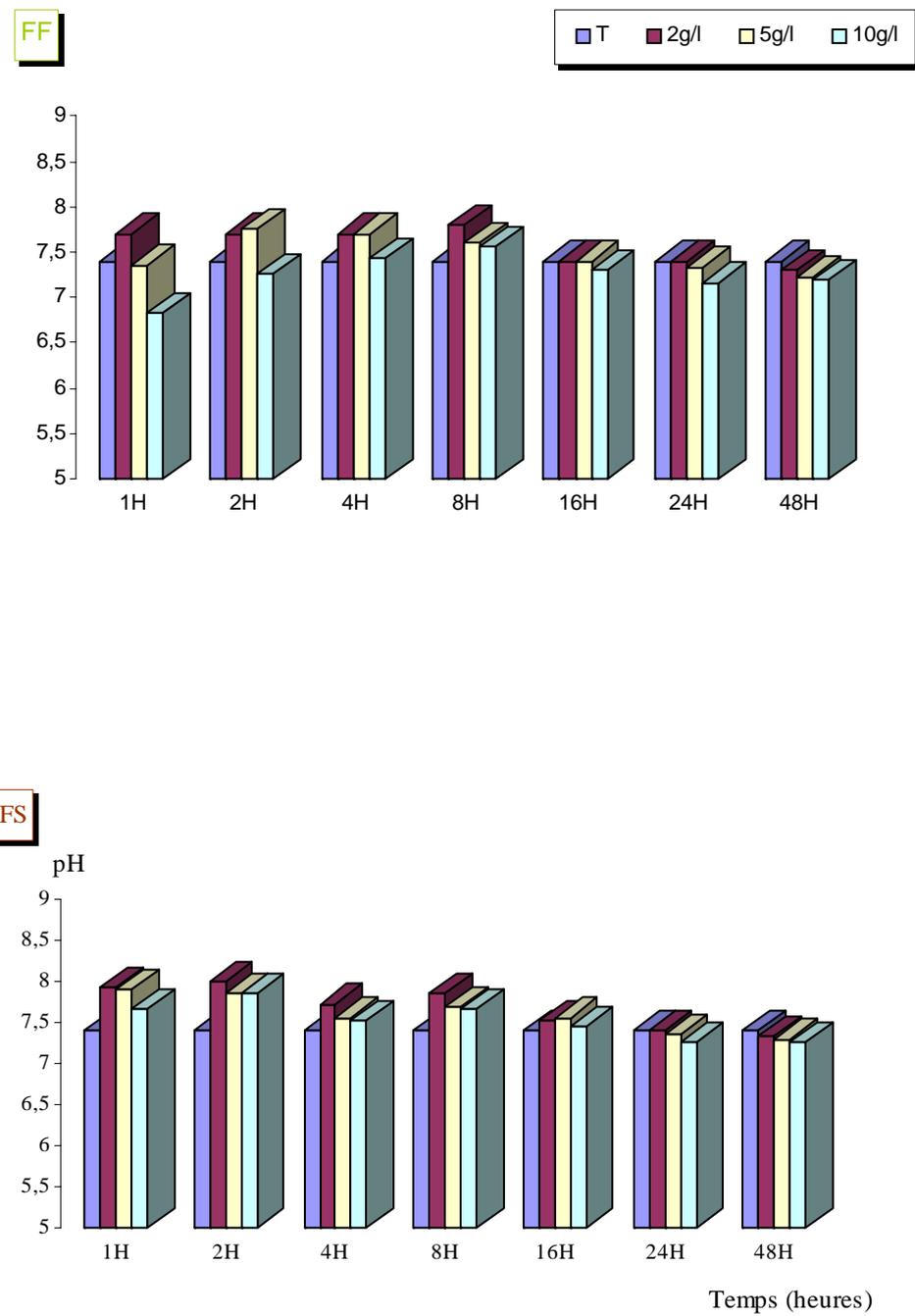


Figure 21 : Effet du lessivage des feuilles de *Populus nigra* sur le pH du milieu récepteur à 5°C.

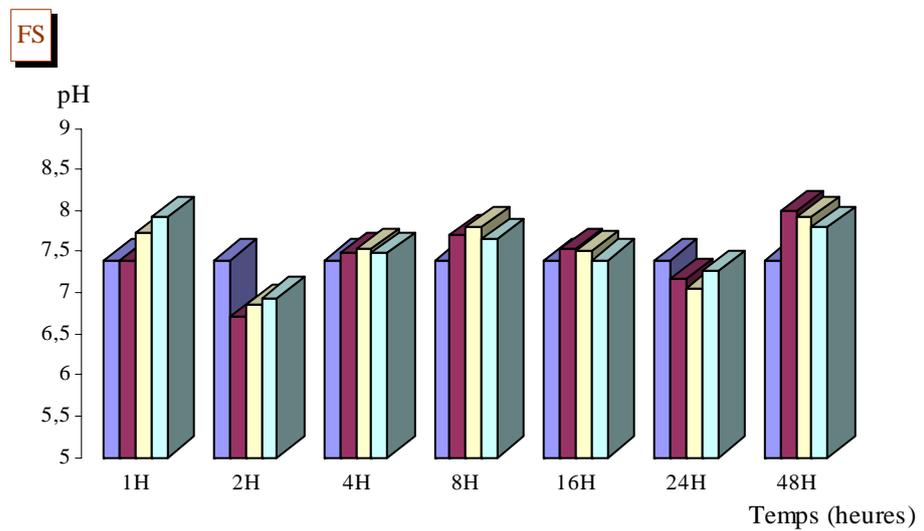
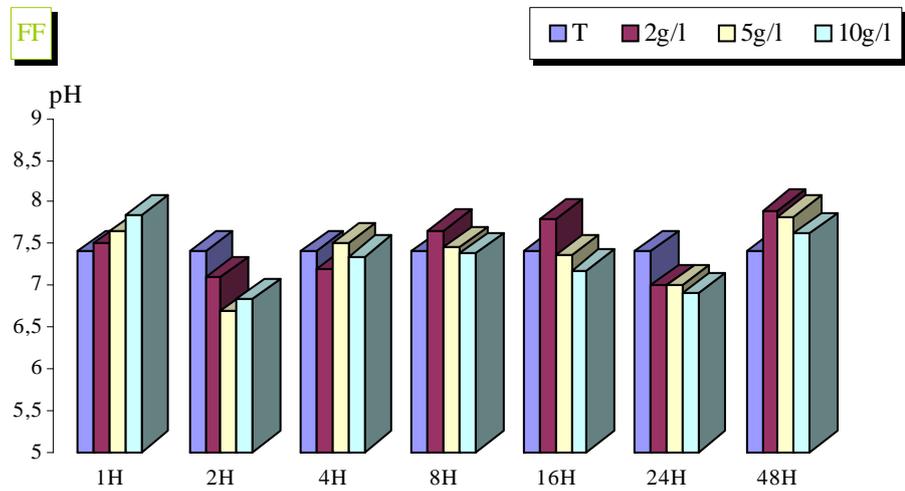


Figure 22 : Effet du lessivage des feuilles de *Populus nigra* sur le pH du milieu récepteur à 15°C.

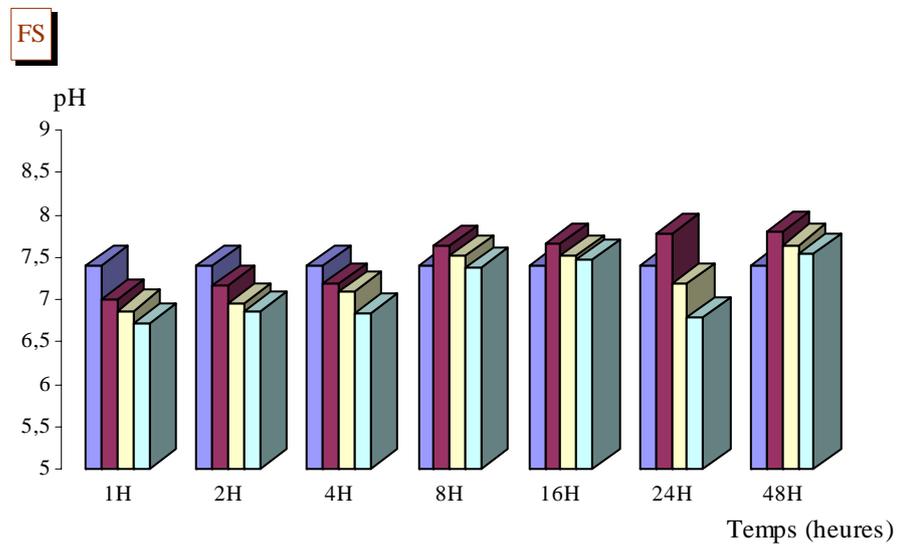
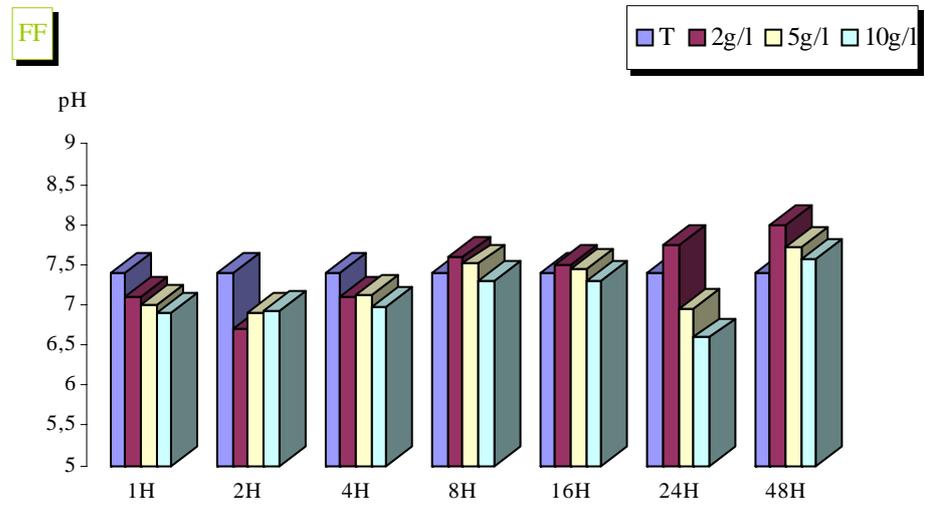


Figure 23 : Effet du lessivage des feuilles de *Populus nigra* sur le pH du milieu récepteur à 25°C.

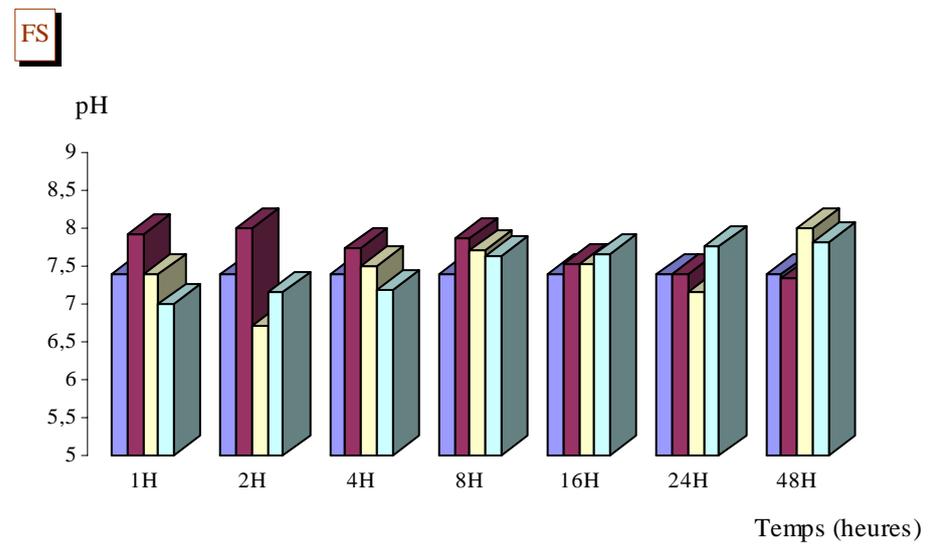
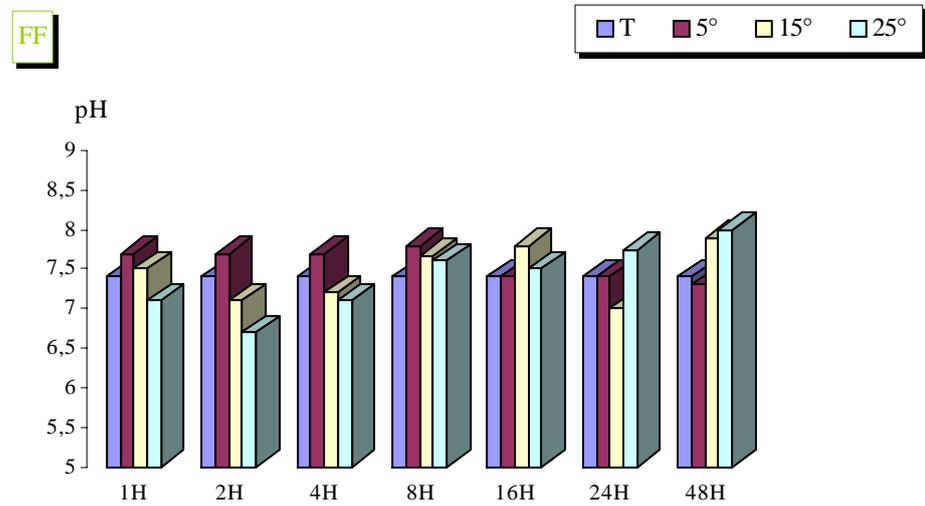


Figure 24 : Effet du lessivage des feuilles de *Populus nigra* sur le pH du milieu récepteur à la concentration de 2g/l.

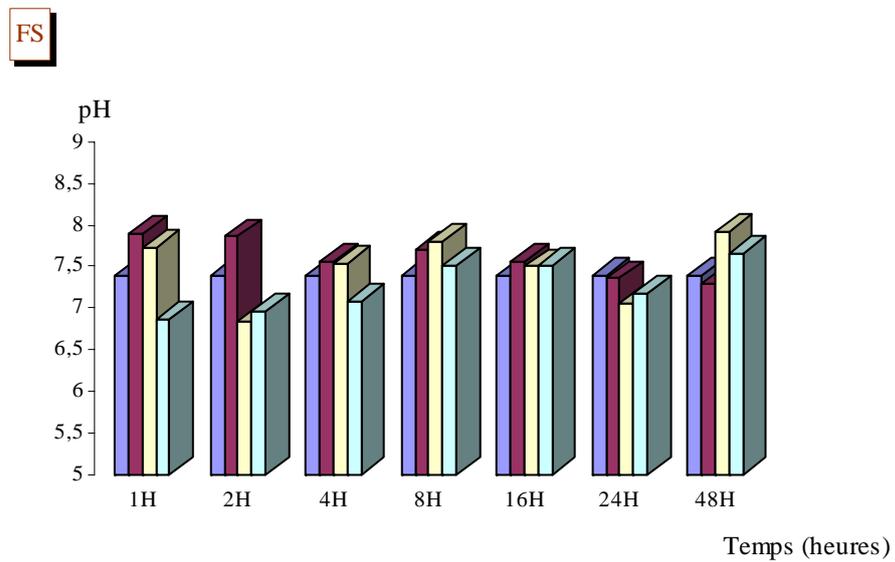
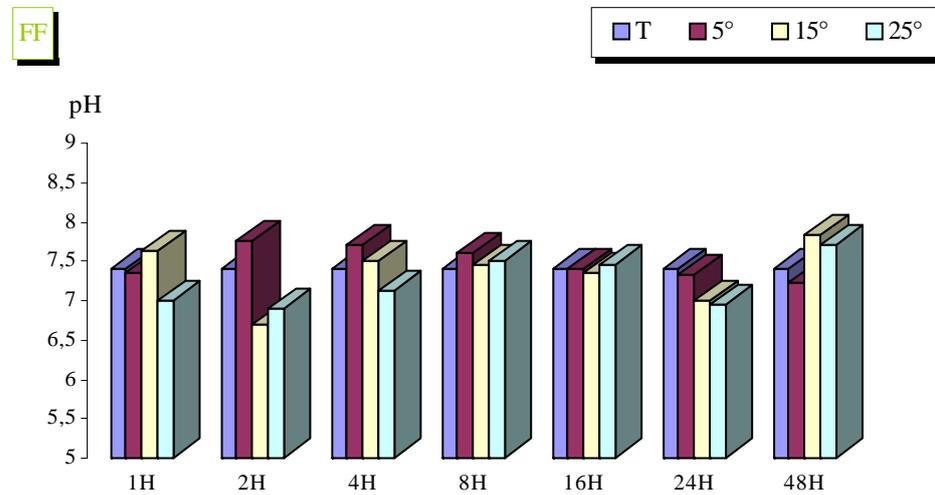


Figure 25 : Effet du lessivage des feuilles de *Populus nigra* sur le pH du milieu récepteur à la concentration de 5g/l.

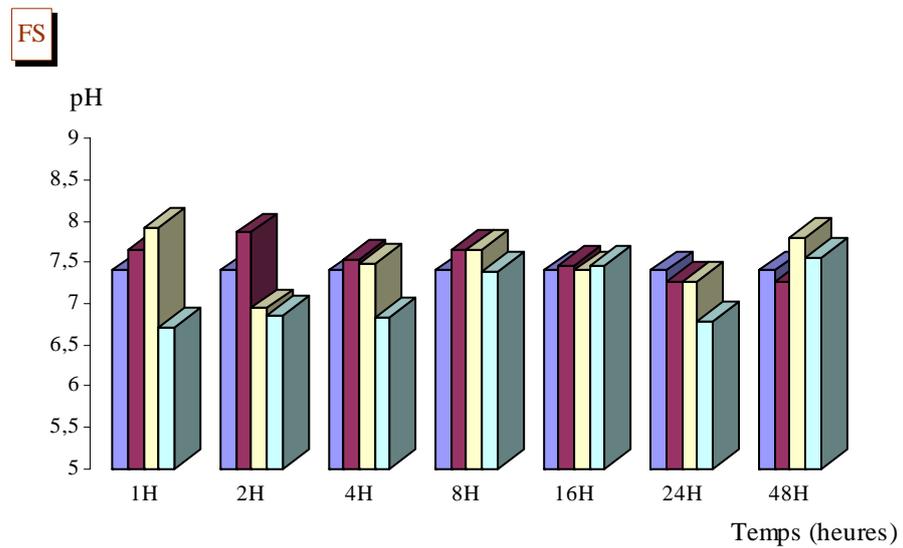
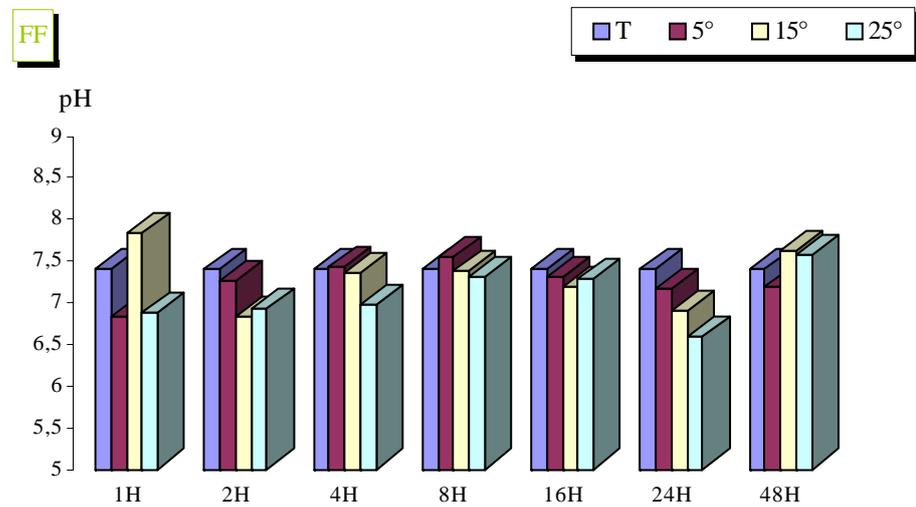


Figure 26 : Effet du lessivage des feuilles de *Populus nigra* sur le pH du milieu récepteur à la concentration de 10g/l.

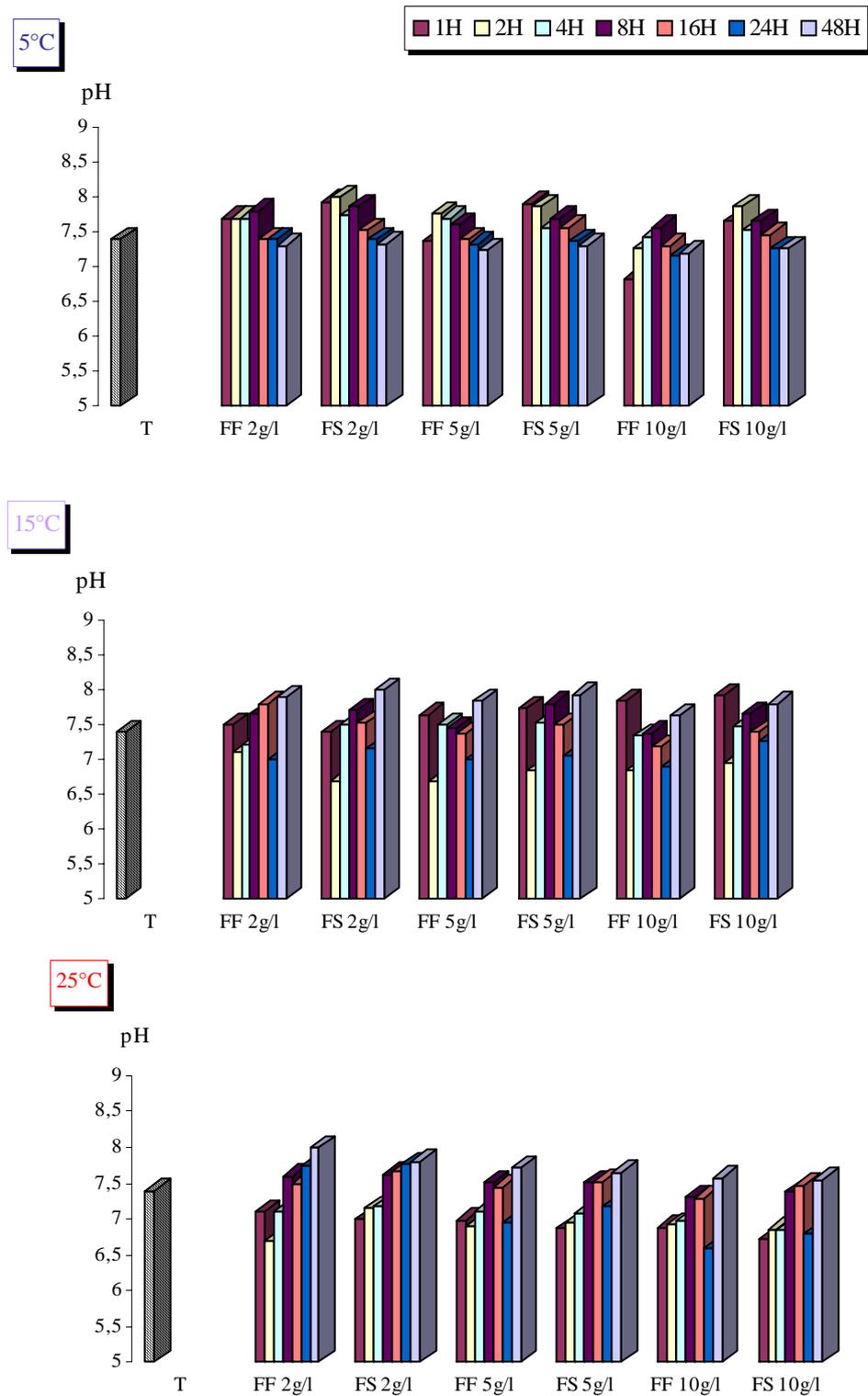


Figure 27 : Effet de traitement des feuilles de *Populus nigra* sur le pH du milieu récepteur

Chapitre III : Toxicité létale des lessivats

Dans ce chapitre, nous nous sommes proposés d'étudier la toxicité létale des feuilles mortes de *Platanus acerifolia* et *Populus nigra* sur la *Gambusia affinis*, le test toxicologique utilisé étant subaiguë.

III – 1 - Impact des lessivats sur le comportement des Gambusies.

Dès son introduction dans les bâteaux, l'animal s'immobilise au fond puis reprend la nage tout en remontant à la surface pour respirer avec des opercules bien ouverts. Les mêmes constatations ont été faites par CARBIENER (1961) dans un petit étang recevant des feuilles mortes de *Populus nigra* ; une remontée de poissons (Perches, Gardons et Brochetons) en état de détresse respiratoire pipant l'air et se laissant prendre à la main. MELHAOUI (1994) avait aussi observé le même comportement chez les civelles de l'embouchure de la Moulouya en présence de poudre brute de laurier rose.

De plus, nous avons observé des troubles comportementaux se manifestant par des pertes d'équilibre et des troubles moteurs se traduisant par des réflexes violents et désordonnés.

Avant leur mort, les poissons commencent à nager en pivotant sur eux même. Après leur mort, ils présentent une allure courbée, des brûlures, une dépigmentation de la peau et leurs yeux deviennent saillants.

III – 2 - Toxicité létale

Tous les résultats de la toxicité obtenus ont été transformés en représentation graphique : pourcentage de mortalité en fonction du temps.

La cinétique de mortalité pour l'ensemble des lessivats étudiés montrent globalement la même allure ; une forte mortalité pendant les premières heures d'incubation suivie d'un ralentissement progressif pendant le reste du temps.

Ces représentations graphiques ne nous ont pas permis de comparer la toxicité des deux espèces végétales, des deux types de traitements, des différentes concentrations, à différentes températures aux différents temps de lessivat.

Afin de pouvoir comparer la toxicité des deux essences végétales dans tous les états prescrits nous avons opté pour la transformation des probits qui nous a permis de calculer les TL50 en heures (H) (FINNEY, 1971).

III – 3 – Effet toxique des feuilles de *Platanus acerifolia*.

La mortalité cumulée des poissons introduits dans les bâteaux contenant les lessivats des feuilles mortes a été étudiée à différentes températures 5°C, 15°C et 25°C avec des concentrations de 2g/l, 5g/l et 10g/l.

Tous les résultats obtenus ont été comparés par rapport au témoin (Figure 28).

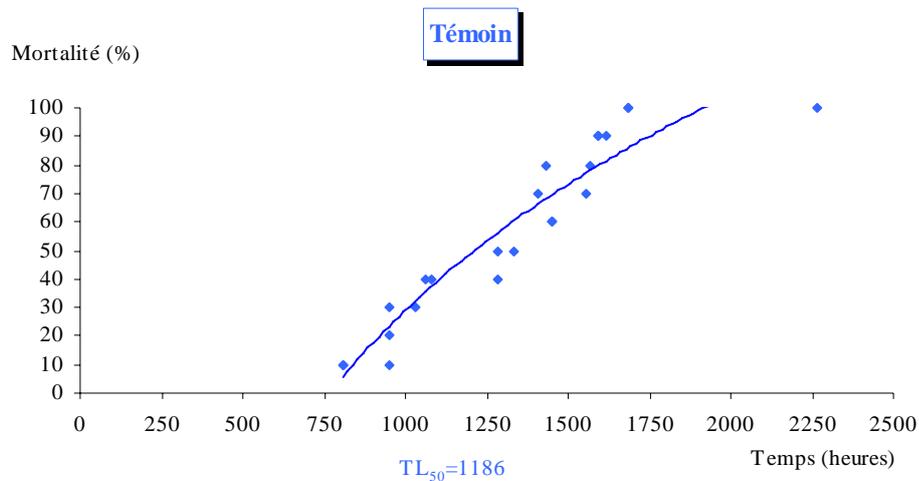


Figure 28 : Variations du pourcentage de mortalité des alevins de *Gambusia affinis* par rapport au temps

III – 3 – 1 – Effet de la toxicité des feuilles de *Platanus acerifolia* en fonction de la température.

Feuilles fraîches :

Au bout d'une heure d'incubation (Tableau III).

Quelque soit la concentration des lessivats en feuilles mortes, c'est la plus forte température c'est à dire 25°C qui donne le maximum de mortalité cumulée avec la plus faible $TL_{50} = 501,05$ H (Fig 29).

Au bout de deux heures d'incubation (Tableau IV).

La plus faible $TL_{50} = 349,95$ H est obtenue à 25°C avec une concentration de 5g/l (Fig 30).

Au bout de quatre heures d'incubation (Tableau V).

A faible concentration (2g/l) le taux le plus élevé de mortalité cumulée a été obtenu à 25°C avec une TL_{50} de 244,03 H (Fig 31).

Au bout de huit heures d'incubation (Tableau VI).

5°C est la température qui donne la plus forte toxicité à 10g/l dont la TL_{50} est de 438 H (Fig 32).

Au bout de seize heures d'incubation (Tableau VII).

5°C est la température qui donne la plus forte toxicité ($TL_{50} = 386,91$ H) avec une suspension de 5g/l (Fig 33).

Au bout de vingt quatre heures d'incubation (Tableau VIII).

La température qui donne la plus forte toxicité est 25°C à 10g/l ; la plus forte mortalité cumulée a été obtenue après 185,25 H (Fig 34).

Au bout de quarante huit heures d'incubation (Tableau IX).

La faible $TL_{50} = 398,44$ H a été obtenu à 5°C pour une suspension de 2g/l (Fig 35).

Pour les feuilles fraîches, la température varie suivant le temps d'incubation ; durant les 4 premières heures d'incubation, c'est la plus forte température qui a engendré le maximum de mortalité cumulée. Après ce temps la température qui donne une forte toxicité a chuté à 5°C puis nous avons constaté une augmentation à 24 heures puis une chute de la température à 48 heures.

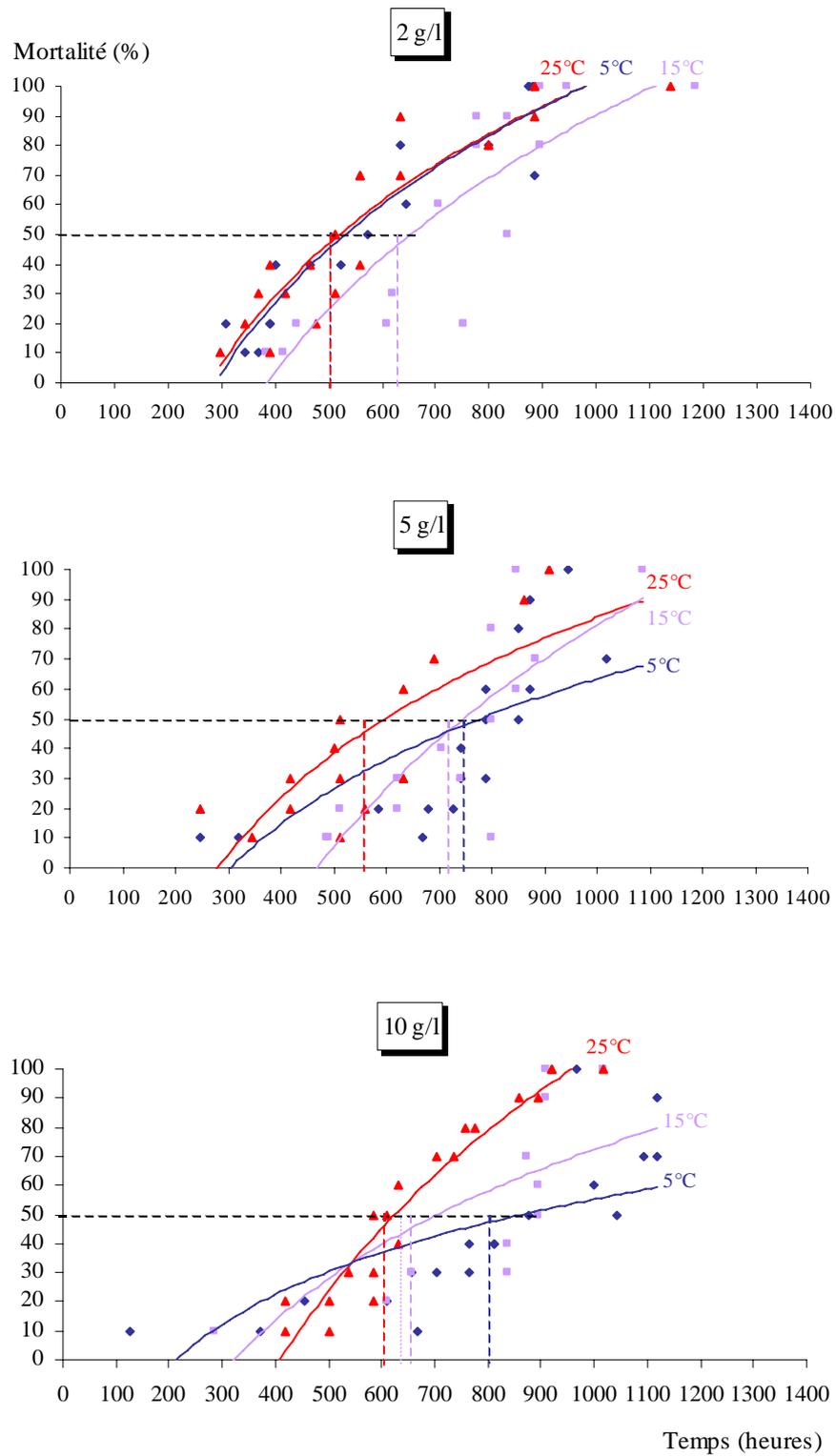


Figure 29 : Variations de la toxicité des lessivats d'une heure d'incubation des feuilles fraîches de *Platanus acerifolia* à différentes températures.

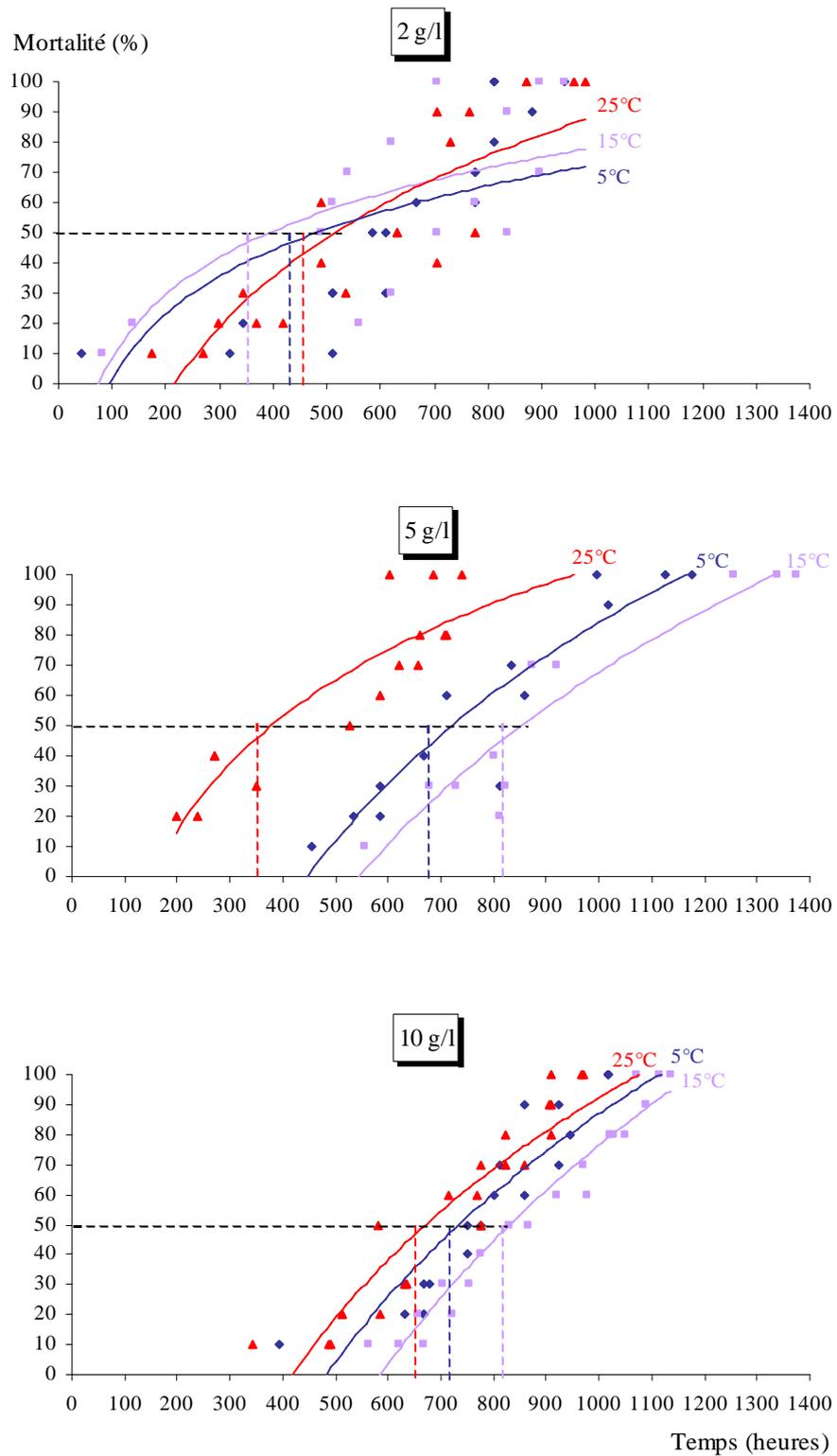


Figure 30 : Variations de la toxicité des lessivats de deux heures d'incubation des feuilles fraîches de *Platanus acerifolia* à différentes températures.

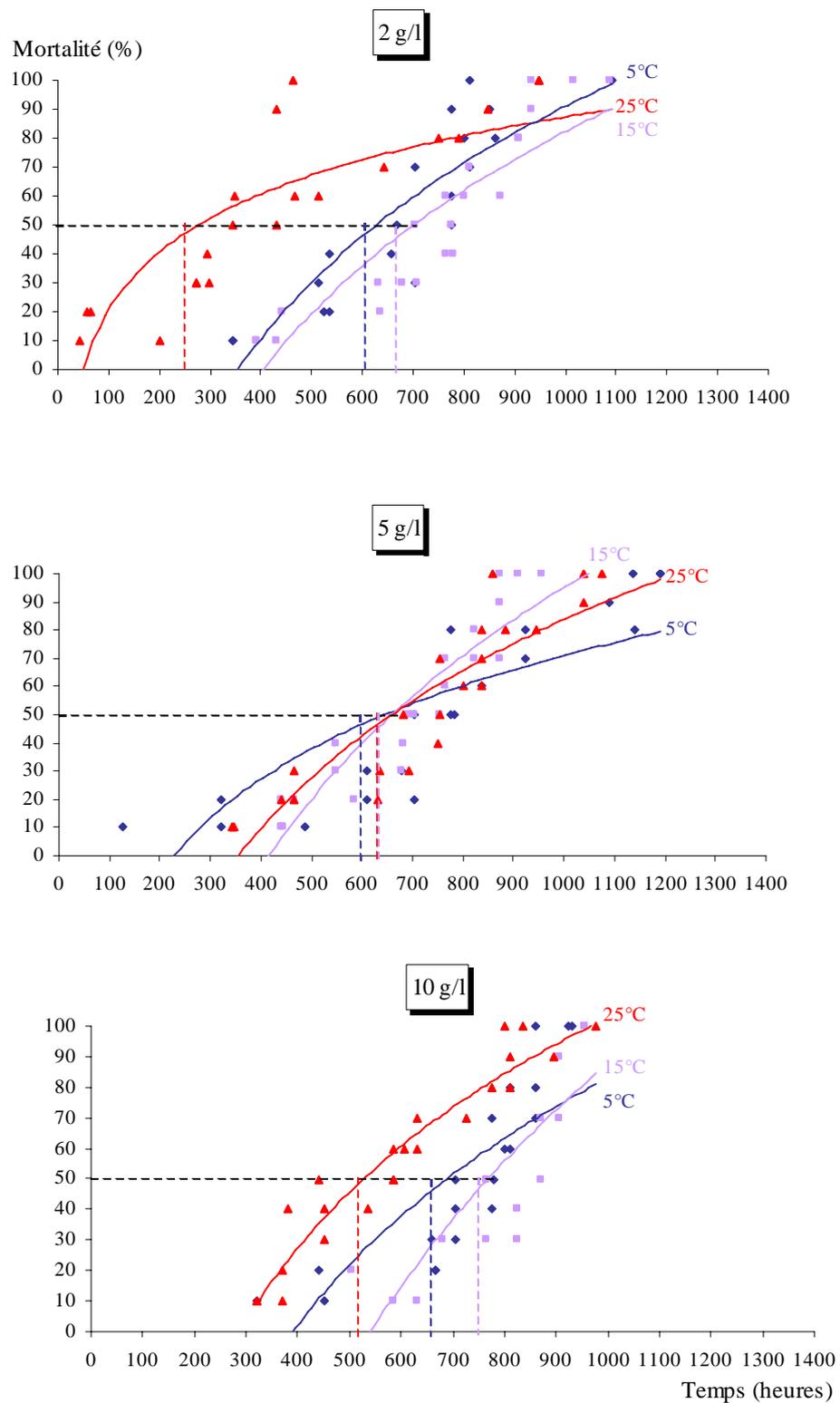


Figure 31 : Variations de la toxicité des lessivats de quatre heures d'incubation des feuilles fraîches de *Platanus acerifolia* à différentes températures.

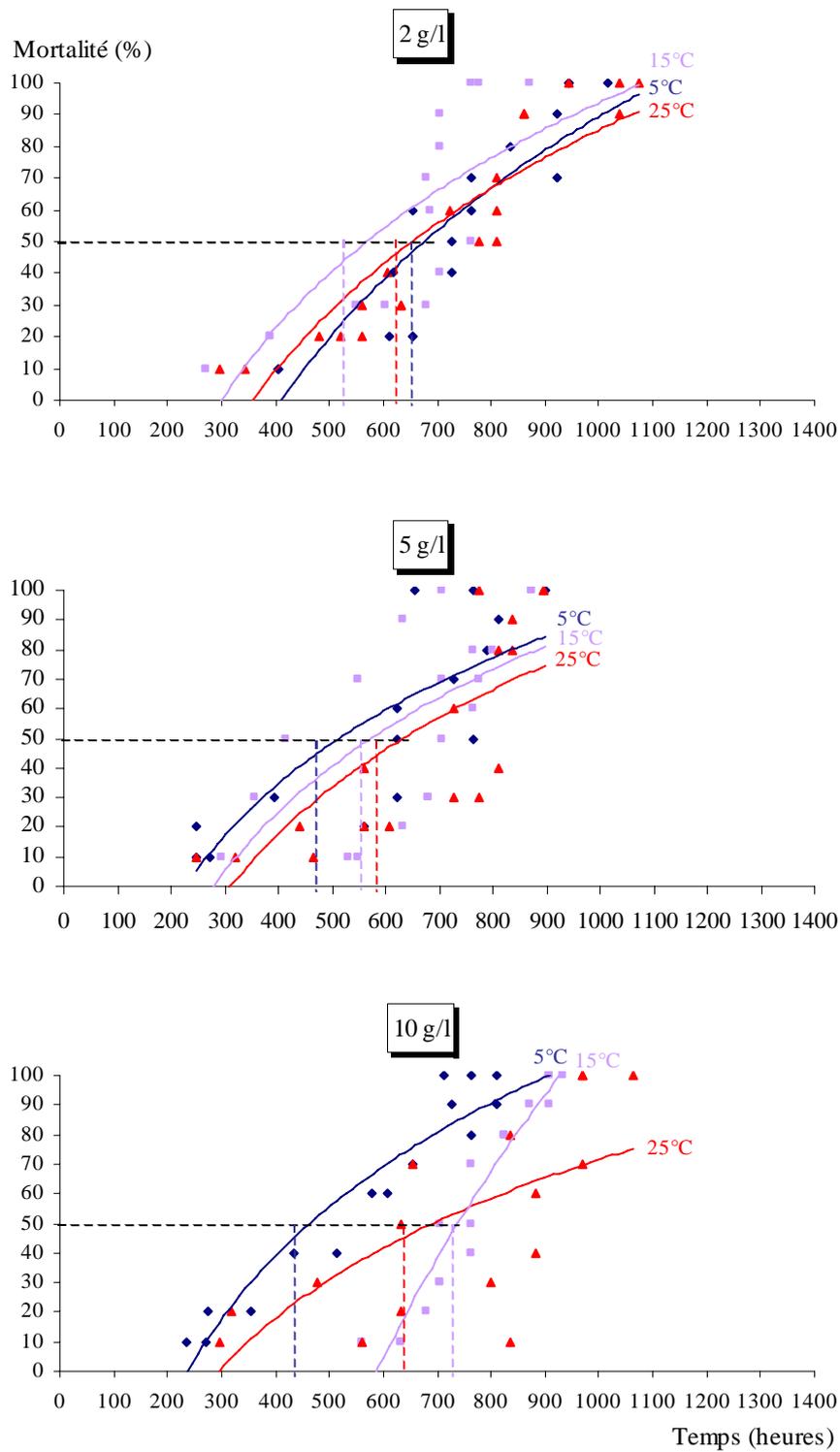


Figure 32 : Variations de la toxicité des lessivats de huit heures d'incubation des feuilles fraîches de *Platanus acerifolia* à différentes températures.

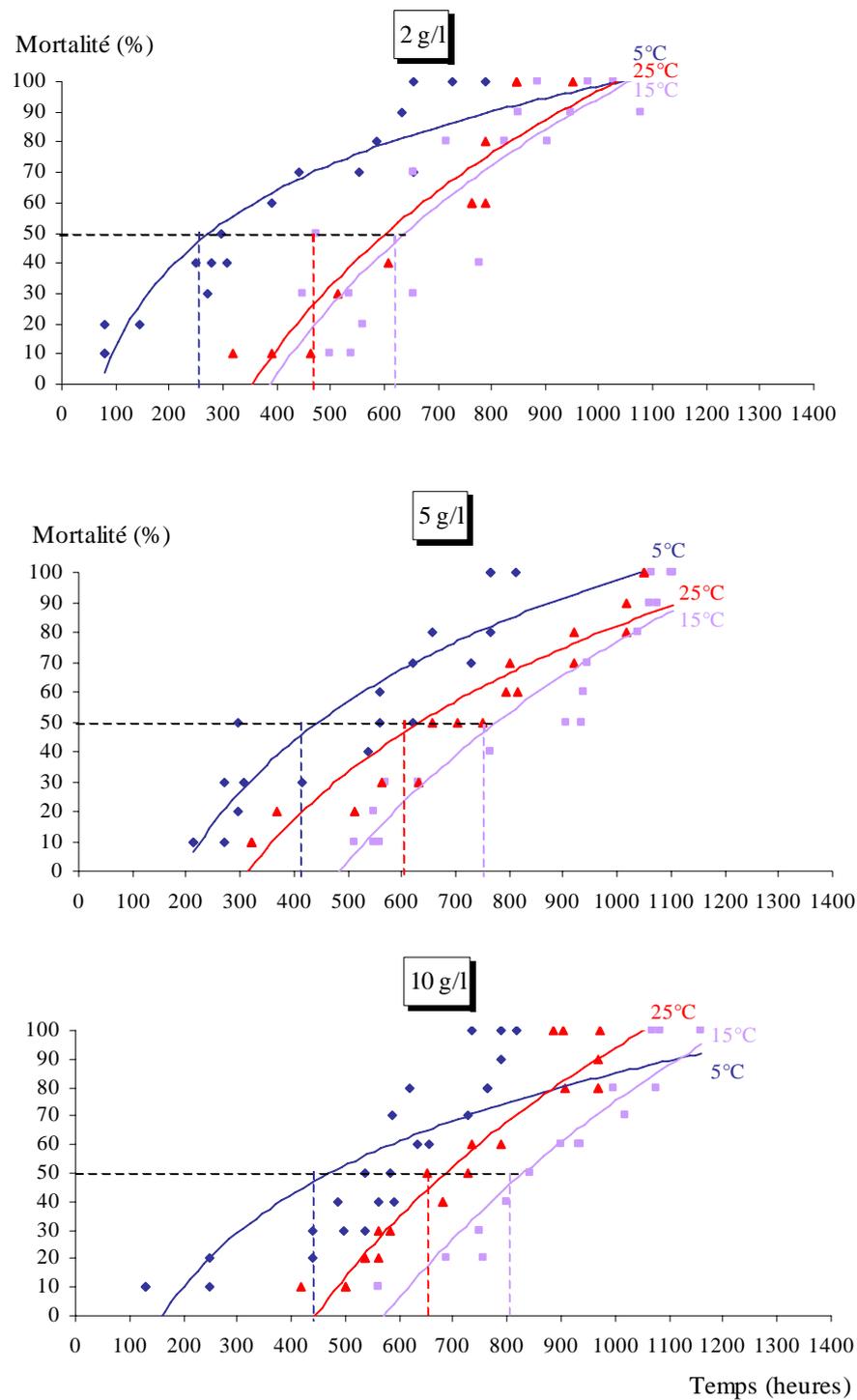


Figure 33 : Variations de la toxicité des lessivats de seize heures d’incubation des feuilles fraîches de *Platanus acerifolia* à différentes températures.

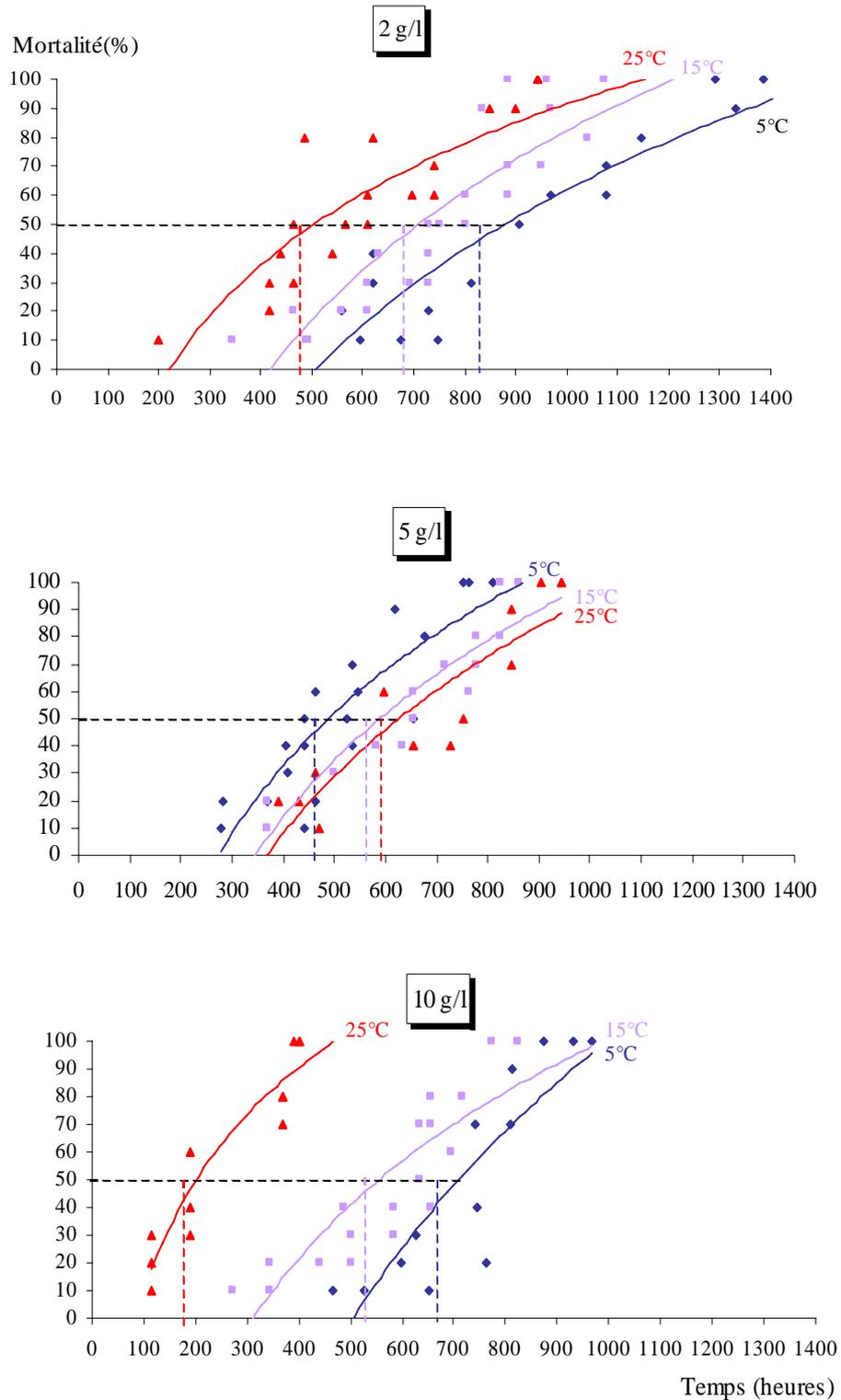


Figure 34 : Variations de la toxicité des lessivats de vingt quatre heures d'incubation des feuilles fraîches de *Paltanus acerifolia* à différentes températures.

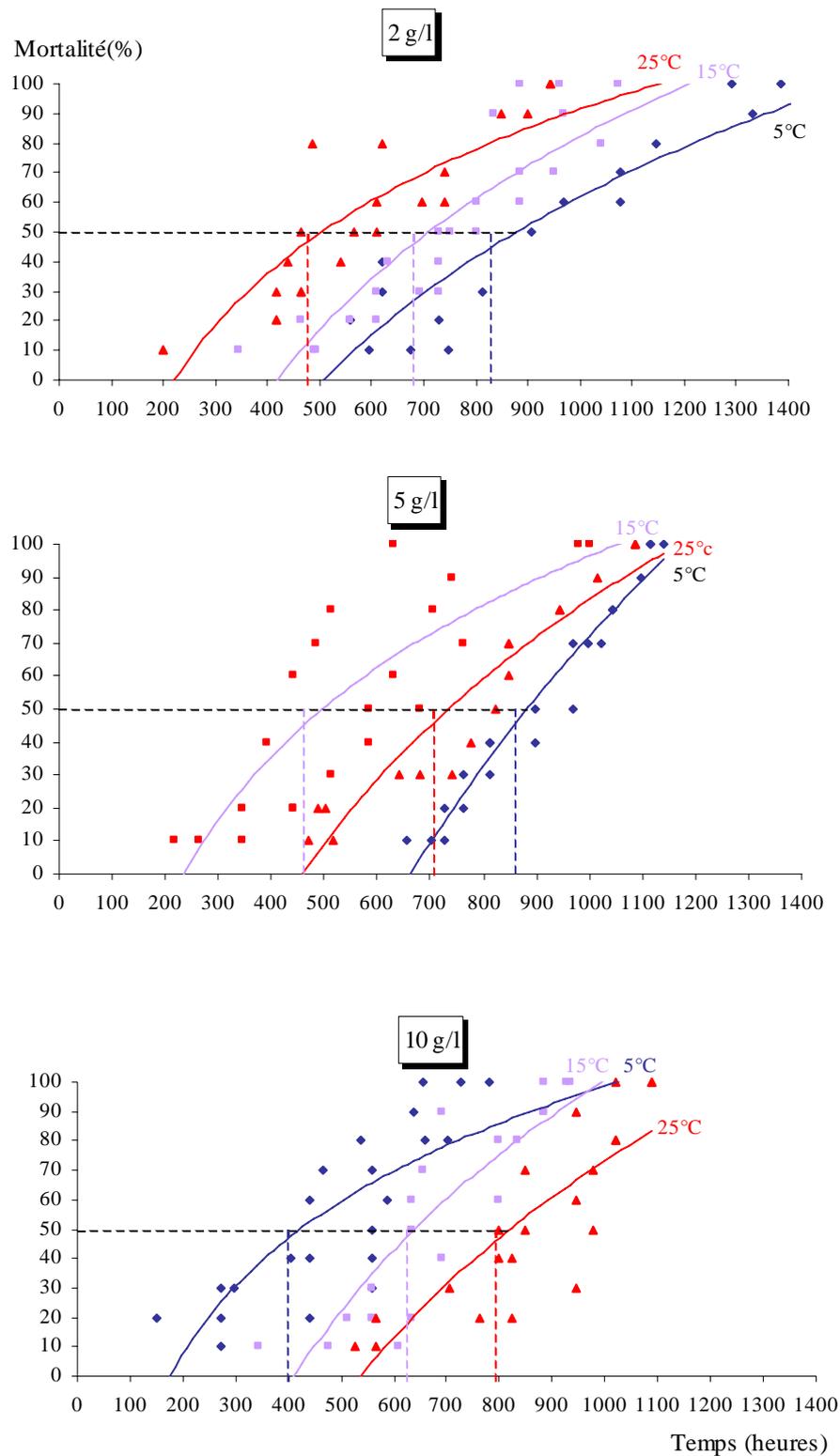


Figure 35 : Variations de la toxicité des lessivats de quarante huit heures d'incubation des feuilles fraîches de *Platanus acerifolia* à différentes températures.

Tableau III : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles fraîches de *Platanus acerifolia* lessivées pendant 1 heure

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 7,1399 x - 14,277$	0,88	501,06
	15°C	$y = 8,3912 x - 18,459$	0,84	624,69
	25°C	$y = 6,9366 x - 13,728$	0,91	501,05
5g/l	5°C	$y = 4,1422 x - 6,8915$	0,64	742,7
	15°C	$y = 9,3026 x - 21,543$	0,76	713,85
	25°C	$y = 5,4132 x - 9,8875$	0,76	562,62
10g/l	5°C	$y = 2,6995 x - 2,8384$	0,63	801,03
	15°C	$y = 5,4852 x - 10,439$	0,65	652,62
	25°C	$y = 10,215 x - 23,437$	0,94	607,92

Tableau IV : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles fraîches de *Platanus acerifolia* lessivées pendant 2 heures

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 2,5519 x - 1,7002$	0,61	422,25
	15°C	$y = 2,5602 x - 1,5161$	0,62	350,88
	25°C	$y = 5,0343 x - 8,4251$	0,81	464,22
5g/l	5°C	$y = 9,684 x - 22,48$	0,91	688,13
	15°C	$y = 11,215 x - 27,629$	0,96	811,72
	25°C	$y = 4,3644 x - 6,1031$	0,75	349,96
10g/l	5°C	$y = 10,335 x - 24,492$	0,85	713,85
	15°C	$y = 11,915 x - 29,661$	0,91	811,00
	25°C	$y = 8,6966 x - 19,476$	0,87	652,28

Tableau V : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles fraîches de *Platanus acerifolia* lessivées pendant 4 heures

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 7,5888 x - 16,113$	0,86	605,52
	15°C	$y = 7,7016 x - 16,783$	0,84	673,56
	25°C	$y = 2,3541 x - 0,6203$	0,76	244,03
5g/l	5°C	$y = 4,0498 x - 6,2419$	0,76	596,92
	15°C	$y = 9,0727 x - 20,441$	0,85	636,98
	25°C	$y = 6,6429 x - 13,606$	0,83	632,24
10g/l	5°C	$y = 7,4506 x - 16$	0,73	658,51
	15°C	$y = 12,359x - 30,49$	0,78	744,03
	25°C	$Y = 6,9363x - 13,793$	0,89	512,11

Tableau VI : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles fraîches de *Platanus acerifolia* lessivées pendant 8 heures

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 8,7823 x - 19,705$	0,84	650,20
	15°C	$y = 6,8019 x - 13,556$	0,72	534,64
	25°C	$y = 7,0768 x - 14,768$	0,86	621,37
5g/l	5°C	$y = 5,1542 x - 8,7821$	0,73	472,01
	15°C	$y = 6,0468 x - 11,568$	0,62	549,49
	25°C	$y = 6,0311 x - 11,694$	0,71	586,12
10g/l	5°C	$y = 6,2537 x - 11,519$	0,87	438,00
	15°C	$y = 19,15 x - 49,812$	0,94	728,19
	25°C	$y = 5,2133 x - 9,6165$	0,65	636,35

Tableau VII : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles fraîches de *Platanus acerifolia* lessivées pendant 16 heures

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 5,0138 x - 8,1357$	0,83	416,78
	15°C	$y = 8,9014 x - 20,579$	0,87	747,47
	25°C	$y = 5,8832 x - 11,366$	0,87	605,09
5g/l	5°C	$y = 3,043 x - 2,8741$	0,77	386,91
	15°C	$y = 4,8489 x - 8,3457$	0,76	565,35
	25°C	$y = 6,1902 x - 12,873$	0,74	771,45
10g/l	5°C	$y = 3,7813 x - 4,9909$	0,75	438,72
	15°C	$y = 11,648 x - 28,852$	0,89	805,84
	25°C	$y = 9,4931 x - 21,771$	0,88	660,77

Tableau VIII : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles fraîches de *Platanus acerifolia* lessivées pendant 24 heures

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 3,1641 x - 2,5739$	0,86	247,57
	15°C	$y = 8,503 x - 18,746$	0,83	620,39
	25°C	$y = 8,3513 x - 18,027$	0,85	571,87
5g/l	5°C	$y = 7,8338 x - 15,911$	0,85	467,01
	15°C	$y = 7,8227 x - 16,549$	0,83	568,43
	25°C	$y = 8,4905 x - 18,544$	0,84	592,90
10g/l	5°C	$y = 13,647 x - 33,672$	0,86	681,92
	15°C	$y = 7,5495 x - 15,556$	0,82	528,24
	25°C	$y = 5,2072 x - 6,8087$	0,87	185,25

Tableau IX : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles fraîches de *Platanus acerifolia* lessivées pendant 48 heures

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 7,7972 x - 17,789$	0,89	836,98
	15°C	$y = 7,6922 x - 16,801$	0,81	682,61
	25°C	$y = 5,2435 x - 9,0659$	0,85	481,44
5g/l	5°C	$y = 14,824 x - 38,528$	0,92	863,61
	15°C	$y = 5,8372 x - 10,616$	0,82	473,43
	25°C	$y = 9,1919 x - 21,193$	0,90	707,25
10g/l	5°C	$y = 4,6978 x - 7,216$	0,74	398,44
	15°C	$y = 9,6915 x - 22,074$	0,85	621,70
	25°C	$y = 10,025 x - 24,08$	0,78	795,70

Feuilles séchées

Au bout d'une heure d'incubation (Tableau X).

15°C est la température qui donne la plus faible TL₅₀ = 356,52 H avec une suspension de 10g/l (Fig 36).

Au bout de deux heures d'incubation (Tableau XI).

C'est la température la plus élevée 25°C qui donne le maximum de mortalité cumulée avec TL₅₀ = 340,77 H (Fig 37).

Au bout de quatre heures d'incubation (Tableau XII).

La plus faible TL₅₀ = a été obtenue à 25°C avec une concentration de 10g/l (Fig 38).

Au bout de huit heures d'incubation (Tableau XIII).

Les lessivats obtenus à 5°C présentent la plus forte mortalité cumulée pour des suspensions de 2g/l (Fig 39).

Au bout de seize heures d'incubation (Tableau XIV).

25°C est la température qui donne la plus forte toxicité ($TL_{50} = 189,96$ H) avec une suspension de 10g/l (Fig 40).

Au bout de vingt quatre heures d'incubation (Tableau XV).

La plus faible $TL_{50} = 231,75$ H a été obtenue à 25°C avec une faible concentration 2g/l (Fig 41).

Au bout de quarante huit heures d'incubation (Tableau XVI).

la $TL_{50} = 144,87$ H est la plus faible obtenue à 25°C avec concentration moyenne de 5g/l (Fig 42).

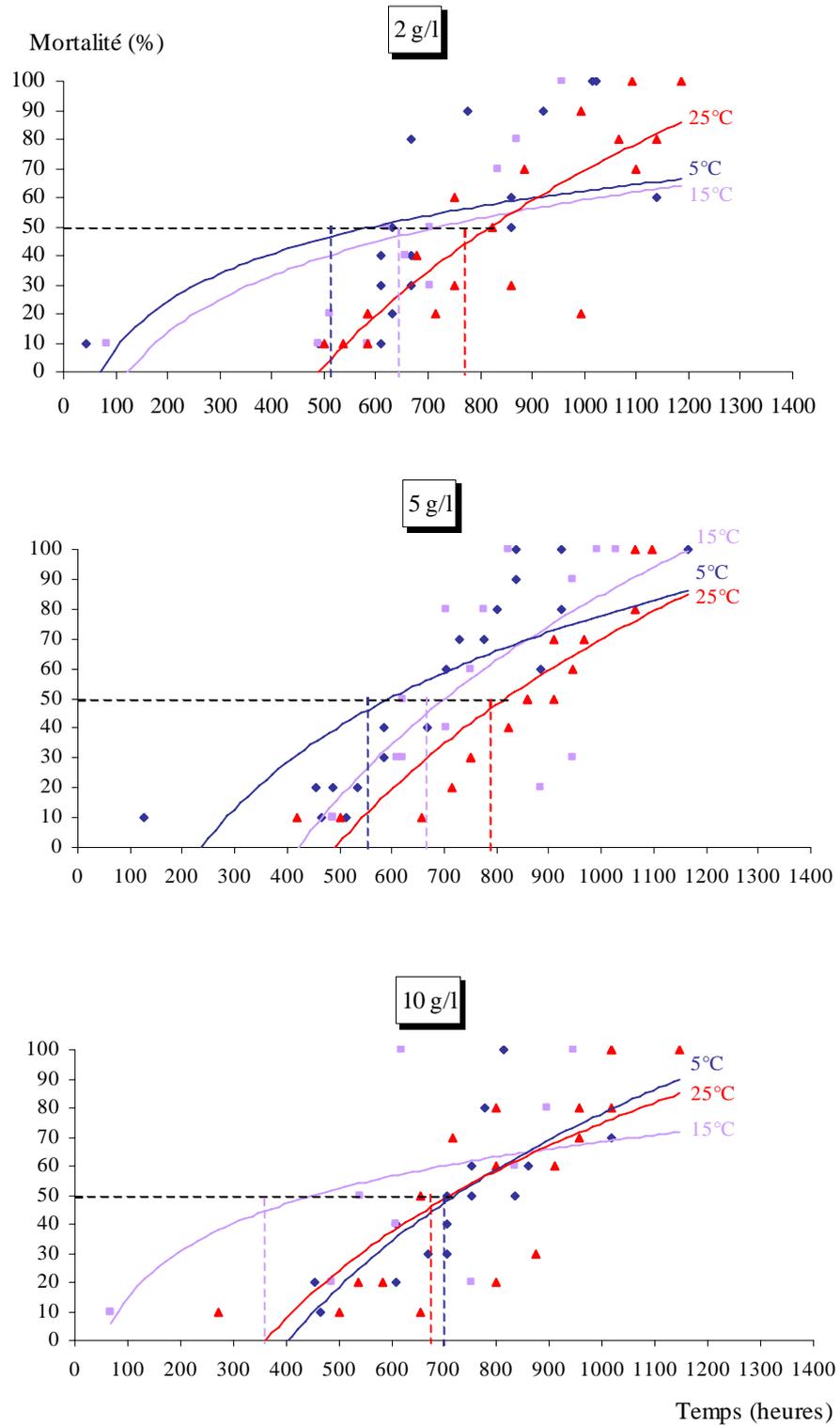


Figure 36 : Variations de la toxicité des lessivats d'une heure d'incubation des feuilles séchées de *Platanus acerifolia* à différentes températures.

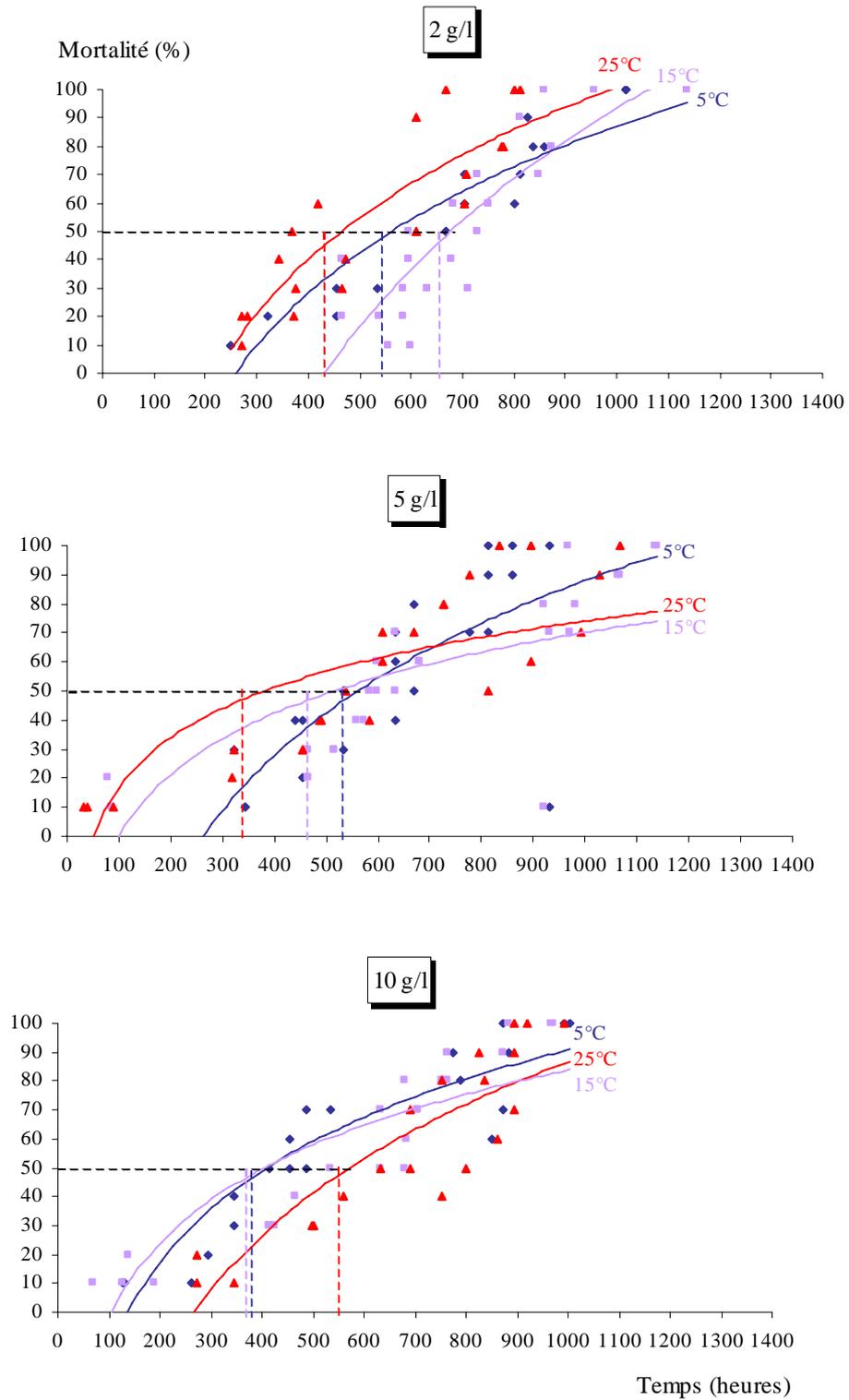


Figure 37 : Variations de la toxicité des lessivats de deux heures d'incubation des feuilles séchées de *Platanus acerifolia* à différentes températures.

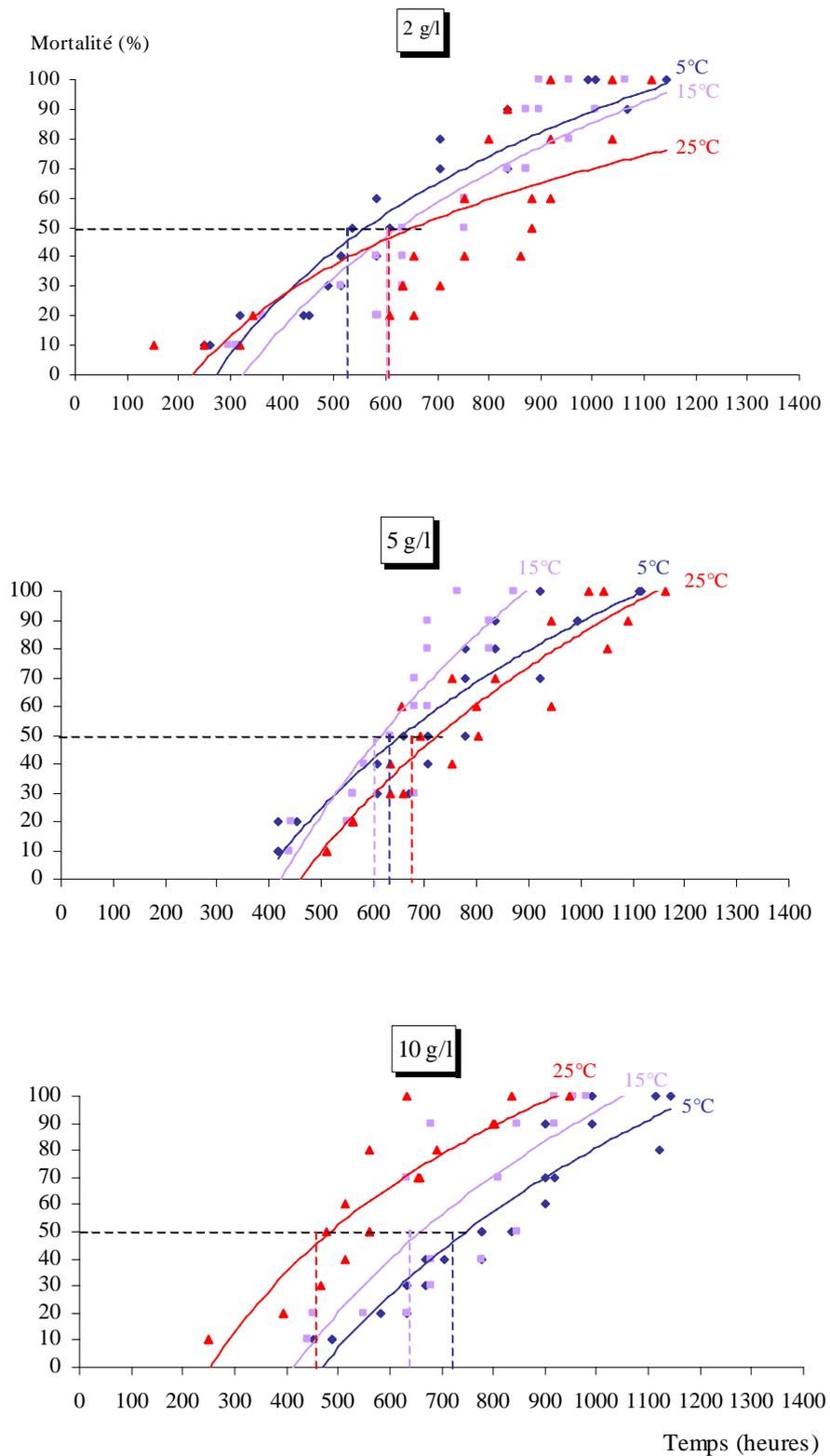


Figure 38 : Variations de la toxicité des lessivats de quatre heures d'incubation des feuilles séchées de *Platanus acerifolia* à différentes températures.

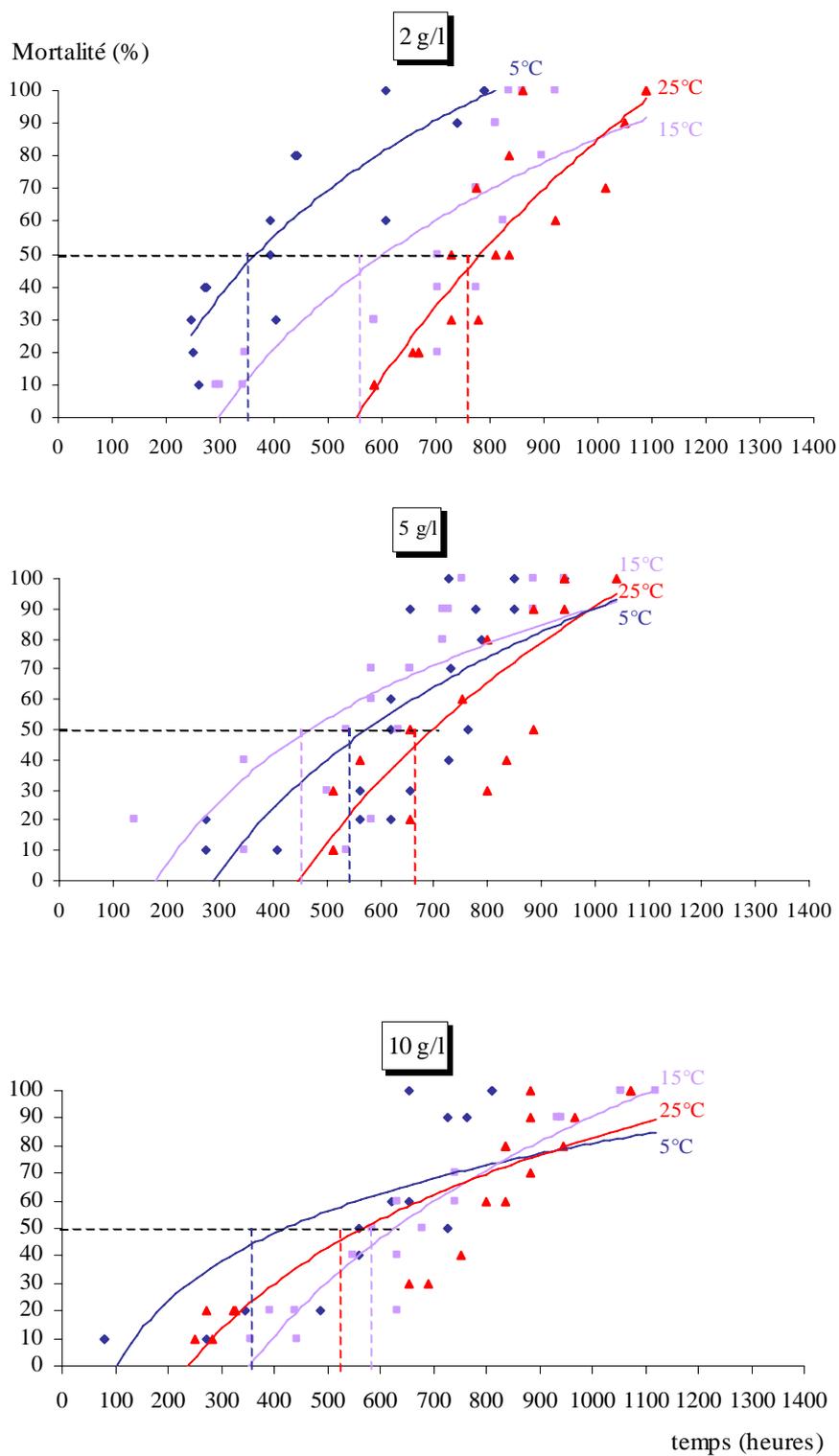


Figure 39 : Variations de la toxicité des lessivats de huit heures d’incubation des feuilles séchées de *Platanus acerifolia* à différentes températures.

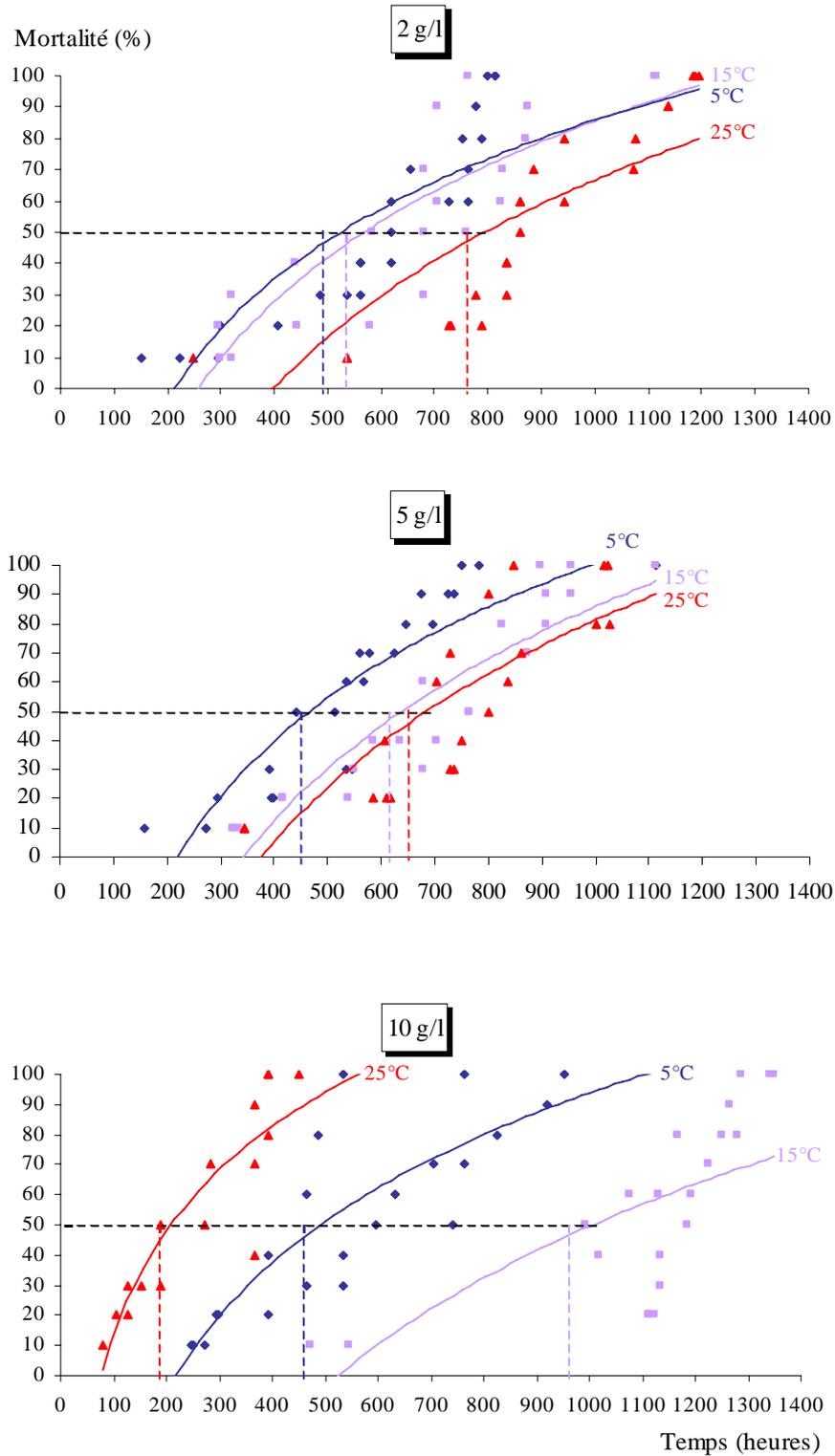


Figure 40 : Variations de la toxicité des lessivats de seize heures d'incubation des feuilles séchées de *Platanus acerifolia* à différentes températures.

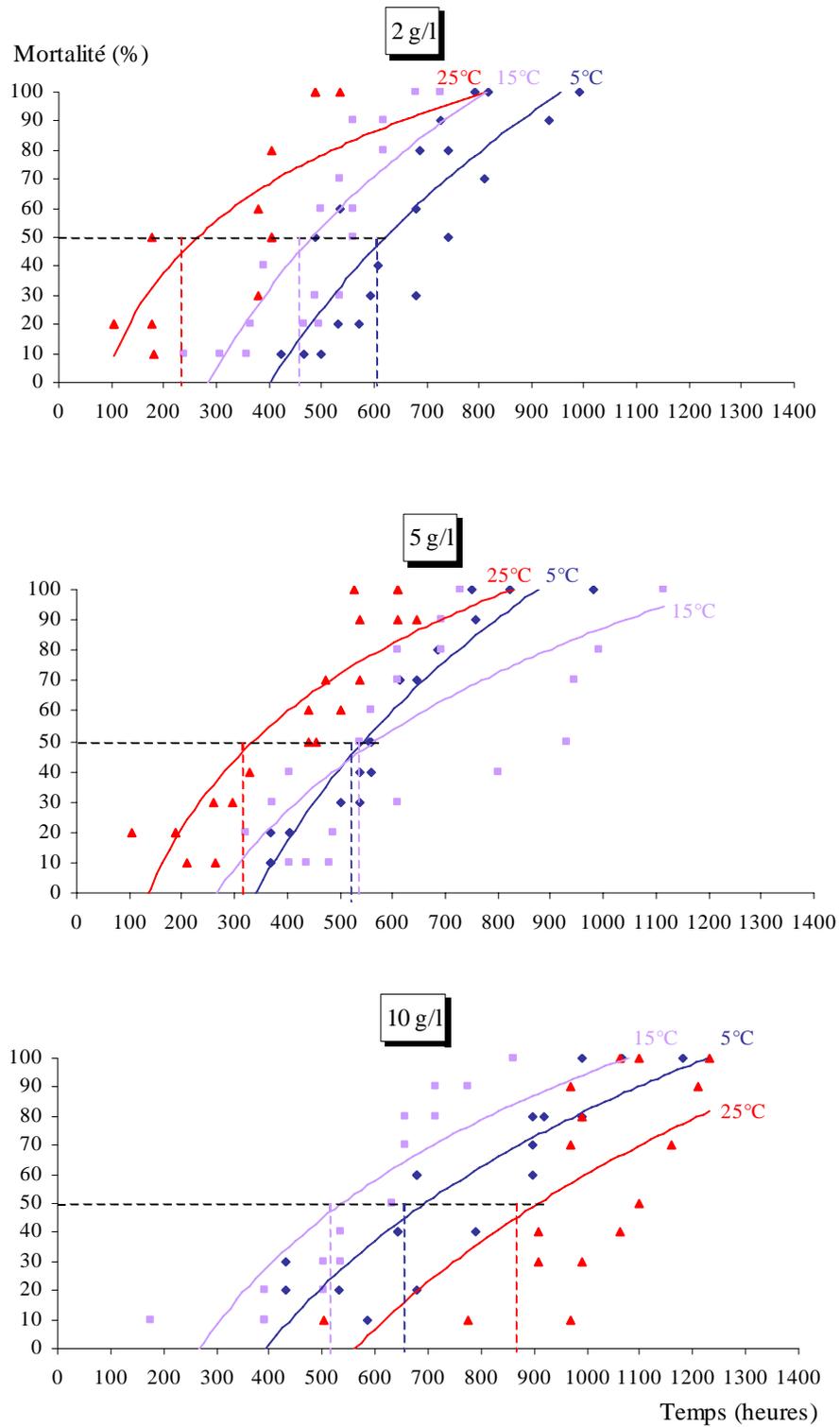


Figure 41 : Variations de la toxicité des lessivats de vingt quatre heures d'incubation des feuilles séchées de *Platanus acerifolia* à différentes températures.

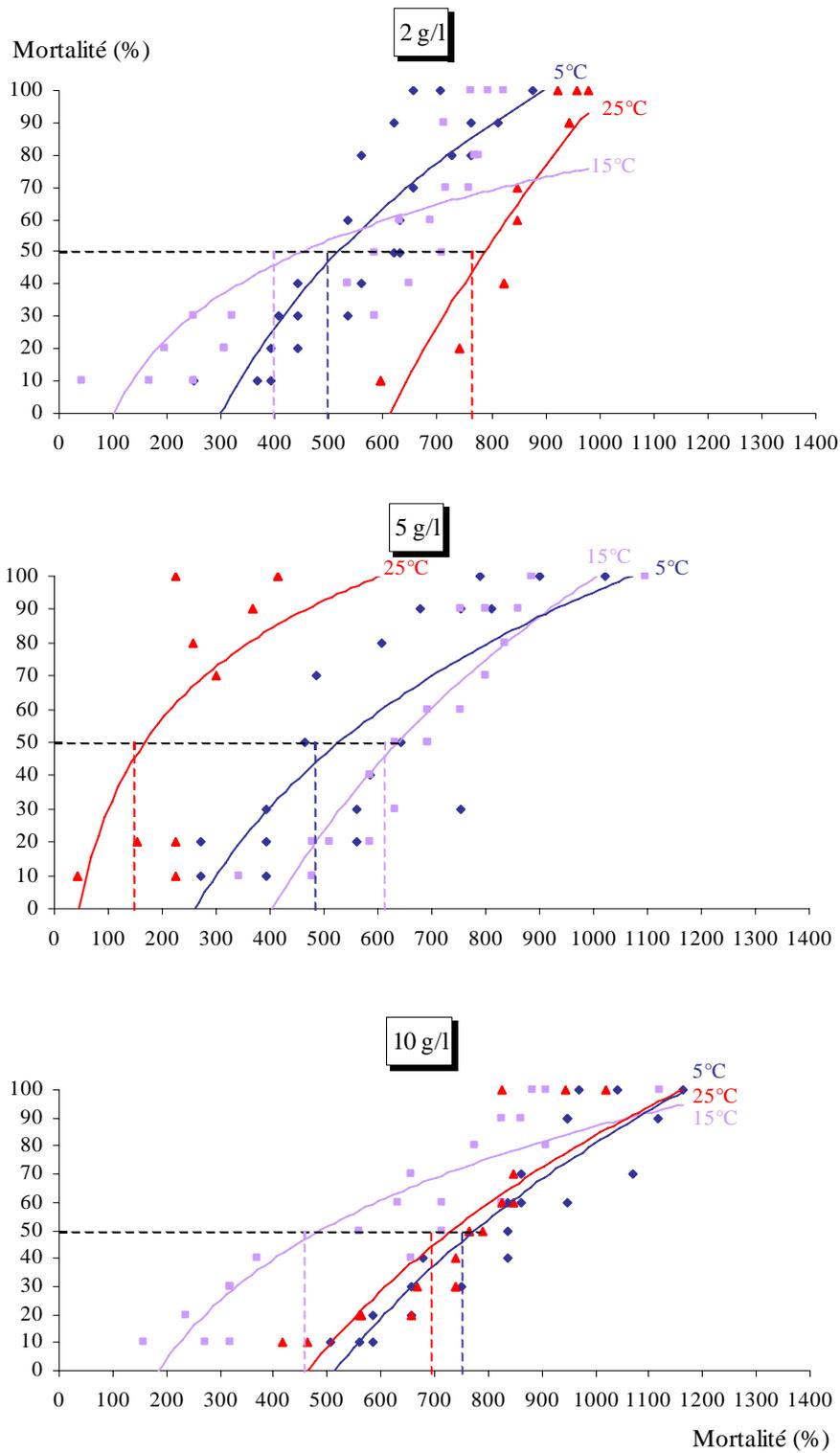


Figure 42 : Variations de la toxicité des lessivats de quarante huit heures d'incubation des feuilles séchées de *Platanus acerifolia* à différentes températures.

Tableau X : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles séchées de *Platanus acerifolia* lessivées pendant 1 heure

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 1,9865 x - 0,3889$	0,52	516,13
	15°C	$y = 2,329 x - 1,5403$	0,57	642,98
	25°C	$y = 8,626 x - 19,936$	0,80	777,66
5g/l	5°C	$y = 4,5475 x - 7,478$	0,71	554,53
	15°C	$y = 9,1179 x - 20,774$	0,73	671,03
	25°C	$y = 8,2521 x - 18,902$	0,81	797,90
10g/l	5°C	$y = 6,3103 x - 12,956$	0,65	700,65
	15°C	$y = 2,0002 x - 0,1047$	0,60	356,52
	25°C	$y = 6,3721 x - 13,052$	0,73	680,73

Tableau XI : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles séchées de *Platanus acerifolia* lessivées pendant 2 heures

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 6,0316 x - 11,415$	0,88	526,62
	15°C	$y = 8,177 x - 18,004$	0,76	650,51
	25°C	$y = 3,2803 x - 3,079$	0,86	290,33
5g/l	5°C	$y = 8,2237 x - 18,66$	0,92	753,44
	15°C	$y = 8,0598 x - 18,549$	0,91	835,19
	25°C	$y = 2,9592 x - 2,1966$	0,86	270,36
10g/l	5°C	$y = 4,5446 x - 7,8457$	0,78	670,79
	15°C	$y = 3,8005 x - 5,1955$	0,70	481,59
	25°C	$y = 4,6924 x - 9,2272$	0,55	1076,38

Tableau XII : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles séchées de *Platanus acerifolia* lessivées pendant 4 heures

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 7,0105 x - 14,141$	0,65	537,44
	15°C	$y = 8,1024 x - 17,594$	0,83	614,55
	25°C	$y = 6,4552 x - 12,223$	0,80	465,67
5g/l	5°C	$y = 6,1449 x - 11,894$	0,69	561,40
	15°C	$y = 4,3838 x - 8,2882$	0,70	1074,50
	25°C	$y = 7,8453 x - 17,153$	0,95	666,39
10g/l	5°C	$y = 3,9702 x - 5,0244$	0,89	334,90
	15°C	$y = 5,1852 x - 9,9665$	0,78	769,82
	25°C	$y = 4,6236 x - 7,6116$	0,75	534,14

Tableau XIII : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles séchées de *Platanus acerifolia* lessivées pendant 8 heures

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 6,613 x - 13,334$	0,82	592,13
	15°C	$y = 8,0508 x - 17,672$	0,87	654,81
	25°C	$y = 4,2185 x - 5,8025$	0,78	363,70
5g/l	5°C	$y = 9,2861 x - 20,776$	0,92	596,71
	15°C	$y = 11,31 x - 27,863$	0,94	804,75
	25°C	$y = 6,2727 x - 11,461$	0,86	420,95
10g/l	5°C	$y = 5,9255 x - 10,108$	0,76	354,53
	15°C	$y = 7,6292 x - 16,654$	0,78	689,14
	25°C	$y = 5,8193 x - 10,289$	0,86	423,93

Tableau XIV : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles séchées de *Platanus acerifolia* lessivées pendant 16 heures

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 4,5 x - 7,1085$	0,77	490,66
	15°C	$y = 5,346 x - 9,602$	0,80	538,75
	25°C	$y = 6,1329 x - 12,671$	0,77	760,93
5g/l	5°C	$y = 5,5978 x - 9,8448$	0,87	448,64
	15°C	$y = 6,6197 x - 13,444$	0,85	611,26
	25°C	$y = 6,9522 x - 14,581$	0,76	655,42
10g/l	5°C	$y = 4,9878 x - 8,2898$	0,76	461,81
	15°C	$y = 6,5384 x - 14,525$	0,64	968,73
	25°C	$y = 4,3023 x - 4,8035$	0,82	189,96

Tableau XV : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles séchées de *Platanus acerifolia* lessivées pendant 24 heures

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 10,163 x - 23,268$	0,83	604,59
	15°C	$y = 8,4926 x - 17,634$	0,83	462,53
	25°C	$y = 4,0115 x - 4,4873$	0,74	231,75
5g/l	5°C	$y = 9,6459 x - 21,27$	0,94	528,98
	15°C	$y = 5,4888 x - 9,9952$	0,67	539,46
	25°C	$y = 4,4671 x - 6,1361$	0,79	311,11
10g/l	5°C	$y = 7,6603 x - 16,637$	0,83	667,67
	15°C	$y = 5,9986 x - 11,256$	0,82	512,82
	25°C	$y = 9,0485 x - 21,624$	0,62	875,72

Tableau XVI : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles séchées de *Platanus acerifolia* lessivées pendant 48 heures

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 7,3505 x - 14,835$	0,82	499,41
	15°C	$y = 2,6692 x - 1,945$	0,70	399,86
	25°C	$y = 17,492 x - 45,463$	0,88	767,22
5g/l	5°C	$y = 6,2274 x - 11,742$	0,77	488,02
	15°C	$y = 9,6305 x - 21,82$	0,90	609,40
	25°C	$y = 3,3284 x - 2,1927$	0,72	144,88
10g/l	5°C	$y = 10,176 x - 24,277$	0,87	753,47
	15°C	$y = 4,2803 x - 6,3956$	0,84	459,55
	25°C	$y = 9,6075 x - 22,314$	0,78	696,61

III – 3 – 2 – Effet de la toxicité des feuilles de *Platanus acerifolia* en fonction de la concentration.

Feuilles fraîches :

Au bout d'une heure d'incubation (Tableau III).

La plus forte mortalité cumulée a été obtenue à 2g/l avec une température de 25°C (fig 43).

Au bout de deux heures d'incubation (Tableau IV).

C'est à 5g/l de feuilles incubées à 25°C que nous avons obtenu la TL₅₀ la plus faible (Fig 44).

Au bout de quatre heures d'incubation(Tableau V).

C'est la concentration 2g/l qui a engendré la plus faible TL₅₀ (244 H) (Fig 45).

Au bout de huit heures d'incubation(Tableau VI).

A 5°C, les concentrations de 10g/l en feuilles ont donné le maximum de mortalité cumulée (Fig 46).

Au bout de seize heures d'incubation(Tableau VII).

Les suspensions de 10g/l en feuilles incubées à 5°C ont donné le maximum de mortalité cumulée (Fig 47).

Au bout de vingt quatre heures d'incubation (Tableau VIII).

C'est la plus forte concentration (10g/l) qui engendre le maximum de mortalité cumulée (Fig 48).

Au bout de quarante huit heures d'incubation (Tableau IX).

La plus faible TL₅₀ a été obtenue avec une concentration en feuilles mortes de 10g/l (Fig 49).

Nous avons constaté que plus le temps de lessivage augmente et plus la concentration en feuilles mortes augmente. Ceci peut être expliqué par le fait que durant les premiers temps de lessivage, la libération des substances toxiques est intense et la saturation est obtenu même à faible concentration. Mais, au fur et à mesure que le temps augmente, la concentration augmente puisque les feuilles ayant été lessivées nécessitent une forte concentration pour atteindre la saturation en substances hydrosolubles.

Concernant l'effet de la température et de la concentration en feuilles fraîches de *Platanus acerifolia*, lorsque la concentration en feuilles est faible (2g/l), la plus faible TL₅₀ a été obtenue après 4H de lessivage à 25°C. A moyenne concentration (5g/l), la plus forte mortalité cumulée a été observée après 2 H de lessivage à 25°C. A forte concentration 10g/l, la plus faible TL₅₀ a été obtenue après 24 H de lessivage à 25°C. Pour les feuilles fraîches, plus le temps de lessivage augmente et plus la concentration qui donne la plus faible TL₅₀ augmente ; mais, quelque soit la concentration, c'est toujours la plus forte température qui engendre le maximum de mortalité cumulée à différents temps de lessivage. L'effet de la concentration est donc amplifié par la température d'incubation. Durant toutes les heures de lessivage, la plus faible TL₅₀ = 185 H est celle obtenue à 24H avec 10g/l de feuilles incubées à 25°C.

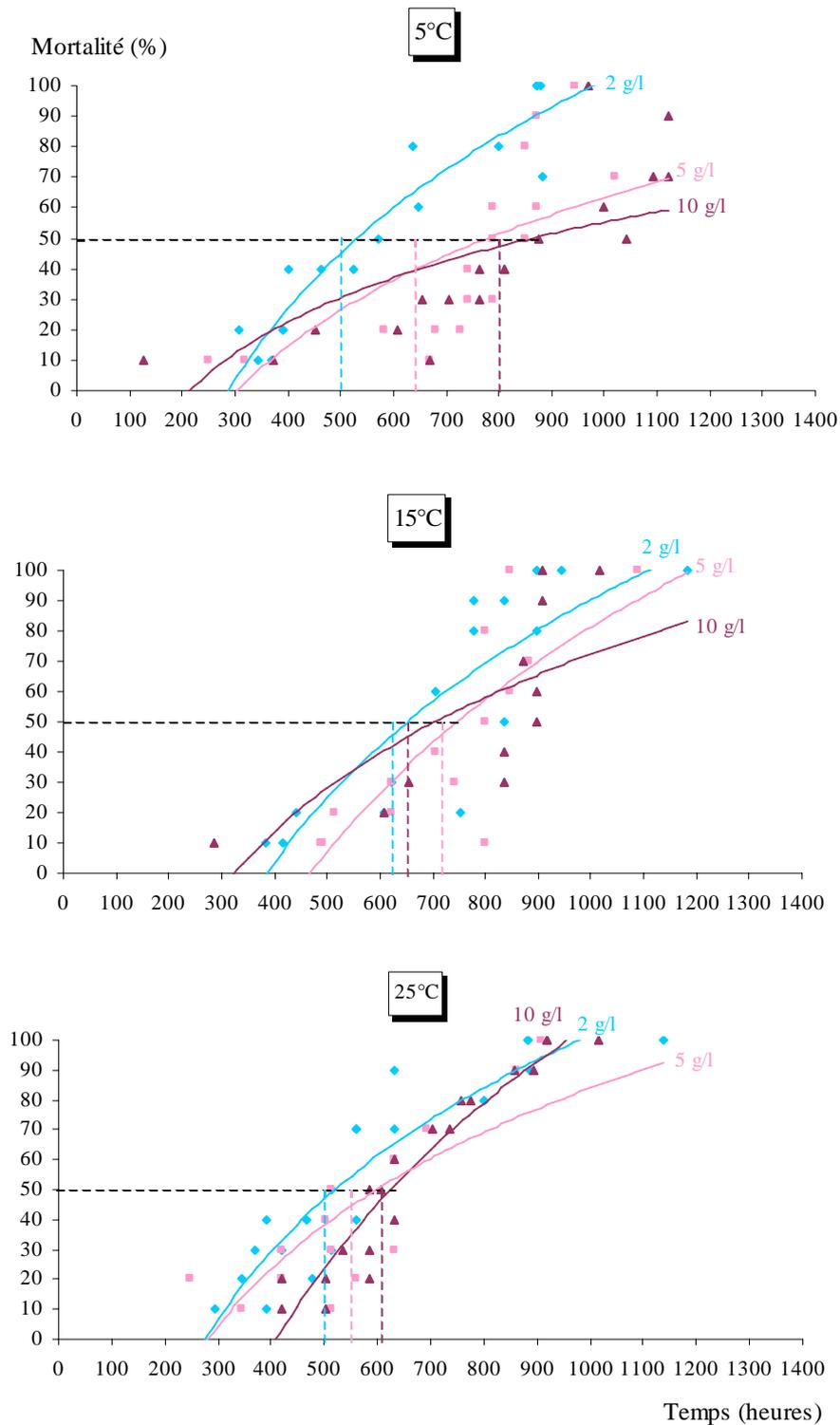


Figure 43 : Variations de la toxicité des lessivats d'une heure d'incubation des feuilles fraîches de *Platanus acerifolia* à différentes concentrations.

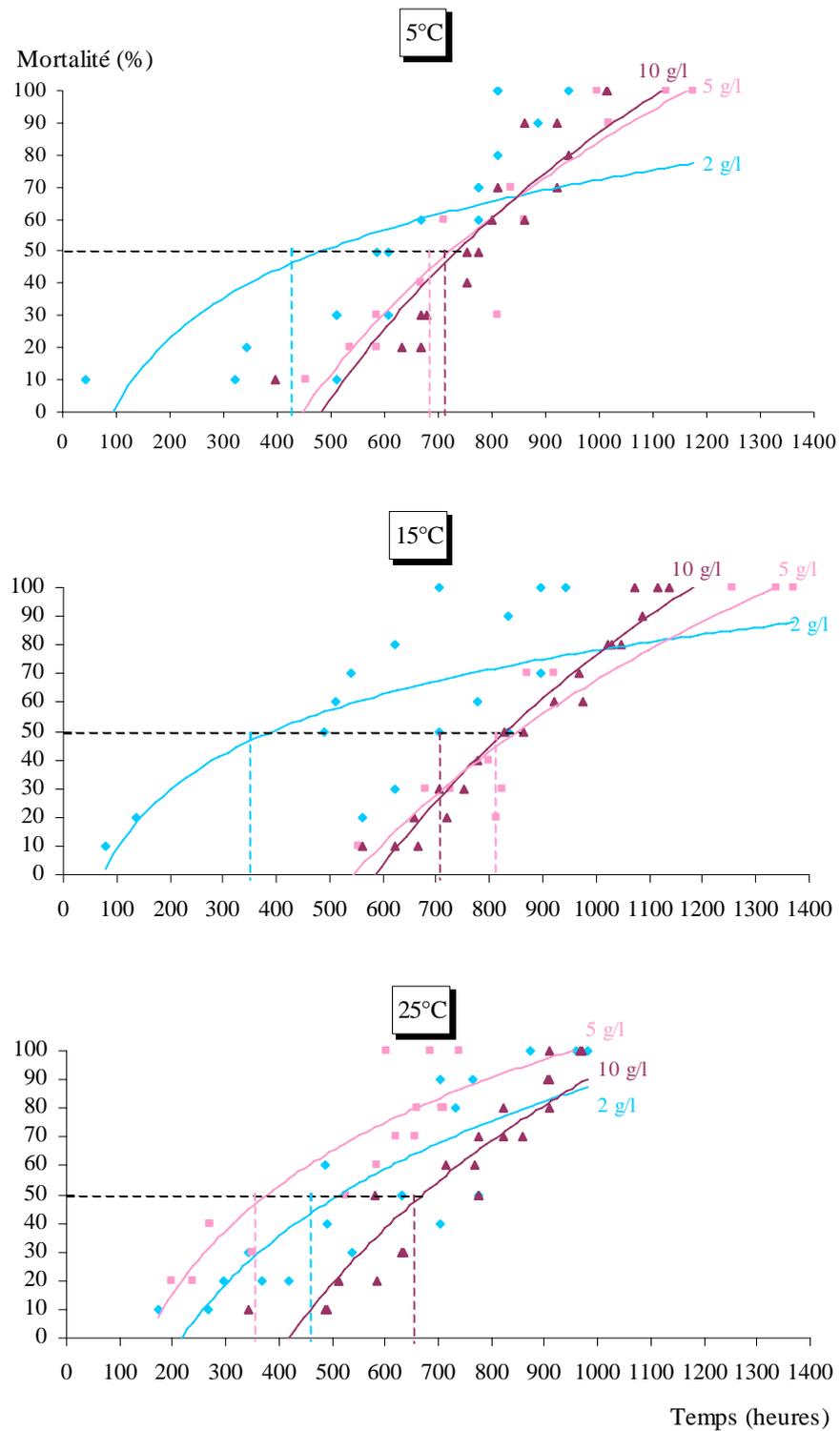


Figure 44 : Variations de la toxicité des lessivats de deux heures d'incubation des feuilles fraîches de *Platanus acerifolia* à différentes concentrations.

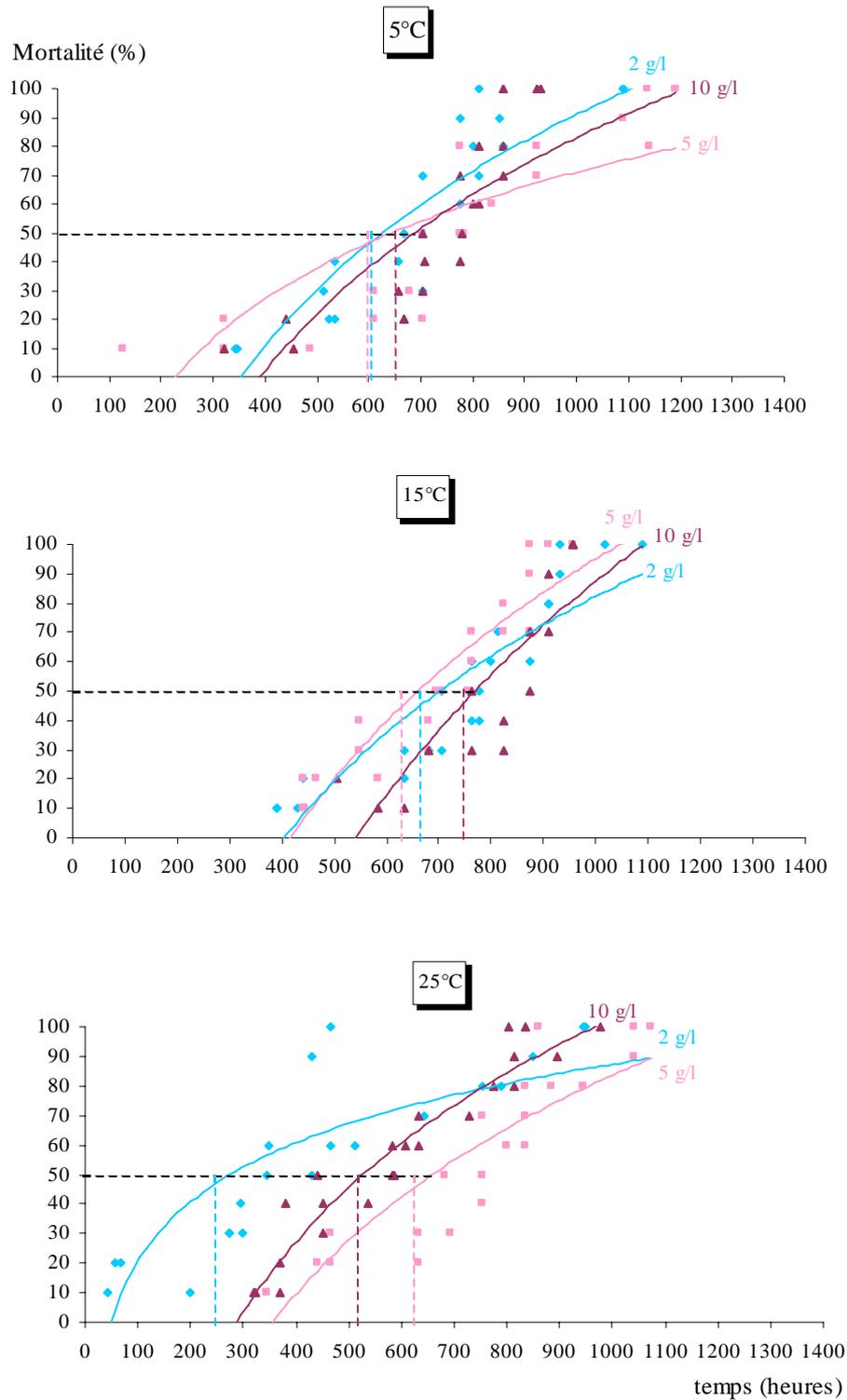


Figure 45 : Variations de la toxicité des lessivats de quatre heures d'incubation des feuilles fraîches de *Platanus acerifolia* à différentes concentrations.

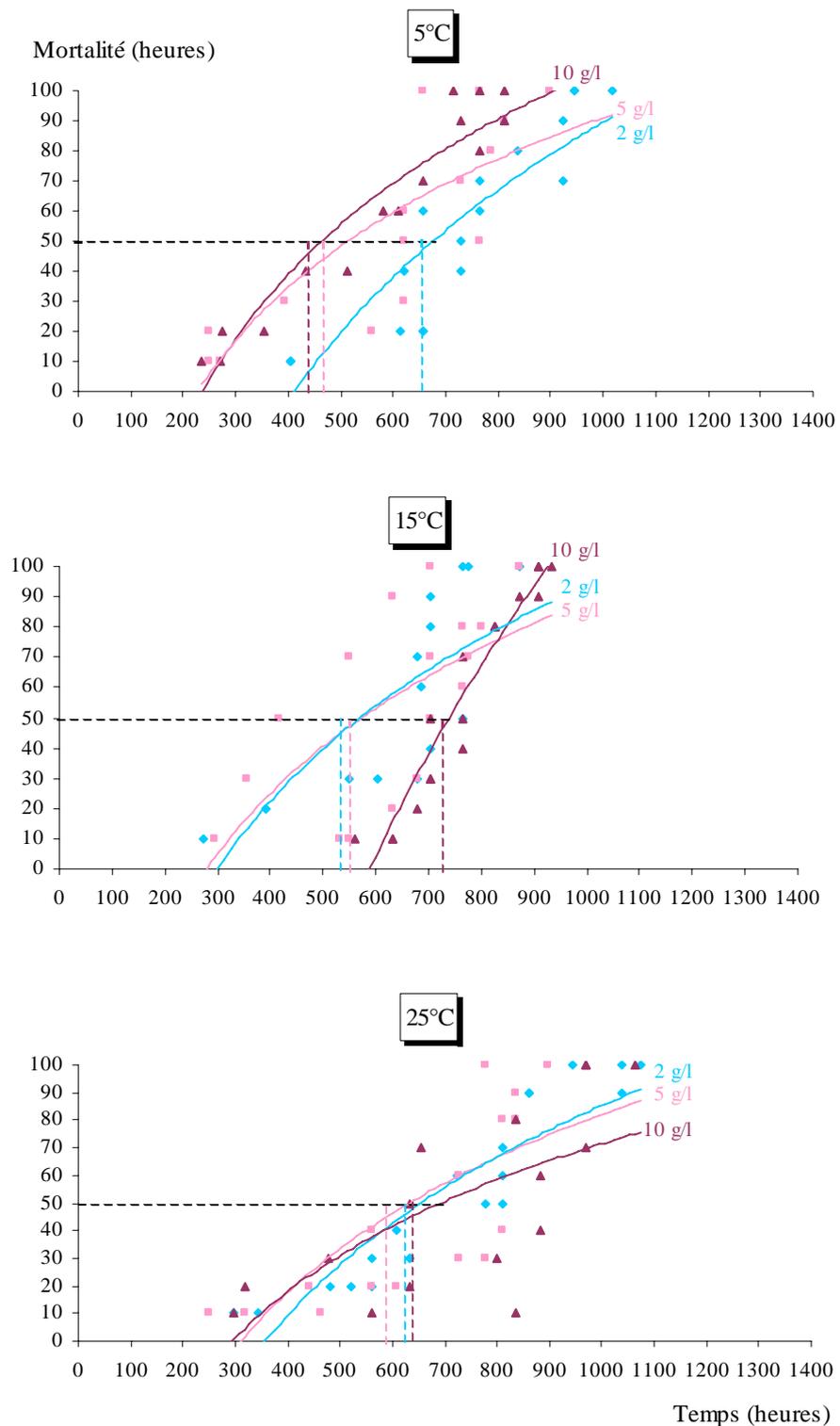


Figure 46 : Variations de la toxicité des lessivats de huit heures d'incubation des feuilles fraîches de *Platanus acerifolia* à différentes concentrations.

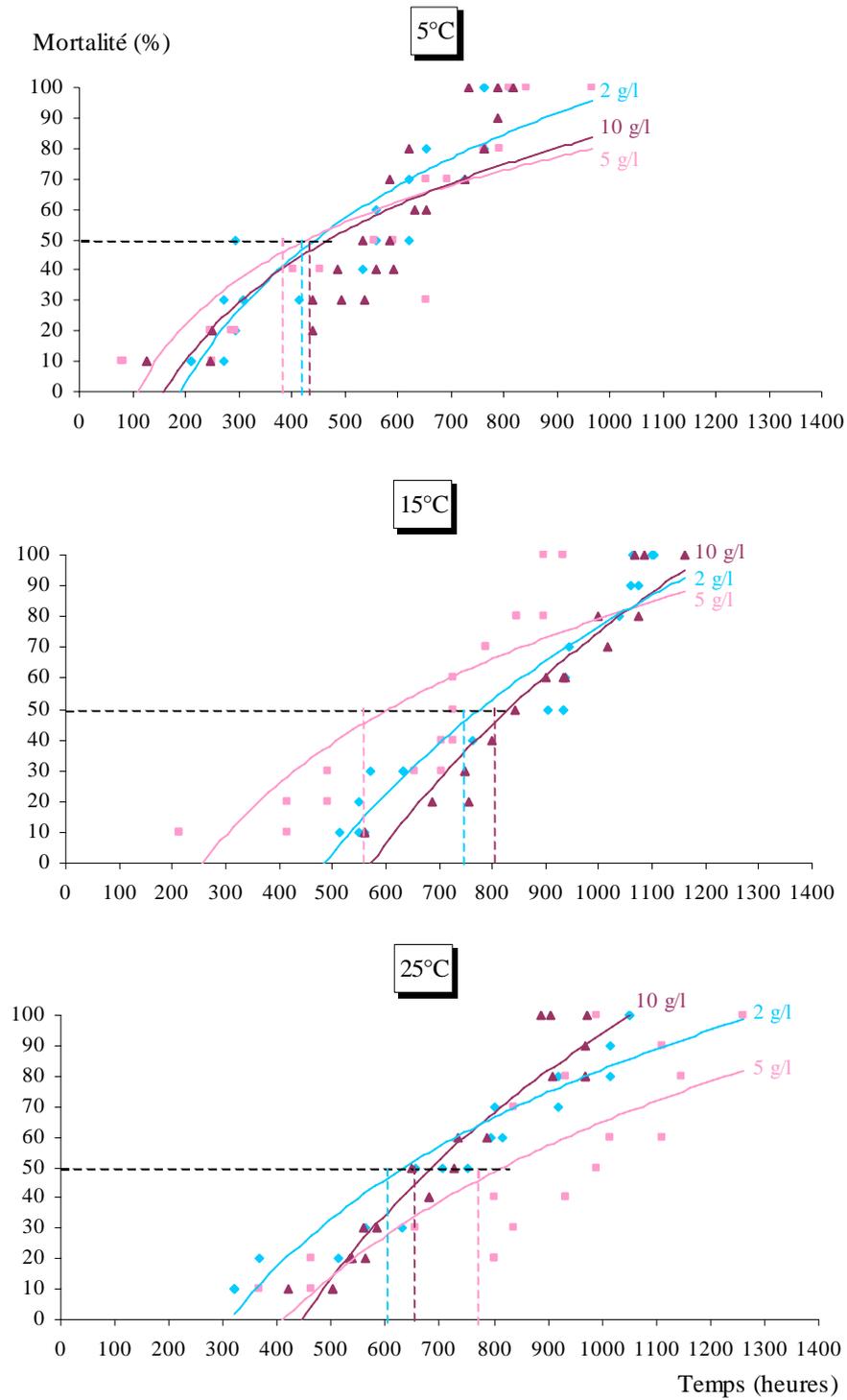


Figure 47 : Variations de la toxicité des lessivats de seize heures d'incubation des feuilles fraîches de *Platanus acerifolia* à différentes concentrations.

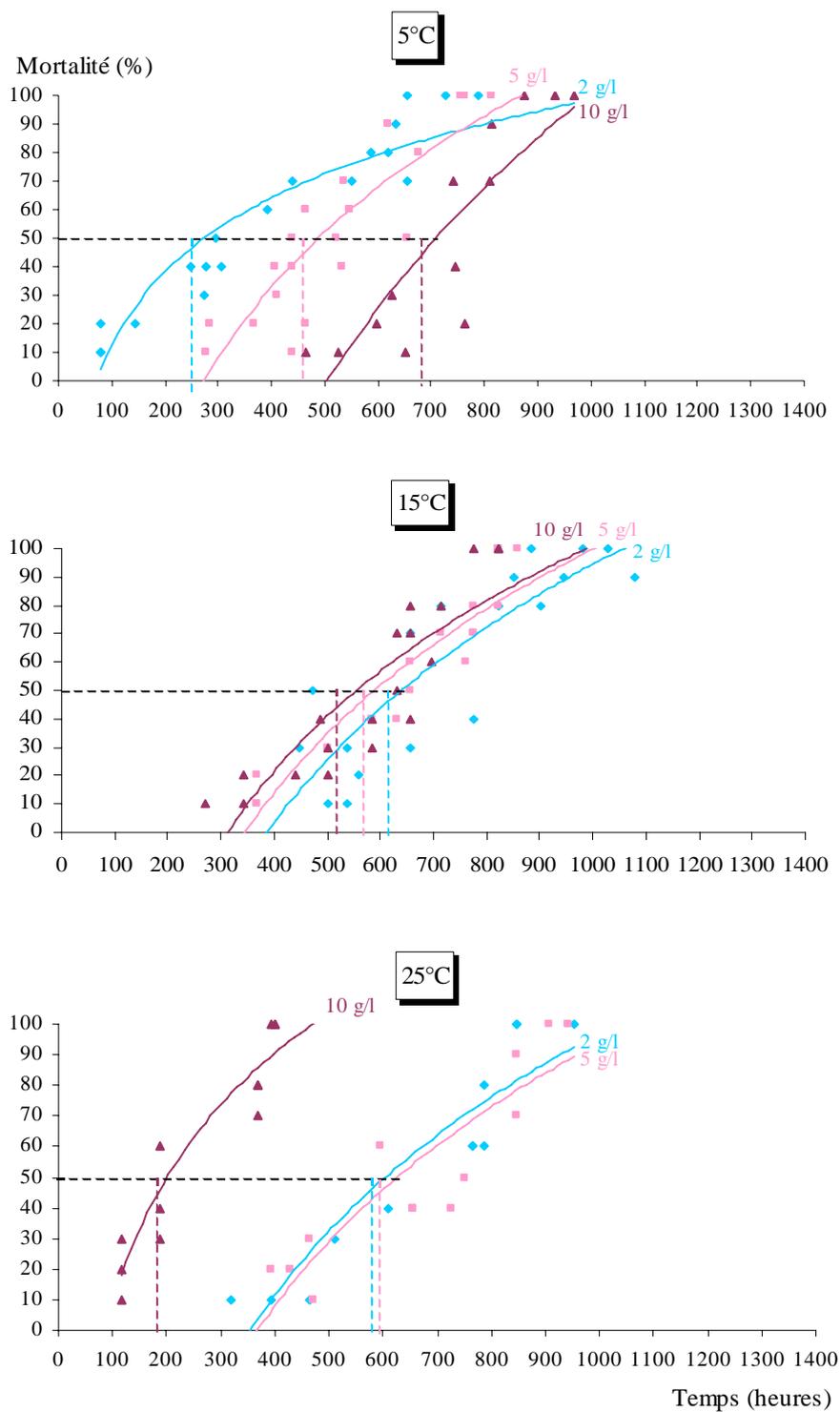


Figure 48 : Variations de la toxicité des lessivats de vingt quatre heures d'incubation des feuilles fraîches de *Platanus acerifolia* à différentes concentrations.

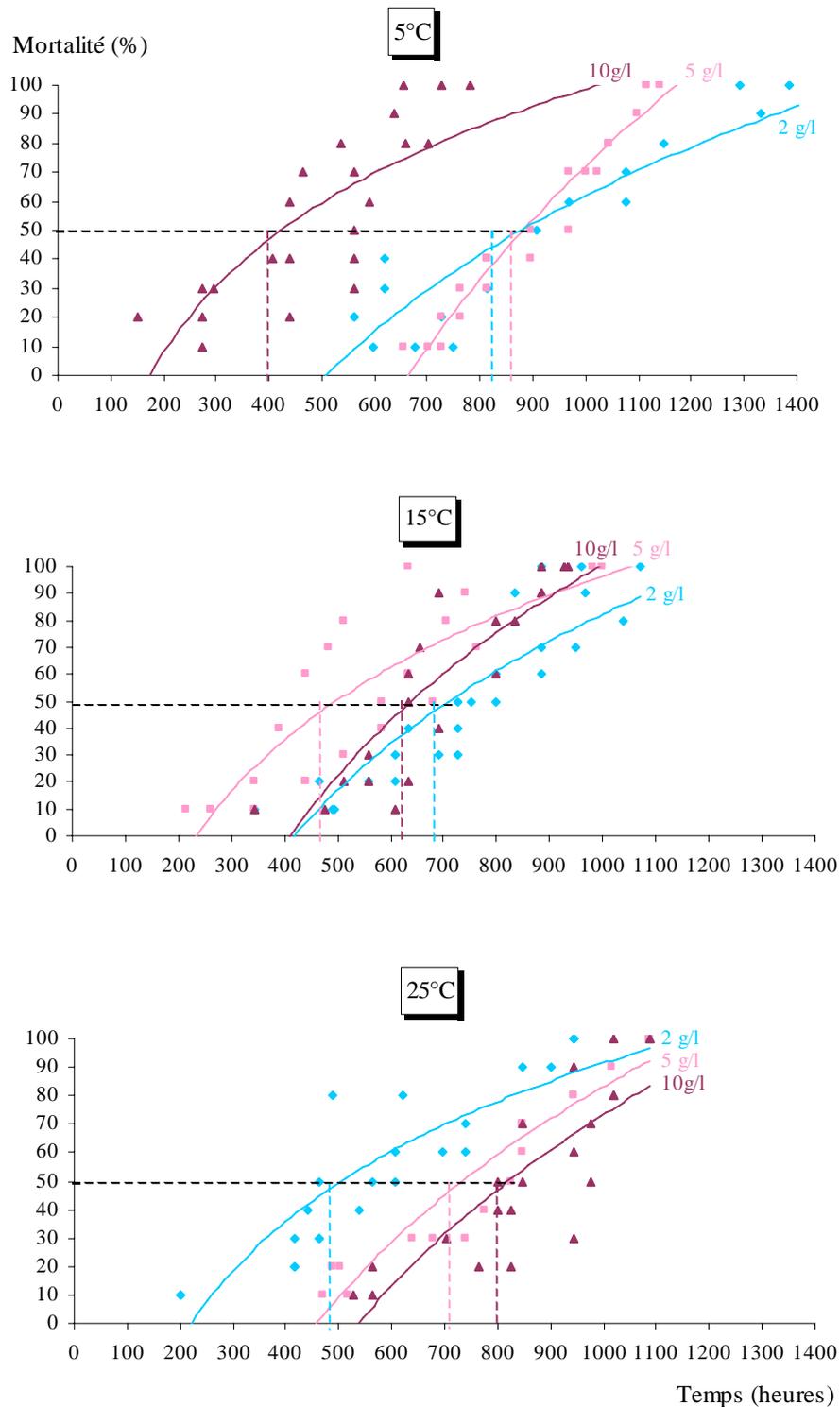


Figure 49 : Variations de la toxicité des lessivats de quarante huit heures d'incubation des feuilles fraîches de *Platanus acerifolia* à différentes concentrations.

Feuilles séchées

Au bout d'une heure d'incubation (Tableau X).

La plus forte mortalité cumulée a été obtenue à 10g/l avec une température de 25°C (fig 50).

Au bout de deux heures d'incubation (Tableau XI).

C'est à 10g/l de feuilles incubées à 25°C que nous avons obtenu la TL₅₀ la plus faible (Fig 51).

Au bout de quatre heures d'incubation(Tableau XII).

C'est la plus forte concentration (10g/l) qui a engendré la plus faible TL₅₀ (Fig 52).

Au bout de huit heures d'incubation(Tableau XIII).

A 5°C, les concentrations de 10g/l en feuilles ont donné le maximum de mortalité cumulée (Fig 53).

Au bout de seize heures d'incubation(Tableau XIV).

Les suspensions de 10g/l en feuilles incubées à 5°C ont donné le maximum de mortalité cumulée (Fig 54).

Au bout de vingt quatre heures d'incubation (Tableau XV).

C'est la plus faible concentration (2g/l) qui engendre le maximum de mortalité cumulée (Fig 55).

Au bout de quarante huit heures d'incubation (Tableau XVI).

La plus faible TL₅₀ a été obtenue avec une concentration en feuilles mortes de 5g/l (Fig 56).

Nous avons constaté que la toxicité engendrée par les suspensions en feuilles séchées varie de manière inverse par rapport aux feuilles fraîches ; plus le temps de lessivage augmente et plus la concentration qui donne la plus faible TL₅₀ diminue.

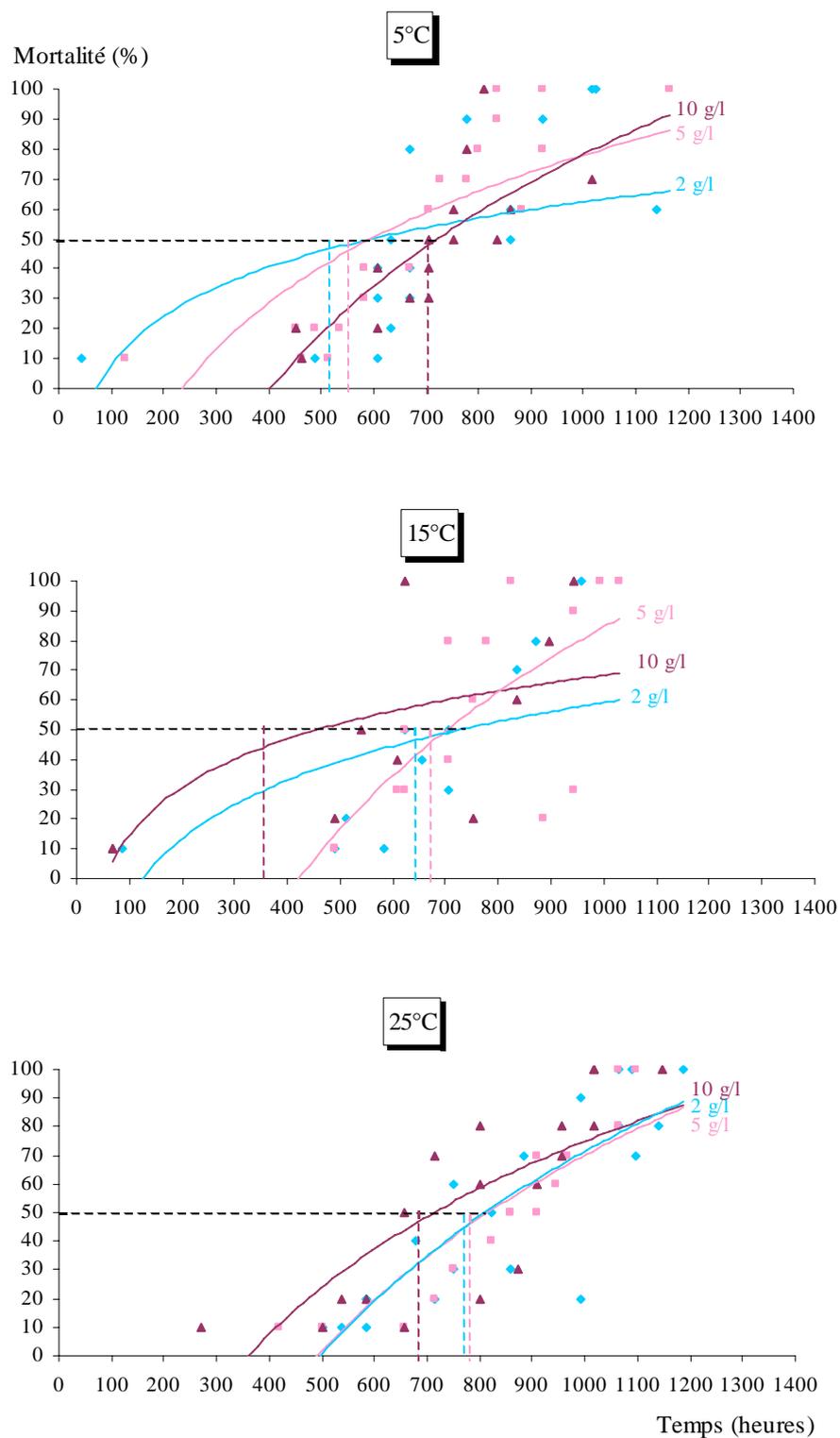


Figure 50 : Variations de la toxicité des lessivats d’une heure d’incubation des feuilles séchées de *Platanus acerifolia* à différentes concentrations.

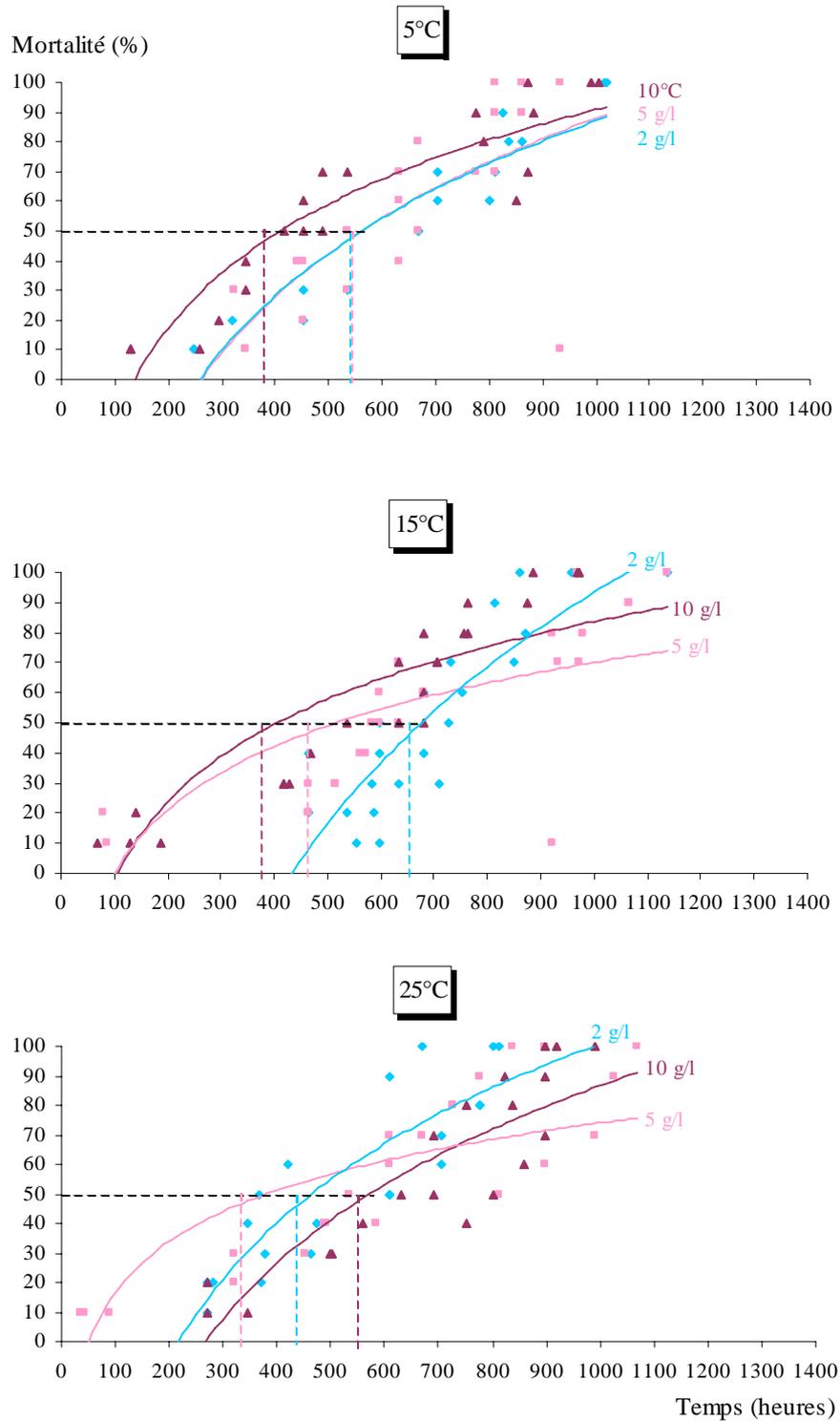


Figure 51 : Variations de la toxicité des lessivats de deux heures d'incubation des feuilles séchées de *Platanus acerifolia* à différentes concentrations.

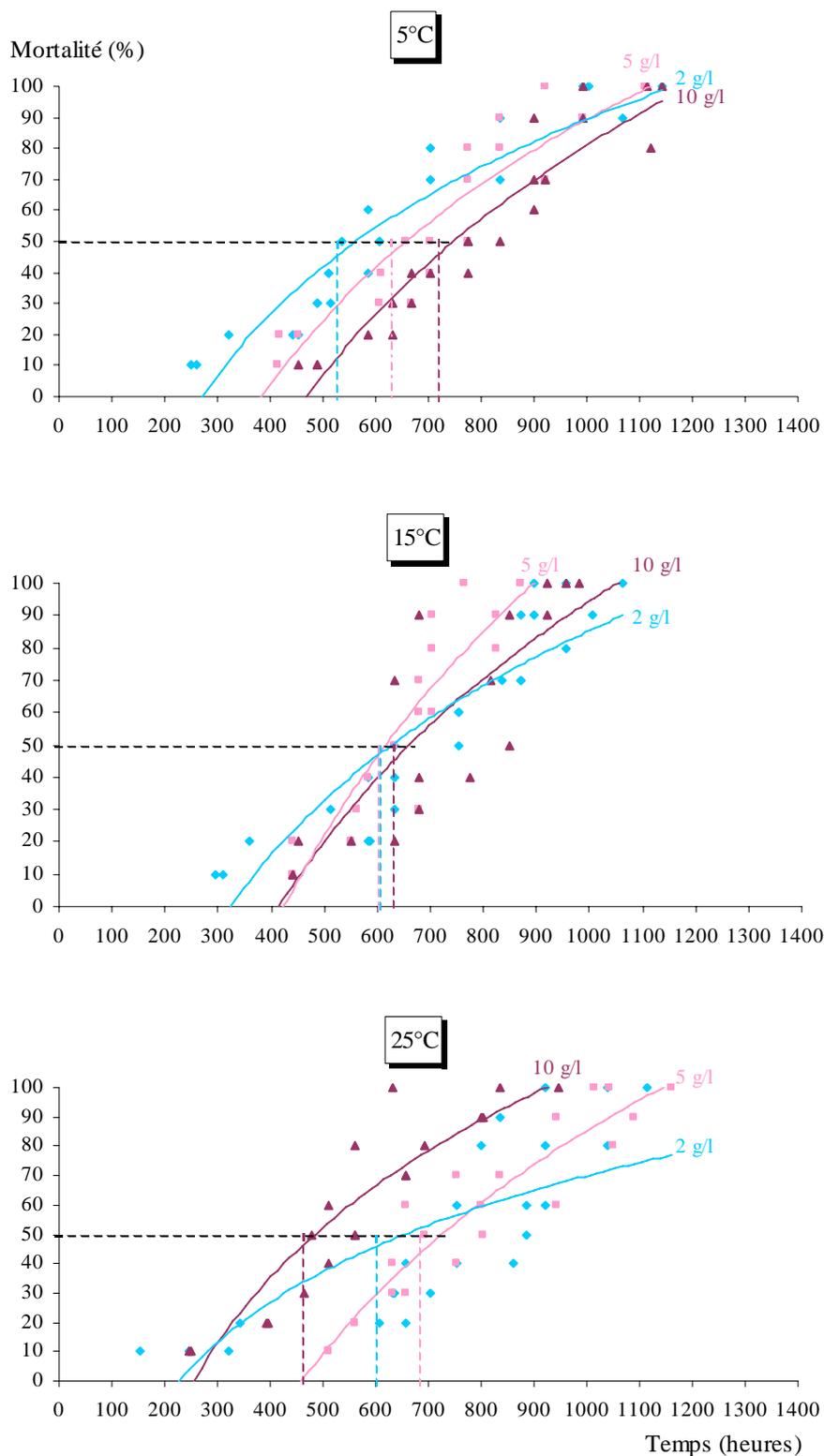


Figure 52 : Variations de la toxicité des lessivats de quatre heures d'incubation des feuilles séchées de *Platanus acerifolia* à différentes concentrations.

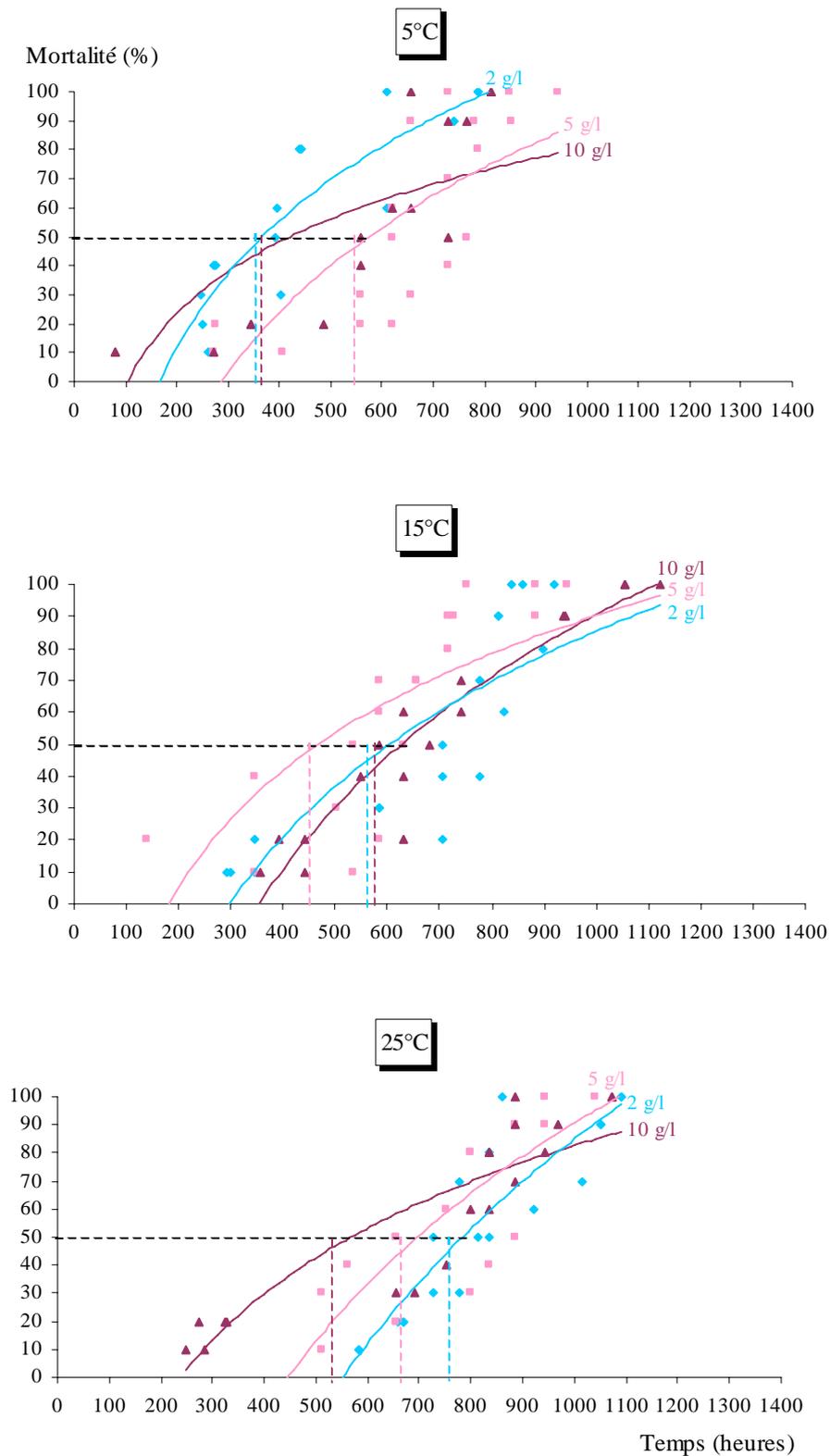


Figure 53 : Variations de la toxicité des lessivats de huit heures d'incubation des feuilles séchées de *Platanus acerifolia* à différentes concentrations.

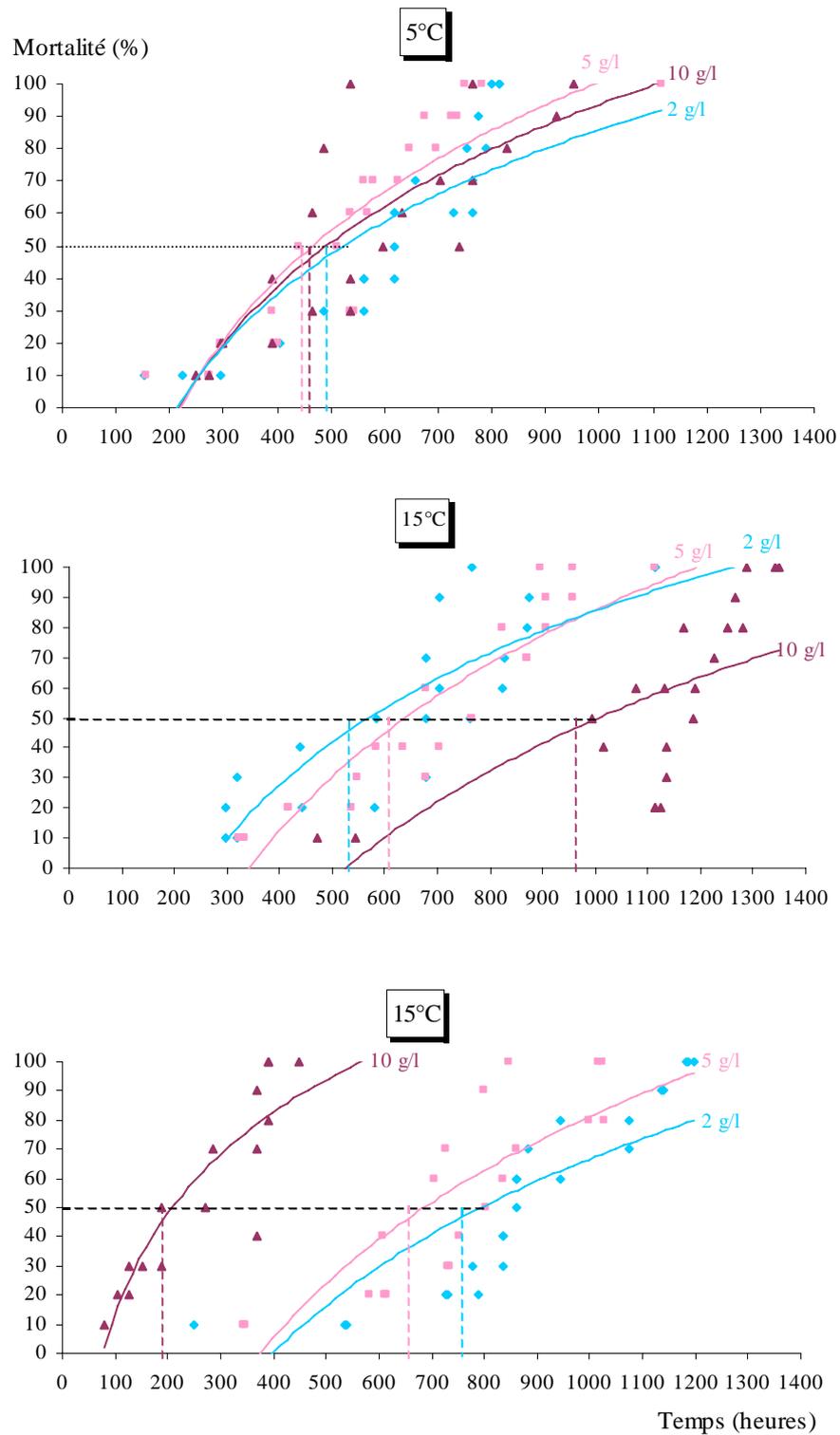


Figure 54 : Variations de la toxicité des lessivats de seize heures d’incubation des feuilles séchées de *Platanus acerifolia* à différentes concentrations.

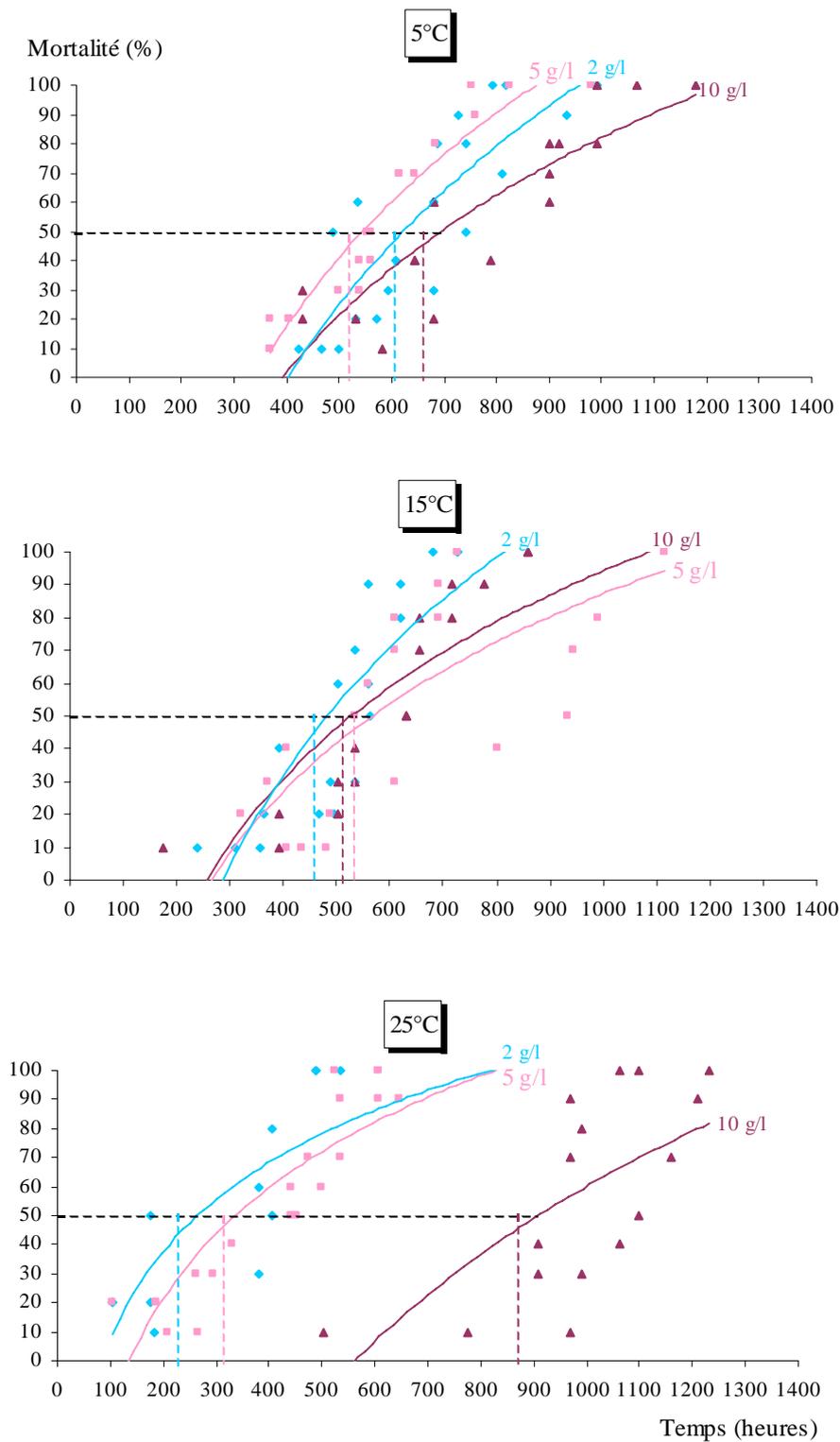


Figure 55 : Variations de la toxicité des lessivats de vingt quatre heures 'incubation des feuilles séchées de *Platanus acerifolia* à différentes concentrations.

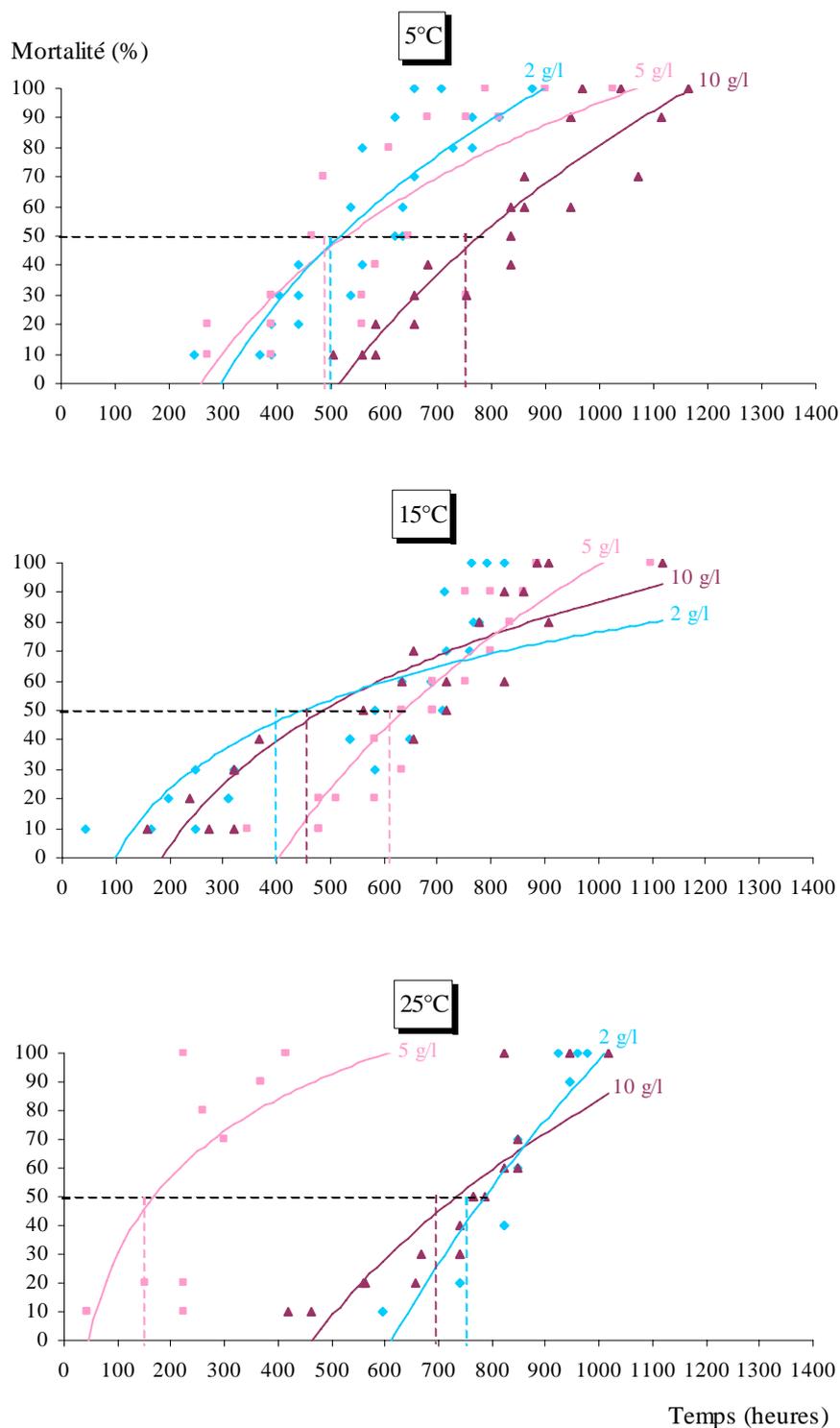


Figure 56 : Variations de la toxicité des lessivats de quarante huit heures d'incubation des feuilles séchées de *Platanus acerifolia* à différentes concentrations.

III – 3 – 3 – Effet de la toxicité des feuilles de *Platanus acerifolia* en fonction du traitement.

A la température de 5°C (Tableau XVII).

Durant les premières heures d'incubation, les suspensions de 2g/l et 5g/l en feuilles fraîches et séchées engendrent la même toxicité. Lorsque la durée d'incubation augmente les feuilles séchées deviennent plus toxiques.

A une concentration de 10g/l et durant les premiers temps d'incubation, les feuilles séchées sont plus toxiques. Lorsque le temps d'incubation augmente les feuilles fraîches deviennent plus toxiques.

A la température de 15°C (Tableau XVIII).

Pour une suspension de 5g/l et 10g/l, les feuilles séchées sont plus toxiques que les feuilles fraîches. En effet, la toxicité élevée des feuilles séchées revient essentiellement au fait qu'aux températures automnales, les feuilles séchées sont plus lessivées que les feuilles fraîches (CHERGUI & PATTEE, 1992) et par conséquent, elles libèrent plus de substances toxiques hydrosolubles. A faible concentration (2g/l) les feuilles fraîches sont plus toxiques.

A la température de 25°C (Tableau XIX).

Lorsque la concentration en feuilles est faible (2g/l), les feuilles fraîches sont plus toxiques. A 5g/l, le niveau de toxicité dépend de la durée de lessivage ; les feuilles fraîches sont plus toxiques durant les premières heures d'incubation (de 1H à 8 H), après 8 heures d'incubation (de 16 H à 48 H) ce sont les feuilles séchées qui sont plus toxiques. Donc, à moyenne concentration les feuilles fraîches libèrent les substances toxiques dès leur contact avec l'eau et ce phénomène dure 8 heures. Par contre, pour les feuilles séchées, le phénomène ne s'annonce qu'après un certain temps d'incubation dans l'eau (16 heures). Pour des concentrations élevées (10g/l), les feuilles séchées sont plus toxiques que les feuilles fraîches.

Tableau XVII : Comparaison de la toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles de *Platanus acerifolia* incubées à 5°C.

T (H)	C (g/l)	Equations de régression		Coefficient de corrélation		TL ₅₀ (heures)	
		FF	FS	FF	FS	FF	FS
1	2	$y = 7,1399 x - 14,277$	$y = 1,9865 x - 0,3889$	0,88	0,52	501,06	516,13
	5	$y = 4,1422 x - 6,8915$	$y = 4,5475 x - 7,478$	0,64	0,71	742,7	554,53
	10	$y = 2,6995 x - 2,8384$	$y = 6,3103 x - 12,956$	0,63	0,65	801,03	700,65
2	2	$y = 2,5519 x - 1,7002$	$y = 6,0316 x - 11,415$	0,61	0,88	422,25	526,62
	5	$y = 9,684 x - 22,48$	$y = 8,2237 x - 18,66$	0,91	0,92	688,13	753,44
	10	$y = 10,335 x - 24,492$	$y = 4,5446 x - 7,8457$	0,85	0,78	713,85	670,79
4	2	$y = 7,5888 x - 16,113$	$y = 7,0105 x - 14,141$	0,86	0,65	605,52	537,44
	5	$y = 4,0498 x - 6,2419$	$y = 6,1449 x - 11,894$	0,76	0,69	596,92	561,40
	10	$y = 7,4506 x - 16$	$y = 3,9702 x - 5,0244$	0,73	0,89	658,51	334,90
8	2	$y = 8,7823 x - 19,705$	$y = 6,613 x - 13,334$	0,84	0,82	650,20	592,13
	5	$y = 5,1542 x - 8,7821$	$y = 9,2861 x - 20,776$	0,73	0,92	472,01	596,71
	10	$y = 6,2537 x - 11,519$	$y = 5,9255 x - 10,108$	0,87	0,76	438,00	354,53
16	2	$y = 5,0138 x - 8,1357$	$y = 4,5 x - 7,1085$	0,83	0,77	416,78	490,66
	5	$y = 3,043 x - 2,8741$	$y = 5,5978 x - 9,8448$	0,77	0,87	386,91	448,64
	10	$y = 3,7813 x - 4,9909$	$y = 4,9878 x - 8,2898$	0,75	0,76	438,72	461,81
24	2	$y = 3,1641 x - 2,5739$	$y = 10,163 x - 23,268$	0,86	0,83	247,57	604,59
	5	$y = 7,8338 x - 15,911$	$y = 9,6459 x - 21,27$	0,85	0,94	467,01	528,98
	10	$y = 13,647 x - 33,672$	$y = 7,6603 x - 16,637$	0,86	0,83	681,92	667,67
48	2	$y = 7,7972 x - 17,789$	$y = 7,3505 x - 14,835$	0,89	0,82	836,98	499,41
	5	$y = 14,824 x - 38,528$	$y = 6,2274 x - 11,742$	0,92	0,77	863,61	488,02
	10	$y = 4,6978 x - 7,216$	$y = 10,176 x - 24,277$	0,74	0,87	398,44	753,47

Tableau XVIII : Comparaison de la toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles de *Platanus acerifolia* incubées à 15°C.

T (H)	C (g/l)	Equations de régression		Coefficient de corrélation		TL ₅₀ (heures)	
		FF	FS	FF	FS	FF	FS
1	2	Y = 8,3912 x -18,459	Y = 2,329 x -1,5403	0,84	0,57	624,6934	642,98
	5	Y = 9,3026 x -21,543	Y = 9,1179 x -20,774	0,76	0,73	713,85	671,03
	10	Y = 5,4852 x -10,439	Y = 2,0002 x -0,1047	0,65	0,60	652,62	356,52
2	2	Y = 2,5602 x -1,5161	Y = 9,9546 x -23,025	0,62	0,84	350,87	653,55
	5	Y = 11,215 x -27,629	Y = 2,4612 x -1,576	0,95	0,64	811,72	469,75
	10	Y = 11,915 x -29,661	Y = 3,0313 x -2,8085	0,91	0,80	811,00	376,66
4	2	Y = 7,7016 x -16,783	Y = 6,1527 x -12,089	0,84	0,82	673,55	601,31
	5	Y = 9,0727 x -20,441	Y = 11,467 x -26,859	0,85	0,87	636,98	600,23
	10	Y = 12,359 x -30,49	Y = 9,5154 x -21,673	0,78	0,83	744,03	635,53
8	2	Y = 6,8019 x -13,556	Y = 5,8304 x -11,065	0,71	0,75	534,63	569,35
	5	Y = 6,0468 x -11,568	Y = 4,5363 x -7,0486	0,61	0,70	549,49	452,94
	10	Y = 19,15 x -49,812	Y = 7,6478 x -16,174	0,93	0,90	728,19	587,00
16	2	Y = 8,9014 x -20,579	Y = 5,346 x -9,602	0,86	0,80	747,46	538,75
	5	Y = 4,8489 x -8,3457	Y = 6,6197 x -13,444	0,75	0,84	565,34	611,26
	10	Y = 11,648 x -28,852	Y = 6,5384 x -14,525	0,88	0,64	805,84	968,73
24	2	Y = 8,503 x -18,746	Y = 8,4926 x -17,634	0,83	0,83	620,38	462,53
	5	Y = 7,8227 x -16,549	Y = 5,4888 x -9,9952	0,82	0,67	568,42	539,46
	10	Y = 7,5495 x -15,556	Y = 5,9986 x -11,256	0,82	0,81	528,23	512,82
48	2	Y = 7,6922 x -16,801	Y = 2,6692 x -1,945	0,81	0,69	682,60	399,85
	5	Y = 5,8372 x -10,616	Y = 9,6305 x -21,82	0,81	0,89	473,42	609,39
	10	Y = 9,6915 x -22,074	Y = 4,2803 x -6,3956	0,84	0,83	621,70	459,55

Tableau XIX : Comparaison de la toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles de *Platanus acerifolia* incubées à 25°C.

T (H)	C (g/l)	Equations de régression		Coefficient de corrélation		TL ₅₀ (heures)	
		FF	FS	FF	FS	FF	FS
1	2	Y = 6,9366 x -13,728	Y = 8,626 x -19,936	0,91	0,80	501,05	777,66
	5	Y = 5,4132 x -9,8875	Y = 8,2521 x -18,902	0,76	0,81	562,62	787,90
	10	Y = 10,215 x -23,437	Y = 6,3721 x -13,052	0,94	0,73	607,92	680,73
2	2	Y = 5,0343 x -8,4251	Y = 5,5424 x -9,6443	0,80	0,79	464,22	438,76
	5	Y = 4,3644 x -6,1031	Y = 2,0172 x -0,1085	0,75	0,71	349,95	340,77
	10	Y = 8,6966 x -19,476	Y = 5,4395 x -9,8893	0,86	0,79	652,27	546,07
4	2	Y = 2,3541 x -0,6203	Y = 3,9113 x -5,8734	0,75	0,70	244,03	602,55
	5	Y = 6,6429 x -13,606	Y = 10,473 x -24,719	0,82	0,82	632,24	688,14
	10	Y = 6,9363 x -13,793	Y = 6,6165 x -12,665	0,89	0,86	512,11	467,56
8	2	Y = 7,0768 x -14,768	Y = 12,105 x -29,888	0,86	0,85	621,37	762,28
	5	Y = 6,9366 x -13,728	Y = 10,083 x -23,538	0,71	0,81	586,11	676,56
	10	Y = 5,2133 x -9,6165	Y = 4,684 x -7,766	0,64	0,81	636,34	531,43
16	2	Y = 5,8832 x -11,366	Y = 6,1329 x -12,671	0,87	0,76	605,08	760,93
	5	Y = 6,1902 x -12,873	Y = 6,9522 x -14,581	0,74	0,76	771,44	655,41
	10	Y = 9,4931 x -21,771	Y = 4,3023 x -4,8035	0,87	0,82	660,76	189,96
24	2	Y = 8,3513 x -18,027	Y = 4,0115 x -4,4873	0,85	0,74	571,86	231,75
	5	Y = 8,4905 x -18,544	Y = 4,4671 x -6,1361	0,84	0,79	592,90	311,11
	10	Y = 5,2072 x -6,8087	Y = 9,0485 x -21,624	0,87	0,62	185,25	875,72
48	2	Y = 5,2435 x -9,0659	Y = 17,492 x -45,473	0,85	0,87	481,43	767,21
	5	Y = 9,1919 x -21,193	Y = 3,3284 x -2,1927	0,90	0,71	707,25	144,87
	10	Y = 10,025 x -24,08	Y = 9,6075 x -22,314	0,78	0,78	795,69	696,60

III – 4 – Effet toxique des feuilles de *Populus nigra*.

III – 4 – 1 – Effet de la toxicité des feuilles de *Populus nigra* en fonction de la température.

Feuilles fraîches :

Au bout d'une heure d'incubation (Tableau XX)

La plus forte mortalité cumulée est obtenue à 5°C pour toutes les concentrations à savoir 2g/l, 5g/l et 10g/l (Fig 57)

Au bout de deux heures d'incubation (Tableau XXI)

Quelque soit la concentration, c'est à 25°C que la TL₅₀ est la plus faible (Fig 58).

Au bout de quatre heures d'incubation(Tableau XXII)

La température ayant la toxicité la plus élevée est 5°C à 10g/l (Fig 59).

Au bout de huit heures d'incubation(Tableau XXIII)

La température ayant la toxicité la plus élevée est 25°C (Fig 60).

Au bout de seize heures d'incubation(Tableau XXIV)

Toutes les concentrations présentent une toxicité élevée à 25°C (Fig 61).

Au bout de vingt quatre heures d'incubation(Tableau XXV)

25°C est la température qui donne la TL₅₀ la plus basse (Fig 62).

Au bout de quarante huit heures d'incubation(Tableau XXVI)

La faible TL₅₀ a été obtenue à 25°C pour des concentrations de 5 et 10g/l, à 5°C pour 2g/l (Fig 63).

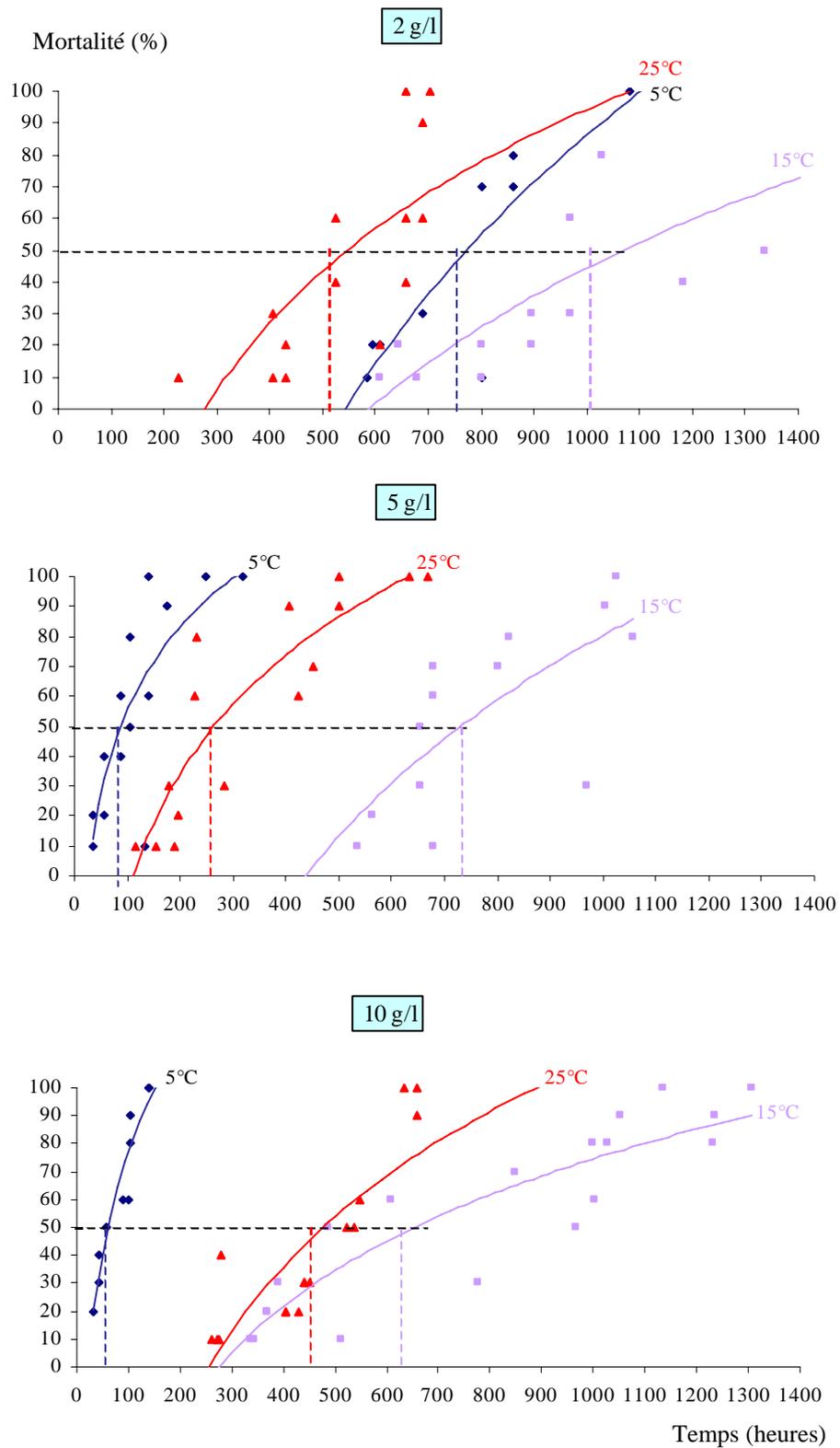


Figure 57 : Variations de la toxicité des lessivats d'une heure d'incubation des feuilles fraîches de *Populus nigra* à différentes températures.

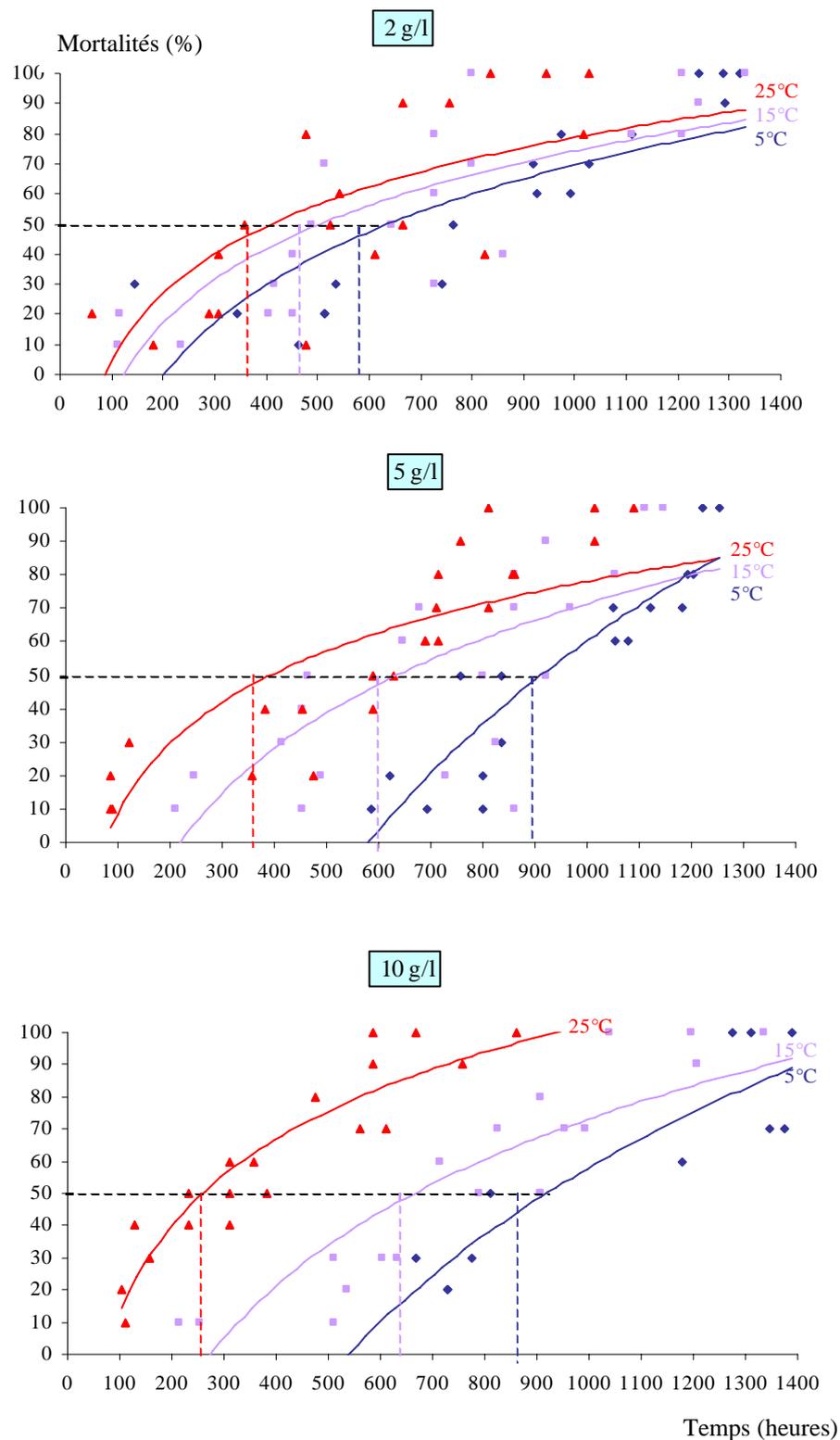


Figure 58 : Variations de la toxicité des lessivats de deux heures d'incubation des feuilles fraîches de *Populus nigra* à différentes températures.

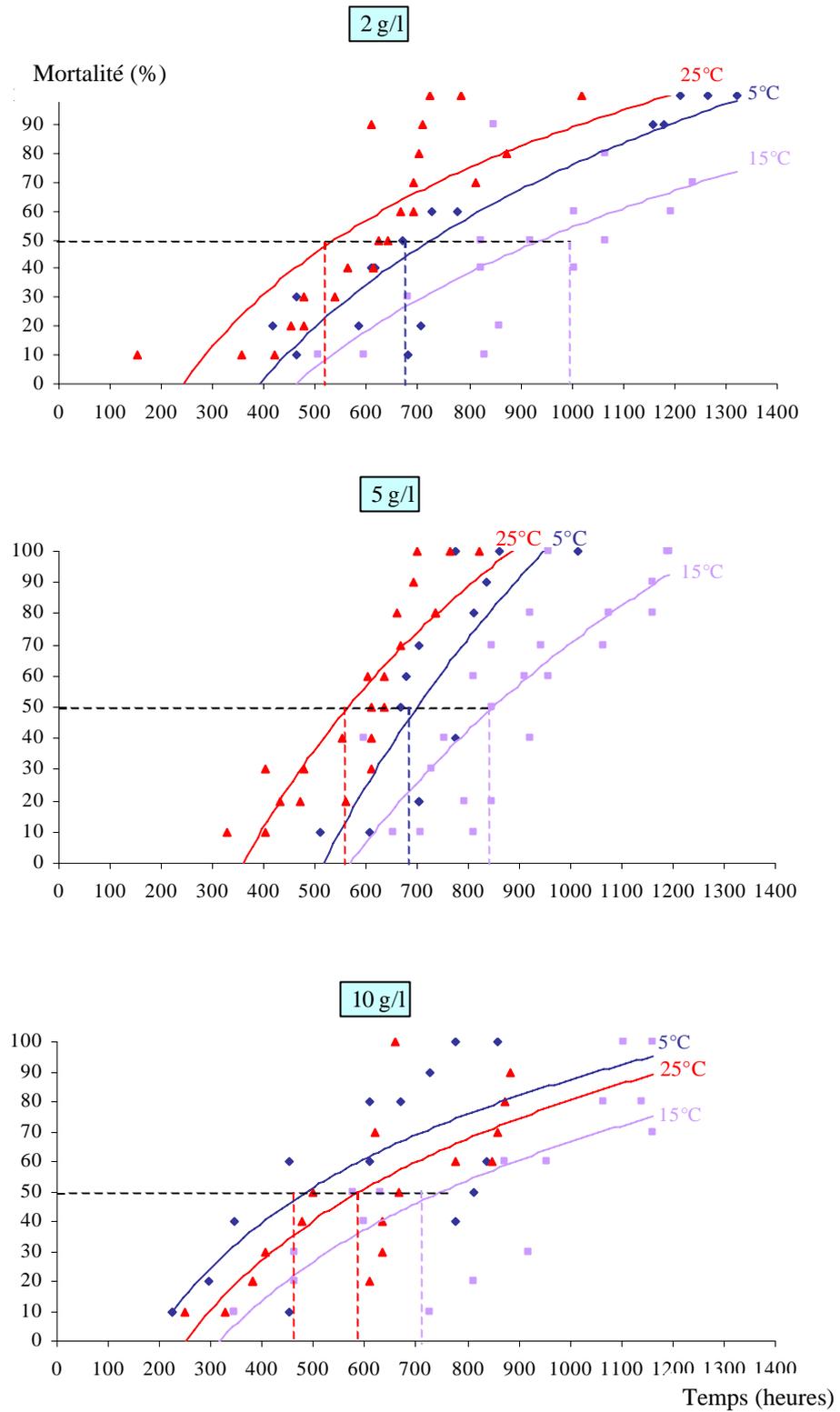


Figure 59 : Variations de la toxicité des lessivats de quatre heures d'incubation des feuilles fraîches de *Populus nigra* à différentes températures.

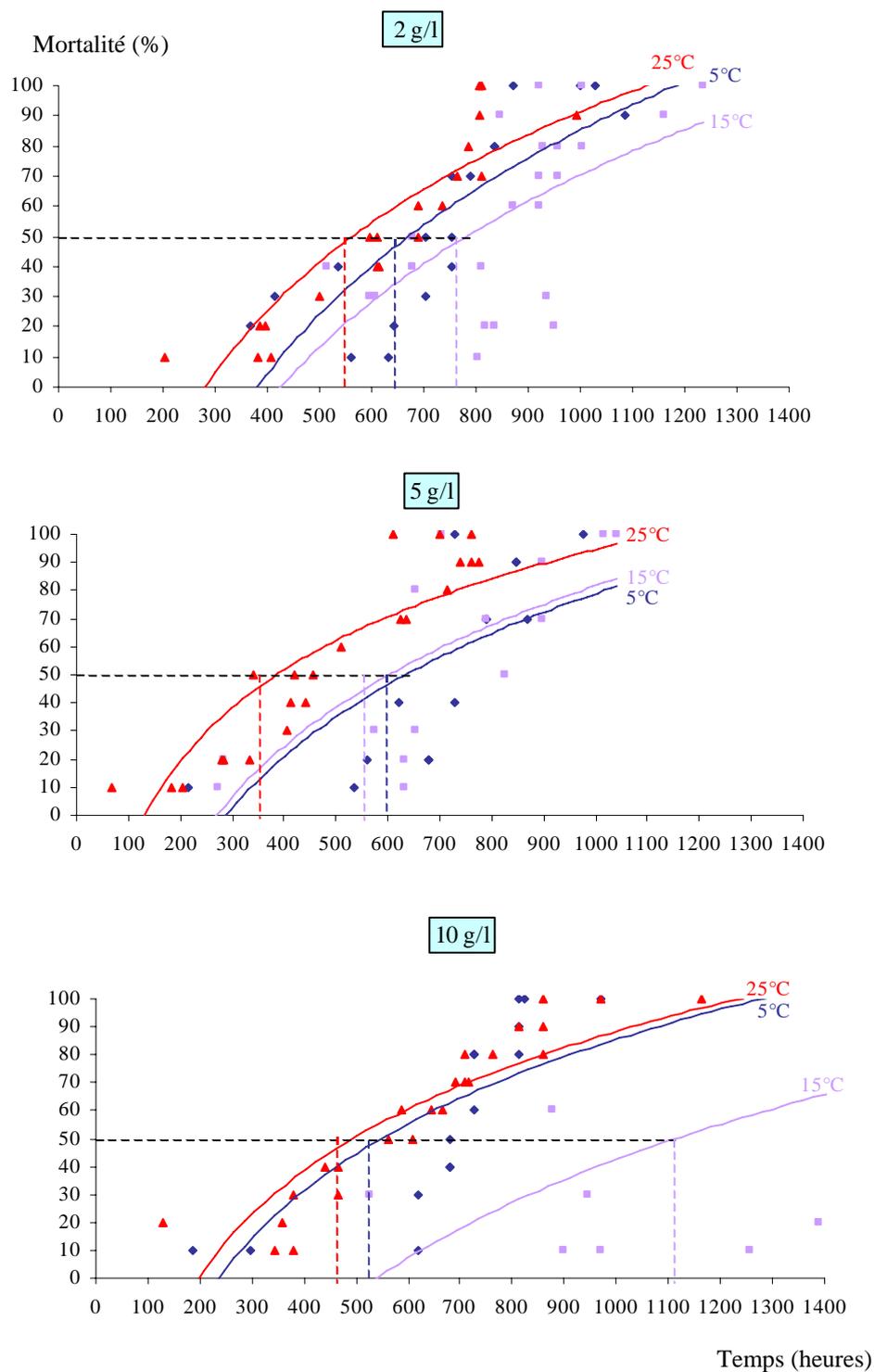


Figure 60 : Variations de la toxicité des lessivats de huit heures d’incubation des feuilles fraîches de *Populus nigra* à différentes températures.

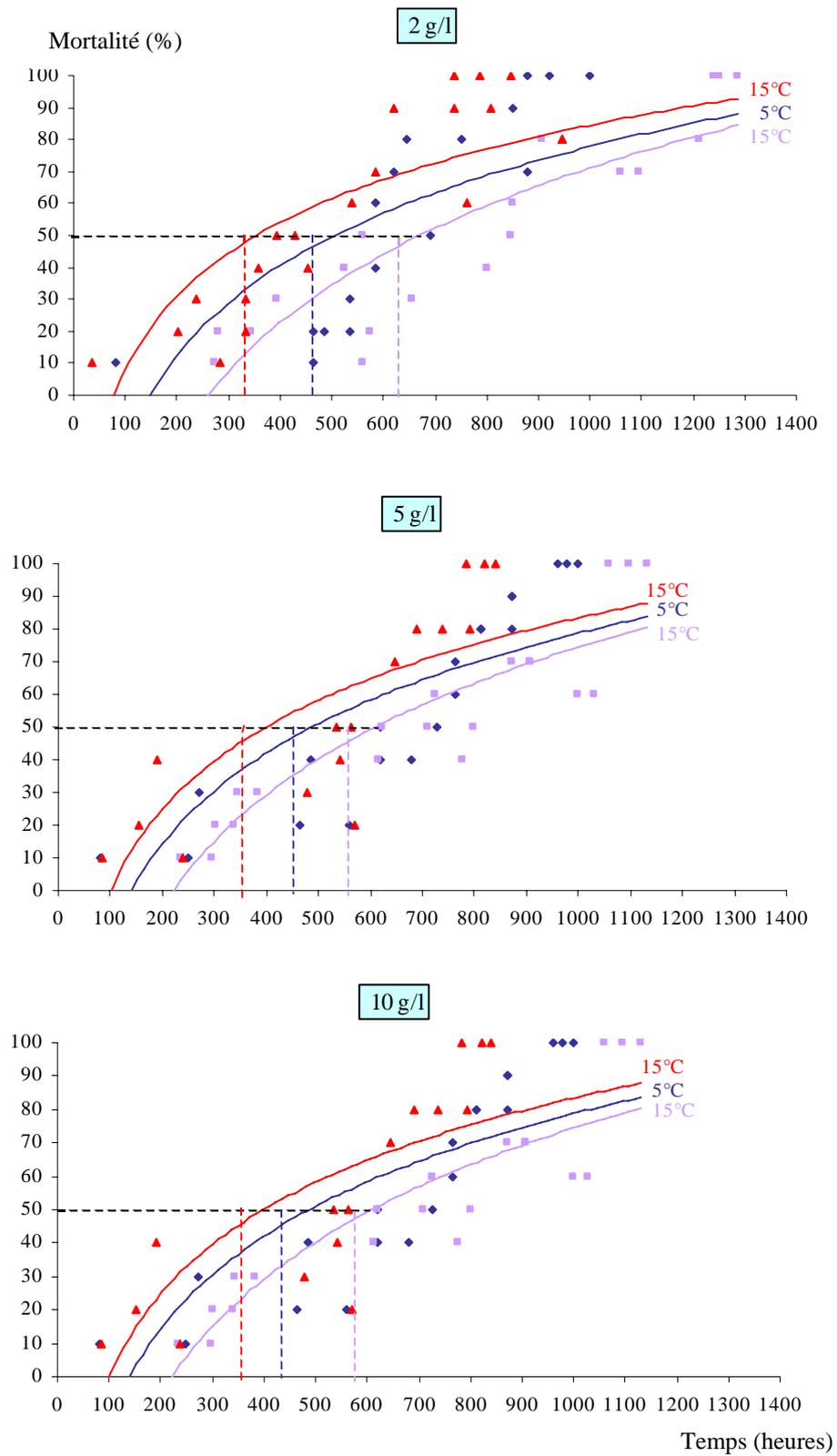


Figure 61 : Variations de la toxicité des lessivats de seize heures d'incubation des feuilles fraîches de *Populus nigra* à différentes températures.

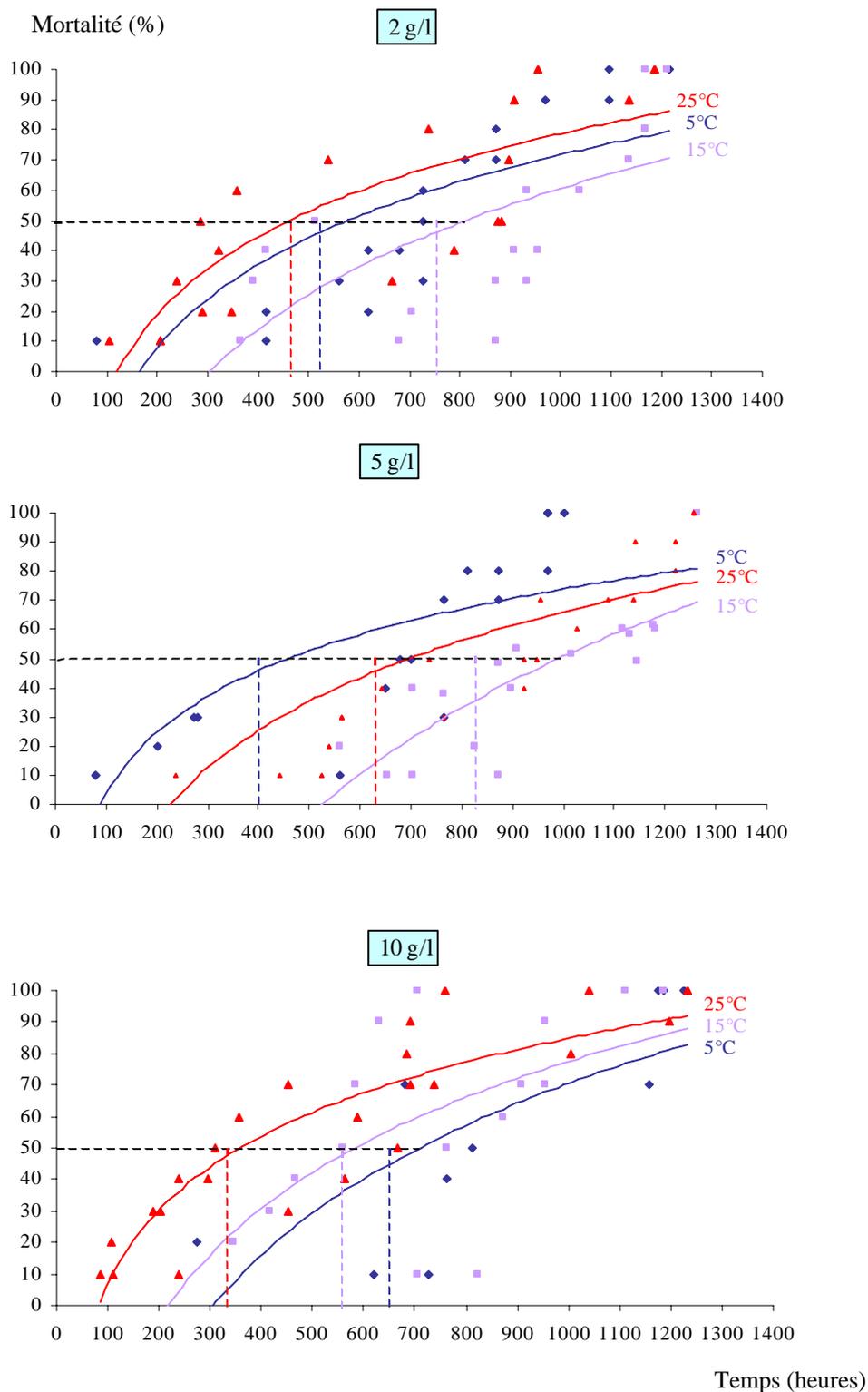


Figure 62 : Variations de la toxicité des lessivats de vingt quatre heures d'incubation des feuilles fraîches de *Populus nigra* à différentes températures.

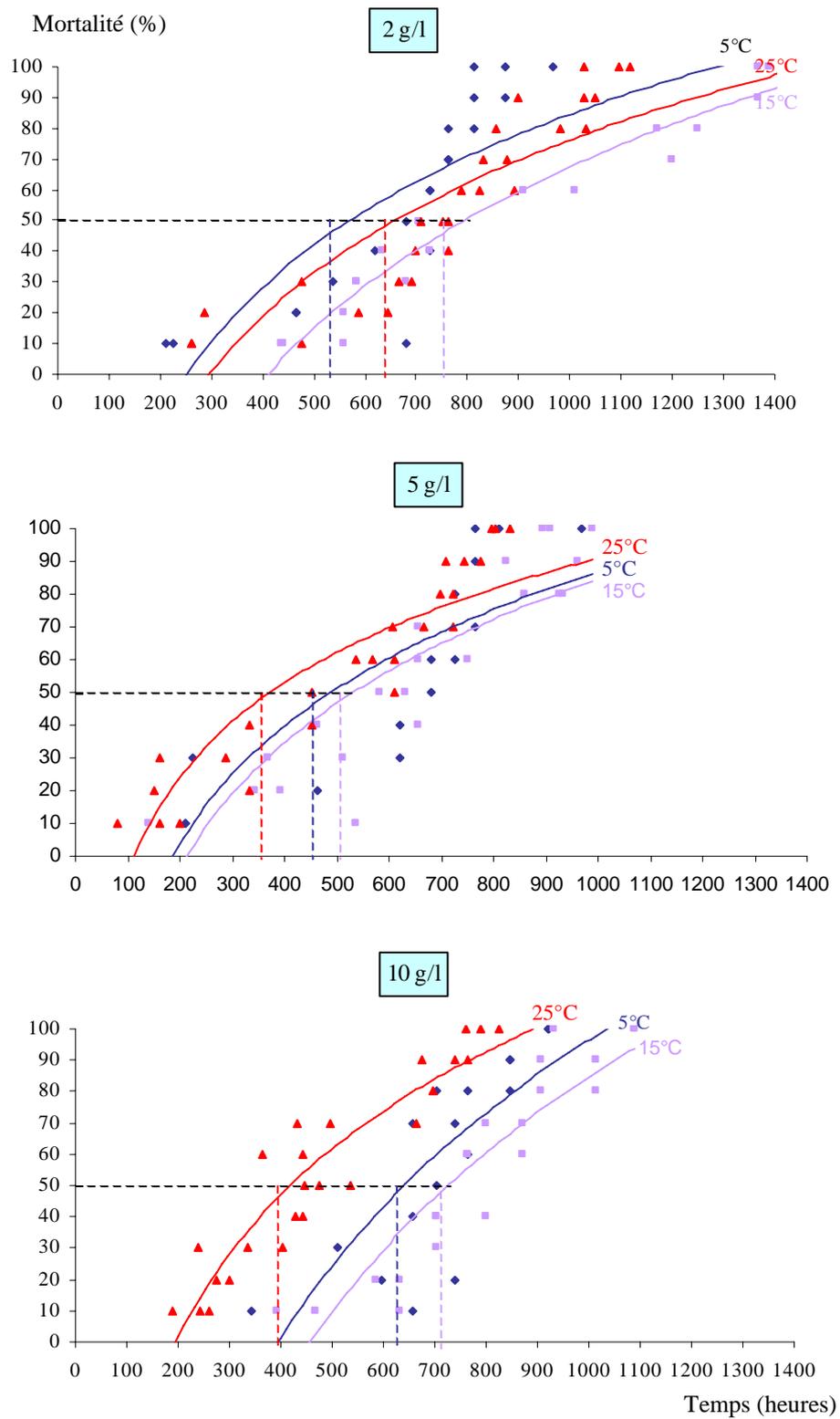


Figure 63 : Variations de la toxicité des lessivats de quarante huit heures d'incubation des feuilles fraîches de *Populus nigra* à différentes températures.

Tableau XX : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles fraîches de *Populus nigra* lessivées pendant 1 heure

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 12,075 x - 29,744$	0,86	753,96
	15°C	$y = 7,2661 x - 16,821$	0,79	1007,21
	25°C	$y = 6,2143 x - 11,842$	0,66	513,1
5g/l	5°C	$y = 3,776 x - 2,1642$	0,79	78,94
	15°C	$y = 7,8704 x - 17,54$	0,69	730,96
	25°C	$y = 5,3278 x - 7,7902$	0,89	251,56
10g/l	5°C	$y = 4,9474 x - 3.7225$	0,90	57,94
	15°C	$y = 4,6002 x - 7,8664$	0,84	626,50
	25°C	$y = 7,0181 x - 13,581$	0,79	444,20

Tableau XXI : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles fraîches de *Populus nigra* lessivées pendant 2 heures

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 3,6156 x - 4,9965$	0,73	581,86
	15°C	$y = 2,9333 x - 2,803$	0,74	457,23
	25°C	$y = 2,7685 x - 2,092$	0,66	364,48
5g/l	5°C	$y = 9,0356 x - 21,676$	0,83	896,02
	15°C	$y = 4,0306 x - 6,178$	0,68	593,31
	25°C	$y = 2,4008 x - 1,1354$	0,74	359,38
10g/l	5°C	$y = 8,296 x - 19,353$	0,79	862
	15°C	$y = 4,7579 x - 8,3119$	0,82	627,84
	25°C	$y = 3,3399 x - 2,964$	0,84	242,38

Tableau XXII : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles fraîches de *Populus nigra* lessivées pendant 4 heure

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 7,3741 x - 15,903$	0,90	683,36
	15°C	$y = 4,9561 x - 9,8534$	0,80	993,1
	25°C	$y = 5,2315 x - 9,1735$	0,73	511,98
5g/l	5°C	$y = 15,617 x - 39,271$	0,80	683,58
	15°C	$y = 11,041 x - 27,291$	0,76	840,7
	25°C	$y = 10,443 x - 23,667$	0,85	556,02
10g/l	5°C	$y = 4,3521 x - 6,597$	0,72	462,05
	15°C	$y = 4,7374 x - 8,4973$	0,73	706,47
	25°C	$y = 4,1541 x - 6,4494$	0,69	570,38

Tableau XXIII : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles fraîches de *Populus nigra* lessivées pendant 8 heures

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 7,5802 x - 16,282$	0,75	642,06
	15°C	$y = 7,0549 x - 15,31$	0,57	756,57
	25°C	$y = 5,7031 x - 10,607$	0,75	545,23
5g/l	5°C	$y = 5,1324 x - 9,241$	0,63	595,28
	15°C	$y = 5,3915 x - 9,7984$	0,68	555,6
	25°C	$y = 3,7943 x - 4,6846$	0,79	356,78
10g/l	5°C	$y = 5,1051 x - 8,8462$	0,70	515,5
	15°C	$y = 6,0817 x - 13,387$	0,62	1055,19
	25°C	$y = 4,4997 x - 7,0448$	0,81	475,11

Tableau XXIV : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles fraîches de *Populus nigra* lessivées pendant 16 heures

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 3,5325 x - 4,4086$	0,67	460,72
	15°C	$y = 4,5069 x - 7,5831$	0,81	619,38
	25°C	$y = 2,68 x - 1,7102$	0,72	319,01
5g/l	5°C	$y = 3,3293 x - 3,8335$	0,73	450,04
	15°C	$y = 4,1609 x - 6,4471$	0,79	563,78
	25°C	$y = 3,1062 x - 2,9185$	0,71	354,2
10g/l	5°C	$y = 5,4474 x - 9,2869$	0,80	419,46
	15°C	$y = 8,6132 x - 18,858$	0,91	588,75
	25°C	$y = 4,7427 x - 7,0872$	0,79	353,66

Tableau XXV : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles fraîches de *Populus nigra* lessivées pendant 24 heures

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 3,4301 x - 4,3337$	0,72	526,15
	15°C	$y = 3,0173 x - 2,9734$	0,61	746,21
	25°C	$y = 3,0173 x - 2,9734$	0,77	481,65
5g/l	5°C	$y = 2,5287 x - 1,5801$	0,70	400,09
	15°C	$y = 9,6037 x - 23,008$	0,75	824,85
	25°C	$y = 3,2722 x - 4,1671$	0,53	633,15
10g/l	5°C	$y = 5,6556 x - 10,896$	0,71	646,64
	15°C	$y = 4,6167 x - 7,6656$	0,55	553,9
	25°C	$y = 2,7971 x - 2,0433$	0,82	329,66

Tableau XXVI : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles fraîches de *Populus nigra* lessivées pendant 48 heures

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 5,0712 x - 8,8574$	0,72	540,21
	15°C	$y = 6,4833 x - 13,654$	0,91	753,76
	25°C	$y = 5,0365 x - 9,0994$	0,80	630,15
5g/l	5°C	$y = 4,4174 x - 6,7171$	0,74	449,24
	15°C	$y = 4,4535 x - 7,0252$	0,77	501,38
	25°C	$y = 3,3004 x - 3,3962$	0,81	349,94
10g/l	5°C	$y = 9,2045 x - 20,752$	0,77	627,71
	15°C	$y = 9,1578 x - 21,094$	0,86	706,92
	25°C	$y = 5,4442 x - 9,1268$	0,86	393,40

Feuilles séchées

Au bout d'une heure d'incubation (Tableau XXVII)

Toutes ces concentrations présentent une forte mortalité à 25°C (Fig 64).

Au bout de deux heures d'incubation (Tableau XXVIII)

Ces feuilles deviennent plus toxiques à haute température même si la concentration est faible (2g/l et 5g/l), A une concentration plus élevée, il suffit d'une température moyenne pour avoir la plus faible TL₅₀ (Fig 65).

Au bout de quatre heures d'incubation(Tableau XXIX)

La TL₅₀ la plus basse est celle obtenue à 5°C avec 10g/l (Fig 66).

Au bout de huit heures d'incubation(Tableau XXX)

Aucun changement n'a été observé par rapport à 4 heures d'incubation (Fig 67).

Au bout de seize heures d'incubation(Tableau XXXI)

Aucun changement n'a été observé par rapport aux feuilles fraîches (Fig 68).

Au bout de vingt quatre heures d'incubation(Tableau XXXII)

Ces feuilles sont plus toxiques à 5°C quand la concentration ne dépasse pas 5g/l. A 10g/l, la toxicité est importante à 25°C (Fig 69).

Au bout de quarante huit heures d'incubation(Tableau XXXIII)

Ces feuilles sont plus toxiques à 15°C quand la concentration est de 2g/l. A 10g/l et 5g/l la toxicité est importante à 25°C (Fig 70).

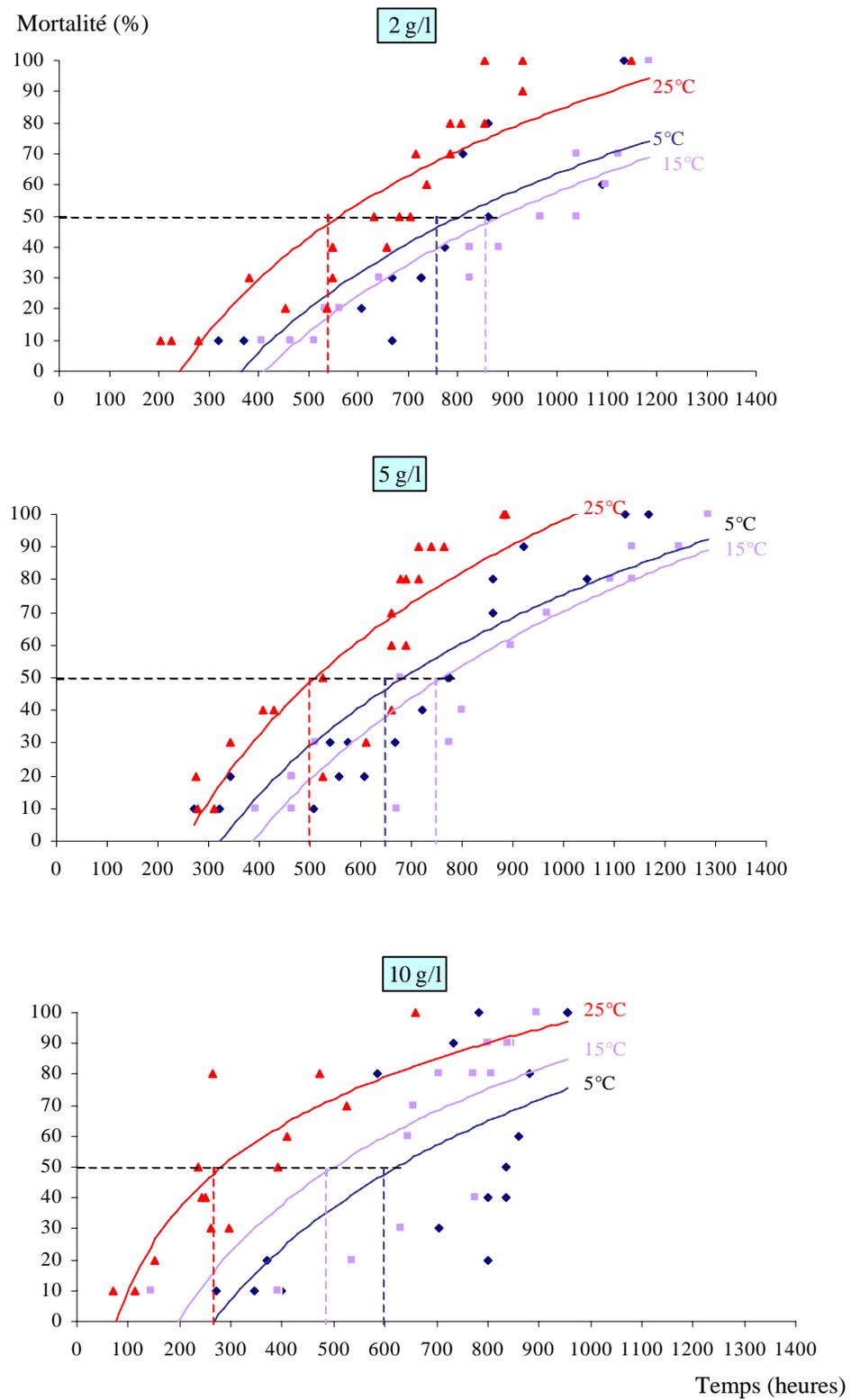


Figure 64 : Variations de la toxicité des lessivats d'une heure d'incubation des feuilles séchées de *Populus nigra* à différentes températures

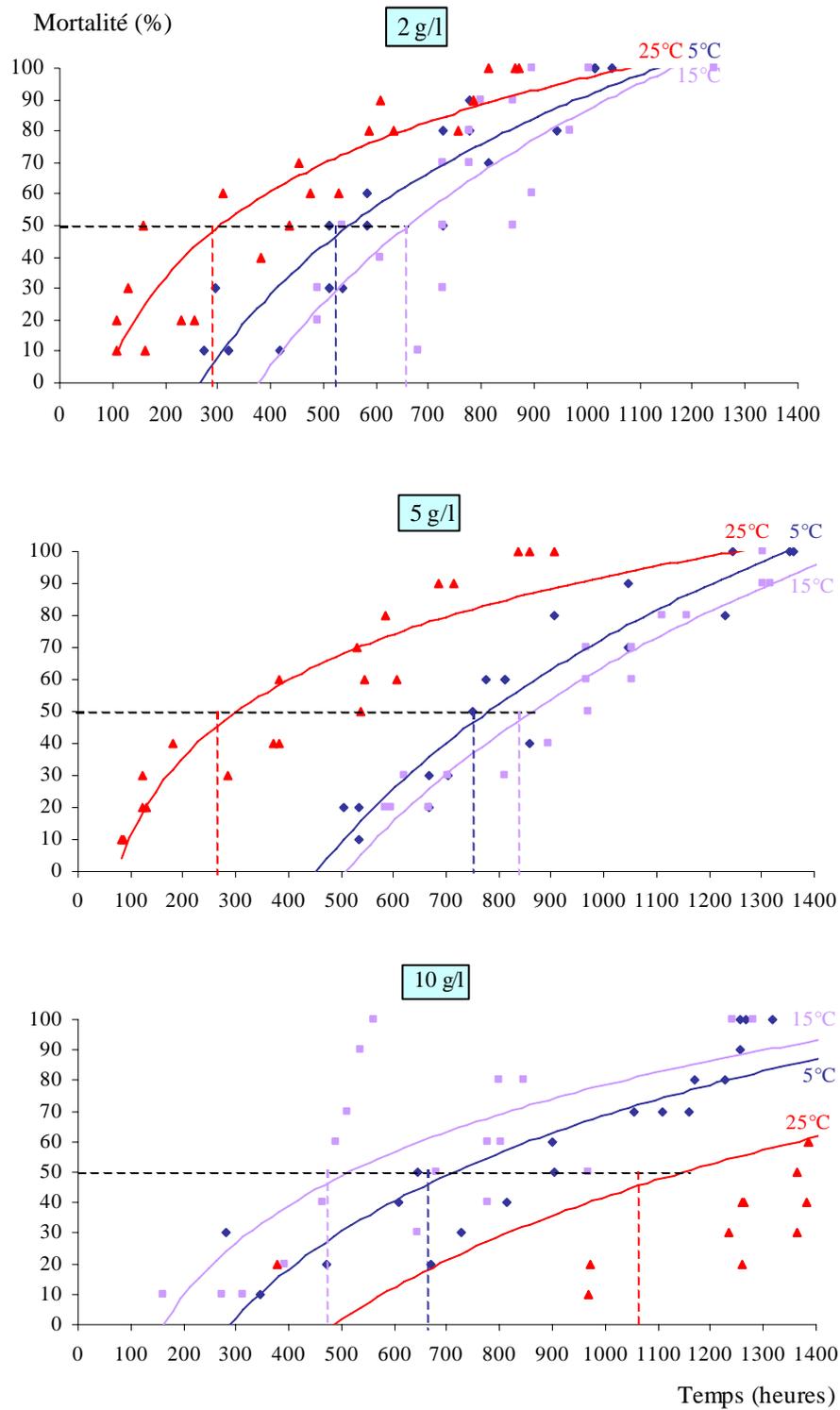


Figure 65 : Variations de la toxicité des lessivats de deux heures d'incubation des feuilles séchées de *Populus nigra* à différentes températures

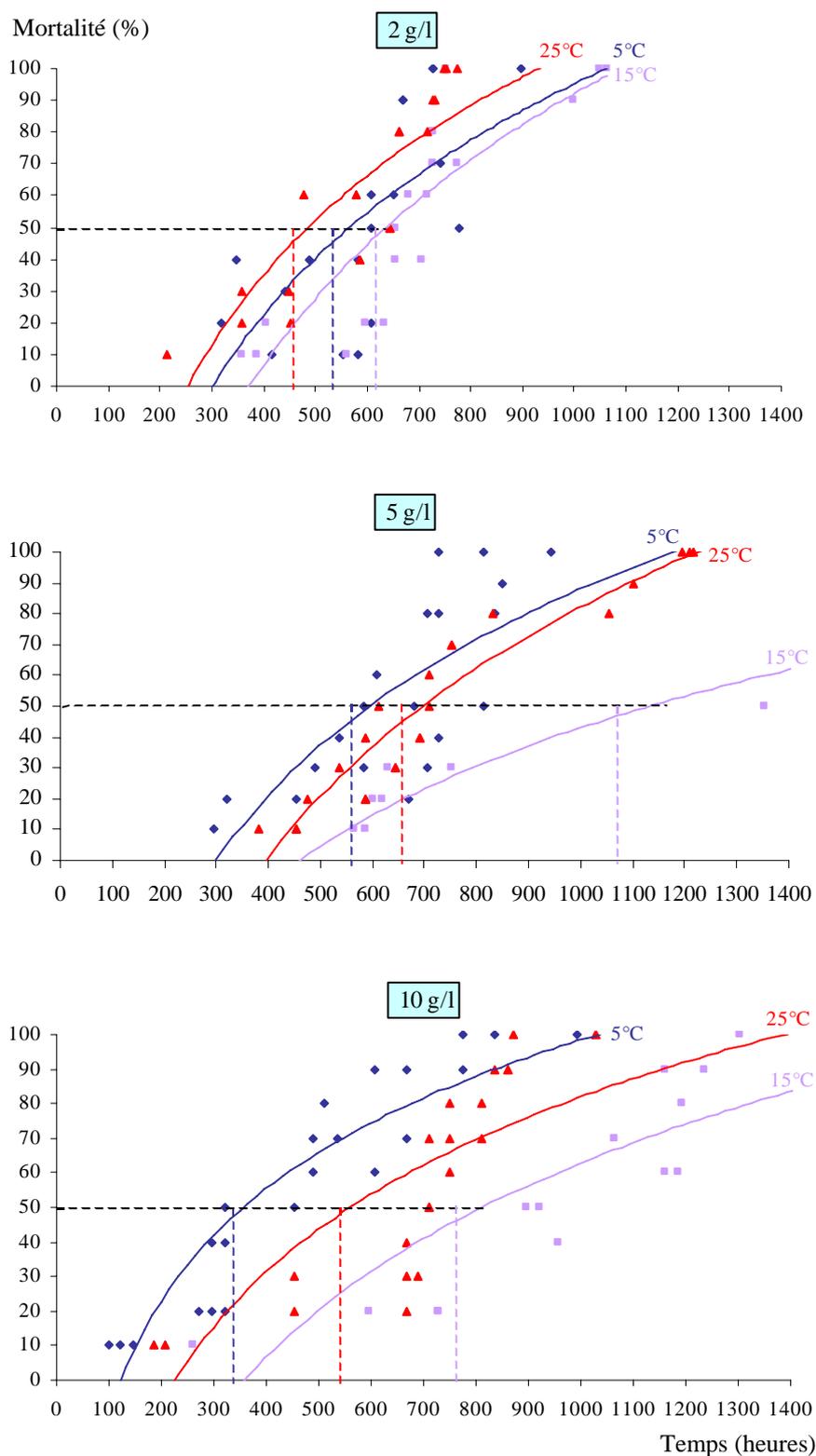


Figure 66 : Variations de la toxicité des lessivats de quatre heures d'incubation des feuilles séchées de *Populus nigra* à différentes températures

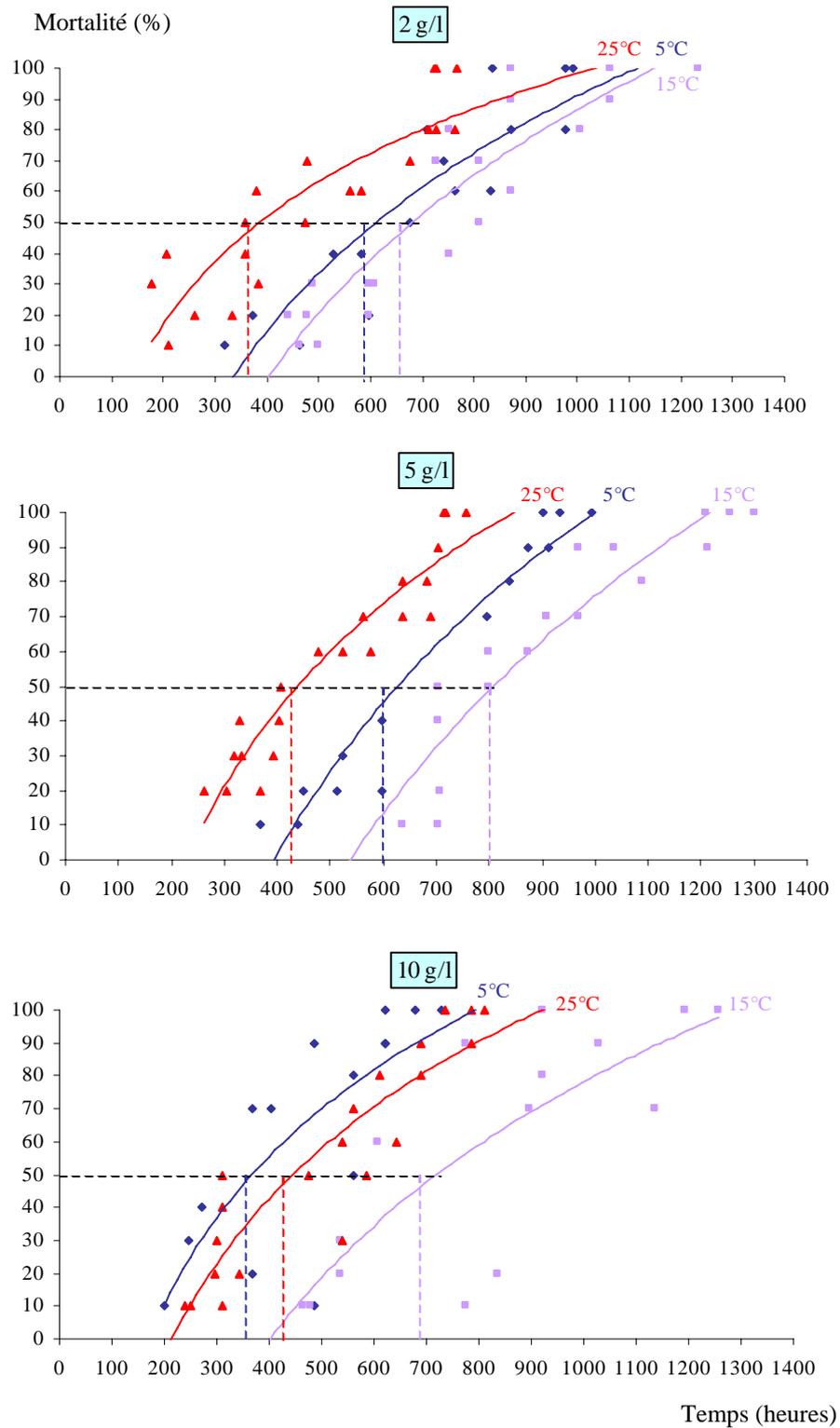


Figure 67 : Variations de la toxicité des lessivats de huit heures d'incubation des feuilles séchées de *Populus nigra* à différentes températures

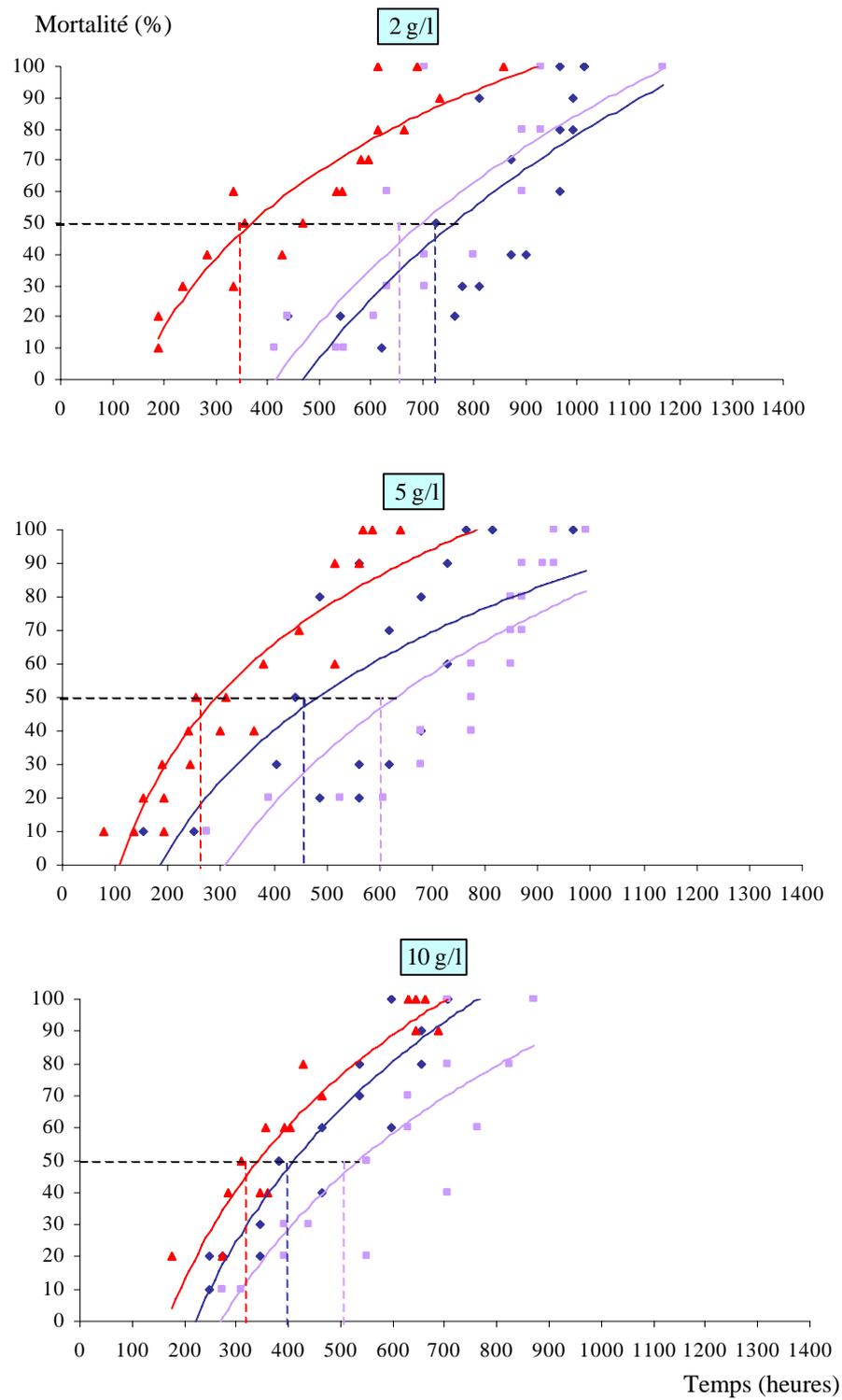


Figure 68 : Variations de la toxicité des lessivats de seize heures d'incubation des feuilles séchées de *Populus nigra* à différentes températures

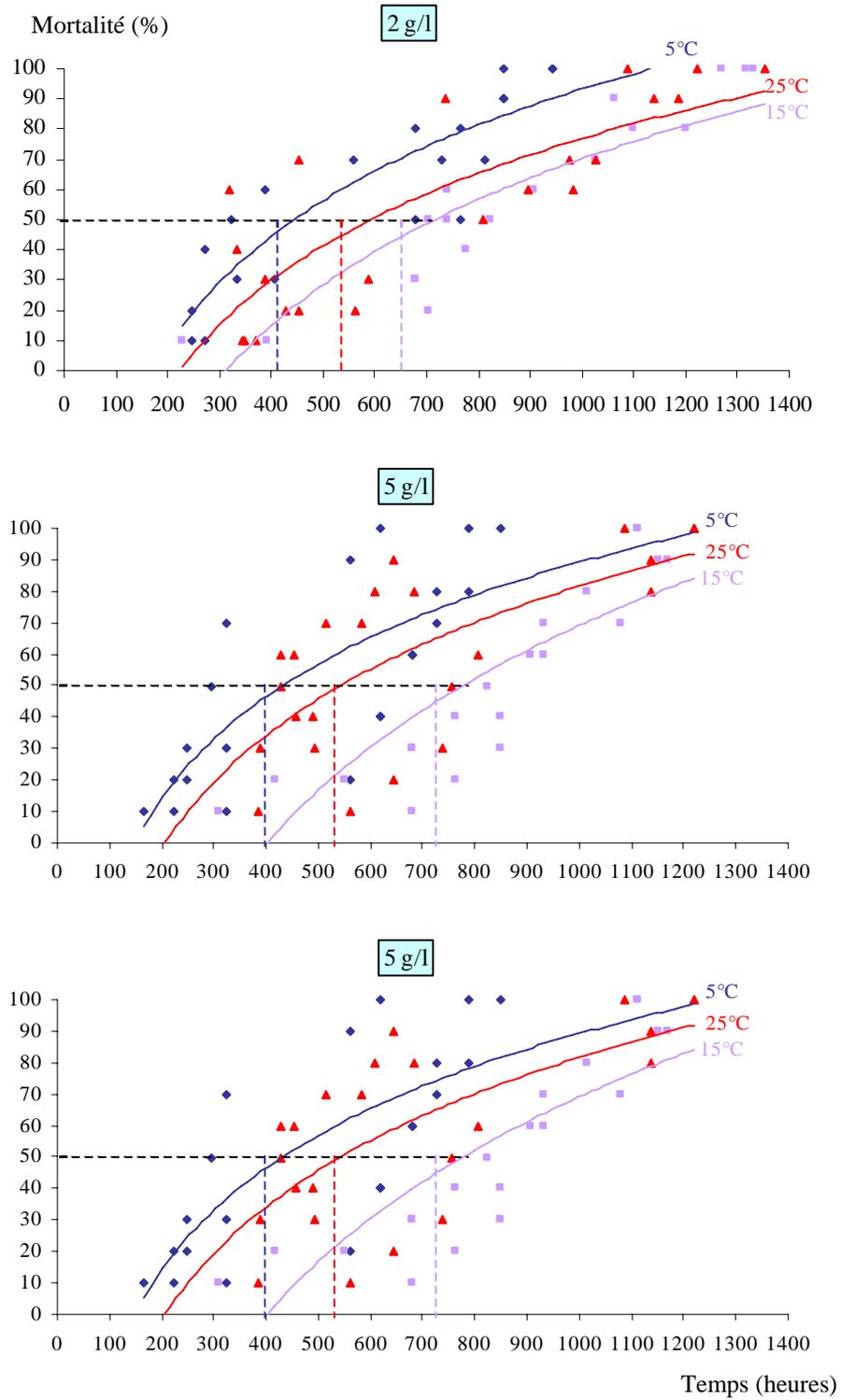


Figure 69 : Variations de la toxicité des lessivats de vingt quatre heures d'incubation des feuilles séchées de *Populus nigra* à différentes températures

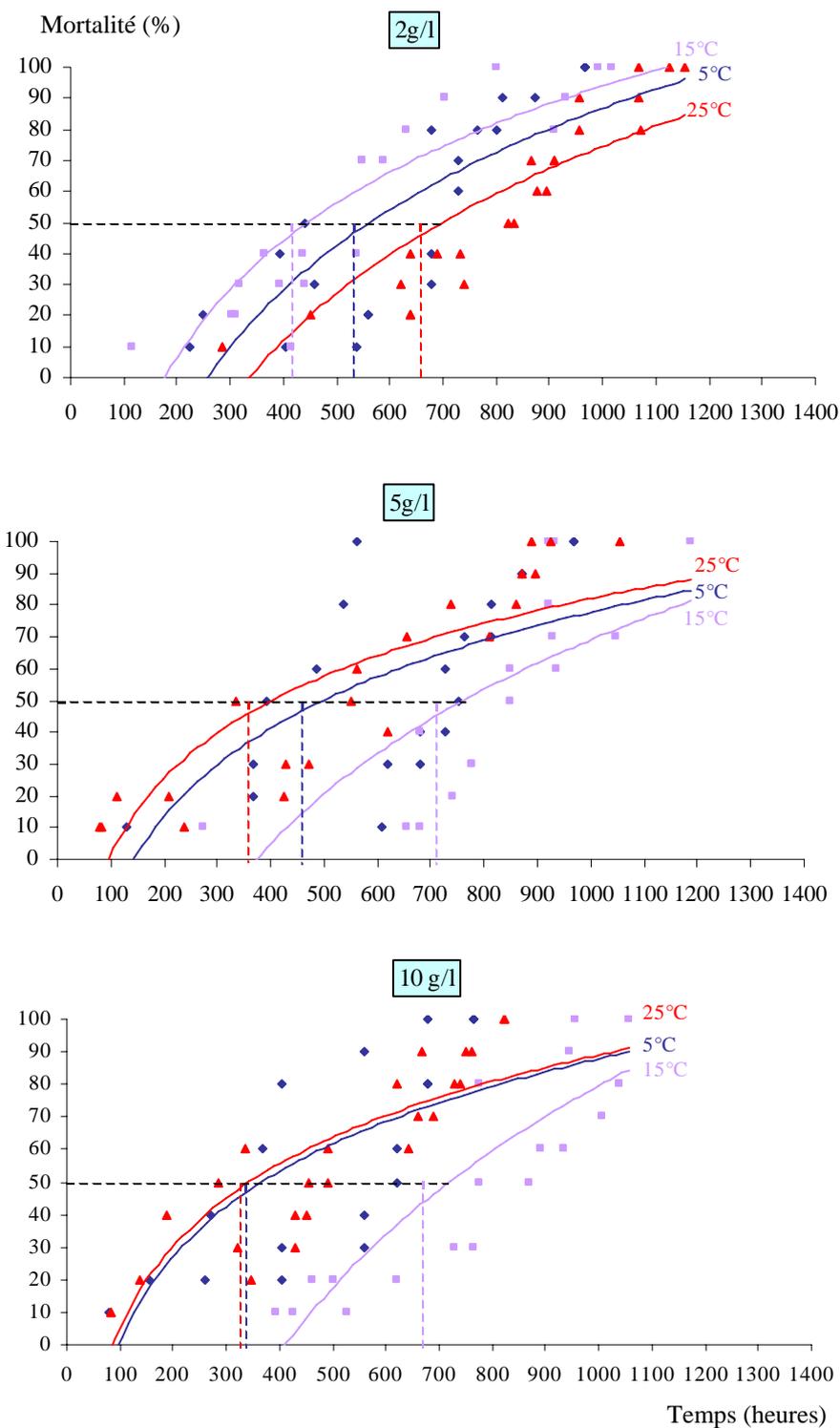


Figure 70 : Variations de la toxicité des lessivats de quarante huit heures d'incubation des feuilles séchées de *Populus nigra* à différentes températures

Tableau XXVII : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles séchées de *Populus nigra* lessivées pendant 1 heure

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 5,1741 x - 9,9046$	0,76	759,65
	15°C	$y = 5,0998 x - 9,9432$	0,81	851,44
	25°C	$y = 4,9237 x - 8,4463$	0,82	538,18
5g/l	5°C	$y = 5,5771 x - 10,662$	0,85	643,08
	15°C	$y = 5,8251 x - 11,73$	0,89	744,82
	25°C	$y = 5,8028 x - 10,633$	0,84	494,36
10g/l	5°C	$y = 5,2903 x - 9,667$	0,67	592,15
	15°C	$y = 4,4089 x - 6,8343$	0,73	483,26
	25°C	$y = 3,1532 x - 2,6633$	0,82	269,35

Tableau XXVIII : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles séchées de *Populus nigra* lessivées pendant 2 heures

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 6,0316 x - 11,415$	0,88	526,62
	15°C	$y = 8,177 x - 18,004$	0,76	650,51
	25°C	$y = 3,2803 x - 3,079$	0,85	290,32
5g/l	5°C	$y = 8,2237 x - 18,66$	0,92	753,44
	15°C	$y = 8,0598 x - 18,549$	0,91	835,18
	25°C	$y = 2,9592 x - 2,1966$	0,85	270,35
10g/l	5°C	$y = 4,5446 x - 7,8457$	0,77	670,78
	15°C	$y = 3,8005 x - 5,1955$	0,69	481,58
	25°C	$y = 4,6924 x - 9,2272$	0,54	1076,38

Tableau XXIX : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles séchées de *Populus nigra* lessivées pendant 4 heure

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 7,0105 x - 14,141$	0,64	537,44
	15°C	$y = 8,1024 x - 17,594$	0,83	614,54
	25°C	$y = 6,4552 x - 12,223$	0,80	465,67
5g/l	5°C	$y = 6,1449 x - 11,894$	0,69	561,39
	15°C	$y = 4,3838 x - 8,2882$	0,70	1074,49
	25°C	$y = 7,8453 x - 17,153$	0,94	666,39
10g/l	5°C	$y = 3,9702 x - 5,0244$	0,88	334,89
	15°C	$y = 5,1852 x - 9,9665$	0,78	769,81
	25°C	$y = 4,6236 x - 7,6116$	0,75	534,14

Tableau XXX : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles séchées de *Populus nigra* lessivées pendant 8 heures

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 6,613 x - 13,334$	0,82	592,13
	15°C	$y = 8,0508 x - 17,672$	0,87	654,81
	25°C	$y = 4,2185 x - 5,8025$	0,78	363,70
5g/l	5°C	$y = 9,2861 x - 20,776$	0,92	596,70
	15°C	$y = 11,31 x - 27,863$	0,93	804,74
	25°C	$y = 6,2727 x - 11,461$	0,85	420,94
10g/l	5°C	$y = 5,9255 x - 10,108$	0,76	354,53
	15°C	$y = 7,6292 x - 16,654$	0,77	689,13
	25°C	$y = 5,8193 x - 10,289$	0,85	423,92

Tableau XXXI : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles séchées de *Populus nigra* lessivées pendant 16 heures

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 8,5789 x - 19,573$	0,69	731,73
	15°C	$y = 8,3241 x - 18,478$	0,75	661,43
	25°C	$y = 4,6995 x - 6,9193$	0,84	343,78
5g/l	5°C	$y = 4,7249 x - 7,5423$	0,70	451,34
	15°C	$y = 5,686 x - 10,804$	0,78	601,80
	25°C	$y = 4,3564 x - 5,5741$	0,86	267,45
10g/l	5°C	$y = 6,8693 x - 12,814$	0,86	391,99
	15°C	$y = 6,2717 x - 11,952$	0,81	504,58
	25°C	$y = 6,1965 x - 10,605$	0,89	329,88

Tableau XXXII : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles séchées de *Populus nigra* lessivées pendant 24 heures

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 4,514 x - 6,8621$	0,83	424,46
	15°C	$y = 5,2448 x - 9,7995$	0,81	663,35
	25°C	$y = 4,1482 x - 6,3303$	0,73	538,73
5g/l	5°C	$y = 3,8986 x - 5,1324$	0,71	397,17
	15°C	$y = 6,215 x - 12,817$	0,76	735,82
	25°C	$y = 5,0211 x - 8,6991$	0,74	534,94
10g/l	5°C	$y = 4,5074 x - 6,7311$	0,77	400,52
	15°C	$y = 5,9497x - 11,585$	0,71	613,10
	25°C	$y = 3,58 x - 3,8861$	0,83	303,49

Tableau XXXIII : Toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles séchées de *Populus nigra* lessivées pendant 48 heures

Concentrations	Températures	Equations de régression	Coefficient de corrélation	TL ₅₀ (heures)
2g/l	5°C	$y = 5,4696 x - 9,9114$	0,78	532,39
	15°C	$y = 4,6041 x - 7,0827$	0,84	421,05
	25°C	$y = 5,6311 x - 10,911$	0,81	669,20
5g/l	5°C	$y = 3,3117 x - 3,825$	0,56	462,16
	15°C	$y = 6,0235 x - 12,191$	0,64	714,47
	25°C	$y = 2,895 x - 2,4063$	0,8	361,66
10g/l	5°C	$y = 3,252 x - 3,1957$	0,68	331,28
	15°C	$y = 7,3753 x - 15,917$	0,79	685,62
	25°C	$y = 2,9574 x - 2,4165$	0,79	321,94

III – 4 – 2 – Effet de la toxicité des feuilles de *Populus nigra* en fonction de la concentration.

Feuilles fraîches :

Au bout d'une heure d'incubation (Tableau XX)

La plus faible TL₅₀ a été obtenue à 10g/l à une température de 5°C (Fig 71).

Au bout de deux heures d'incubation (Tableau XXI)

C'est la plus forte concentration (10g/l) en feuilles incubées à 25°C qui engendre le maximum de mortalité cumulée (Fig 72).

Au bout de quatre heures d'incubation(Tableau XXII)

La suspension de 10g/l incubée à 5°C est la plus toxique (Fig 73).

Au bout de huit heures d'incubation(Tableau XXIII)

La plus forte mortalité cumulée a été obtenue avec une concentration de 5g/l incubée à 25°C (Fig 74).

Au bout de seize heures d'incubation(Tableau XXIV)

10g/l est la concentration qui aboutit à une forte mortalité cumulée lorsque la température est de 25°C (Fig 75).

Au bout de vingt quatre heures d'incubation(Tableau XXV)

La plus faible TL_{50} a été obtenue avec une concentration en feuilles de 10g/l incubée à 25°C (Fig 76).

Au bout de quarante huit heures d'incubation(Tableau XXVI)

La concentration de 5g/l à 25°C a engendré le maximum de mortalité cumulée (Fig 77).

Globalement, c'est la plus forte concentration (10g/l) qui engendre le maximum de mortalité cumulée et donc une faible TL_{50} .

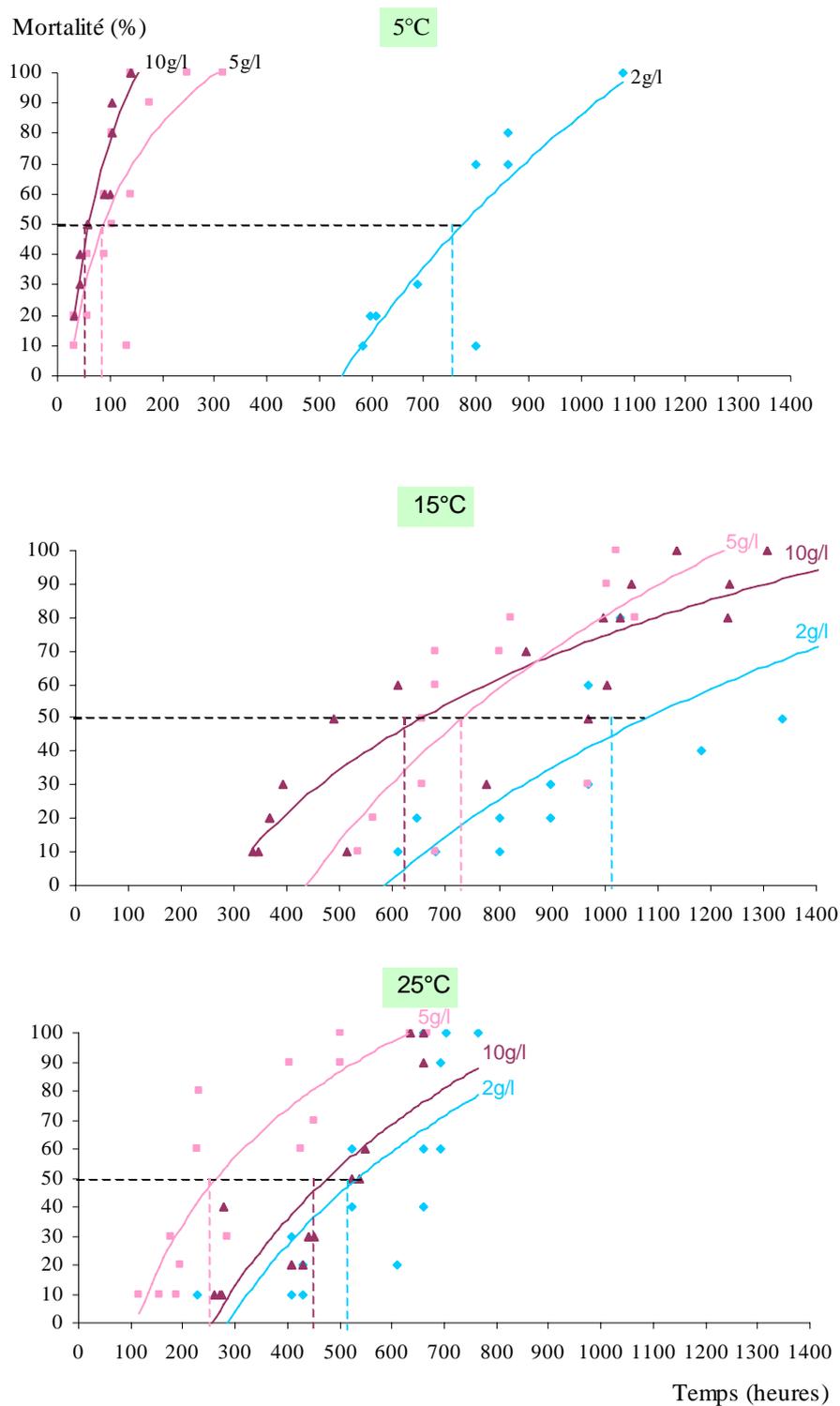


Figure 71 : Variations de la toxicité des lessivats d'une heure d'incubation des feuilles fraîches de *Populus nigra* à différentes concentrations.

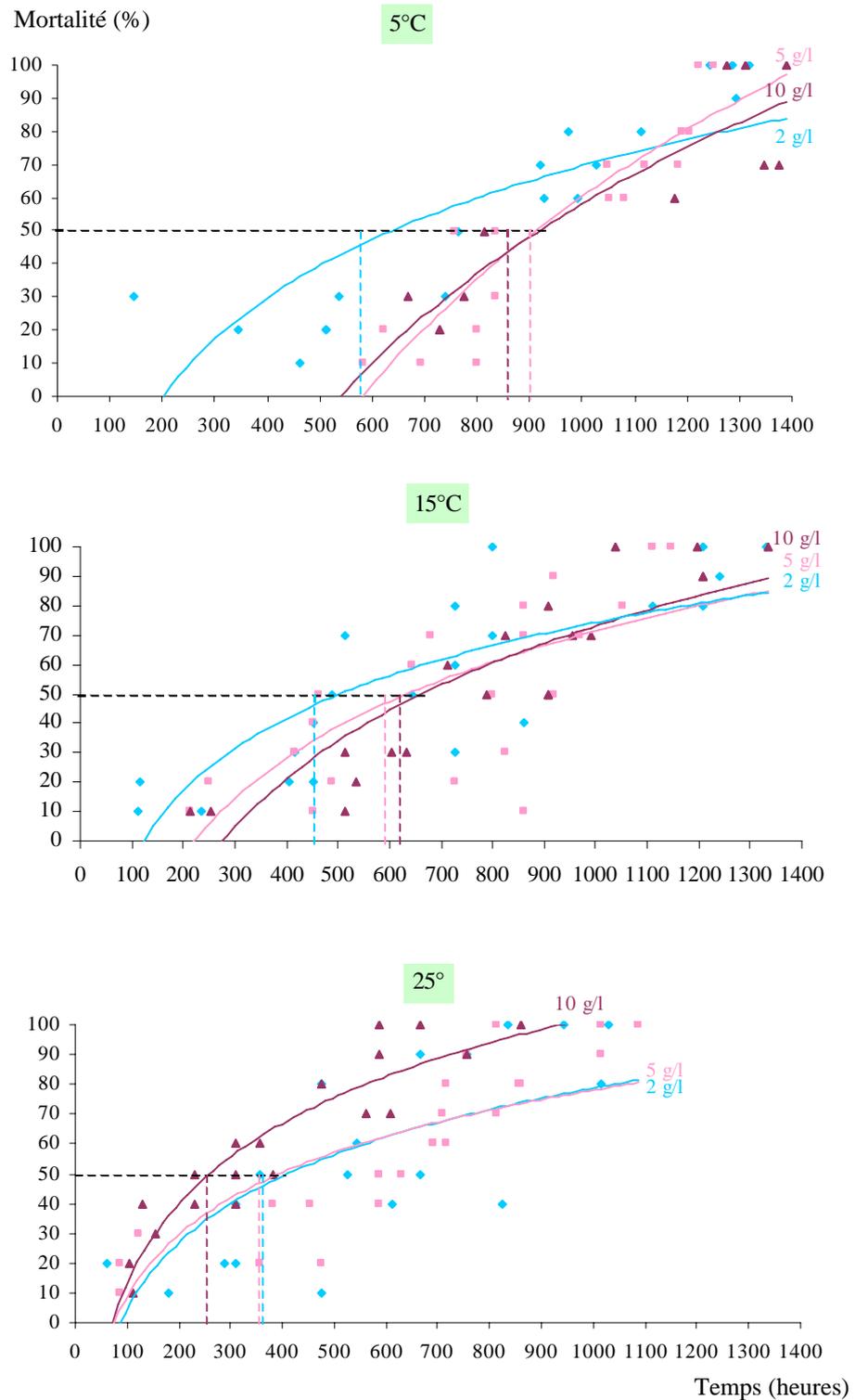


Figure 72 : Variations de la toxicité des lessivats de deux heures d'incubation des feuilles fraîches de *Populus nigra* à différentes concentrations.

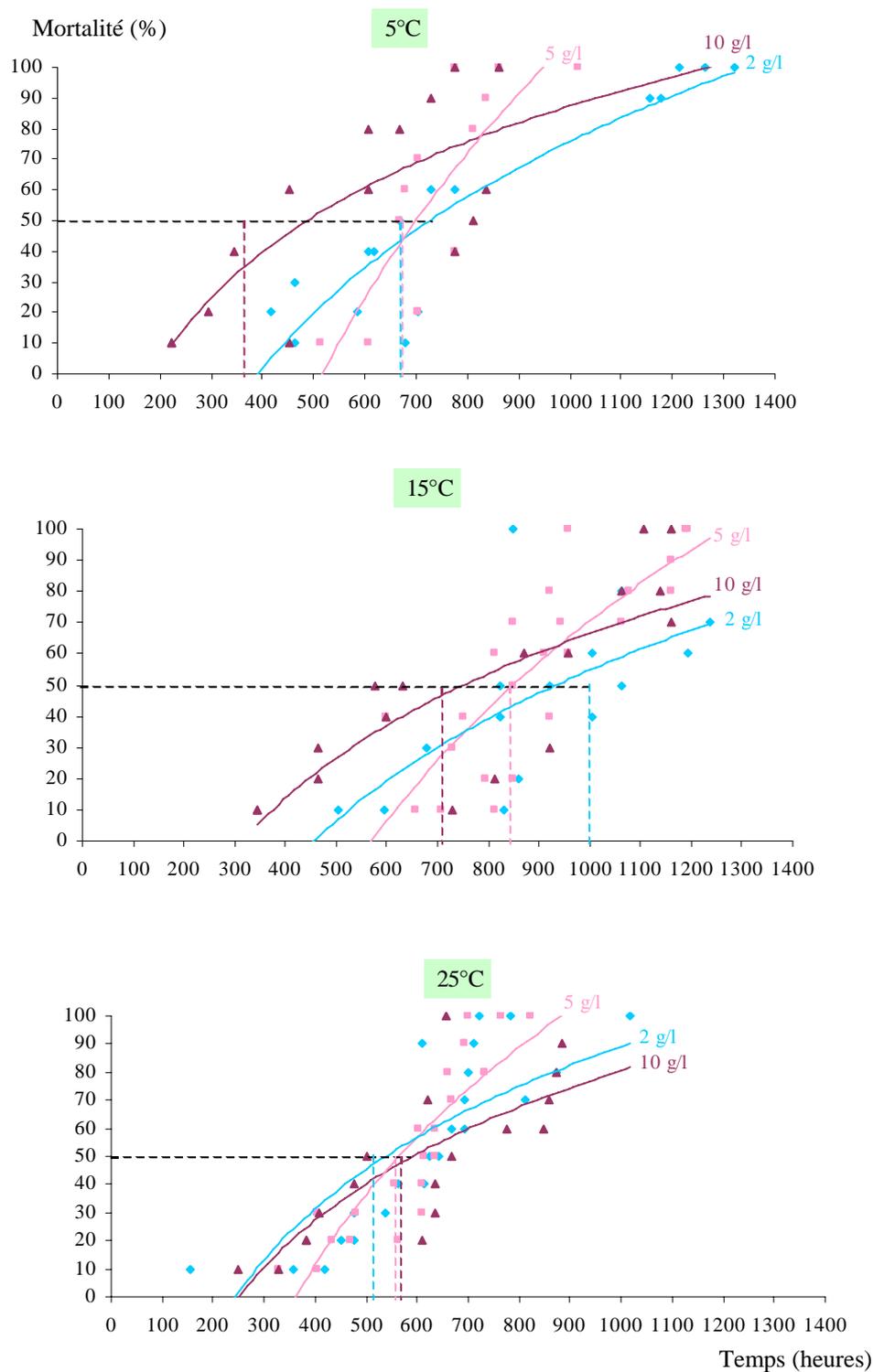


Figure 73 : Variations de la toxicité des lessivats de quatre heures d'incubation des feuilles fraîches de *Populus nigra* à différentes concentrations.

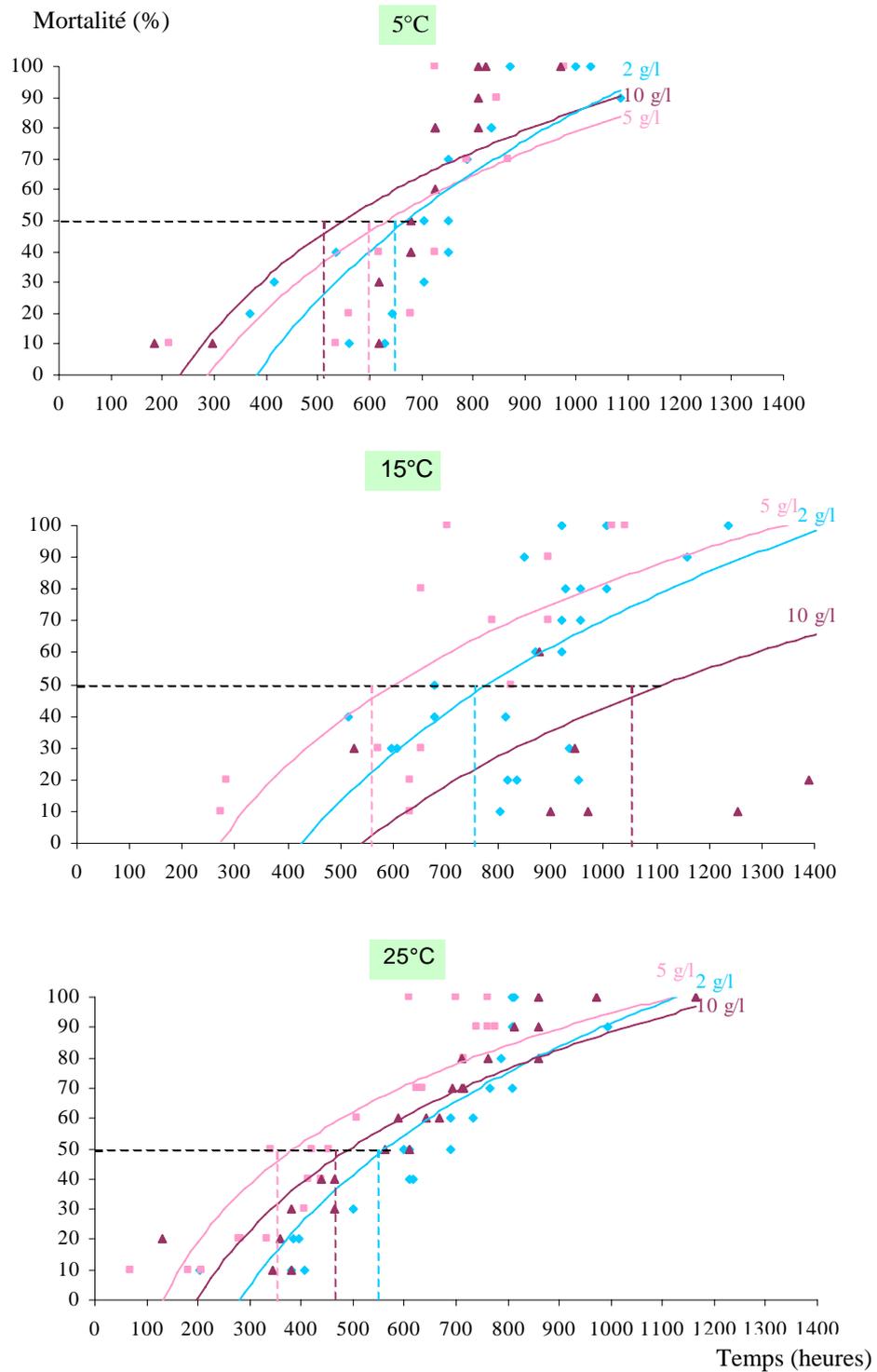


Figure 74 : Variations de la toxicité des lessivats de huit heures d’incubation des feuilles fraîches de *Populus nigra* à différentes concentrations.

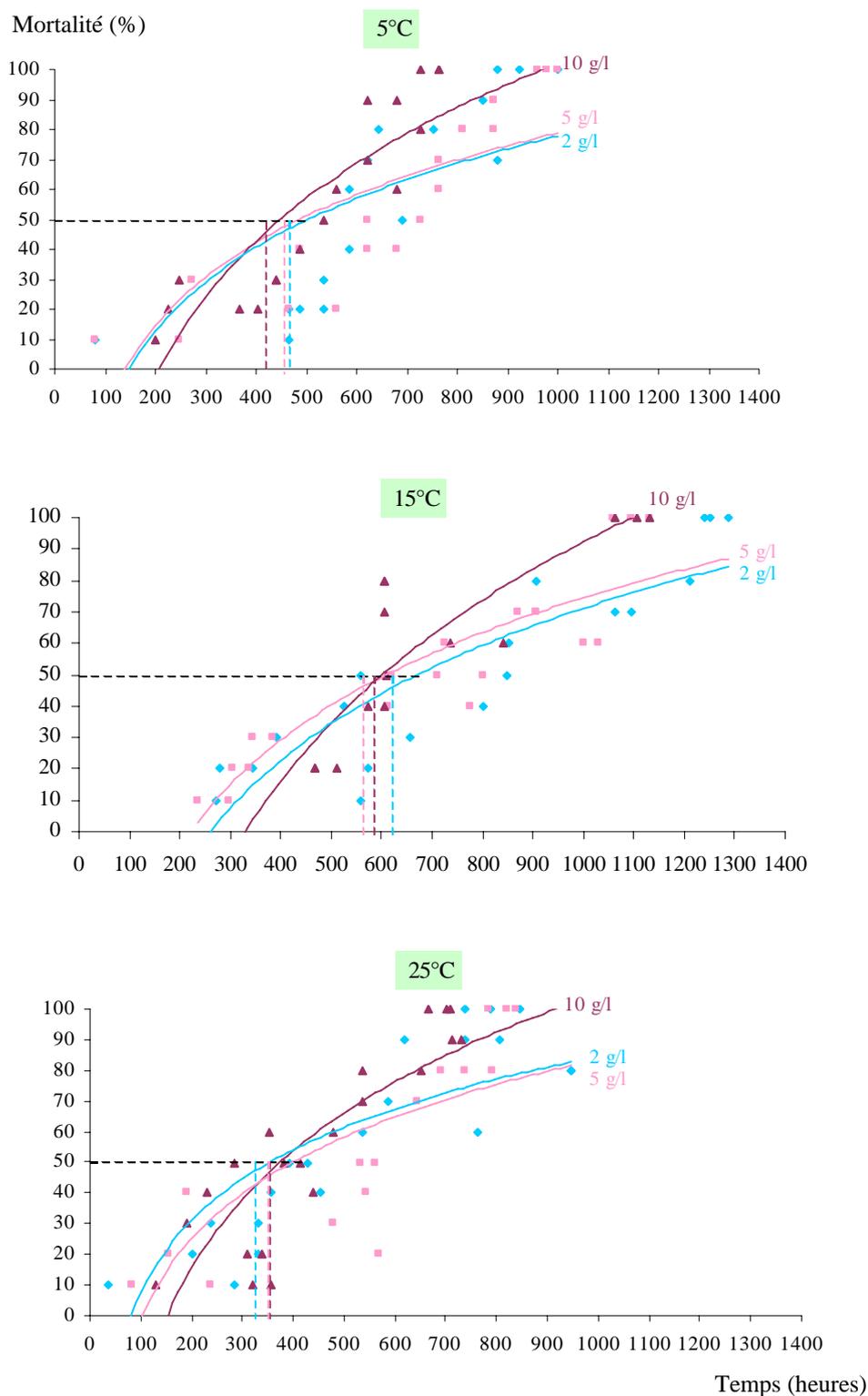


Figure 75 : Variations de la toxicité des lessivats de seize heures d'incubation des feuilles fraîches de *Populus nigra* à différentes concentrations.

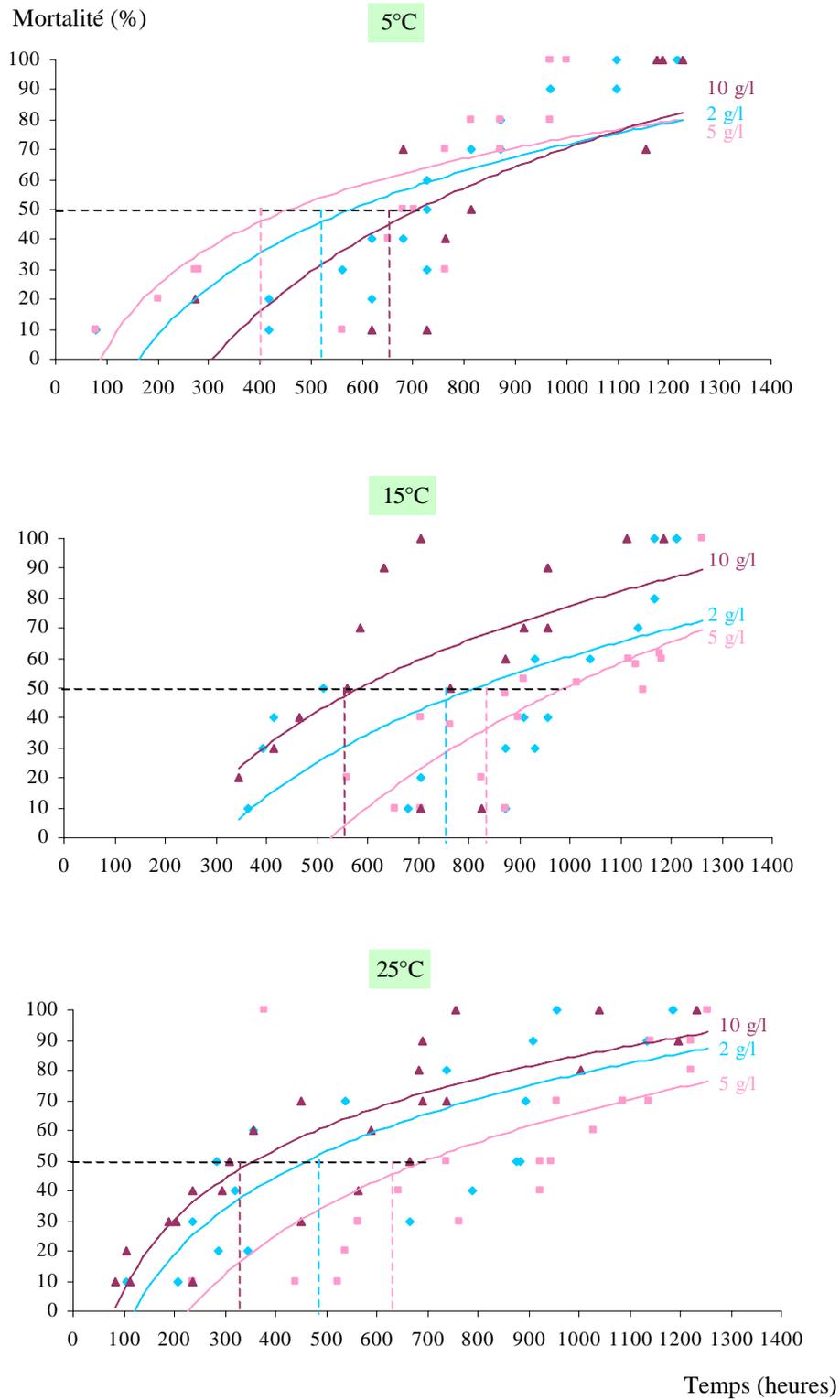


Figure 76 : Variations de la toxicité des lessivats de vingt quatre heures d'incubation des feuilles fraîches de *Populus nigra* à différentes concentrations.

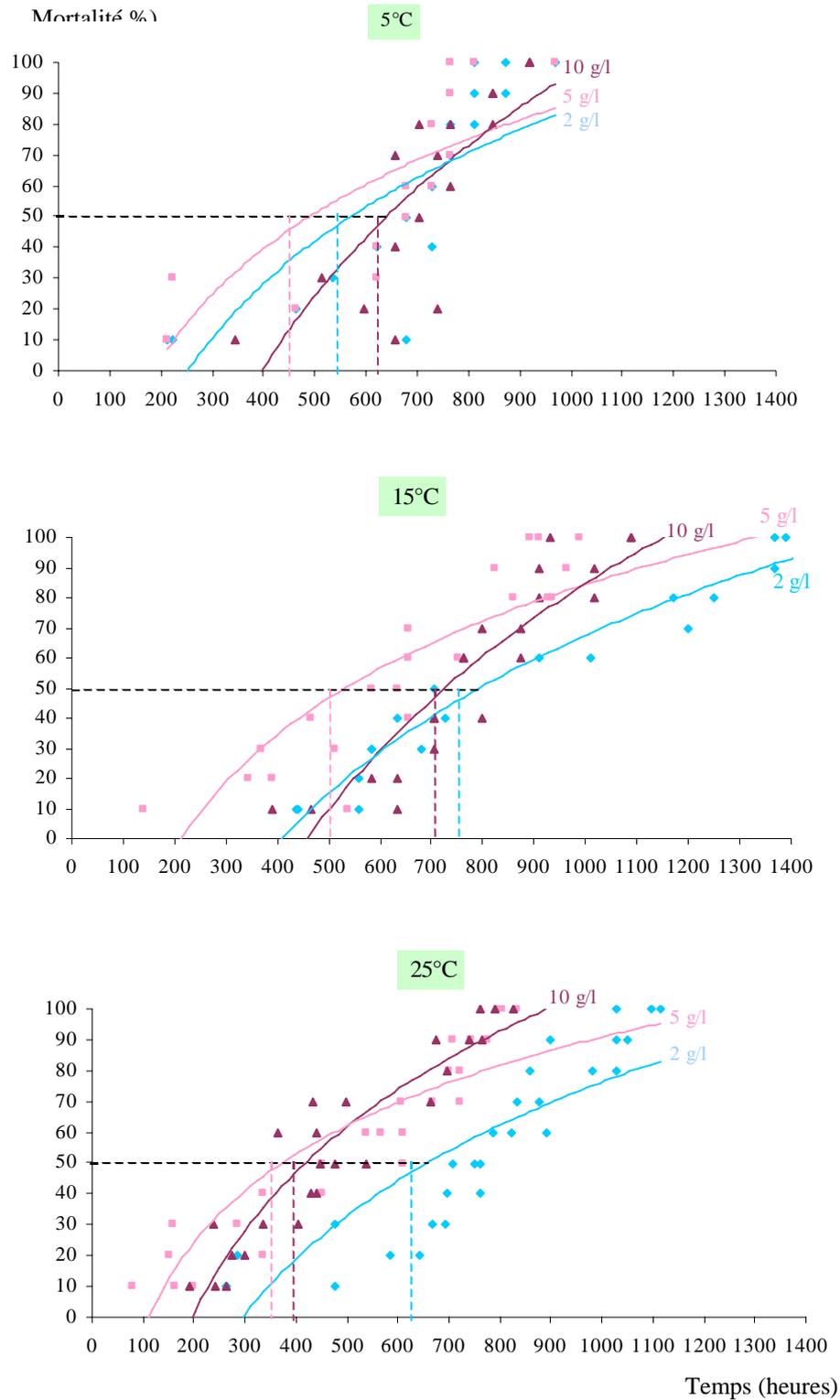


Figure 77 : Variations de la toxicité des lessivats de quarante huit heures d'incubation des feuilles fraîches de *Populus nigra* à différentes concentrations.

Feuilles séchées

Au bout d'une heure d'incubation (Tableau XXVII)

10g/l est la concentration en feuilles qui a engendré le maximum de mortalité cumulée à la température de 25°C (Fig 78).

Au bout de deux heures d'incubation (Tableau XXVIII)

La suspension de 5g/l incubée à 25°C a donné la plus faible TL₅₀ (Fig 79).

Au bout de quatre heures d'incubation (Tableau XXIX)

La plus forte toxicité a été obtenue avec une concentration en feuilles de 10g/l incubée à 5°C (Fig 80)

Au bout de huit heures d'incubation (Tableau XXX)

La suspension de 10g/l incubée à 5°C a engendré la plus faible TL₅₀ (Fig 81).

Au bout de seize heures d'incubation (Tableau XXXI)

La plus faible TL₅₀ a été obtenue lorsque la concentration en feuilles était de 5g/l et la température de 25°C (Fig 82).

Au bout de vingt quatre heures d'incubation (Tableau XXXII)

La concentration de 10g/l incubée à 25°C a engendré la plus faible TL₅₀ (Fig 83)

Au bout de quarante huit heures d'incubation (Tableau XXXIII)

Le maximum de mortalité cumulée a été obtenu avec une suspension de 10g/l incubée à 25°C (Fig 84).

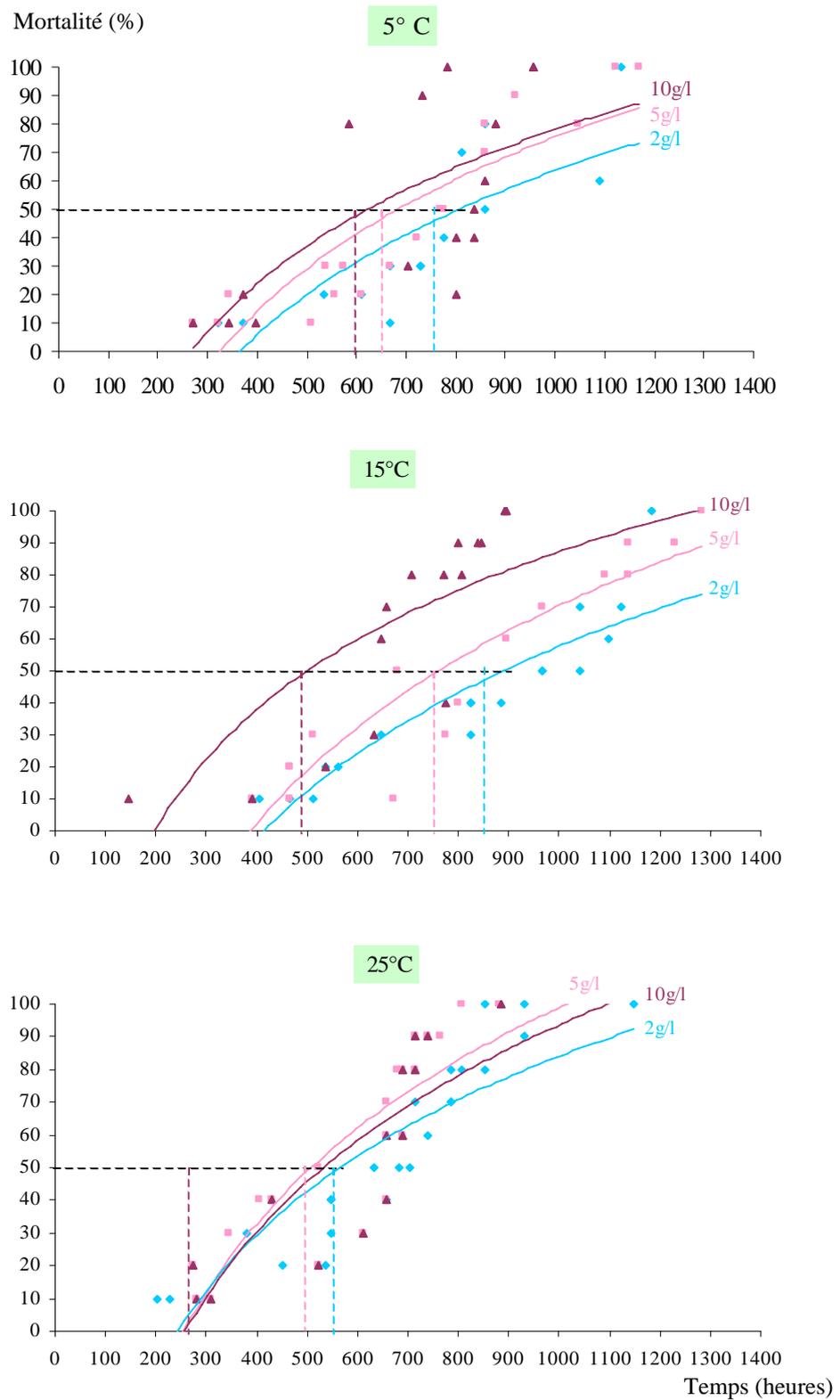


Figure 78 : Variations de la toxicité des lessivats d'une heure d'incubation des feuilles séchées de *populus nigra* à différentes concentrations.

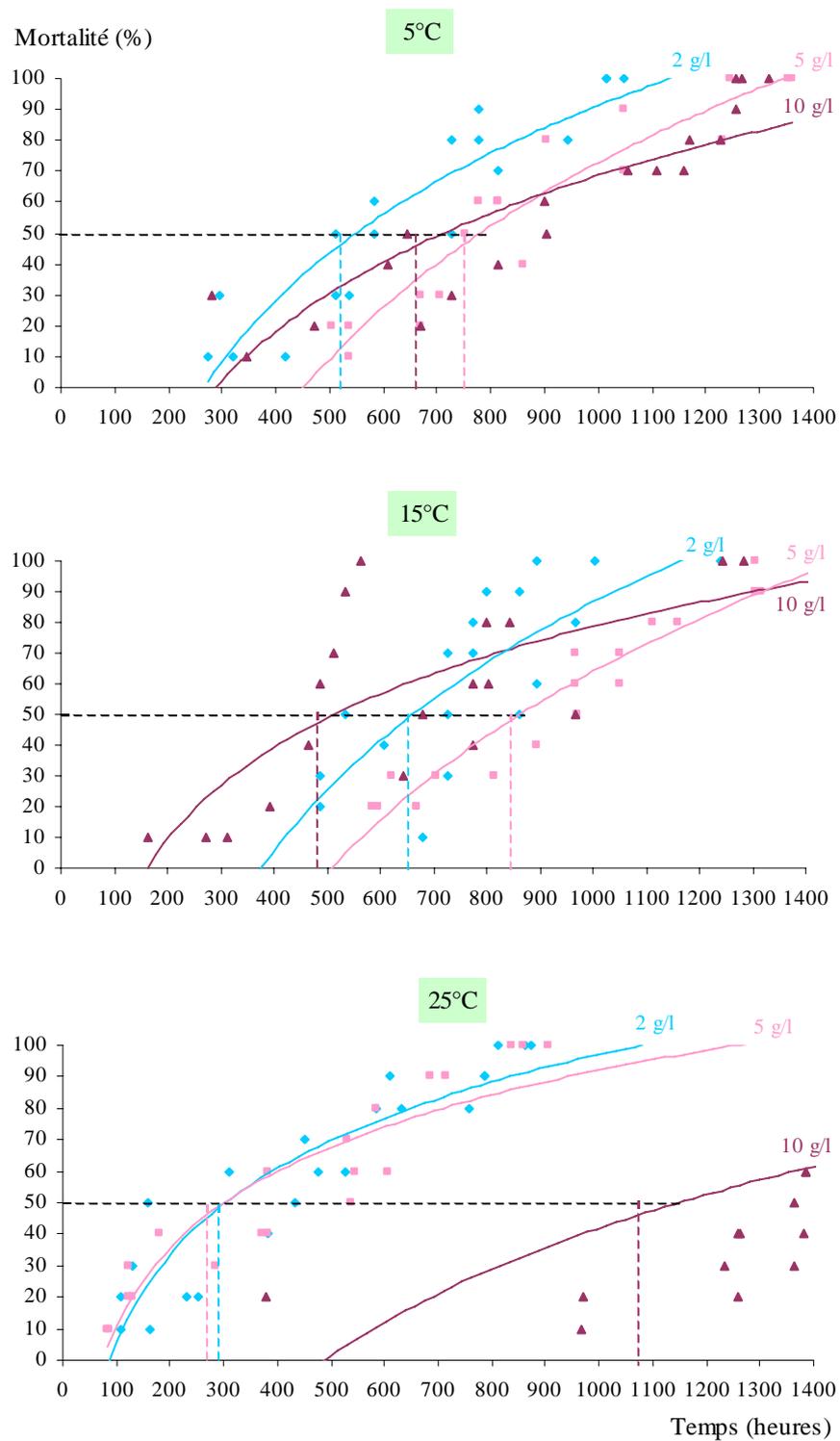


Figure 79 : Variations de la toxicité des lessivats de deux heures d'incubation des feuilles séchées de *populus nigra* à différentes concentrations.

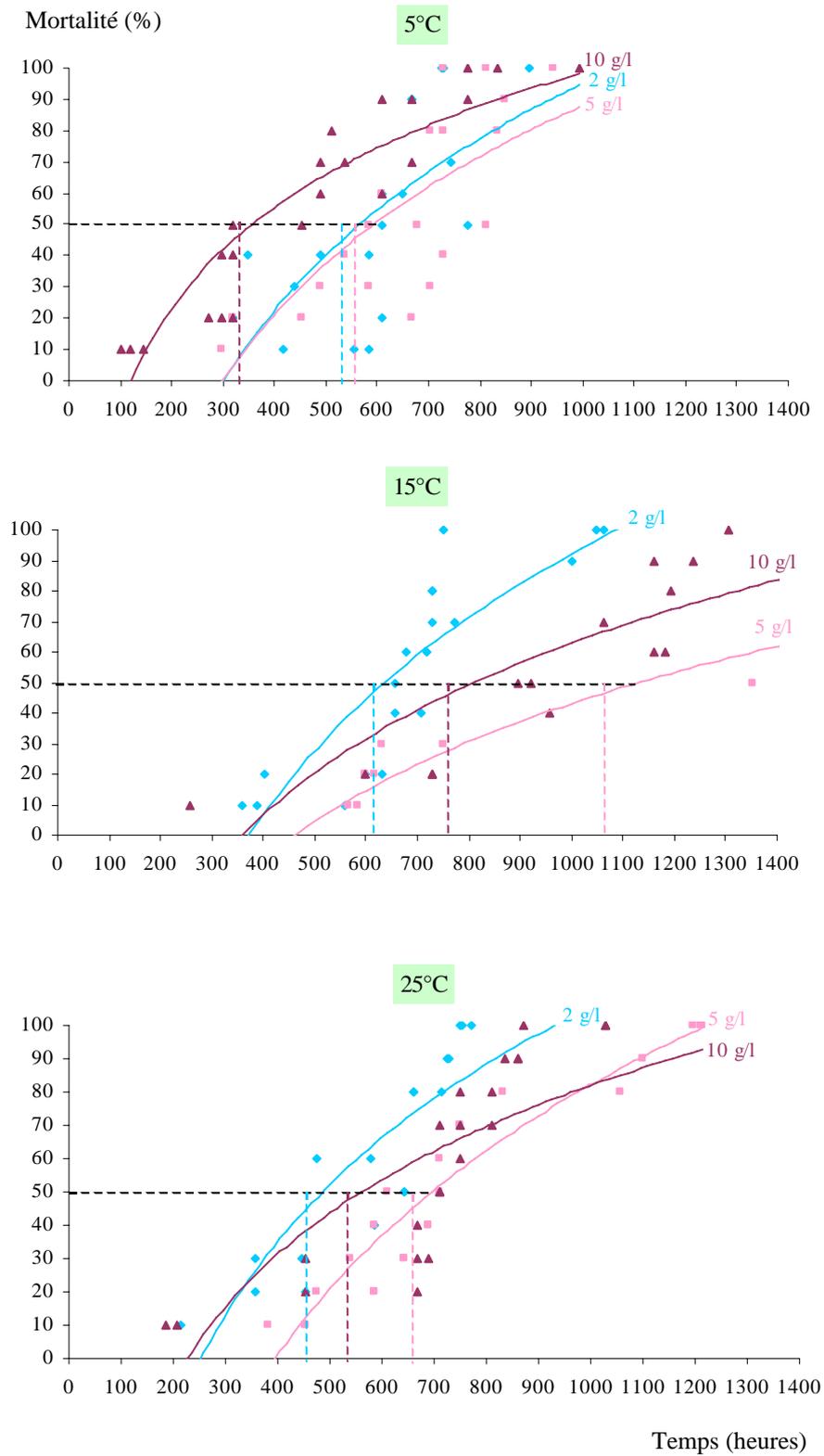


Figure 80 : Variations de la toxicité des lessivats de quatre heures d'incubation des feuilles séchées de *populus nigra* à différentes concentrations.

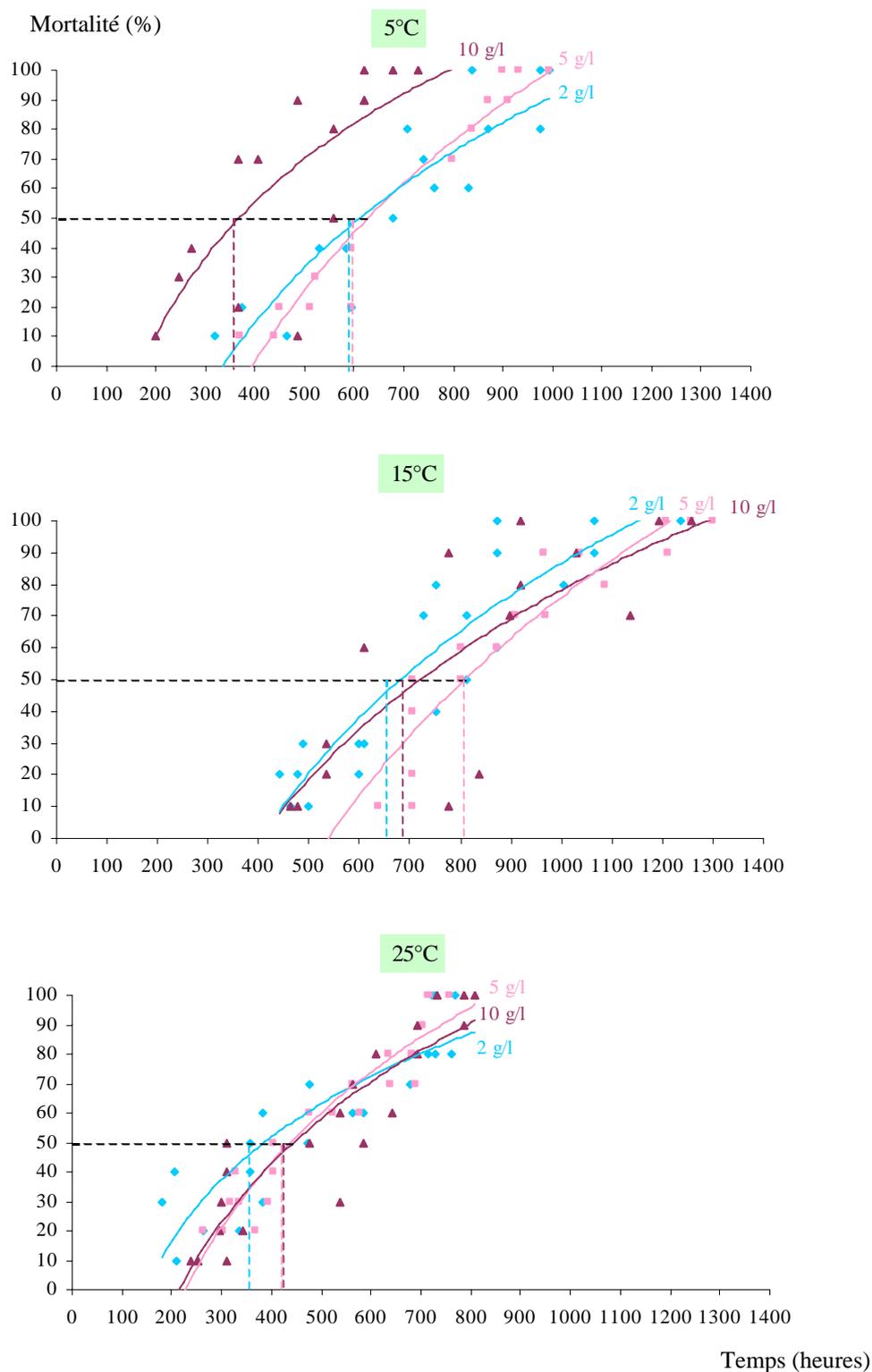


Figure 81 : Variations de la toxicité des lessivats de huit heures d'incubation des feuilles séchées de *populus nigra* à différentes concentrations.

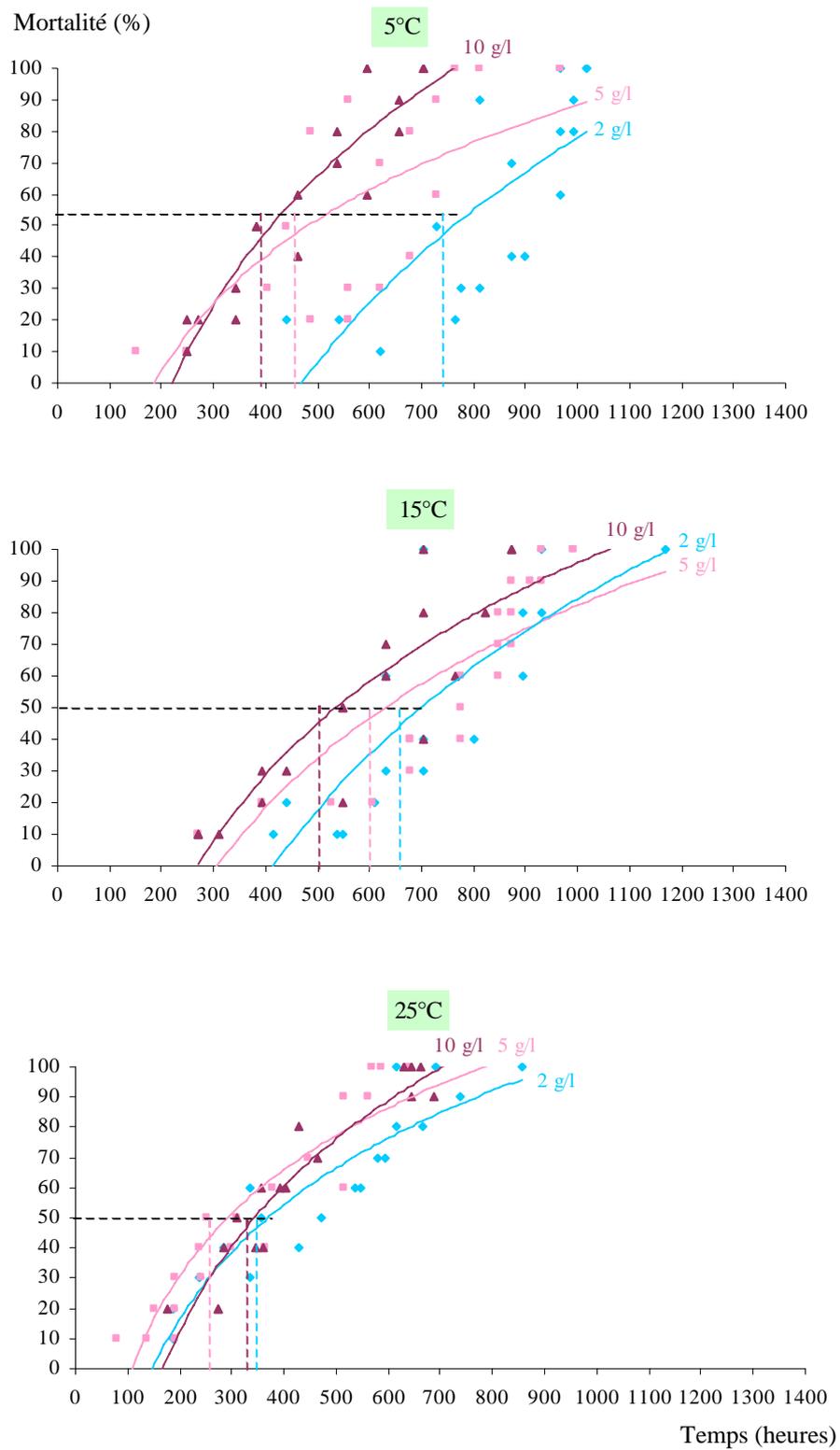


Figure 82 : Variations de la toxicité des lessivats de seize heures d'incubation des feuilles séchées de *populus nigra* à différentes concentrations.

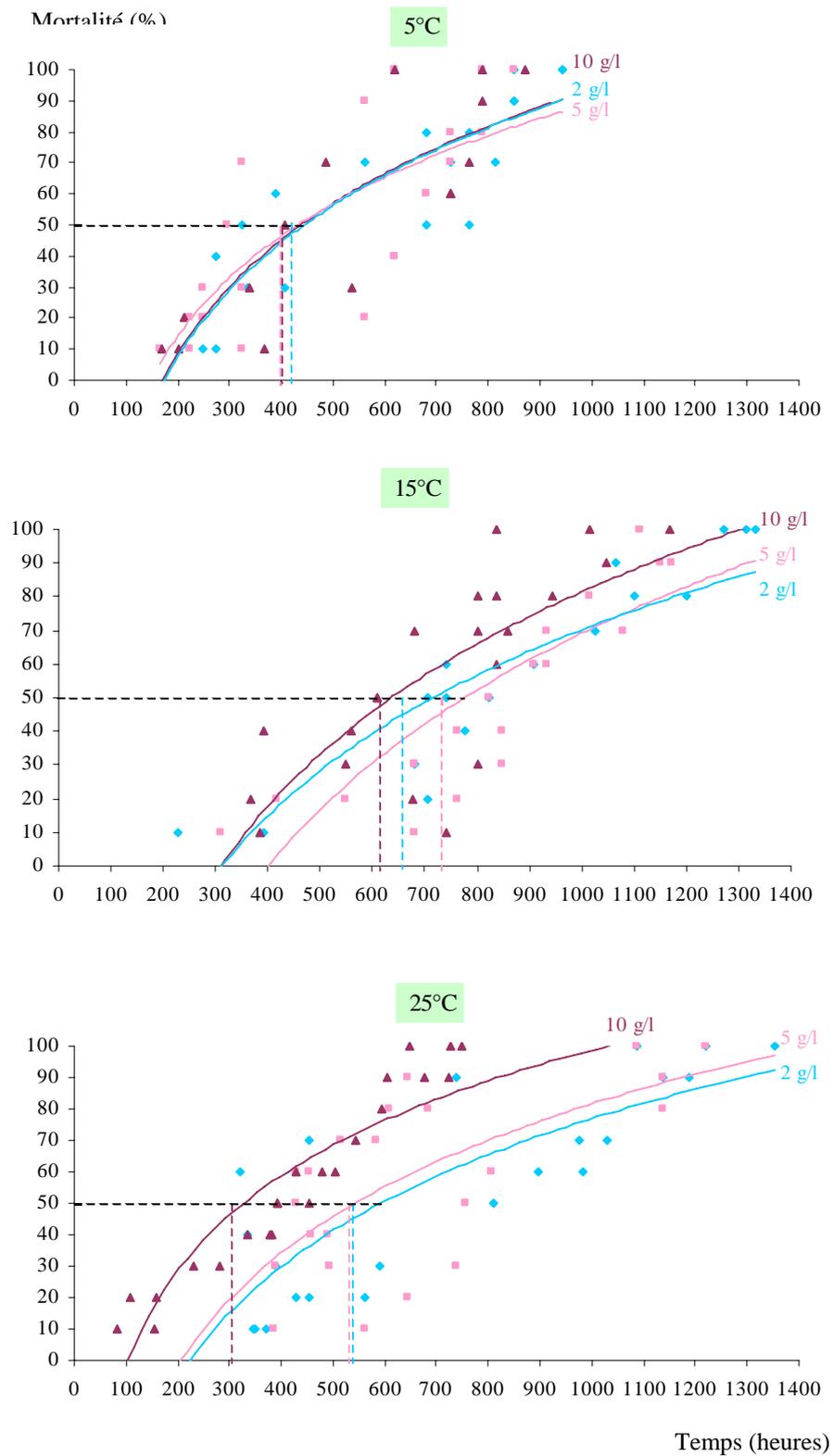


Figure 83 : Variations de la toxicité des lessivats de vingt quatre heures d'incubation des feuilles séchées de *populus nigra* à différentes concentrations.

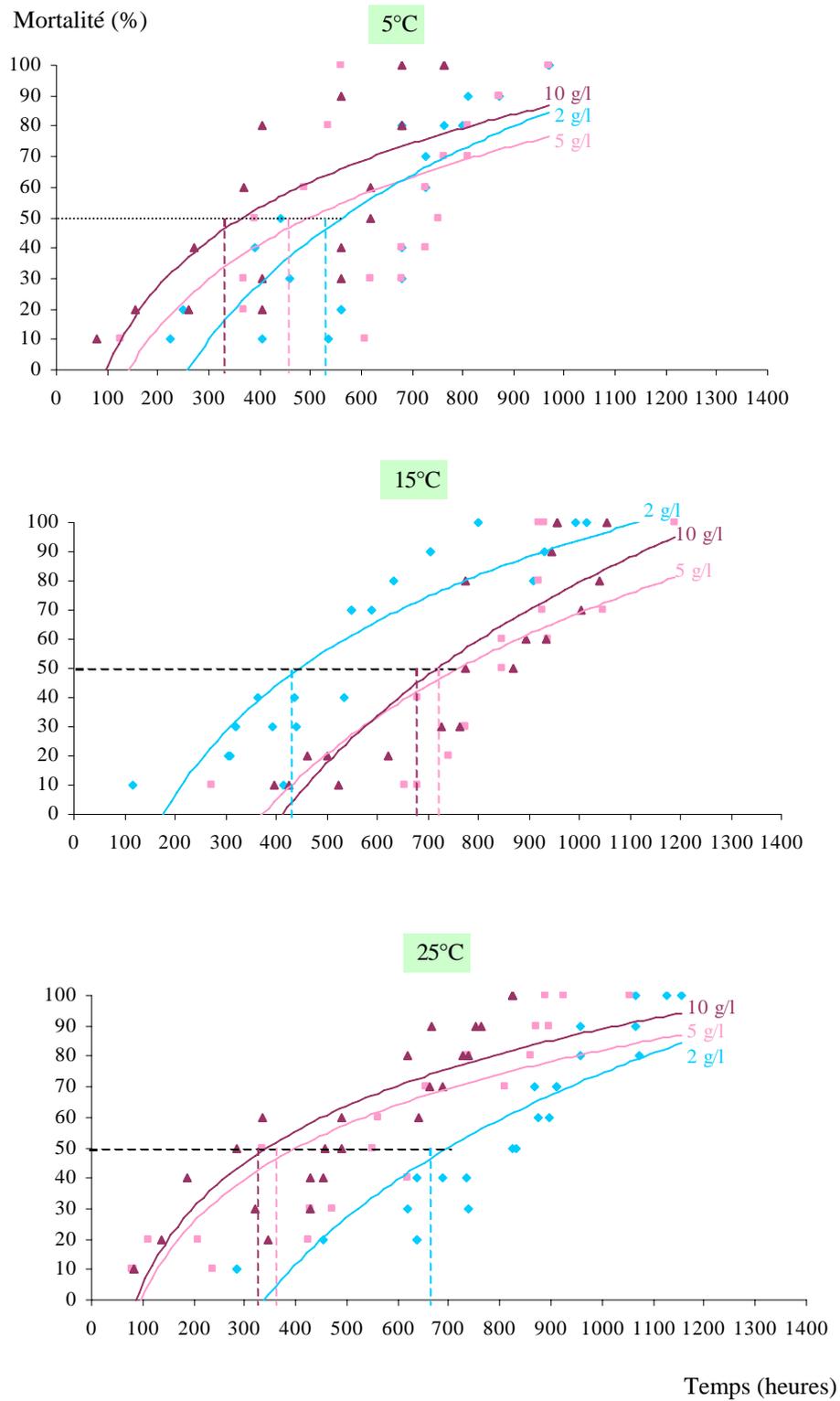


Figure 84 : Variations de la toxicité des lessivats de quarante huit heures d'incubation des feuilles séchées de *populus nigra* à différentes concentrations.

III – 4 – 3 – Effet de la toxicité des feuilles de *Populus nigra* en fonction du traitement.

L'étude comparative de la toxicité des suspensions des feuilles sous leurs deux états, frais et secs montre :

A la température 5°C (Tableau XXXIV).

A faible et moyenne concentration en feuilles (2g/l et 5 g/l), les feuilles fraîches et les feuilles séchées engendrent des TL 50 presque égales sur *Gambusia affinis*. Mais lorsque la suspension est de 10 g/l, les feuilles séchées sont plus toxiques.

A la température 15°C (Tableau XXXV).

A faible et forte concentration (2g/l et 10g/l) les feuilles séchées sont les plus toxiques. Avec une suspension de 5g/l ce sont les feuilles fraîches qui sont les plus toxiques.

A la température 25°C (Tableau XXXVI).

Pour les concentrations 2g/l et 5g/l, les feuilles fraîches et séchées engendrent presque la même toxicité. Dès que la concentration augmente, les feuilles fraîches sont plus toxiques. Cette toxicité élevée des feuilles fraîches par rapport aux feuilles séchées est due essentiellement au fait, qu'à 25°C, les feuilles fraîches sont plus lessivées que les feuilles séchées (LAABIDI, 1993), ce qui engendre une diffusion plus élevée des substances toxiques hydrosolubles.

Tableau XXXIV : Comparaison de la toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles de *Populus nigra* incubées à 5°C.

T (H)	C (g/l)	Equations de régression		Coefficient de corrélation		TL ₅₀ (heures)	
		FF	FS	FF	FS	FF	FS
1	2	$Y = 12,075 x - 29,744$	$y = 5,1741 x - 9,9046$	0,86	0,76	753,96	759,65
	5	$Y = 3,776 x - 2,1642$	$y = 5,5771 x - 10,662$	0,79	0,85	78,94	643,08
	10	$Y = 4,9474 x - 3,7225$	$y = 5,2903 x - 9,667$	0,90	0,67	57,94	592,15
2	2	$Y = 3,6156 x - 4,9965$	$y = 6,0316 x - 11,415$	0,73	0,88	581,86	526,62
	5	$Y = 9,0356 x - 21,676$	$y = 8,2237 x - 18,66$	0,83	0,92	896,02	753,44
	10	$Y = 8,296 x - 19,353$	$y = 4,5446x - 7,8457$	0,79	0,77	862	670,78
4	2	$Y = 7,3741 x - 15,903$	$y = 7,105 x - 14,141$	0,90	0,64	683,36	537,44
	5	$Y = 15,617 x - 39,271$	$y = 6,1449 x - 11,894$	0,80	0,69	683,58	561,39
	10	$Y = 4,3521 x - 6,597$	$y = 3,9702 x - 5,0244$	0,72	0,88	462,05	334,89
8	2	$Y = 7,5802 x - 16,282$	$y = 6,613 x - 13,334$	0,75	0,82	642,06	592,13
	5	$Y = 5,1324 x - 9,241$	$y = 9,2861 x - 20,776$	0,63	0,92	595,28	596,70
	10	$Y = 5,1051 x - 8,8462$	$y = 5,9255 x - 10,108$	0,70	0,76	515,5	354,53
16	2	$Y = 3,5325 x - 4,4086$	$y = 8,5789 x - 19,573$	0,67	0,69	460,72	731,73
	5	$Y = 3,3293 x - 3,8335$	$y = 4,7249 x - 7,5423$	0,73	0,70	450,04	451,34
	10	$Y = 5,4474 x - 9,2869$	$y = 6,8693 x - 12,814$	0,80	0,86	419,46	391,99
24	2	$Y = 3,4301 x - 4,3337$	$y = 4,514 x - 6,8621$	0,72	0,83	526,15	424,46
	5	$Y = 2,5287 x - 1,5801$	$y = 3,8986 x - 5,1324$	0,70	0,71	400,09	397,17
	10	$Y = 5,6556 x - 10,896$	$y = 4,5074 x - 6,7311$	0,71	0,77	646,64	400,52
48	2	$Y = 5,0712 x - 8,8574$	$y = 5,4696 x - 9,9114$	0,72	0,78	540,21	532,39
	5	$Y = 4,4174 x - 6,7171$	$y = 3,3117 x - 3,825$	0,74	0,56	449,24	462,16
	10	$Y = 9,2045 x - 20,752$	$y = 3,252 x - 19,1957$	0,70	0,68	627,71	331,28

Tableau XXXV : Comparaison de la toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles de *Populus nigra* incubées à 15°C.

T (H)	C (g/l)	Equations de régression		Coefficient de corrélation		TL ₅₀ (heures)	
		FF	FS	FF	FS	FF	FS
1	2	Y = 7,2661 x -16,821	y = 5,0998 x - 9,9432	0,79	0,81	1007,21	851,44
	5	Y = 7,8704 x -17,54	y = 5,8251 x - 11,73	0,69	0,89	730,96	744,82
	10	Y = 4,6002 x -7,8664	y = 4,4089 x - 6,8343	0,84	0,73	626,50	483,26
2	2	Y = 2,9333 x -2,803	y = 8,117 x - 18,004	0,74	0,76	457,23	650,51
	5	Y = 4,0306 x -6,178	y = 8,0598 x - 18,549	0,68	0,91	593,31	835,18
	10	Y = 4,7579 x -8,3119	y = 3,8005 x - 5,1955	0,82	0,69	627,84	481,58
4	2	Y = 4,9561 x -9,8534	y = 8,1024 x - 17,594	0,80	0,83	993,10	614,54
	5	Y = 11,041 x -27,291	y = 4,3838 x - 8,2882	0,76	0,70	840,70	1074,49
	10	Y = 4,7374 x -8,4973	y = 5,1852 x - 9,9665	0,73	0,78	706,47	769,81
8	2	Y = 6,9366 x -13,728	y = 8,0508 x - 17,672	0,57	0,87	756,57	654,81
	5	Y = 5,3915 x -9,7984	y = 11,31 x - 27,863	0,68	0,93	555,60	804,74
	10	Y = 6,0817 x -13,387	y = 7,6292 x - 16,654	0,62	0,77	1055,19	689,13
16	2	Y = 4,5069 x -7,5831	y = 8,3241 x - 18,478	0,81	0,75	619,38	661,43
	5	Y = 4,1609 x -6,4471	y = 5,686 x - 10,804	0,79	0,78	563,78	601,80
	10	Y = 8,6132 x -18,858	y = 6,8693 x - 12,814	0,91	0,86	588,75	391,99
24	2	Y = 3,0173 x -2,9734	y = 5,2448 x - 9,7995	0,61	0,81	746,21	663,35
	5	Y = 9,637 x -23,008	y = 6,215 x - 12,817	0,75	0,76	824,85	735,82
	10	Y = 4,6167 x -7,6656	y = 5,9497 x - 11,585	0,55	0,71	553,90	613,10
48	2	Y = 6,4833 x -13,654	y = 4,6041 x - 7,0827	0,91	0,84	753,76	421,05
	5	Y = 4,4535 x -7,0252	y = 6,0235 x - 12,191	0,77	0,64	501,38	714,47
	10	Y = 9,1578 x -21,094	y = 7,3753 x - 15,917	0,86	0,79	706,92	685,62

Tableau XXXVI : Comparaison de la toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles de *Populus nigra* incubées à 25°C.

T (H)	C (g/l)	Equations de régression		Coefficient de corrélation		TL ₅₀ (heures)	
		FF	FS	FF	FS	FF	FS
1	2	$Y = 6,2143 x - 11,842$	$y = 4,9237 x - 8,4463$	0,66	0,82	513,10	538,18
	5	$Y = 5,3278 x - 7,7902$	$y = 5,8028 x - 10,633$	0,89	0,84	251,56	494,36
	10	$Y = 7,0181 x - 13,581$	$y = 3,1532 x - 2,6633$	0,79	0,82	444,20	269,35
2	2	$Y = 2,7685 x - 2,092$	$y = 3,2803 x - 3,079$	0,66	0,85	364,48	290,32
	5	$Y = 2,4008 x - 1,1354$	$y = 2,9592 x - 2,1966$	0,74	0,85	359,38	270,35
	10	$Y = 3,3399 x - 2,964$	$y = 4,6924 x - 9,2272$	0,84	0,64	242,38	1076,38
4	2	$Y = 5,2315 x - 9,1735$	$y = 6,4552 x - 12,223$	0,73	0,80	511,98	465,67
	5	$Y = 10,443 x - 23,667$	$y = 7,8453 x - 17,153$	0,85	0,94	556,02	666,39
	10	$Y = 4,1541 x - 6,4494$	$y = 4,6236 x - 7,6116$	0,69	0,75	570,38	534,14
8	2	$Y = 5,7031 x - 10,607$	$y = 4,2185 x - 5,8025$	0,75	0,78	545,23	363,70
	5	$Y = 3,7943 x - 4,6846$	$y = 6,2727 x - 11,461$	0,79	0,85	356,78	420,94
	10	$Y = 4,4997 x - 7,0448$	$y = 5,8193 x - 10,289$	0,81	0,85	475,11	423,92
16	2	$Y = 2,68 x - 1,7102$	$y = 4,6995 x - 6,9193$	0,72	0,84	319,01	343,78
	5	$Y = 3,1062 x - 2,9185$	$y = 4,3564 x - 5,5741$	0,71	0,86	354,20	267,45
	10	$Y = 4,7427 x - 7,0872$	$y = 6,1965 x - 10,605$	0,79	0,89	353,66	329,88
24	2	$Y = 3,0173 x - 2,9734$	$y = 4,1482 x - 6,3303$	0,77	0,73	481,65	538,73
	5	$Y = 3,2722 x - 4,1671$	$y = 5,0211 x - 8,6991$	0,53	0,74	633,15	534,94
	10	$Y = 2,7971 x - 2,0433$	$y = 3,58 x - 3,8861$	0,82	0,83	329,66	303,49
48	2	$Y = 5,0365 x - 9,0994$	$y = 5,6311 x - 10,911$	0,80	0,81	630,15	669,20
	5	$Y = 3,3004 x - 3,3962$	$y = 2,895 x - 2,4063$	0,81	0,80	349,94	361,66
	10	$Y = 5,4442 x - 9,1268$	$y = 2,9574 x - 2,4165$	0,86	0,79	393,40	321,94

III – 5 – Evolution de la toxicité en fonction de l'essence végétale étudiée.

L'évaluation de la toxicité létale des essences végétales ; *Platanus acerifolia* et *Populus nigra* a été réalisée entre les suspensions fraîches des deux essences ainsi que les séchées.

III – 5 – 1 - Feuilles fraîches

La toxicité des suspensions fraîches du platane et du peuplier est considérable par rapport au témoin avec des différences entre les deux essences.

A la température de 5°C.(Tableau XXXVII)

Les feuilles mortes de *Platanus acerifolia* sont plus toxiques que celles du *Populus nigra* mais avec des variations dépendant de la concentration et du temps d'incubation.

La suspension de 2g/l du platane engendre des TL₅₀ plus faibles que celle du peuplier durant 24 H d'incubation, mais à 48 H le peuplier devient plus toxique avec une TL₅₀ de 540,21 H et de 836,98 chez le platane.

Pour des suspension de 5 et 10g/l la plus forte mortalité cumulée a été observée chez le platane pour une durée de 16 H d'incubation. Au delà de ce temps, le peuplier engendre des TL₅₀ plus faibles que celles du platane.

A la température de 15°C.(Tableau XXXVIII)

Pour toutes les concentrations le platane est plus toxique et présente des TL₅₀ plus faibles que celles du peuplier.

A la température de 25°C.(Tableau XXXIX)

Quelque soit la concentration utilisée, peuplier demeure plus toxique durant tous les temps d'incubation.

Tableau XXXVII : Comparaison de la toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles fraîches de *Populus nigra* et *Platanus acerifolia* incubées à 5°C.

T (H)	C (g/l)	Equations de régression		Coefficient de corrélation		TL ₅₀ (heures)	
		Platane	Peuplier	PL	PP	PL	PP
1	2	$y = 7,1399 x - 14,277$	$y = 12,075 x - 29,744$	0,88	0,86	501,06	753,96
	5	$y = 4,1422 x - 6,8915$	$y = 3,776 x - 2,1642$	0,64	0,79	742,7	78,94
	10	$y = 2,6995 x - 2,8384$	$y = 4,9474 x - 3,7225$	0,63	0,90	801,03	57,94
2	2	$y = 2,5519 x - 1,7002$	$y = 3,6156 x - 4,9965$	0,61	0,73	422,25	581,86
	5	$y = 9,684 x - 22,48$	$y = 9,0356 x - 21,676$	0,91	0,83	688,13	896,02
	10	$y = 10,335 x - 24,492$	$y = 8,296 x - 19,353$	0,85	0,79	713,85	862
4	2	$y = 7,5888 x - 16,113$	$y = 7,3741 x - 15,903$	0,86	0,90	605,52	683,36
	5	$y = 4,0498 x - 6,2419$	$y = 15,617 x - 39,271$	0,76	0,80	596,92	683,58
	10	$y = 7,4506 x - 16$	$y = 4,3521 x - 6,597$	0,73	0,72	658,51	462,05
8	2	$y = 8,7823 x - 19,705$	$y = 7,5802 x - 16,282$	0,84	0,75	650,20	642,06
	5	$y = 5,1542 x - 8,7821$	$y = 5,1324 x - 9,241$	0,73	0,63	472,01	595,28
	10	$y = 6,2537 x - 11,519$	$y = 5,1051 x - 8,8462$	0,87	0,70	438,00	515,5
16	2	$y = 5,0138 x - 8,1357$	$y = 3,5325 x - 4,4086$	0,83	0,67	416,78	460,72
	5	$y = 3,043 x - 2,8741$	$y = 3,3293 x - 3,8335$	0,77	0,73	386,91	450,04
	10	$y = 3,7813 x - 4,9909$	$y = 5,4474 x - 9,2869$	0,75	0,80	438,72	419,46
24	2	$y = 3,1641 x - 2,5739$	$y = 3,4301 x - 4,3337$	0,86	0,72	247,57	526,15
	5	$y = 7,8338 x - 15,911$	$y = 2,5287 x - 1,5801$	0,85	0,70	467,01	400,09
	10	$y = 13,647 x - 33,672$	$y = 5,6556 x - 10,896$	0,86	0,71	681,92	646,64
48	2	$y = 7,7972 x - 17,789$	$y = 5,0712 x - 8,8574$	0,89	0,72	836,98	540,21
	5	$y = 14,824 x - 38,528$	$y = 4,4174 x - 6,7171$	0,92	0,74	863,61	449,24
	10	$y = 4,6978 x - 7,216$	$y = 9,2045 x - 20,752$	0,74	0,70	398,44	627,71

Tableau XXXVIII : Comparaison de la toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles fraîches de *Populus nigra* et *Platanus acerifolia* incubées à 15°C.

T (H)	C (g/l)	Equations de régression		Coefficient de corrélation		TL ₅₀ (heures)	
		Platane	Peuplier	PL	PP	PL	PP
1	2	$y = 8,3912 x - 18,459$	$y = 7,2661 x - 16,821$	0,84	0,79	624,6934	1007,21
	5	$y = 9,3026 x - 21,543$	$y = 7,8704 x - 17,54$	0,76	0,69	713,85	730,96
	10	$y = 5,4852 x - 10,439$	$y = 4,6002 x - 7,8664$	0,65	0,84	652,62	626,50
2	2	$y = 2,5602 x - 1,5161$	$y = 2,9333 x - 2,803$	0,62	0,74	350,87	457,23
	5	$y = 11,215 x - 27,629$	$y = 4,0306 x - 6,178$	0,95	0,68	811,72	593,31
	10	$y = 11,915 x - 29,661$	$y = 4,7579 x - 8,3119$	0,91	0,82	811,00	627,84
4	2	$y = 7,7016 x - 16,783$	$y = 4,9561 x - 9,8534$	0,84	0,80	673,55	993,10
	5	$y = 9,0727 x - 20,441$	$y = 11,041 x - 27,291$	0,85	0,76	636,98	840,70
	10	$y = 12,359 x - 30,49$	$y = 4,7374 x - 8,4973$	0,78	0,73	744,03	706,47
8	2	$y = 6,8019 x - 13,556$	$y = 6,9366 x - 13,728$	0,71	0,57	534,63	756,57
	5	$y = 6,0468 x - 11,568$	$y = 5,3915 x - 9,7984$	0,61	0,68	549,49	555,60
	10	$y = 19,15 x - 49,812$	$y = 6,0817 x - 13,387$	0,93	0,62	728,19	1055,19
16	2	$y = 8,9014 x - 20,579$	$y = 4,5069 x - 7,5831$	0,86	0,81	747,46	619,38
	5	$y = 4,8489 x - 8,3457$	$y = 4,1609 x - 6,4471$	0,75	0,79	565,34	563,78
	10	$y = 11,648 x - 28,852$	$y = 8,6132 x - 18,858$	0,88	0,91	805,84	588,75
24	2	$y = 8,503 x - 18,746$	$y = 3,0173 x - 2,9734$	0,83	0,61	620,38	746,21
	5	$y = 7,8227 x - 16,549$	$y = 9,637 x - 23,008$	0,82	0,75	568,42	824,85
	10	$y = 7,5495 x - 15,556$	$y = 4,6167 x - 7,6656$	0,82	0,55	528,23	553,90
48	2	$y = 7,6922 x - 16,801$	$y = 6,4833 x - 13,654$	0,81	0,91	682,60	753,76
	5	$y = 5,8372 x - 10,616$	$y = 4,4535 x - 7,0252$	0,81	0,77	473,42	501,38
	10	$y = 9,6915 x - 22,074$	$y = 9,1578 x - 21,094$	0,84	0,86	621,70	706,92

Tableau XXXIX : Comparaison de la toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles fraîches de *Populus nigra* et *Platanus acerifolia* incubées à 25°C.

T (H)	C (g/l)	Equations de régression		Coefficient de corrélation		TL ₅₀ (heures)	
		Platane	Peuplier	PL	PP	PL	PP
1	2	$y = 6,9366 x - 13,728$	$y = 6,2143 x - 11,842$	0,91	0,66	501,05	513,10
	5	$y = 5,4132 x - 9,8875$	$y = 5,3278 x - 7,7902$	0,76	0,89	562,62	251,56
	10	$y = 10,215 x - 23,437$	$y = 7,0181 x - 13,581$	0,94	0,79	607,92	444,20
2	2	$y = 5,0343 x - 8,4251$	$y = 2,7685 x - 2,092$	0,80	0,66	464,22	364,48
	5	$y = 4,3644 x - 6,1031$	$y = 2,4008 x - 1,1354$	0,75	0,74	349,95	359,38
	10	$y = 8,6966 x - 19,476$	$y = 3,3399 x - 2,964$	0,86	0,84	652,27	242,38
4	2	$y = 2,3541 x - 0,6203$	$y = 5,2315 x - 9,1735$	0,75	0,73	244,03	511,98
	5	$y = 6,6429 x - 13,606$	$y = 10,443 x - 23,667$	0,82	0,85	632,24	556,02
	10	$y = 6,9363 x - 13,793$	$y = 4,1541 x - 6,4494$	0,89	0,69	512,11	570,38
8	2	$y = 7,0768 x - 14,768$	$y = 5,7031 x - 10,607$	0,86	0,75	621,37	545,23
	5	$y = 6,9366 x - 13,728$	$y = 3,7943 x - 4,6846$	0,71	0,79	586,11	356,78
	10	$y = 5,2133 x - 9,6165$	$y = 4,4997 x - 7,0448$	0,64	0,81	636,34	475,11
16	2	$y = 5,8832 x - 11,366$	$y = 2,68 x - 1,7102$	0,87	0,72	605,08	319,01
	5	$y = 6,1902 x - 12,873$	$y = 3,1062 x - 2,9185$	0,74	0,71	771,44	354,20
	10	$y = 9,4931 x - 21,771$	$y = 4,7427 x - 7,0872$	0,87	0,79	660,76	353,66
24	2	$y = 8,3513 x - 18,027$	$y = 3,0173 x - 2,9734$	0,85	0,77	571,86	481,65
	5	$y = 8,4905 x - 18,544$	$y = 3,2722 x - 4,1671$	0,84	0,53	592,90	633,15
	10	$y = 5,2072 x - 6,8087$	$y = 2,7971 x - 2,0433$	0,87	0,82	185,25	329,66
48	2	$y = 5,2435 x - 9,0659$	$y = 5,0365 x - 9,0994$	0,85	0,80	481,43	630,15
	5	$y = 9,1919 x - 21,193$	$y = 3,3004 x - 3,3962$	0,90	0,81	707,25	349,94
	10	$y = 10,025 x - 24,08$	$y = 5,4442 x - 9,1268$	0,78	0,86	795,69	393,40

III – 5 – 2 - Feuilles séchées.

A la température de 5°C. (Tableau XXXX)

Durant 16 H de lessivage, les suspensions de 2g/l et 5g/l de platane ont donné des TL50 inférieures que celles du peuplier.

Après 24 et 48 H, le peuplier devient plus toxique. Mais, à une concentration de 10g/l le peuplier engendre les plus fortes mortalités cumulées.

A la température de 15°C. (Tableau XXXXI)

Pour toutes les concentrations choisies à savoir 2, 5 et 10g/l le platane est plus toxique.

A la température de 25°C. (Tableau XXXXII)

Quelque soit la concentration utilisée, le peuplier engendre des mortalités cumulées plus importantes que le platane.

Nous avons constaté que la toxicité létale engendrée par les deux essences végétales sur les Gambusies suit la même évolution chez les feuilles fraîches des deux espèces, ainsi que chez les séchées.

Bien que, les deux essences choisies : *Platanus acerifolia* et *Populus nigra* possèdent une cuticule légèrement épaisse et appartiennent à la catégorie des essences intermédiaires, elles sont lessivées différemment suivant la concentration, le temps de lessivage et surtout la température. Ainsi, nous avons constaté que les faibles et les moyennes températures (5°C et 15°C) sont favorables à la libération des substances toxiques chez *Platanus acerifolia* et les fortes températures (25°C) sont favorables pour *Populus nigra*. Mais, le peuplier peut devenir redoutable à faible température (5°C) lorsque le temps d'incubation dépasse 16 H. L'augmentation de la toxicité létale en fonction du temps d'incubation chez le peuplier peut être expliquée d'une part, par sa richesse en composés Polyphénoliques (TREMOLIERES & BIETH, 1984 ; HOFFMAN & al., 1985 ; PARK & al.,1996) et d'autres part, à l'apparition des Quinones fortement toxiques

durant la première étape de l'oxydation enzymatique (TREMOLIERES, 1983 ; TREMOLIERES & CARBIENER, 1985).

Quant à la température 15°C, elle n'a presque pas d'effet sur la libération des substances toxiques hydrosolubles chez le peuplier, par contre, cette même température ainsi que 5°C provoque une forte toxicité chez le platane. Ce dernier, malgré sa richesse en composé Polyphénoliques (KAOUADJI & al., 1992), il s'est montré non toxique à forte température.

25°C, est la température idéale pour le peuplier qui lui favorise la libération des substances toxiques quelque soit la concentration choisie et le temps de lessivage.

Tableau XXXX : Comparaison de la toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles séchées de *Populus nigra* et *Platanus acerifolia* incubées à 5°C.

T (H)	C (g/l)	Equations de régression		Coefficient de corrélation		TL ₅₀ (heures)	
		Platane	Peuplier	PL	PP	PL	PP
1	2	$y = 1,9865 x - 0,3889$	$y = 5,1741 x - 9,9046$	0,52	0,76	516,13	759,65
	5	$y = 4,5475 x - 7,478$	$y = 5,5771 x - 10,662$	0,71	0,85	554,53	643,08
	10	$y = 6,3103 x - 12,956$	$y = 5,2903 x - 9,667$	0,65	0,67	700,65	592,15
2	2	$y = 6,0316 x - 11,415$	$y = 6,0316 x - 11,415$	0,88	0,88	526,62	526,62
	5	$y = 8,2237 x - 18,66$	$y = 8,2237 x - 18,66$	0,92	0,92	753,44	753,44
	10	$y = 4,5446 x - 7,8457$	$y = 4,5446x - 7,8457$	0,78	0,77	670,79	670,78
4	2	$y = 7,0105 x - 14,141$	$y = 7,105 x - 14,141$	0,65	0,64	537,44	537,44
	5	$y = 6,1449 x - 11,894$	$y = 6,1449 x - 11,894$	0,69	0,69	561,40	561,39
	10	$y = 3,9702 x - 5,0244$	$y = 3,9702 x - 5,0244$	0,89	0,88	334,90	334,89
8	2	$y = 6,613 x - 13,334$	$y = 6,613 x - 13,334$	0,82	0,82	592,13	592,13
	5	$y = 9,2861 x - 20,776$	$y = 9,2861 x - 20,776$	0,92	0,92	596,71	596,70
	10	$y = 5,9255 x - 10,108$	$y = 5,9255 x - 10,108$	0,76	0,76	354,53	354,53
16	2	$y = 4,5 x - 7,1085$	$y = 8,5789 x - 19,573$	0,77	0,69	490,66	731,73
	5	$y = 5,5978 x - 9,8448$	$y = 4,7249 x - 7,5423$	0,87	0,70	448,64	451,34
	10	$y = 4,9878 x - 8,2898$	$y = 6,8693 x - 12,814$	0,76	0,86	461,81	391,99
24	2	$y = 10,163 x - 23,268$	$y = 4,514 x - 6,8621$	0,83	0,83	604,59	424,46
	5	$y = 9,6459 x - 21,27$	$y = 3,8986 x - 5,1324$	0,94	0,71	528,98	397,17
	10	$y = 7,6603 x - 16,637$	$y = 4,5074 x - 6,7311$	0,83	0,77	667,67	400,52
48	2	$y = 7,3505 x - 14,835$	$y = 5,4696 x - 9,9114$	0,82	0,78	499,41	532,39
	5	$y = 6,2274 x - 11,742$	$y = 3,3117 x - 3,825$	0,77	0,56	488,02	462,16
	10	$y = 10,176 x - 24,277$	$y = 3,252 x - 19,1957$	0,87	0,68	753,47	331,28

Tableau XXXXI : Comparaison de la toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles séchées de *Populus nigra* et *Platanus acerifolia* incubées à 15°C.

T (H)	C (g/l)	Equations de régression		Coefficient de corrélation		TL ₅₀ (heures)	
		Platane	Peuplier	PL	PP	PL	PP
1	2	$y = 2,329 x - 1,5403$	$y = 5,0998 x - 9,9432$	0,57	0,81	642,98	851,44
	5	$y = 9,1179 x - 20,774$	$y = 5,8251 x - 11,73$	0,73	0,89	671,03	744,82
	10	$y = 2,0002 x - 0,1047$	$y = 4,4089 x - 6,8343$	0,60	0,73	356,52	483,26
2	2	$y = 9,9546 x - 23,025$	$y = 8,117 x - 18,004$	0,84	0,76	653,55	650,51
	5	$y = 2,4612 x - 1,576$	$y = 8,0598 x - 18,549$	0,64	0,91	469,75	835,18
	10	$y = 3,0313 x - 2,8085$	$y = 3,8005 x - 5,1955$	0,80	0,69	376,66	481,58
4	2	$y = 6,1527 x - 12,089$	$y = 8,1024 x - 17,594$	0,82	0,83	601,31	614,54
	5	$y = 11,467 x - 26,859$	$y = 4,3838 x - 8,2882$	0,87	0,70	600,23	1074,49
	10	$y = 9,5154 x - 21,673$	$y = 5,1852 x - 9,9665$	0,83	0,78	635,53	769,81
8	2	$y = 5,8304 x - 11,065$	$y = 8,0508 x - 17,672$	0,75	0,87	569,35	654,81
	5	$y = 4,5363 x - 7,0486$	$y = 11,31 x - 27,863$	0,70	0,93	452,94	804,74
	10	$y = 7,6478 x - 16,174$	$y = 7,6292 x - 16,654$	0,90	0,77	587,00	689,13
16	2	$y = 5,346 x - 9,602$	$y = 8,3241 x - 18,478$	0,80	0,75	538,75	661,43
	5	$y = 6,6197 x - 13,444$	$y = 5,686 x - 10,804$	0,84	0,78	611,26	601,80
	10	$y = 6,5384 x - 14,525$	$y = 6,8693 x - 12,814$	0,64	0,86	968,73	391,99
24	2	$y = 8,4926 x - 17,634$	$y = 5,2448 x - 9,7995$	0,83	0,81	462,53	663,35
	5	$y = 5,4888 x - 9,9952$	$y = 6,215 x - 12,817$	0,67	0,76	539,46	735,82
	10	$y = 5,9986 x - 11,256$	$y = 5,9497 x - 11,585$	0,81	0,71	512,82	613,10
48	2	$y = 2,6692 x - 1,945$	$y = 4,6041 x - 7,0827$	0,69	0,84	399,85	421,05
	5	$y = 9,6305 x - 21,82$	$y = 6,0235 x - 12,191$	0,89	0,64	609,39	714,47
	10	$y = 4,2803 x - 6,3956$	$y = 7,3753 x - 15,917$	0,83	0,79	459,55	685,62

Tableau XXXXII : Comparaison de la toxicité létale sur *Gambusia affinis* des feuilles séchées de *Populus nigra* et *Platanus acerifolia* incubées à 25°C.

T (H)	C (g/l)	Equations de régression		Coefficient de corrélation		TL ₅₀ (heures)	
		Platane	Peuplier	PL	PP	PL	PP
1	2	$y = 8,626 x - 19,936$	$y = 4,9237 x - 8,4463$	0,80	0,82	777,66	538,18
	5	$y = 8,2521 x - 18,902$	$y = 5,8028 x - 10,633$	0,81	0,84	787,90	494,36
	10	$y = 6,3721 x - 13,052$	$y = 3,1532 x - 2,6633$	0,73	0,82	680,73	269,35
2	2	$y = 5,5424 x - 9,6443$	$y = 3,2803 x - 3,079$	0,79	0,85	438,76	290,32
	5	$y = 2,0172 x - 0,1085$	$y = 2,9592 x - 2,1966$	0,71	0,85	340,77	270,35
	10	$y = 5,4395 x - 9,8893$	$y = 4,6924 x - 9,2272$	0,79	0,64	546,07	1076,38
4	2	$y = 3,9113 x - 5,8734$	$y = 6,4552 x - 12,223$	0,70	0,80	602,55	465,67
	5	$y = 10,473 x - 24,719$	$y = 7,8453 x - 17,153$	0,82	0,94	688,14	666,39
	10	$y = 6,6165 x - 12,665$	$y = 4,6236 x - 7,6116$	0,86	0,75	467,56	534,14
8	2	$y = 12,105 x - 29,888$	$y = 4,2185 x - 5,8025$	0,85	0,78	762,28	363,70
	5	$y = 10,083 x - 23,538$	$y = 6,2727 x - 11,461$	0,81	0,85	676,56	420,94
	10	$y = 4,684 x - 7,766$	$y = 5,8193 x - 10,289$	0,81	0,85	531,43	423,92
16	2	$y = 6,1329 x - 12,671$	$y = 4,6995 x - 6,9193$	0,76	0,84	760,93	343,78
	5	$y = 6,9522 x - 14,581$	$y = 4,3564 x - 5,5741$	0,76	0,86	655,41	267,45
	10	$y = 4,3023 x - 4,8035$	$y = 6,1965 x - 10,605$	0,82	0,89	189,96	329,88
24	2	$y = 4,0115 x - 4,4873$	$y = 4,1482 x - 6,3303$	0,74	0,73	231,75	538,73
	5	$y = 4,4671 x - 6,1361$	$y = 5,0211 x - 8,6991$	0,79	0,74	311,11	534,94
	10	$y = 9,0485 x - 21,624$	$y = 3,58 x - 3,8861$	0,62	0,83	875,72	303,49
48	2	$y = 17,492 x - 45,473$	$y = 5,6311 x - 10,911$	0,87	0,81	767,21	669,20
	5	$y = 3,3284 x - 2,1927$	$y = 2,895 x - 2,4063$	0,71	0,80	144,87	361,66
	10	$y = 9,6075 x - 22,314$	$y = 2,9574 x - 2,4165$	0,78	0,79	696,60	321,94

**CONCLUSION
GENERALE**

CONCLUSION GENERALE

Au terme de cette étude et à partir des résultats obtenus, nous avons démontré que le premier processus mis en cause dans la pollution des milieux aquatiques par les feuilles mortes de *Populus nigra* et *Platanus acerifolia* se résume à un phénomène à action rapide, voir immédiat (quelques heures). Ce processus est de nature enzymatique foliaire à effet désoxygénant et par conséquent toxique.

En effet, les substances hydrosolubles lessivées, en particulier les polyphénols, sont les principaux agents responsables de cette désoxygénation dont l'amplitude est fonction de la température de l'eau, de la concentration en feuilles et de la durée d'incubation.

L'effet de la température sur le lessivage dépend en premier lieu de l'espèce végétale ; les feuilles du Peuplier noir, ont un complexe enzymatique hautement fonctionnel et un contenu élevé en polyphénols facilement oxydables ; elles présentent, en conséquence, un effet désoxygénant élevé même à faible température (5°C).

Par ailleurs, l'étude de la désoxygénation des eaux par les feuilles de Platane a montré que les deux types de feuilles fraîches et séchées désoxygènent le milieu récepteur au même degré. Le séchage des feuilles, pour cette espèce, ne semble donc pas modifier leur activité désoxygénante.

Ceci ne semble pas être le cas pour le Peuplier, dont les feuilles fraîches désoxygènent le milieu récepteur beaucoup plus que les feuilles séchées. Le précipité brun obtenu dans les lessivats était plus accentué pour les feuilles fraîches. Mais cette coloration diminue avec la durée du lessivage pour les deux types de feuilles.

Ainsi l'activité désoxygénante, provoquée par la chute des feuilles, varie d'une espèce à une autre et même au sein de la même espèce, en fonction de l'état de la feuille (séchée ou fraîche).

Comparées aux feuilles du peuplier, celles du platane présentent une activité désoxygénante moins prononcée, mais cette espèce acidifie le milieu aquatique récepteur lorsqu'elle est incubée à 5°C.

Nous avons constaté que la toxicité létale engendrée par les deux essences végétales sur les Gambusies suit la même évolution chez les feuilles fraîches des deux espèces, ainsi que chez les séchées.

Ainsi, nous avons constaté que les faibles et les moyennes températures (5°C et 15°C) sont favorables à la libération des substances toxiques chez *Platanus acerifolia* et les fortes températures (25°C) sont convenables pour *Populus nigra*. Mais le Peuplier peut devenir redoutable à faible température (5°C) lorsque le temps d'incubation dépasse 16 H. Quant à la température 15°C, elle n'a presque pas d'effet sur la libération des substances toxiques hydrosolubles chez le Peuplier, par contre cette même température ainsi qu'une température de 5°C provoquent une forte toxicité chez le platane. Ce dernier s'est montré non toxique à forte température.

25°C est la température idéale pour le Peuplier qui, lui, favorise la libération des substances toxiques quelque soit la concentration choisie et le temps de lessivage.

Pour des concentrations élevées (10g/l), les feuilles séchées de *Platanus acerifolia* sont plus toxiques que les feuilles fraîches. Par contre, le phénomène est inverse chez *Populus nigra*.

Suites à nos résultats, nous pouvons déduire que l'eau de l'Oued Tizguit est exposée à une pollution naturelle permanente suivant la température saisonnière à savoir une pollution hivernale par les feuilles de *Platanus acerifolia* et une estivale par les feuilles de *Populus nigra*.

PERSPECTIVES

La présente thèse vient compléter une série de travaux sur la contamination naturelle des milieux aquatiques récepteurs par la chute des feuilles (apports feuillus,

décomposition de la matière organique végétale, effets sur les qualités biologiques et physico-chimiques ...).

Notre contribution a permis de dégager certains aspects de l'effet de la chute automnale des feuilles sur les milieux récepteurs. Néanmoins, de nombreux points restent à élucider, en particulier :

Les mécanismes d'action de la température au niveau de l'accélération du processus de désoxygénation de l'eau ;

L'identification précise des produits de lessivage et leur cinétique de libération dans l'eau ;

L'étude histo-pathologique des mécanismes de toxicité des produits de lessivage sur les Gambusies.

Telles sont nos perspectives d'avenir.

**REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES**

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

ABSHIER S. E., COYKENDALL R. L. & KAUFFMAN E. E., 1991 - A portable cage aquaculture system for the supplemental production of mosquitofish. *Proceedings and papers of annual conference of the California Mosquito and Vector Control Association.*, 59 : 129 – 123.

ALIBERT G., RANJEVA R. & BOUDET A. M., 1977 - Organisation des voies de synthèse des composés phénoliques. *Physiol. Vég.* 15 : 279 – 301.

AMRHEIN N. & ZENZ M. H., 1977 - Metabolism of phenolpropanoid compounds. *Physiol. Vég.*, 15 : 251 – 260.

ANGENOT L., COUNE C. & TITS M., 1978 - Nouveaux Alcaloïdes des feuilles du *Strychnos usambarensis*. *Jour. Pharm. Belg.*, 33 (1) : 11 – 23.

AYOUB M. T., RASHAN L. J., KHAZRAJI A. T. & ADAAY M. H., 1989 - An oxamide from *Peganum harmala* seeds. *Phytochemistry.*, 28 (7) : 2000 – 2001.

BALDWIN i. T., OLSON R. K. & REINERS W. A., 1983 - Protein Binding Phenolics and the Inhibition of Nitrification in Subalpine Balsam Fir Soils. *Soil. Biol. Biochem.*, 15 (4) : 419 – 423.

BÄRLOCHER F & SCHWEIZER M. 1983 – Effect of leaf size and decay rate on colonization by aquatic hyphomycetes. *Oikos.*, 41 : 205-210.

BELLAKHDAR J & IL IDRISSE A. 1990 - Composition chimique des huiles essentielles de trois Origans endémiques du Maroc : *Origanum Compactum* Benth, *O. grosii* PAU & F-Q. *Origanum* EMB & MAIR. Premier colloque européen d'ethnopharmacologie, Metz : 440 - 445.

BENJILALI B., HAMMOUMI M., M'HAMED A & RICHARD H. 1985-Analyse en composantes principales (ACP) et chimiotaxonomie de l'armoise blanche du Maroc (*Artemisia herba-alba* Asso.). *Les cahiers du CEAMS.*, (2) : 57 – 86.

BENJILALI B & RICHARD H. 1980 – Etude de quelques peuplements d'armoise blanche du Maroc *Artemisia herba-alba*. *Rivista Italiana L.*, XII (2) : 69-74.

BENJILALI B., RICHARD H. & LIDDLE P., 1984 – Chémotypes d'armoise blanche du Maroc *Artemisia herba-alba*. *Rivista Quaderademo Agricolo Supplemento 2, Attidelle Giornate Internationli Saint Vincent.*, 26-27 : 131-150.

BENOIT R. E., STARKEY R. L & BASARABA J., 1968 – Effet of Purified Plant Tannin on decomposition of some organic compounds and Plant Materials. *Soil. Science.*, 105 (3) : 153-158.

BENT J. M. & PRESBEN D., 1991 – Guide des poissons d'eau douce et pêche. *Edit. Delachaux et Niestlé ; Neuchatel Suisse : 242p.*

BENZIANE O. Z. 2000 - Impact des produits de lessivage des apports allochtones végétaux sur les qualités physico-chimique et Biologique des milieux aquatiques récepteurs. *Thèse Doct Es Sci. Fac. Sci. D E M Fès Maroc : 201 p.*

BIRD G. A & KAUSHIK N. K. 1981 – Coarse particulate organic matter in streams. *In : Perspectives in running water ecology.* LOCK M. A & DUDLEY D. W. (eds), Plenum Publishing Corporation., 41-68.

BROCK T . C. M. 1984-Aspects of the decomposition of Nymphoides Peltata (Gmel). O. Kuntze (Menyanthaceae). *Aquat. Bot.* 189 : 131-156.

BROWN D. S.,1961 – The food of larvæ of chloen dipterum 1. And *Bætis rhodani* (Pict.) (Insecta Ephemeroptera). *J. Anim. Ecol.*, 30 : 50 –75.

CADMAN C. H., 1960 - Inhibition of Plant Virus Infection by Tannis, Phenolics in Plants, In HEALTH and Disease. *Plant Phenolics Group Symposium.*, 101-105.

CARBIENER R., 1961 – Communication non publié, Assoc. Philomat. Alsace, Strasbourg. 12 Novembre 1961.

CARDELLINA J. H. 1991 – HPLC Separation of Taxol and Cephalomannine. *Liquid chromatography.*, 14 (4) : 659-665.

CHAFI A. 1995 – Mécanismes cellulaires de bioaccumulation d'éléments minéraux toxiques chez certains organismes aquatiques de la Méditerranée, de l'oued Moulouya, de l'oued Sebou et du Moyen-Atlas : toxicité de l'Aluminium et impact sur la santé humaine. *Thèse d'état, Fac. Sci. Oujda.*, 222 p.

CHASE S & FERRULO A. 1957-Oxygen demand exerted by leaves stored under water. *J. New Engl. Water. Works. Assoc.* 71 : 307-312.

CHAUVIÈRE G., GUENARD D & PICOT F. 1981 – Analyse structurale et étude biochimique de produits isolés de l'If: *Taxus baccata* L. (Taxacées). *Compte Rendus Hebdomadaires des séances de l'académie des Sciences, Paris.*, 293 (7) : 501-503.

CHERGUI H. 1988 – The contribution of the flood plain/river ecotone to the energy budget of the aquatic ecosystem. *Conférence internationale sur les ECOTON, SOPRON, HONGRIE.*

CHERGUI H. 1989 – Flux des particules grossières de matière organique allochtone et autochtone dans un bras mort du Rhône. *Revue Sci. Eau.*, 2 : 565-585.

CHERGUI. H & PATEE E. 1988 – The rôle of benthic invertebrate in the breakdown of Poplar leaves in the network of a large European river. *Archiv Hydrobiol.*, 1 : 15-25.

CHERGUI H. & PATEE E. 1990 – The influence of season of the breakdown of submerged leaves. *Archiv. Hydrobiol.*, 120 : 1-12.

CHERGUI & PATEE E. 1991- Dégradation des feuilles mortes allochtones dans le réseau de la basse Moulouya, au Maroc. *Acta Oecologica.*, 12 (4) : 543-560.

CHERGUI H. & PATEE E. 1992 – Processing of fresh and dry Salix leaves in a Moroccan river system. *Acta OEcologica.*, 13 (3) : 291-298.

CUMMINS K. W., KOFFMAN W. P & ROFF P. A. 1966 – Trophic relationships in small woodland stream. *Verh. INTERNAT. Verein. Limnol.*, 16 : 627-638.

CUMMINS K. & KLUG M. J., 1979 – Feeding ecology of stream invertebrates. *Ann. Rev. Ecol. System.*, 10 : 147 – 172.

CUMMINS K. W., SEDELL J. R., SWANSON F. J., MINSHALL G. W., FISHER S. G., CUSHING C. E., PETERSEN R. C & VANNOTE R. L., 1983-Organic matter budgets for stream Ecology : problems in their evaluation In : BARNES J. R & MINSHALL G. N (ed), *Stream Ecology : Testing General Ecological theory. Plenum.* N. Y. 399p.

CUMMINS K. W. ; MINSHALL G. W. ; SEDELL J. R. ; CUSHING C. E. et PETERSEN R. C., 1984 – Stream ecosystem theory. *Verh. Internat. Verein. Limnol.*, 22 : 1818 – 1827.

CRUZ A. A. & POST H. A., 1977 – Production and transport of organic matter in a woodland stream. *Arch. Hydrobiol.*, 80 : 227 – 238.

DRAGAR C & BICK I. R. 1992-The Alkaloid Peduncularine : Corrected Spectroscopic data and conformational Analysis. *Phytochemistry.*, 31 (10) : 3601-3606.

EGGLISHAW H. J., 1964 – the distributional relationships between the bottom fauna and plant detritus. *J. Anim. Ecol.*, 33 : 463 – 475.

EGGLISHAW H. J., 1968 – The quantitative relationships between the bottom fauna and plant detritus in streams of different calcium concentrations. *J. App. Ecol.*, 5 : 731 – 740.

FINNEY D. J. 1971 – Probit Analysis, 3 rd edn, *Cambridge University Press.*,
Cambridge.

FISHER S. G & LIKENS G. E. 1973 – Energy flow in Bear Brook, New
Hampshire : an integrative approach to stream ecosystem metabolism. *Ecol.*
Monogr. 43 : 421 – 439.

FOX B. W. 1991 – Medicinal plants in tropical medicine. 2. Natural products in
cancer treatment from bench to the clinic. *Transactions of the Royal Society of*
Tropical Medicine and Hygiene., 85 : 22-25.

FRAILE B., SAEZ F. J., VICENTINI C. A., GONZALEZ A., DE MIGVEL M. P &
PANIAGVA R. 1994 – Effets of Temperature and Photoperiod on the *Gambusia*
affinis holbrooki : Testis during the Spermatogenesis Period. *Copeia.*, 1 : 216-221.

GÆDMAKERS A & ROUX A. L. 1975 – Essais d'hybridation entre plusieurs
populations de Gammarus du groupe *Pulex* (Amphipoda). *Crustaceana*, 29, part 1,
E. J. Brill. Leiden :99-109.

GUO Y., JAZIRI M., DIALLO B., VANHAELEN-FASTRE R., ZHIRI A.,
VANHAELEN M., HOMES J & BOMBARDELLI E. 1994 – Immunological
Detection and Quantitation of 10-Deacetylbaocatin III in *Taxus sp* Plant and Tissue
Cultures. *Biol. Chem. Hoppe – Seyler.* 375 : 281 – 287.

G.P R (Guide Pratique du Reboisement), 1978 – La Populiculture, directive
générales concernant les plantations de Peupliers au Maroc. Ministère de
l'Agriculture et de la Réforme Agraire. Rabat : 373p.

HADDY L. 1993 – Effet des produits de lessivage des feuilles mortes sur les
qualités physico-chimique et biologique du milieu récepteur. *Thèse de 3^{ème} cycle,*
Fac. Sci. Oujda., 83 p.

HALL J. D & BAKER C. O. 1977 – Biological impact of organic debris in pacific
Northwest Streams *In : Logging in streams Work shop. Oregon state University.*
Corvallis., 13 p.

HALL J. D & LENZ R. L. 1969 – Effects of logging on the habitat of coha Salmon
and Cutthroat Trout in coastal Streams in Symposium on Salmon and Trout *In*
streams edited by T.G. Northcote 355 – 375. *University of British Columbia. Van*
Couver B.C..

HERBEST G. N., 1980 – Effects of burial on food value and consumption of leaf
detritus by aquatic invertebrates in woodland forest stream. *Oikos*, 35 : 411 – 524.

- HERRMANN K. 1989 – Occurrence and content of hydroxycinnamic and hydroxybenzoic acid compounds in foods. *VRCn Crit. Rev. Food Sci. Nutr.* 28 (4) : 315-347.
- HOFFMAN S. A; MILLER A. R & PENGELLY W. L. 1985 – Characterization of Polyphenols in Cell Walls of Cultured *Populus Trichocarpa* Tissues. *Phytochemistry.*, 24 (11) : 2685-2688.
- HUET M. 1951-Nocivité des boisements en épicéa pour certains cours d'eau de l'Ardenne belge. *Ass.Int. Limnol. Theor. App.* 11 : 189-200.
- HYNES H. B. N., 1970 – The Ecology of Running Waters. *Unv. of Toronto.* Press. 555p.
- HYNES H. B. N. 1975-The stream and its Velley. *Verh. Internat. Verein. Limnol.*, 19 : 1-15.
- HYNES H. B. N., WILLIMS D. D. et WILLIMS N. E.,1976 – Distribution of the benthos within the substratum of a welsh mountain stream *Oikos.*, 27 : 307 – 310.
- ITZKOWITZ M. 1971 – Preliminary study of the social behavior of male *Gambusia affinis*, Baird and Girard (Pisces : Pœcilludae) in aquaria. *Chesapeake Sci.*, (12) : 219-224.
- IVERSEN T. M. 1975-Disappearance of autumn-shed beech leaves in bags in small streams. *Verh. Internat. Verein. Limnol.*, 19 : 1687-1692.
- KAIR J. R. & SCHLOSSER I. J.,1978 – Water ressources and the landwater interface. *Science*, 201 : 229 – 234.
- KAOUADJI M., CHIRON S., GARCIA J., THOMASSON F., TISSUT M & RAVANEL P. 1992 – 6. Hydroxygalangin and C- Prenylated Kæmpferol derivatives from *Platanus acerifolia* buds. *Phytochemistry.*, 31(6): 2131-2134.
- KARAMAN G. S & PINKSTER S. 1977 – Freshwater *Gammarus* species from Europ, North Africa and adjacent region of Asia (Crustacea Amphipoda). Part I *Gammarus pulex*-Group and related species. *Bijdragen Tot de Dierkunde.*, 47 (1) : 1-97.
- KHUBCHANDANI M. L & SRIVASTAVA S. K. 1989 – A new anthraquinone glycoside from the seed of *Peganum harmala* L. *Current Science.*, 58 (3) : 137 – 139.
- KINGSTON D. G. I. 1991 – The Chemistry of Taxol. *Pharmac. Ther.*52 : 1-34.

- LAABIDI K. 1993 – Processus de décomposition de la matière organique particulaire en milieu aquatique : étude du lessivage, de l'action des micro-organismes et des invertébrés dilacérateurs. *Thèse de 3^{ème} cycle. Fac. Sci. Oujda.*, 96 p.
- LEE Y. C. 1992 – Enzymatic oxidation of phenolic compounds in fruits *In phenolic compounds in food and Their on (health). I. American chemical society.*, 24:307-317.
- LEKOUCH N. 1993 – Adaptation et mise au point de tests de toxicité et de mutagencité sur des espèces aquatiques : *Gambusia affinis* et *Pleurodele Waltlii*. *Thèse de 3^{ème} cycle, Fac. Sci. Meknes.*, 138 p.
- LEUNG T., NAQVI S. M & LEBLAND C.N. 1983 – Toxicities of two herbicides (Basagran, Diquat) and algicide (Cutrine-Plus) to mosquitofish : *Gambusia affinis*. *Environ pollution, série A.*, 30 : 153-160.
- LI S. Y, THE B. S., SEOW W. K., LI F. & THONG Y. H. 1990-Effects on the plant flavonoid baohuoside-1 on caner cells *in vitro*. *Cancer Letters.*, 53 : 175-181.
- LIKENS G. E. & BORMAN F. H.,1974 – Linkages between terrestrial and aquatic ecosystems. *Biosciences.*, 24 : 447 – 456.
- LIN Y. Y., Ng K. J, YANG. S. 1993 - Characterization of flavonoids by liquid chromatography-Tandem mass spectrometry. *Chromatography.*, 629 : 389-393.
- LUSH D. L. & HYNES H. B. N.,1973 – The formation of particules in fresh water leachates of dead leaves. *Limnol. Oceanogr.*, 18 : 968 – 977.
- LITCHFIELD J. T. J. R & WILCOXON F. 1949-A simplified method of evaluating dose-effet experiments. *J. Pharmac. Expr. Ther.* 99-113.
- MAAMRI A., 1994 – Flux, rétention et incorporation des apports allochtones végétaux dans les réseaux trophiques des eaux douces de la basse Moulouya. *Thèse 3^{ème} cycle, Fac. Sci. Oujda Maroc* : 133 p.
- MAGLIO V. J & ROSEN D. E. 1969 – “Changing preference for substrate color by reproductively active mosquitofish, *Gambusia affinis* (baird and Girard) (Pœciludae, Atheriniforme)”. *Amer. Mus. Novitates.*, 2397 : 1-37.
- MANGENOT F., JACQUIN F & METCHE M. 1966 - A propos des interactions Plante-Sol. I. Les exudats foliaires peuvent-ils être une source de substances humiques . *Oecol. Plant.*, 1 : 79-102.
- MARTIN J., 1981 – Le moyen Atlas central étude géomorphologique. *Edit du service géologique du Maroc* Rabat : 445p.

- MATTINA M. J. I & PAIVA A. A 1992 – Taxol concentration In *Taxus* Cultivars¹ .
Environ. Hort., 10 (4) : 187-191.
- MCCLAIN W. R., ROMAINE R. P & HUMER J. V. 1991 – Use of mosquitofish to control water boatman egg infestation on crawfish. *Annual Res. Report Louisiana Agricultural Experiment Station.*, 83 : 314-316.
- MELHAOUI M., 1994 – Ecologie des ressources halieutiques des eaux continentales à intérêt économique : *Anguillidae, Salmoniadae*. Thèse d'état, *Fac. Sci. Oujda.*, 163 p.
- MELHAOUI A., JOSSANG & BODO B. 1991 – Asymmetric Synthesis of Irniine a toxic Alkypyrrolidine from *Arisarum vulgare*. *J. Org. Chem.* 56 : 2294-2296.
- METCHE M., MANGENOT F & JACQUIN F. 1970 – A propos des interactions plante-sol. II. Formation et structure du pigment noir de *Melandryum rubrum*. *Soil. Biol. Bioch.* 2 : 81-98.
- MILLER E & SCHREIER P. 1985 a – Studies on flavonol degradation by peroxidase (donor : H₂ O₂-Oxydo-reductase, EC 1.11.1.7) : Part I – Kaempferol. *Food. Chemistry.*, 17 : 143 - 154.
- MILLER E & SCHREIER P. 1985 b – Studies on flavonol degradation by peroxidase (donor : H₂ O₂-Oxydo-reductase, EC 1.11.1.7) : Part II – Quercetine. *Food. Chemistry.*, 18-301.
- MINSHALL G. W., 1967 – Role of allochtonus detritus introphic structure of wood land sping brook. *Community. Ecology.*, 48 : 139 – 149.
- MOUSLIH M. 1987 – Introduction de poissons et d'ecrevisses au Maroc. *Hydrobiol. Trop.* 20 (1) : 65-72.
- MUTCH R. A & DAVIES R. W. 1984 – Processing of Saule leaves in two Alberta Rocky Moutain strems. *Holarct. Ecol.*, 7 : 171-176.
- NAIMAN R. J., 1976 – Primary production standing stock, and export. *Limnol. Oceanogr.*, 21 : 61 – 73.
- NAQVI S. M & LEUNG T. 1983 - Trifluralin and oryzalin herbicides toxicities to juvenile Crawfish (*Procambarus clarkii*) and Mosquitofish (*Gambusia affinis*). *Bull. Environ. Contam. Toxicol.*, 31 : 304-308.
- NELSON D. J. & SCOTT D. C., 1962 – Role of detritus in the productivity of rock-outcrop community in a piedmont stream. *Limnol. Oceanogr.*, 7 : 396 – 413.

NELSON S. M & KEEMAN L. C. 1992 – Use of an indigenous fish species, *Fundulus zebrinus*, in a mosquito, abatement program : a field comparison with the mosquitofish, *Gambusia affinis*. *American, Mosquito. Control. Association (USA)*., 8 (3) : 301-304.

NICOLAS J & POTUS J. 1994 – Phénomènes d'oxydation enzymatique et cooxydations. Exemples du rôle de la lipoxigénase en panification et de la Polyphénoloxidase en technologie des fruits. *Sciences des Aliments*., 14 : 627-642.

NYKVIST N. 1963-Leaching and decomposition of water soluble organic substances from different types of leaf and needle litter. *Studia Forestalia Suecica*., 3 : 1-31.

PARK Y. G., CHOI M. S & SON S. H. 1996 – XIX *Populus* Species (Poplars) *In vitro* Culture and the Production of Anthocyanins. *Biotechnology in Agriculture and Forestry*., 37 : 319-334.

PAUL R. W., BENFIELD E. F & CAIRNS J. 1978 - Effects of thermal discharge on leaf decomposition in a river ecosystem. *Verh. Internat. Verein. Limnol.*, 20 : 1759-1766.

PETERSEN R. C & CUMMINS K. W. 1974-Leaf processing in a Woodland Stream. *Freshwat. Biol.*, 4 : 343-368.

PIERPOINT W. S. 1966 – The enzymic oxidation of chlorogenic acid and some reactions of the Quinone produced. *Biochemical Journal*., 98 : 567-580.

PIERPOINT W. S. 1969 – O. Quinones formed in plant extracts. Their reaction with Amino Acids and Peptides. *Biochem.*, 112 : 609-616.

PIESCH R. F & WHEELER N. C. 1993 – Intensive Cultivation of *Taxus* Species For The production of Taxol. *Acta. Horticulturae*., 344 : 219-228.

PIETTA P & BRUNO A., MAURI P., RAVA A. 1992 – Separation of flavonol-2-O-glycosides from *Calendula officinalis* and *Sambucus nigra* by High-Performance Liquid and Micellar Electrokinetic Capillary Chromatography. *Journal of Chromatography*., 593 : 165-170.

PONCE S. L. 1974 – The Biochemical Oxygen Demand of Finely Divided Logging debris in stream water. *Water Ressource Res.*, 10 (5) : 983-988.

POST A. H & CRUZ A. A de la. 1977 – Litter fall, litter decomposition and flux of particulate organic material in a coastal plain stream. *Hydrobiologia*., 55 : 201-207.

PRIOUX G & BOURGEOIS M. 1958-Quel est ce poisson ? Poisson d'eau douce. *Paris, la maison rustique*., 160 p.

- REICE S. R. 1974-Environmental patchiness and the breakdown of leaf litter in a woodland stream. *Ecology.*, 55 : 1271-1282.
- R.E.P.I.(Ressource en Eau dans la Province d'Ifrane), 2001 – Ministère de l'Équipement, Direction provençale d'Ifrane Maroc : 100p.
- RIBEREAU-GAYON P. 1968-Les composés phénoliques des végétaux. Ed. *Dumond, Paris.*, 21-22 : 173-201,232-242.
- RODIN L. E & BASILEVITCH. 1965 – Production and mineral cycling terrestrial vegetation. E. *FOGG ed.* 128-129.
- SANDERS G.W. 1980 – Organic matter and decomposition. In : LE CREN & M.C CONNELL R. M. L., *The functioning of freshwater ecosystems*, IBP 22. Cambridge., 588p.
- SCHAKIROV R & YUNUSOV M. S. 1990-Steroid Alkaloids. *Natural Product Reports.*, 7 (6) : 549-564.
- SCHIMMEL J. P., HELFER S & ALEXANDER I. J. 1996-Effects of starch additions on N-turnover in Sitka spruce forest floor. *Plant. Soil.*, 139 : 139-143.
- SEDELL J. R & TRISKA F. J., 1977 – Biological consequence of large organic debris in Northwest streams. In : Logging debris in streams II : *Forest Extension, Workshop, 21 – 22. March 1977, Oregon State University, Corvallis.*, 10p.
- SEDELL J. R & FORGGATT J. L. 1984 – Importance of streamside forests to large rivers : the isolation of the Willamette River, Oregon, U.S.A., from its floodplain by snagging and stream side forest removal. *Verh. Internat. Limnol.*, 22 : 1828-1834.
- SEDELL J. R & LUCHESSA K. J. 1982 – Using the Historical record as aid to salmonid habitat enhancement In : ARMANTROUT N. B. (ed) *proc. Of a symp. On acquisition and utilization of aquatic habitat inventory information.* October 1981. MD : 28-30.
- SIDDIQUI S., YUSUF KHAN O., SIDDIQUI B. S & FAIZI S. 1987 – Harmalidine, a β -carboline alkaloid from *Peganum harmala*. *Phytochemistry.*, 26 (5) : 1548-1550
- SINGLETON V. L. 1987 – Oxygen with Phenols and some retarded reactions in musts, wines and model systems : Observations and partial implications. *Am. J. Enol. Vitic.*, 38 : 69-77.
- SLACK K. & FELTZ H. R., 1968 – Tree leaf control on low water quality in a small Virginia Stream. *Environ-Sci. Technol.*, 2 (2) : 126 – 131.

SUBERKROPP K., KLUG M. J & CUMMINS K. W. 1975 – Community processing of leaf litter in a woodland stream. *Int Ver. Theor. Angw. Limnol. Verh.*, 19 : 1653-1658.

SUGIYAMA M & KIKUCHI M. 1992 – Studies on the constituents of *Osmanthus* Species. X.¹⁾ Structures of Phenolic Glucosides from the leaves of *Osmanthus asiaticus* NAKAI. *Chem. Pharm. Bull.*, 40 (2) : 325-326.

SWANSON F. J., GREGORY S. V., SEDELL J. R. & CAMPbell A. G., 1982.- Land-water interactions : The riparian zone. In : EDMONDS R. L. (eds) Analysis of coniferous forest ecosystems in the Western United States. US/IBP Synthesis Series, 14 : 267 – 291.

TEKOL Y. 1985 – Negative Chronotropic and Atrioventricular Blocking Effects of Taxine on Isolated Frog Heart and Its Acute Toxicity in Mice. *Planta Medica.*, 5 : 357-360.

THOMAS J. W., MASER C. et RODICK J. E., 1979 – Riparian zones. Their importance to wildlife and their management in : Forest-Wildlife relationships in the Blue Mountains of Washington and Oregon U.S. of Agriculture forest service. *Hand book*. 533 Washington, D. C. 512p.

TOUABAY M., 1995 – Structure des peuplements aquatiques d'un cours d'eau du moyen Atlas (Etude faunistique et hydrobiologique de l'Oued Tizguit) Maroc. *CEA, Fac. Sci. Fès.*, 56 p.

TREMOLIERES M. & CARBIENER R., 1977 – Molysmologie Pollution naturelle des eaux continentales par l'effet antioxygène de la genèse des phytomélanines dans les extraits aqueux de feuilles d'automne notamment de Peuplier, *C. R. Acad. Sci. Paris*, 284 : 2561 – 2564.

TREMOLIERES M., 1979 – De quelques effets hydrobiologiques de la genèse de phytomélanines (allomélanines) dans les macérats aqueux de feuilles d'automne d'arbres forestiers. *Thèse doctorat de 3^{ème} cycle*, Stasbourg. France., 168p.

TREMOLIERES M. 1983 – Aspect de l'impact des litières forestières sur les écosystèmes aquatiques. *Thèse d'Etat, Es-Sci. Uni. LOUIS PASTEUR, STRASBOURG.*, 150 p.

TREMOLIERES M. 1988 – Desoxygenating effect and toxicity of ground up dried coniferous needles and deciduous leaves of Canadian trees in water : A preliminary study in comparison with litter of European trees. *Water. Res.*, 22 (1) : 21-28.

TREMOLIERES M & BIETH J. G. 1984 – Isolation and characterization of the Polyphenoloxidase from Senescent leaves of Black Poplar. *Phytochemistry.*, 23 (3) : 501-505.

- TREMOLIERES M & CARBIENER R. 1981–Aspect de l’impact des litières sur les écosystèmes aquatiques. I. L’effet désoxygénant de système Polyphénoloxydase-Polyphénols. *Acta. Oecologia.*, 2 (3) : 199-212.
- TREMOLIERES M & CARBIENER R. 1982-Aspect de l’impact des litières forestières. II. Evolution à moyen et à long terme de l’activité de désoxygénation de quelques propriétés des phytomélanines formées. *Acta. Oecologia.*, 2 : 241-257.
- TREMOLIERES M & CARBIENER R. 1985 – Quelques Aspects des Interactions entre Litières Forestières et Ecosystemes Aquatiques ou Terrestres. *Rev. Ecol. (Terre Vie).*, 40 : 435-449.
- TRISKA F. J., SEDELL J. R & GREGORY S. V. 1982-Coniferous forest Stream In. EDMONDS R. L. (ed) *Analysis of coniferous forest ecosystems in the western united states US/IBP. Sunthesis series.*, 14 : 293-332.
- VANHAELEN M. H. 1992 – Le taxol et les diterpénoïdes apparentés de *Taxus* sp : Acquisition importantes dans la chimiothérapie du cancer. *J. Pharm. Belg.*, 47 (5) : 417-424.
- VANHAELEN-FASTRE R., DIALLO B., JAZIRI M., FAES M. L., HOMES J & VANHAELEN M. 1992 – High-Speed Countercurrent Chromatography Separation of Taxol and related Diterpenoids from *Taxus baccata*. *Journal of Liquid Chromatography.*, 15 (4) : 697-706.
- VARADINOVA T. L., SHISHKOV S. A., IVANOVSKA N. D., VELCHEVA M. P., DANGHAAGHIN S., SAMADANGHIIN Z., YANSANGHIIN Z. 1996 – Antiviral and immunological activity of a new Pavine alkaloid (-) -thalimonine isolated from *Thalictrum simplex*. *Phytotherapy research.*, 10 (5) : 414-417.
- VIDENSEK N., LIM P., CAMPBELL A & CARLSON C. 1990 – Taxol Content in Bark, Wood, Leaf, Twig and Seedling from several *Taxus* species. *Journal of Natural Products.*, 53 (6) : 1609-1610.
- WHEELER N. C., JECH K., MASTERS S., BROBST S. W., ALVARADO A. B & HOOVER A. J. 1992 – Effects of Genetic Epigenetic and Environmental Factors on Taxol content in *Taxus brevifolia* and related species. *Journal of Natural Products.*, 55 (4) : 432-440.
- WILLIAMS D. D. & HYNES H. B. N., 1974 – The occurrence of benthos deep in the substratum of a stream *Freshwat. Biol.*, 4 : 233 – 256.
- WURTZ A. 1955 – Action des feuilles de peuplier dans les petits bassins de piscicultures. *Bulletin Français de pisciculture.*, 179 : 41-52.

ZENK M. H. 1971 – Metabolism of pre-aromatic and aromatic compounds in plants
In Pharmacognosy and Phytochemistry., Wagner H & Horhamaer L. *Springer*,
Berlin Heidelberg., New York : 314-346.

ZENK M. H & GROSS G. G. 1972 – The enzymatic reduction of cinnamic acids.
Recart. Adr. Phytochem., 4 : 87-104.