



Sommaire des articles du recueil 19/009

Page 03 Dordogne : conséquence de la sécheresse, les truffes pourraient être moins nombreuses cette année en Périgord

Page 05 La truffe devient de plus en plus accessible

Page 07 Espagne : la production de truffes et de champignons à Teruel génère 18,5 millions d'euros par an

Page 08 Le cuir de champignons

Page 09 Soil temperature and hydric potential influences the monthly variations of soil *Tuber aestivum* DNA in a highly productive orchard

Page 21 Fête de la truffe et des papilles IS SUR TILLE

Page 22 Chiots de race Lagotto

Page 23 JOURNÉE DE FORMATION TECHNIQUE ET SCIENTIFIQUE
SUR LA TRUFFE



Dordogne : conséquence de la sécheresse, les truffes pourraient être moins nombreuses cette année en Périgord

[Emmanuel Claverie](#) Vendredi 30 août 2019 à 21:07

La truffe du Périgord pourrait elle aussi faire les frais de la sécheresse estivale. Le manque d'eau pourrait avoir pour conséquence une baisse de la production l'hiver prochain.



Les truffes du Périgord risquent de se faire rares l'hiver prochain (illustration) © Radio France - Emmanuel Claverie

[Sorges, France](#)

Dix tonnes de truffes ont été produites en 2017 en Périgord, huit en 2018, et cette année? **Les trufficulteurs du département sont bien incapables à l'heure qu'il est de répondre à cette question.** Dans ses trois hectares de truffières plantées à Sorges-et-Ligieux-en-Périgord, Jean-Claude Lacoste ne semble pas très inquiet. *"Regardez, l'herbe est encore verte et commence à peine à sécher"* se réjouit-il, *mais peut-être ai-je eu de la chance par rapport aux autres*". Car tous les trufficulteurs périgourdins ne sont pas aussi optimistes.



Un truffière encore bien verte à Sorges © Radio France - Emmanuel Claverie

"On est un peu inquiet" avoue même Jean-Charles Savignac, spécialiste reconnu de ce champignon encore bien mystérieux. "La truffe est résistante, elle n'a pas besoin de quantités d'eau impressionnantes" précise le président d'honneur de la Fédération française des trufficulteurs. "Lorsqu'elle est née, il lui faut à peu près 6 cm d'eau par mois . Autant dire que depuis le mois de juin et jusqu'à maintenant, il aurait fallu un certain nombre de millimètres de pluie. Malheureusement, nous avons eu un gros coup de chaud au début du mois de juillet. Heureusement, un orage arrivé fin juillet début août devrait permettre de sauver la saison. Mais en temps normal, ce serait un désastre programmé.

"La situation est compliquée, conclut-il. mais ne concerne pas que le Périgord. Beaucoup de départements truffiers se trouvent dans des zones où il a fait très chauds, et il est à craindre que la truffe soit assez rares le moment venu". Réponse dans trois mois environ.

Le Monde

La truffe devient de plus en plus accessible

Dans les pâtes, sur une omelette, voire une pizza... Le luxueux champignon a tendance à se démocratiser. Mais toutes les filières d'approvisionnement ne se valent pas.

Par [Noémie Leclercq](#) Publié le 02 septembre 2019 à 12h30 - Mis à jour le 05 septembre 2019 à 06h27

Une pizza à la truffe. JOANN PAI
Chez Marcello, « lieu de vie » italo-chic dans le 6^e arrondissement de Paris, on la sert râpée sur un toast, en caviar sur une burrata ou accommodée dans un plat de pâtes : la truffe est la star du menu. De la classique purée à la truffe au plus audacieux bao – brioche chinoise fourrée, cuite à la vapeur, impossible d'y échapper. Si les produits de luxe ont toujours attiré les consommateurs, la truffe a ceci de particulier qu'elle s'accommode d'un rien : « *Le plus simple est le meilleur* », assurent de concert producteurs et cuisiniers. Sans doute l'une des raisons du succès de ce coûteux champignon auprès des gourmets depuis quelques années. En témoigne le succès fulgurant de l'enseigne Artisan de la truffe, lancée en 2013. Au départ, un corner à La Grande Epicerie, puis rapidement des adresses parisiennes et lyonnaises avant un développement à l'étranger. Tokyo, Hambourg, Doha et, plus récemment, Hongkong. « *La demande augmente constamment*, se réjouit Anne Blondet, responsable des achats de la marque. *Les consommateurs sont vraiment ouverts au produit, ça se*



démocratise. La truffe est beaucoup moins intimidante qu'avant, c'est quelque chose que l'on prend plaisir à cuisiner et à offrir. »

« La pizza à la truffe a remplacé en France la Regina. C'est une recette assez facile, il suffit de respecter le produit. » **Ciro Cristiano, chef cuisinier**

En tête dans les recettes à la mode, les incontournables pâtes et pizzas. [Ciro Cristiano, chef exécutif de la chaîne de restaurants Big Mamma](#) (Pizzeria Popolare, Pink Mamma, La Felicità...) le confirme. « *La pizza à la truffe a remplacé en France la Regina. C'est une recette assez facile, il suffit de respecter le produit.* » Quand on cuisine la truffe, estime-t-il, il faut obéir à deux principes : se faire plaisir et suivre la saisonnalité du produit – noire du Périgord d'octobre à février, blanche durant l'été.

Car il ne faut pas s'y tromper, toutes les truffes ne se valent pas. La qualité du produit ne sera évidemment pas la même dans un plat surgelé à moins de 5 € – qui, bien souvent, est « aromatisé » à l'huile de truffe sans réellement en contenir – que dans un restaurant gastronomique. L'originale, c'est la noire du Périgord (*Tuber melanosporum*). Uniquement produite dans la région dont elle porte le nom, elle est la plus délicate, plus puissante au goût que ses cousines.

« Il y a eu une période où la Chine a tenté de s'y mettre, mais les champignons manquaient cruellement de goût. » **Stéphane Vigier, producteur**

A ne pas confondre avec la truffe musquée, *Tuber brumale* : si, à l'œil, les deux se ressemblent, la différence se ressent à la dégustation – et, surtout, au prix. « *La blanche, plus légère, plaît aux palais moins expérimentés,* commente Stéphane Vigier, producteur et responsable du marché de Saint-Geniès, en Dordogne. *La Melanosporum parlera davantage aux connaisseurs.* »

Sur les marchés officiels, où doivent être achetés les champignons si l'on veut s'assurer de leur qualité, toutes les truffes sont contrôlées. « *Chez nous, pas de roumaines ni d'espagnoles, et encore moins de chinoises* », promet le producteur. Flairant l'or noir à plein nez, les cultures alternatives, « contrefaites », se sont développées en même temps que la mode des plats à la truffe. « *Il y a eu une période où la Chine a tenté de s'y mettre, mais les champignons manquaient cruellement de goût. Les Espagnols, en revanche, sont de plus en plus présents sur le marché...* »

Pays de culture mais pas de consommateurs, [l'Espagne produit de grosses quantités de champignons](#). Et pour les non-initiés, difficile de distinguer les andalouses des périgourdines – très semblables physiquement, mais « *rien à voir niveau goût* ». Au restaurant, l'origine doit être précisée sur la carte. Sinon, mieux vaut la demander ou passer son chemin.

Cuisiner la truffe coûte cher

Pour éviter l'invasion de ces truffes bas de gamme, producteurs, courtiers et restaurateurs vertueux cherchent à démocratiser leurs produits, en les rendant accessibles à tous. « *Quand une personne qui ne connaît pas du tout la truffe vient sur l'un de nos marchés, on lui fournit des recettes faciles à réaliser, par exemple un beurre de truffe,* rapporte Stéphane Vigier. *Ça révèle tout l'arôme du champignon, et c'est beaucoup plus facile à maîtriser qu'une omelette à la truffe.* »

Lire aussi [Ecrasé de topinambour et truffe : la recette de Christian Lherm](#)

Reste que cuisiner la truffe coûte cher. Malgré l'engouement, les restaurants qui en servent – en choisissant des truffes issues de filières durables – ont du mal à trouver l'équilibre. « *C'est davantage un produit d'appel, un objet marketing, qu'un produit que l'on sert par intérêt financier,* rapporte Marie-Lorna Vaconsin, du Marcello. *Si tous les clients choisissaient un plat à la truffe, on ferait faillite.* »



Espagne : la production de truffes et de champignons à Teruel génère 18,5 millions d'euros par an

Selon une étude publiée par le Centre de recherche et de technologie agricole (CITA) de la DGA, la récolte de truffes et de champignons générerait pas moins de 18,5 millions d'euros par an dans la province espagnole de Teruel. La source principale de revenus est la commercialisation des truffes, avec un chiffre d'affaires annuel de 9,2 millions d'euros, suivie par la vente de champignons, avec 4,6 millions d'euros ; le tourisme mycologique, avec 2,9 millions d'euros ; et la récolte pour l'autoconsommation, avec 1,8 millions d'euros.

L'étude « Potentiel Mycologique de la Province de Teruel », analyse la capacité de production des champignons les plus convoités, tels que le Roi Bolete (*Boletus betulicola*), le lactaire délicieux (*Lactarius deliciosus*), la Morille (*Morchellaceae*), le pleurote royal (*Pleurotus eryngii*) ou encore l'Hygrophore limace (*Hygrophorus latitabundus*). Au total, la province a la capacité de produire 11 453 tonnes de ces champignons comestibles par an.

La culture de la truffe en plein essor

L'étude porte une attention particulière à la production de truffes. Teruel dispose de 201 840 hectares pour la production de truffes noires et de 394 019 hectares pour la truffe d'été, qui ne sont pas aussi prisées que la première.

Le CITA rapporte que les plantations de truffes dans la province « grandissent chaque année », avec un total de 7 200 hectares, alors que seulement la moitié sont en production. L'agence estime la production annuelle à 76 600 kilos.

Le rapport évalue également l'impact économique de la cueillette de champignons en tant que loisir. Elle estime qu'il y a 27 250 cueilleurs à Teruel, dont seulement 9 % se consacrent à cette activité à des fins commerciales. L'espèce la plus recherchée est le lactaire délicieux, suivi du pleurote royal. Environ la moitié des premiers sont utilisés pour la commercialisation et le reste pour l'autoconsommation. En tenant compte de toutes les espèces commercialisées, et sans prendre en compte les truffes, 440 tonnes de champignons sont vendues chaque année.

Le tourisme mycologique est une autre activité génératrice de richesse, un loisir que 129 600 visiteurs pratiquent chaque année. 5 % des usagers des offices de tourisme de Teruel se sont déclarés « myco-touristes ».

Afin de profiter de ce secteur tout en le réglementant, des réserves mycologiques ont été créées dans la province afin de limiter les quantités pouvant être prélevées, d'établir un quota, d'effectuer des contrôles et de donner des conseils aux cueilleurs.

Source : heraldo.es



Le cuir de champignons

09h23, le 06 septembre 2019

Alors que la saison des champignons va bientôt débuter, Fanny Agostini nous apprend qu'il est possible de faire du "cuir de champignons".

Depuis que Fanny Agostini est installée à Boisset, elle ne sort plus sans son panier.

Depuis qu'elle est campagnarde à temps plein, Fanny Agostini vit beaucoup plus aux rythmes des saisons. Après cette chronique, elle ira aux champignons. Fanny Agostini a découvert que l'on peut faire bien plus qu'une poêlée ou une omelette avec les champignons.

Du cuir de champignons ! Une innovation inspirée de la Nature pour en finir avec la cruauté animale ou la fabrication du Sky, ce faux cuir que l'on trouve partout de nos sacs à main et vêtements en passant par les sièges de voiture et qui est issu de l'industrie pétrolière!

La substitution au cuir animal ou au cuir synthétique est magique et c'est compagnie américaine du nom de MycoWorks qui a réussi à produire une matière quasi similaire au cuir en utilisant du mycélium. Le mycélium c'est pas tout à fait le champignon en lui-même, c'est un réseau de filaments qui joue le rôle de racine, de poumon et d'estomac du champignon.

Il est maintenant possible de transformer ce mycélium en matière flexible, durable, imperméable et résistante tout comme le cuir traditionnel- sauf que l'a aucun animal n'a souffert pour donner sa peau!

Et en plus sa production est très efficace !

La particularité du mycélium, qui lui donne tout son intérêt dans la fabrication du « cuir », c'est sa vitesse de croissance. Il peut grandir de plusieurs centimètres par jour: on peut produire la même quantité de cuir en deux semaines avec du mycélium contre trois ans avec une vache, c'est le temps qui lui faut pour qu'elle atteigne sa taille adulte.

En plus, ça ne prend pas d'espace!, Quelques mètres cubes de terre suffisent à faire pousser des kilomètres de mycélium, que l'on peut "tisser" de la manière que l'on souhaite pour créer des structures différentes, des bracelets, des ceintures, des vêtements, sacs et semelles de chaussures et même des briques pour la construction!

Et si le mycélium était l'avenir de l'homme ? Dans toutes les alternatives auxquelles il nous faut aujourd'hui penser pour réussir la transition écologique, les solutions se trouvent bien souvent dans la nature.



<https://www.nature.com/articles/s41598-019-49602->

Soil temperature and hydric potential influences the monthly variations of soil *Tuber aestivum* DNA in a highly productive orchard

10 September 2019

Abstract

Tuber aestivum, also known as the summer or Burgundy truffle, is an ectomycorrhizal Ascomycete associated with numerous trees and shrubs. Its life cycle occurs in the soil, and thus soil parameters such as temperature and water availability could influence it. *T. aestivum* cultivation has started in several countries, but ecological and agronomic requirements for the establishment and management of orchards are largely unknown. The aims of this work were: 1) to design a specific qPCR protocol using genomic data to trace and quantify *T. aestivum* DNA in the soil; and 2) to assess the monthly soil DNA dynamic according to soil parameters (i.e. soil hydric potential and temperature) in this orchard. The study was conducted in a highly productive *T. aestivum* orchard (hazels, oaks, pines, lime and hornbeam). The production started five years after the plantation and then increased exponentially to reach a maximum of 320 kg/ha in 2017. The soil hydric potential and temperature partially explained the monthly *T. aestivum* soil DNA variability. The data presented here offer new insights into *T. aestivum* ecology and cultivation.

Introduction

Ectomycorrhizal fungi, i.e., which live in symbiosis with tree and shrubs, play important roles in forest functioning and biogeochemical cycles¹. In boreal forests, 50–70% of the carbon stored in the soil is derived from roots and root-associated microorganisms such as ectomycorrhizal fungi². Besides forest ecosystems, ectomycorrhizal trees were also implanted in agroforestry ecosystems and in dedicated orchards for producing non-wood products such as edible fungi. The inoculation of tree seedlings with selected ectomycorrhizal fungi in nurseries (i.e., controlled mycorrhization) started hundred years ago, and this technique has been used extensively to grow truffles since the 1970s³.

True truffles (*Tuber* spp.) are ectomycorrhizal Ascomycetes producing hypogeous fruiting bodies. The genus *Tuber* is present globally in temperate areas including over 200 species^{4,5}. Of these, at least 30 species are naturally present in Europe⁶, but only a few have remarkable organoleptic properties and social value^{7,8,9}. The most valuable truffle species are *Tuber melanosporum* Vittad, the Périgord black truffle; *Tuber magnatum* Pico, the white Italian truffle; and *Tuber aestivum* Vittad, the summer and Burgundy truffle. Since the first commercialization of seedlings inoculated with *T. aestivum* and *T. melanosporum* in 1973, considerable progress has been made to improve the quality of the inoculated plants^{3,10}. *T. melanosporum* plantations are found not only in the Mediterranean area but also outside their native range including Australia, New Zealand, South-Africa, South-America, and West USA¹⁰.

T. aestivum is the second most cultivated truffle species worldwide³. Versus *T. melanosporum*, it has the most extensive natural habitat from Morocco to Sweden and from Ireland to Azerbaijan^{11,12,13}. Its wide natural distribution and long harvest season—make this

species very promising for cultivation^{12,14,15,16}.

The entire truffle life cycle occurs in the soil, and therefore soil parameters such as temperature and water availability could influence plantation success. However, information about ecological and agronomic requirements for the establishment and management of *T. aestivum* orchards (e.g. soil tillage, irrigation, and tree pruning) are largely unknown. To the best of our knowledge, there is no long-term data on *T. aestivum* ascocarps production in a plantation available in the literature. Molinier *et al.*¹⁷ published a study on the production of *T. aestivum* followed during 30-years, but this orchard used seedlings inoculated with *T. melanosporum*. Clear guidelines for orchard management are thus needed to improve cultivation of this species.

The genome of *T. aestivum* has been recently sequenced¹⁸. *T. aestivum* is a heterothallic species but it is impossible to realize its life cycle *in vitro*. To better understand its sexual reproduction cycle, an *in situ* small-scale genetic structure analysis was realized^{19,20}. An important genotype turnover was observed suggesting a ruderal strategy. However, some genotypes spread several hundred meters. Gryndler *et al.*²¹ developed a qPCR protocol to better understand *T. aestivum* soil DNA localisation and dynamics. *T. aestivum* DNA was found profusely on the surface of roots other than ectomycorrhizae²¹. Moreover, stimulation of soil *T. aestivum* DNA with high doses of lime powder and other organic compounds (i.e. gallic acid, cellulose and calcium formate) was observed²². *T. aestivum* can share the same habitat as other truffle species (e.g. *T. melanosporum* and *T. mesentericum*) and thus it is possible that the DNA of all of these truffle species coexist in the soil^{17,23}. This is an important issue because the Gryndler *et al.*²¹ protocol also amplified *T. mesentericum* DNA. Thus, it was necessary to develop another protocol that exclusively amplifies *T. aestivum* DNA.

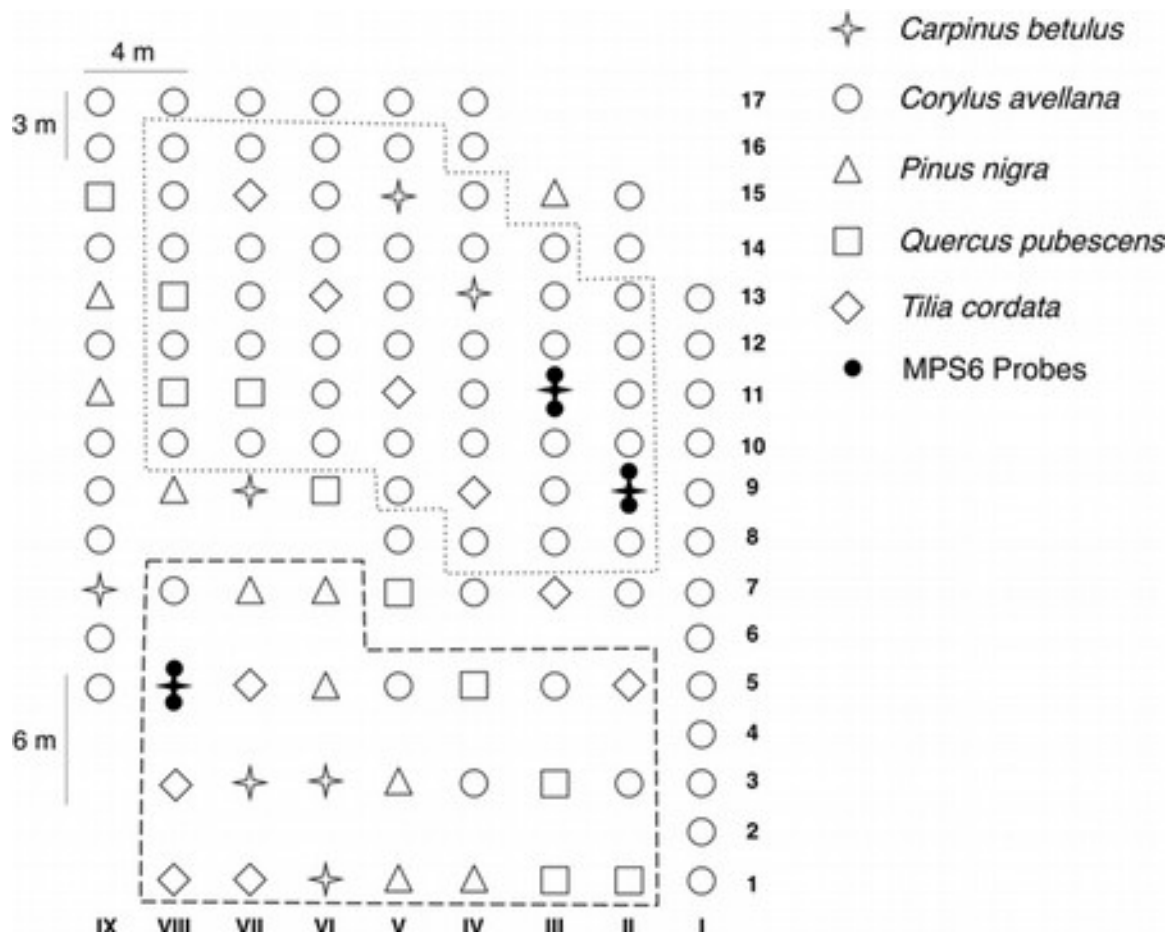
Here, we analysed a highly productive *T. aestivum* orchard composed of 117 trees (hazels, oaks, pines, lime, and hornbeam) belonging to the French truffle grower's federation experimental network. The aims of this study were: 1) to design a specific qPCR protocol via genomic data to trace and quantify *T. aestivum* DNA in the soil; and 2) to assess the monthly soil DNA dynamic over 24 months according to soil parameters (i.e. soil hydric potential and temperature).

Results

Evolution of the production in the experimental truffle orchard

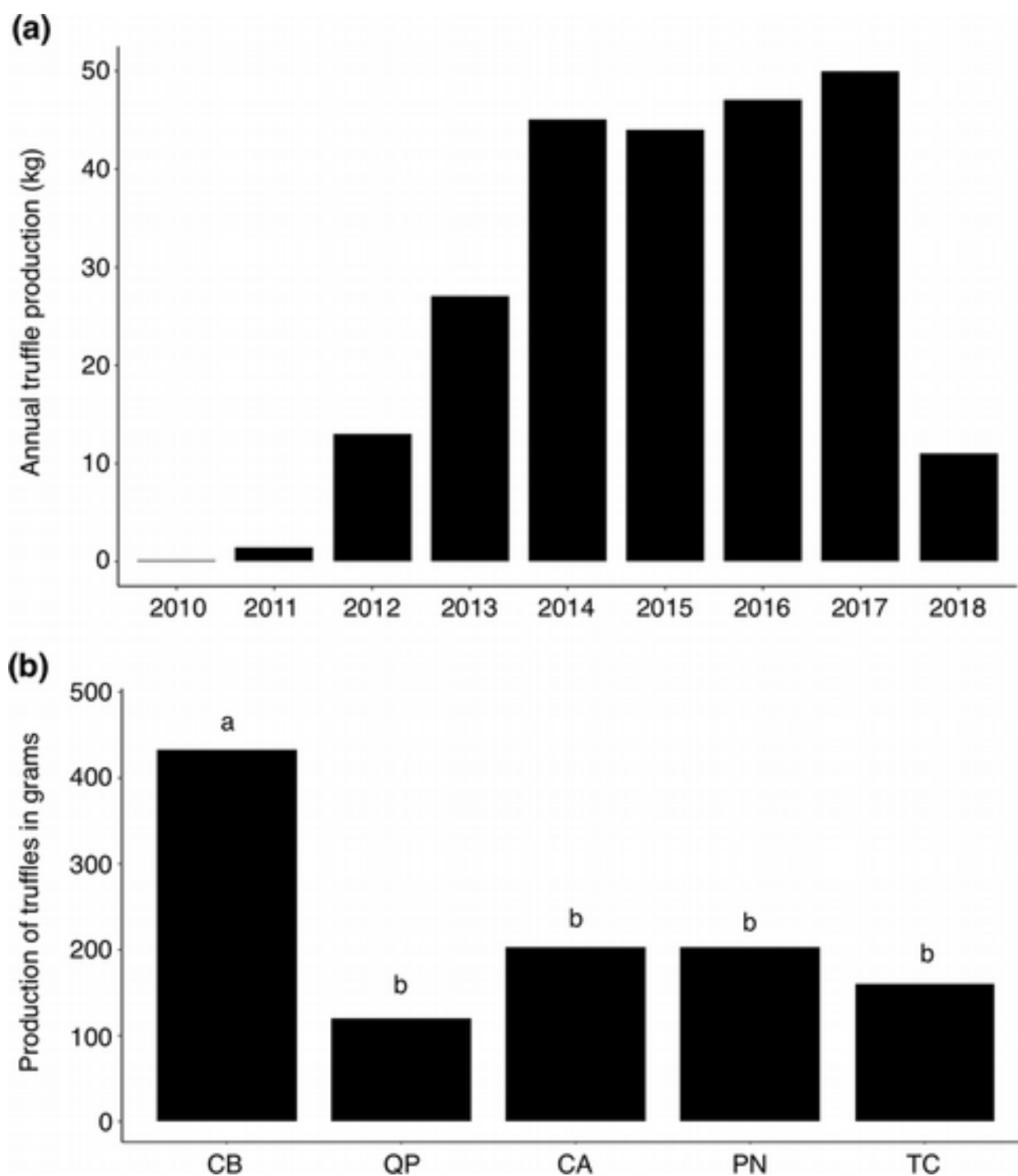
The production of the truffle orchard (Fig. 1) started in 2009—five years after the plantation (Fig. 2a and Supplementary Table S1). From 2009 to 2014 the annual *T. aestivum* production increased exponentially. The production then stabilized (about 40 kg corresponding to 266 kg/ha) to reach a maximum of 49 kg in 2017 (320 kg/ha). In 2018, the ascocarp production declined to 11 kg (73 kg/ha; Fig. 2a and Supplementary Table S1). We then compared the production of the five tree species present in the plantation. Considering the production from 2009 to 2018, the mean quantity of truffle harvested under *Corylus avellana*, *Pinus nigra*, *Quercus pubescens*, and *Tilia cordata* was similar (between 100 to 200 g per tree), although it was significantly higher for *Carpinus betulus* (above 400 g per tree) (Figs 2b and S1).

Figure 1



Map of the *T. aestivum* experimental orchards in Nouvelle-Aquitaine (France). Different symbols display the five different species within the site (117 trees in total). Stars, *Carpinus betulus* (10 plants); circles, *Corylus avellana* (77 plants); triangles, *Pinus nigra* (10 plants); squares, *Quercus pubescens* (10 plants); rhombus, *Tilia cordata* (10 plants). Seedlings of the five different species were planted randomly. Black stars represent the three highly producing trees (*C. betulus*) selected in the frame of the national experimental project Culturtruf (trees II-9, III-11 and VIII-5). Areas delimited by points and lines represent the high density (4×3 m equivalent to 833 trees per hectares) and low density (4×6 m equivalent to 417 trees per hectares) in the orchards, respectively.

Figure 2



Evolution of the production in the experimental *T. aestivum* orchard. Annual total production in kg from 2009 to 2018 (a) and average production according to tree species from 2009 to 2018 (b). CB, *Carpinus betulus*; QP, *Quercus pubescens*; CA, *Corylus avellana*; PN, *Pinus nigra*; and TC, *Tilia cordata*. Different letters (a,b) indicate significant differences between tree species (Tukey's HSD test, $p < 0.05$).

[Full size image](#)

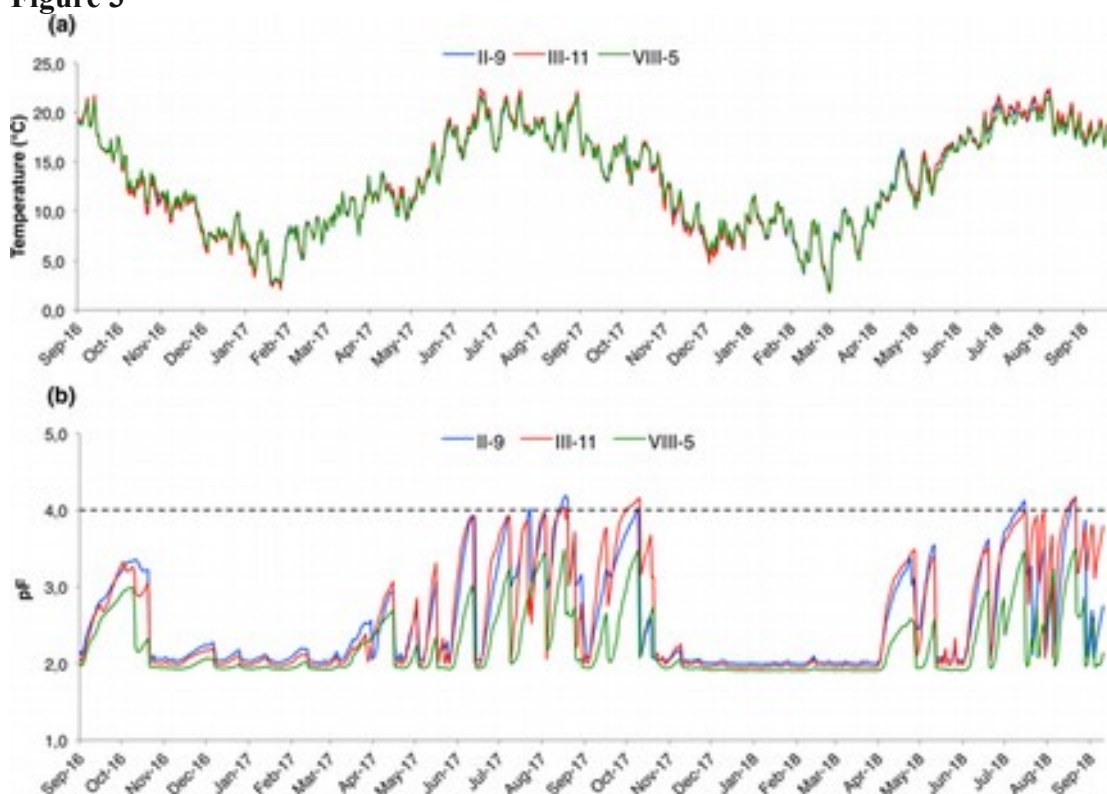
Evolution of the rainfall, soil hydric potential, and soil temperature

The daily rainfall, pF (i.e. soil hydric potential), and soil temperature recorded from September 2016 to September 2018 at north and south probes are presented in Supplementary Figs S2–S4 for *C. betulus* trees II-9, III-11, and VIII-5, respectively. The pF corresponded to the field capacity for all trees from November 2016 to March 2017 and from November 2017 to March 2018. In 2017, the pF started to increase from April to November to reach pF 4 (i.e.

temporary wilting point) several days for trees II-9 and III-11. There were few days above pF 4 due to rainfall or watering (Supplementary Figs S2 and S3). In 2018, the pF was higher in May than in 2017; it reached pF 4 over several days for trees II-9 and III-11 during July and August. In both 2017 and 2018, the pF did not reach the temporary wilting point for tree VIII-5 (Supplementary Fig. S4). The daily pF was significantly higher for the probe in the north than the probe in the south of trees II-9 and VIII-5 (Wilcoxon p-value < 0.001). In contrast, it was higher for the probe in the south than the probe in the north for tree III-11 (Wilcoxon p-value < 0.001).

The maximum and minimum soil temperature was recorded in August 2018 with 22.7 °C for south probe of tree III-11 and in February 2018 with 1.7 °C for south probe of tree VIII-5, respectively (Supplementary Figs S3 and S4; Supplementary Tables S4 and S5). The daily temperature was significantly higher for the probe in the south than the probe in the north of trees II-9 and VIII-5 (Wilcoxon p-value < 0.01). In contrast, it was higher for the probe in the north than the probe in the south for tree III-11 (Wilcoxon p-value < 0.01). The daily pF and temperature recorded under tree VIII-5 were significantly lower than under trees II-9 and III-11 (Fig. 3; Wilcoxon p-value < 0.001 and <0.01, respectively).

Figure 3



Graphic representations of temperature (a) and pF (b) (i.e. soil hydric potential) registered from September 2016 to September 2018 under tree II-9 (in blue), tree III-11 (in red), and tree VIII-5 (in green). The daily temperature and pF are represented as the average between north and south probes. The temporary wilting point (pF 4.2; black dashed line) is reached by tree II-9 and tree III-11 from June 2017 to October 2017 and from July 2018 to August 2018; this does not occur in tree VIII-5.

Development of a specific protocol to quantify DNA of *T. aestivum*

A total of 47,887 clusters were identified; 647 had one single copy gene model present only in *T. aestivum* (orphan genes). Clusters 17,691 and 17,699 correspond to gene models GSTUAT00001921001 (proteinId 4119) and GSTUAT00007989001 (proteinId 4108),

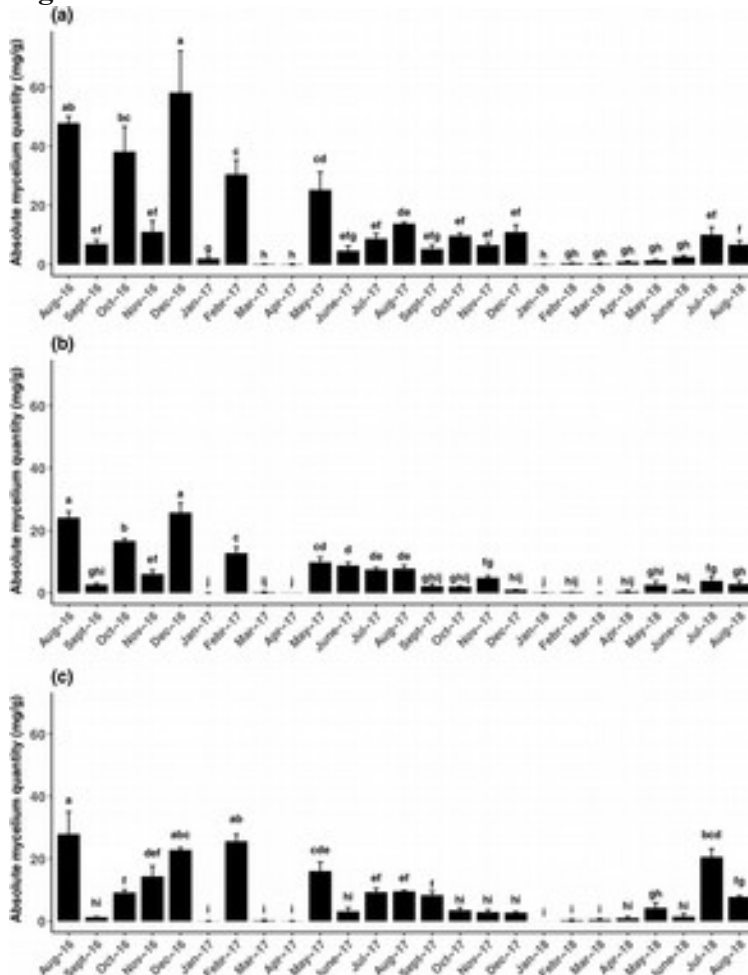
respectively; these clusters were randomly selected. The gene models were called TuGM4119 and TuGM4108, respectively. TuGM4119 was 1542 nucleotides long, and coded for a protein with 428 amino acids and five exons. The NCBI database showed homology in 5' with a calpain-like protein from *Trichoderma parareesei* (70 amino acids, e-value 2.10^{-04}) and cystein protein of *T. magnatum* (152 amino acid, e-value of 4.10^{-4}). There was no known Pfam motif.

TuGM4108 contained 626 nucleotides, and coded for a protein with 102 amino acid and two exons. It had no homology in the NCBI database or any Pfam motif. A pair of primers was designed in both gene models. PCR on thirteen DNA samples from different *Tuber* spp. samples showed no amplifications for primers TuGM4119f/TuGM4119r and amplification only for *T. aestivum* DNA for TuGM4108f/TuGM4108r (Supplementary Fig. S5). The primer pair TuGM4119f/TuGM4119r was not investigated further. In qPCR, TuGM4108f/TuGM4108r primers were amplified for all *T. aestivum* DNA tested but not in the DNA of other species (Supplementary Fig. S6a). Good amplification was seen in the qPCR of 16 *T. aestivum* isolates harvested from different geographic location (Supplementary Fig. S6b).

Temporal dynamic of *T. aestivum* DNA in the soil

The *T. aestivum* qPCR protocol was applied on soil samples harvested each month under trees II-9, III-11, and VII-5. The *T. aestivum* DNA quantity varied each month with a similar trend for all three trees (Fig. 4). It was significantly lower in March/April of 2017 and 2018, although it was higher in August and December 2016 (Fig. 4). Values were higher from August 2016 to August 2017 than from August 2017 to August 2018 (Fig. 4).

Figure 4

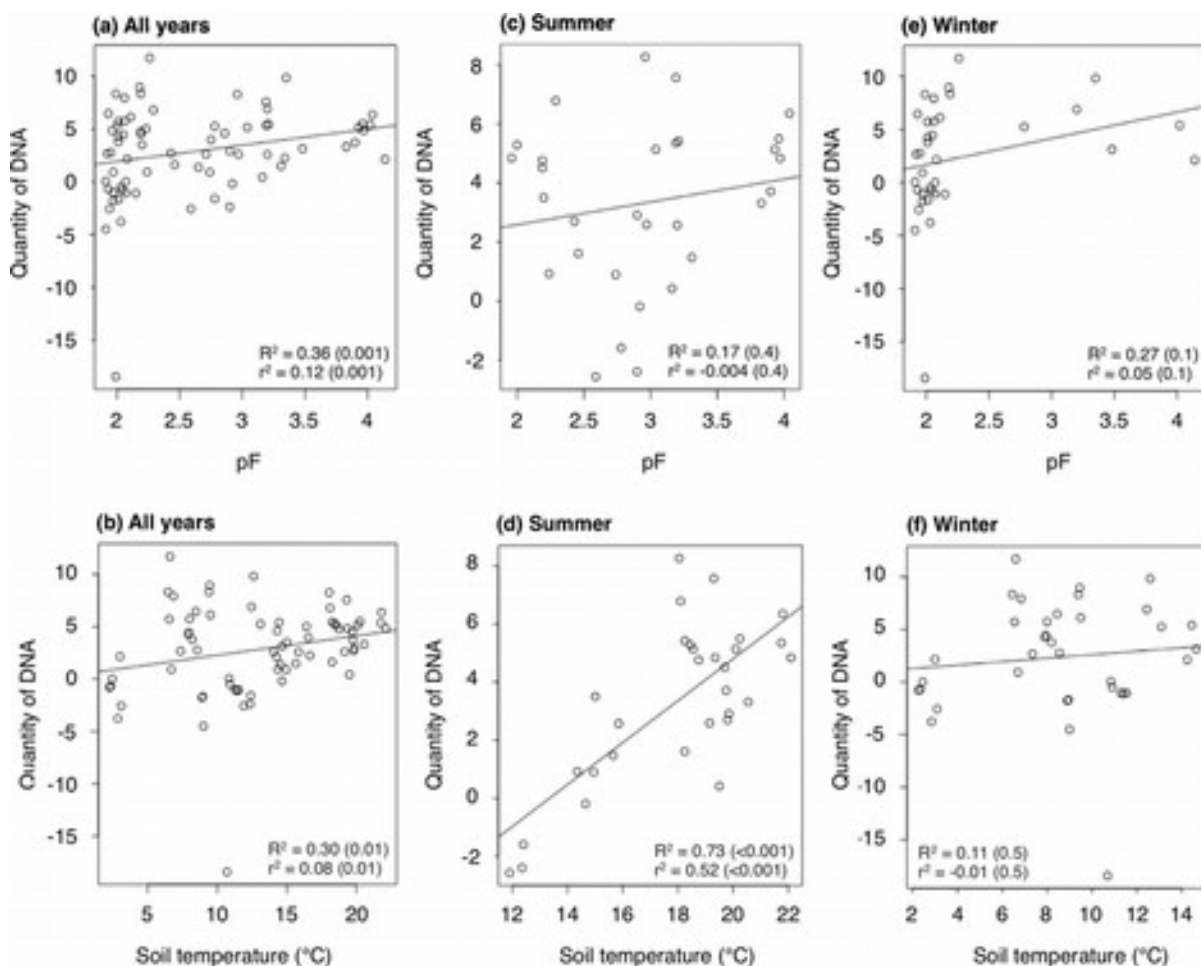


Monthly quantification of *T. aestivum* soil DNA from August 2016 to August 2018 for trees II-9 (a), III-11 (b), and VIII-5 (c). Soil DNA is expressed as milligrams of fresh mycelium per gram of dry soil. Error bars represent standard deviation between three replicates. Different letters (a–j) indicate significant differences between sampling months for each tree (Tukey's HSD test, $p < 0.05$).

Pearson's correlation and simple linear regression analyses showed a significant (p values < 0.05 for both) correlation between soil DNA quantities and pF explaining 36% and 12% of the variability, respectively, when all seasons were analysed together (Fig. 5a). A significant correlation was also found between soil DNA quantities and soil temperatures. These correlations explained 30% and 8% of the variability according to the two analyses (Fig. 5b). No significant correlation was found between pF and soil DNA quantities when the analysis was done separately for summer and winter (Fig. 5c,e; Supplementary Table S6).

Temperature data showed a high positive correlation in summer (p value < 0.001) although no correlation was observed in winter (Fig. 5d,f; Supplementary Table S6). The combined effect of pF and temperature tested by factorial ANOVA was not significant (p value = 0.59).

Figure 5



Pearson's correlation and simple linear regression between soil DNA quantities, pF, and temperature. Temperature and pF data were analysed together for all years (a,b) and separately for summer (c,d) and winter (e,f). Summer corresponds to the period from April to

August. Winter corresponds to the period from October to March. The soil DNA quantities were log and square root transformed. R^2 : Pearson's correlation coefficient; r^2 : simple linear regression's correlation coefficient.

Discussion

The ascocarp production reached in this orchard is especially high

The *T. aestivum* plantation was not set up to study management techniques; thus, we cannot conclude if the management technique applied here was the best. However, the orchard produced 49 kg per 1500 m² 12 years after planting (about 320 kg/ha equivalent). This production was especially high versus other *T. aestivum* truffle grounds. In a plantation of seedlings inoculated with *T. melanosporum*, *T. aestivum* totally substituted *T. melanosporum* 16 years after planting¹⁷. The maximum of production was about 30 kg/ha. The *T. aestivum* production was higher in a 41.5 ha forest in Hungary producing about 104 kg/ha²⁴. For *T. melanosporum*, one plantation in the nineteenth-century and another of the beginning of the 21st century had a maximum production of about 70 kg/ha²⁵. The production level seen here is thus exceptionally high.

Temporary wilting point was only reached a few days

The temporary wilting point (pF = 4) seemed to be an important threshold for *T. melanosporum* irrigation²⁶. Indeed, maintaining the pF below this threshold increased the production compared to non-irrigated controls²⁶.

To date the pF was never recorded in a *T. aestivum* orchard. Three *C. betulus* (trees II-9, III-11 and VIII-5) were selected for soil hydric potential and temperature monitoring. This species was selected among the five tree species because *C. betulus* was the most productive according to mean truffle production per plants (Fig. 2). According to these results, the real potential of *C. betulus* as host for truffle would deserve further study. The pF was significantly lower for tree VIII-5 than for trees II-8 and III-11 (Fig. 3b). Tree VII-5 was present in the 417 trees/ha density area although the other two trees were localized in the higher density area (833 trees/ha) (Fig. 1). The difference in hydric potential could be explained by the rain interception in 833 trees/ha density as well as by higher water consumption of trees. The rain intercept was well illustrated by the north probe under tree II-9 for which the rains of July 24th 2017 did not allow the pF to reach field capacity although this was seen in the southern probe (Supplementary Fig. S2). High-density plantations for *T. aestivum* are often suggested (about 1000 trees/ha), but this needs to be questioned without a drastic tree-pruning strategy. Beside the water availability, density could also impact the production as it was observed in an experimental truffle orchard in Grand-Est region (France) where four densities were implanted (2000, 1000, 666, and 333 trees/ha)²⁷. The production started 11 years after plantation in the 2000 trees/ha plantation, but it decreased dramatically a few years ago. In the long term, the lowest density (333 tree/ha) was the most favourable because even though the production started later it continuously increased from 14 to 20 years after planting.

Monthly variation of soil *T. aestivum* DNA are partly explained by soil temperature and hydric potential

The soil mycelium of ectomycorrhizal species plays a key role in soil nutrient uptake and transfer of carbon from plant to fruiting bodies²⁸. Molecular methods have been used to analyse soil DNA of specific ectomycorrhizal fungi to evaluate the ecological and functional impact of a given species on its natural environment²⁹. For example, a targeted qPCR protocol has shown that warmer and drier soil conditions reduced the *Lactarius vinosus* soil DNA³⁰. A qPCR protocol was designed for quantifying *T. melanosporum* and *T. magnatum* DNA in the

soil^{31,32}. In the latter species, it has been shown by a model approach that the soil mycelium was favoured at 20 °C with pF of about 2³³. The genome of *T. aestivum* was recently sequenced¹⁸, this allowed us to design a specific qPCR protocol. Indeed, the existing protocol using ITS region^{21,34} also amplified *T. mesentericum*.

Using this qPCR protocol, we detected a monthly variation of the *T. aestivum* soil DNA. This variation correlated with soil temperature and hydric potential. Soil temperature is an important factor regulating microbial activity and shaping the soil microbial community³⁵. The effect of temperature on truffle growth has been analysed *in vitro*^{36,37}, but our report showed the impact of temperature on truffles in the soil for the first time by a monthly sampling. In our study, the quantity of DNA was low below 5 °C with the highest quantity detected at 6 °C (Supplementary Table S6). *In vitro*, *T. melanosporum* responds to cold temperature with specific gene profiling³⁸. Our results suggest that *T. aestivum* also has a similar machinery to tolerate cold temperatures. Fungal growth rates are typically optimum around 25–30 °C, but the optimum growth temperature varies according to species and isolates^{35,39}. In our study, the soil temperature was never above 22 °C. The second highest value of DNA was observed at 20 °C, indicating that *T. aestivum* mycelium in the soil can grow between 6 to 20 °C with more growth at higher temperatures. This range is in accordance with data available for other truffle species. Indeed, Iotti *et al.*³³ determined 20 °C as the optimal temperature for *T. magnatum* mycelium growth in the soil.

According to Coleman *et al.*⁴⁰, three patterns of response to water stress could be observed for ectomycorrhizal mycelial growth: growth only occurred in control treatments without hydric stress (Type I). Growth decreases with increasing stress and the maximum growth is always without stress (Type II). The maximum growth does not occur in the control but rather when the mycelium is under hydric stress (Type III). Here, the two highest values of DNA were observed in non-stressed conditions (pF = 2.2) and in a very high stress condition (pF = 5.9). There was also a linear correlation between pF and DNA quantity (Fig. 5). Thus, we conclude that *T. aestivum* is a type III species such as *Terfezia boudieri* and *Picoa lefebvrei* two desert truffles⁴¹. *T. aestivum* is drought tolerant because it can grow above pF 4.3⁴⁰. On the contrary, *T. magnatum* seems to belong to type I since the optimal water potential is considered as being at pF around 2³³. Both truffle species have different ecological requirements. *T. magnatum* is most of the time harvested in riparian conditions while *T. aestivum* is harvested in less humid soil conditions. These results have practicable implications for truffle growers: irrigation must be triggered at very different soil water potentials for both species.

Temperature and pF only partially explain the content of soil DNA variability (36% to 30% according the analyses; Fig. 5). Other factors therefore could influence summer truffle soil DNA, but they were not analysed in this study. *T. aestivum* could enter into competition with other naturally occurring ectomycorrhizal fungi.

According to Stobbe *et al.*^{11,12}, *T. aestivum* can fruit all the year, and the only two months without truffles are March and April. Interestingly, we found that months with less soil DNA were also March and April for 2017 and 2018. Unfortunately, because of her personal schedule, the owner of the orchard only harvested ascocarps from May to August, which did not allow us to detect a putative link between ascocarp production and soil DNA.

The quantity of soil *T. aestivum* DNA decreased from 2016/2017 to 2018. In parallel, the production of ascocarps in 2018 is lower than in 2017 with a decrease of about 88%. For *T. magnatum* and *T. melanosporum*, the quantity of DNA is higher in productive versus non-productive plots^{29,31,42}. Thus, it is tempting to link the decrease in ascocarp production to the decrease in soil DNA. This orchard will continue to be analysed to gain more information about the putative link between ascocarp production and quantity of soil DNA.

Material and Methods

Experimental site

The *T. aestivum* orchard is located at Meux (45.442921, -0.358027) in the Nouvelle-Aquitaine region of France covering 1500 square meters. All the area interested by the plantation is characterized by a calcareous chalky. Wheat occupied the field before the plantation. After wheat harvest, the soil was returned and then tilled with rotary harrow. In 2004, 34 *Corylus avellana*, 10 *Carpinus betulus*, 10 *Tilia cordata*, 10 *Quercus pubescens*, and 10 *Pinus nigra* seedlings inoculated with *T. aestivum* were planted 4 m apart in the line and 6 m between lines (Fig. 1). Seedlings of the different species were planted randomly. In 2005, 43 additional *C. avellana* seedlings inoculated with *T. aestivum* were implanted between lines 7 to 17 (Fig. 1). Thus, there are two densities in the orchards: a high density (4 × 3 m equivalent to 833 trees per hectare) and a lower density (4 × 6 m equivalent to 417 trees per hectare). From 2004 to 2006, weeds were controlled by a monthly soil tilling with a rotovator and the proximity of trees was cleaned with a pickaxe. There was no soil tilling from 2007 to 2011; weeds were controlled using a brush-cutter and a few chemical treatments with glufosinate-ammonium (Basta, Bayer). Spores have been added every year since 2008 (from 5 to 100 g of crushed ascocarps). The production started in 2009, and the ascocarps were harvested with a trained dog from May to August. All harvested truffles were assigned to the closest tree. Slight pruning was realized since 2009 to avoid total closure of the orchard. The soil was tilled with a rotovator in September 2012, 2015, and 2017 to avoid soil compaction. In summer, the orchard was irrigated with potable water according to empirical criteria.

Development of a *T. aestivum* qPCR specific protocol

The *T. aestivum* genome has recently been sequenced¹⁸. In the U.S. Department of Energy Joint Genome Institute (DOE-JGI) genome browser (<https://genome.jgi.doe.gov/Tubae1>), *T. aestivum* orphan genes (i.e. genes present only in the *T. aestivum* genome and absent in the other genomes) were identified using the cluster analysis considering eight Pezizomycete species: *Ascobolus immersus*, *Choiromyces venosus*, *Morchella importuna*, *Pyronema confluens*, *Terfezia boudieri*, *T. aestivum*, *T. magnatum*, and *T. melanosporum*. Only clusters with one single gene copy in *T. aestivum* were considered. Two gene models (clusters 17,691 and 17,699) with numbers GSTUAT00001921001 (proteinId 4119) and GSTUAT00007989001 (proteinId 4108), respectively, were randomly selected. The primers TuGM4119F/TuGM4119R and TuGM4108F/TuGM4108R were then designed with Amplify4 v1.0 software in these gene models (Table 1). Primers were designed for use with qPCR via the SYBR® Green dye.

Table 1 Primers used in this study.

[Full size table](#)

The specificity of the two gene model primers was tested via PCR using 13 DNA samples from a first set of *Tuber* species ascocarps (Supplementary Table S2a): *T. aestivum*, *T. mesentericum*, *T. magnatum*, *T. borchii*, *T. melanosporum*, *T. brumale*, and *T. indicum*. The DNA of each sample was extracted using the DNeasy™ Plant Mini Kit (Qiagen SA, Courtaboeuf, France). A second set of DNA was extracted from 16 DNA samples of dried *T. aestivum* ascocarps of different geographical locations (Supplementary Table S2b). The universal fungal primers ITS1F and ITS2^{43,44} (Table 1) were used to check that the DNA was suitable for PCR amplification (Supplementary Figs S7a and S8a). The PCR amplification was performed in a 10-μL mixture composed of 2X REDExtract-N-Amp™ PCR ReadyMix™ (5 μL), 10 μM primer forward (0.4 μL), 10 μM primer reverse (0.4 μL), 16 mg/mL bovine serum albumin (0.35 μL), water (1.85 μL), and 1/10 diluted DNA (2 μL). PCR reactions were carried out on a C1000 Touch™ Thermal Cycler (Bio-Rad, Schiltigheim, France) with denaturation at 94 °C for 4 min followed by 35 cycles of denaturation at 94 °C for 30 s,

annealing at 55 °C for 30 s, extension at 72 °C for 45 s, and a final extension at 72 °C for 5 min.

To confirm that the ascocarps belonged to *T. aestivum*, PCR amplifications were performed with the *T. aestivum* specific primers TuITS1 and TuITS4⁴⁵ (Table 1; Supplementary Figs S7b and S8b). The PCR mixture was the same as those used for the ITS universal primers with the following thermal profile: denaturation at 94 °C for 4 min, 30 cycles of denaturation at 94 °C for 30 s, annealing at 65 °C for 30 s, extension at 72 °C for 45 s, and a final extension at 72 °C for 5 min.

The first set of 13 DNA samples were amplified with primers TuGM4119f/TuGM4119r and TuGM4108f/TuGM4108r (Table 1) by PCR with the same PCR mixture described above and according to the following conditions: denaturation at 94 °C for 4 min, 30 cycles of denaturation at 94 °C for 30 s, annealing at 65 °C for 30 s, extension at 72 °C for 45 s, and a final extension at 72 °C for 5 min. All PCR products were run on 2% agarose gel and visualized with a UV trans illuminator (*Geldoc*TM *Universal Hood II*, *Biorad*) after ethidium bromide staining.

According to the direct PCR results, real-time PCR amplification with SYBR® Green dye was then carried out on both sets of DNA with primers TuGM4108f/TuGM4108r only. The 20 µL of qPCR mixture was composed of TakyonTM No Rox SYBR® Core Kit (16.4 µL), 10 µM primer forward (0.8 µL), 10 µM primer reverse (0.8 µL), and template DNA (2 µL). The qPCR reactions were performed with a StepOnePlusTM Real-Time PCR System machine provided with the StepOne software v. 2.3 (Life Technologies, Applied Biosystem) on 96-well plates with carry over prevention at 50 °C for 2 min, TakyonTM activation at 95 °C for 3 min, 40 cycles of denaturation at 95 °C for 5 s, annealing at 60 °C for 15 s, and extension at 72 °C for 15 s.

Soil sampling, treatment, and DNA extraction

Three highly producing *C. betulus* were selected and equipped with two tensiometers (TEROS-21, Meter Group). These trees were randomly selected from the best producing trees (Supplementary Table S1). Two trees (II-9 and III-11) were selected from the 833 trees/ha area and tree VIII-5 was sampled from the 417 trees/ha area (Fig. 1). Tensiometers were installed 1 m from tree trunks: one at the north and another at the south—both at 12 cm depth. The TEROS-21 records soil water potential and soil temperature. Soil water potential is expressed as pF corresponding to the logarithm of the suction force expressed as centimetre height in a water column. The probes were installed on August 30, 2016. Soil sampling was performed every month 1 m from the trunk at the four cardinal points (North, West, East and South) under all the three trees at a depth of 5–10 cm. After sampling, the soil samples were immediately sent to the laboratory. They were initially dried separately about 2 hours at 40 °C and sieved using a 2-mm mesh and then stored at –20 °C until DNA extraction. The DNA of each sample was extracted using the DNeasy PowerSoilTM DNA Isolation Kit (Qiagen SA, Courtaboeuf, France) from 0.25 g of sieved soil. The extracted DNA was stored at –20 °C until analysis. For the molecular analysis described below, the four DNA samples around one tree were pooled to obtain one sample per tree and per sampling time.

Quantification of soil DNA

A standard curve was created as described in Parladé *et al.*³² by mixing a known amount of soil harvested in a field close to the truffle orchard with a known amount of fresh *T. aestivum* ascocarp. The absence of *T. aestivum* in the soil was first controlled by qPCR and the ascocarp was then ground in a mortar with liquid nitrogen. The DNA was extracted from the mixture in the same way as other soils; serial 10-fold dilutions were done to obtain a standard curve.

The soil *T. aestivum* DNA was measured with real-time PCR with SYBR® Green dye. The TuGM4108 primers (Table 1) were used to amplify the *T. aestivum* model gene in soil samples as described above. qPCR was performed on 96-well plates with three replicates for each sample, standard, and negative control. One sample corresponded to the mix of the four soil DNA extractions around one tree at one sampling date. The qPCR mixture and the thermal conditions were the same as those described above for the specificity assay. The software calculated the absolute quantity of *T. aestivum* in soil samples by interpolating the threshold cycle (Ct) values on the standard curve ($R^2 = 0.99$; Eff = 96.02%).

Statistical analysis

The difference in daily pF and temperature between the north and south probes within the three productive trees and difference of daily pF and temperature (average between north and south probes) between the three productive trees were analysed by pairwise comparison using a Wilcoxon rank sum test ($p < 0.05$). The differences between qPCR replicates were analysed with multifactor analysis of variance (ANOVA), differences of *T. aestivum* DNA quantifications between sampling months were detected with Tukey's HSD test ($p < 0.05$). In order to compare the mean production per tree species, a subsampling was realized for *C. avellana* (Supplementary Fig. S1). Indeed, 34 *C. avellana* were implanted in 2004 and 43 in 2005 although for all other species 10 plants were implanted in 2004. A random subsampling of 10 *C. avellana* was realized 10 times among the 34 plants implanted in 2004 using *sample* function in R. *Boxplot* function in R was used to visualize the mean value obtained for the 10 subsampling. The differences were statistically tested with Tukey's HSD test. The relationships between *T. aestivum* soil DNA quantities and soil parameters (pF and temperature) were tested using two methods: (1) linear correlation using Pearson's method with correlation coefficient and p-value calculation using *cor.test* function in *stats* R package; and (2) simple linear regression with *lm* function of the *stats* R package. The combined effect of pF and temperature was tested by a factorial ANOVA using *aov* function in R. Soil DNA quantities were log and square root transformed to fit normality and improve variance equality.

Data Availability

All the data are included in the main manuscript and supplementary informations. The *Tuber aestivum* genome is available at the Joint Genome Institute website: <https://genome.jgi.doe.gov/Tubae1>.

Références :

<https://www.nature.com/articles/s41598-019-49602-2>

a température du sol et le potentiel hydrique influencent les variations mensuelles de l'ADN du sol de *Tuber aestivum* dans un verger très productif 10 septembre 2019 Abstrait *Tuber aestivum*, également appelée truffe d'été ou bourgogne, est un ascomycète ectomycorhizien associé à de nombreux arbres et arbustes. Son cycle de vie se produit dans le sol et des paramètres tels que la température et la disponibilité en eau pourraient l'influencer. La culture de *T. aestivum* a débuté dans plusieurs pays, mais les exigences écologiques et agronomiques pour la création et la gestion de vergers sont en grande partie inconnues. Les objectifs de ce travail étaient: 1) de concevoir un protocole spécifique de qPCR utilisant des données génomiques pour tracer et quantifier l'ADN de *T. aestivum* dans le sol; et 2) d'évaluer la dynamique mensuelle de l'ADN du sol en fonction des paramètres du sol (potentiel hydrique et température du sol) dans ce verger. L'étude a été menée dans un verger hautement productif

de *T. aestivum* (noisetiers, chênes, pins, tilleul et charme). La production a commencé cinq ans après la plantation, puis a augmenté de façon exponentielle pour atteindre un maximum de 320 kg / ha en 2017. Le potentiel hydrique et la température du sol expliquent en partie la variabilité mensuelle de l'ADN du sol de *T. aestivum*. Les données présentées ici offrent de nouvelles informations sur l'écologie et la culture de *T. aestivum*. introduction Les champignons ectomycorhiziens, c'est-à-dire qui vivent en symbiose avec des arbres et des arbustes, jouent un rôle important dans le fonctionnement de la forêt et les cycles biogéochimiques¹. Dans les forêts boréales, 50 à 70% du carbone stocké dans le sol provient de racines et de micro-organismes associés aux racines tels que les champignons ectomycorhiziens². Outre les écosystèmes forestiers, des arbres ectomycorhiziens ont également été implantés dans des écosystèmes agroforestiers et dans des vergers dédiés à la production de produits non ligneux tels que les champignons comestibles. L'inoculation de semis d'arbres avec des champignons ectomycorhiziens sélectionnés dans des pépinières (c'est-à-dire une mycorhization contrôlée) a commencé il y a cent ans et cette technique est largement utilisée pour faire pousser des truffes depuis les années 1970³. Les vraies truffes (*Tuber* spp.) Sont des ectomycorhizaux produisant des fructifications hypogées. Le genre *Tuber* est présent dans le monde entier dans les zones tempérées comprenant plus de 200 espèces^{4,5}. Parmi celles-ci, au moins 30 espèces sont naturellement présentes en Europe⁶, mais seules quelques-unes ont des propriétés organoleptiques et une valeur sociale remarquables^{7,8,9}. Les espèces de truffes les plus précieuses sont la *Tuber melanosporum* Vittad, la truffe noire du Périgord; *Tuber magnatum* Pico, la truffe blanche italienne; et *Tuber aestivum* Vittad, la truffe d'été et de Bourgogne. Depuis la première commercialisation des semis inoculés avec *T. aestivum* et *T. melanosporum* en 1973, des progrès considérables ont été accomplis pour améliorer la qualité des plantes inoculées^{3,10}. Les plantations de *T. melanosporum* se trouvent non seulement dans la région méditerranéenne, mais également en dehors de leur aire de répartition d'origine, notamment en Australie, en Nouvelle-Zélande, en Afrique du Sud, en Amérique du Sud et dans l'ouest des États-Unis¹⁰.



Fête de la truffe et des papilles IS SUR TILLE

IS SUR TILLE

Du 19/10/19 au 19/10/19 – Centre-ville place de la République, 21120 Is-sur-Tille (insee:21317) – Cabane de chasse entre le musée de la forêt et le lac des Vieilles Forges. Buvette et petite restauration L'édition 2019 de la Fête de la Truffe et des Papilles se déroulera à Is-sur-Tille le samedi 19 octobre.

Plusieurs animations mettant en avant la truffe seront organisées : démonstration de cavage, contrôle des truffes, intronisations, démonstration de cuisine. Trois marchés seront présents : le marché aux truffes fraîches authentique, le marché Bio et le marché de Pays réservés aux produits du terroir.

Une animation variée pour divertir les plus petits comme les plus grands. Possibilité de se restaurer sur place.

Le traditionnel repas à base de truffe vous sera également proposé. Inscription obligatoire !
Parkings : Orangerie, rue Anatole-France, rue Général-Bouchu, rue du Colombier et place de la Résistance.

– Contact : SIT Bourgogne-Franche-Comté ,tel: +33 3 80 95 24 03 -courriel: covati.tourisme@covati.fr -Site: <http://www.covati-tourisme.fr/>
Centre-ville place de la République, 21120 Is-sur-Tille

Tarif :

IS SUR TILLE Côte-d'Or 21120

21/IS SUR TILLE SIT Bourgogne-Franche-Comté

Presse trufficole du net | 10/09/2019 | Source: Alain PACOT

Chiots de race Lagotto Romagnolo

Chiots de race Lagotto Romagnolo à réserver



Portée de 6 chiots: 3 femelles et 3 mâles.

Chiens truffiers par excellence. Ces chiens sont d'adorables, chiens de compagnie très affectueux, intelligents et joueurs avec les enfants et enfin ils ne perdent pas leurs poils.

Contact Alain PACOT: apacot@aol.com

JOURNÉE DE FORMATION TECHNIQUE ET SCIENTIFIQUE SUR LA TRUFFE



DATE : **Vendredi 25 octobre 2019 de 9H00 à 17H00**

LIEU : **Le Fief De Gambert
2 Rue de la Petite Pierrelle
26600 TAIN L'HERMITAGE**

INTRODUCTION DE LA JOURNÉE :

Le plan de filière AURA et la mise en place des sites de démonstration
présenté par Didier ROCHE (Président de la FRT AURA)

THÉMATIQUES DE FORMATION * :

- 1. Le sol : textures, structures et composition chimique**
animé par Jean-Sébastien POUSSE (WeTruf)
- 2. La disponibilité de l'eau dans le sol et la gestion de l'irrigation dans les truffières**
animé par Claude MURAT (INRA Grand-Est)
- 3. Importance des spores du sol dans la reproduction sexuée de la truffe**
animé par Flora TODESCO (WeTruf)
- 4. La truffe blanche *Tuber magnatum* en France : écosystème et distribution géographique**
animé par Pierre TABOURET (CRPF AURA)

* *Format : 40 minutes d'exposé suivi de 20 minutes d'échange avec les participants*

* *Minimum de 20 personnes et maximum de 40 personnes*

ATELIER DÉGUSTATION OPTIONNEL PROPOSÉ EN FIN DE JOURNÉE ** : (à partir de 17h00)

– **Vins de la cave de TAIN L'HERMITAGE** : dégustation commentée par un expert **Terres de Syrah**

1 Saint-Péray (blanc)	Fleur de Roc
1 Crozes-Hermitage (blanc)	Les Hauts d'Eole
1 Saint-Joseph (rouge)	Esprit de Granit
1 Cornas (rouge)	Arènes Sauvages
1 Hermitage (rouge)	Gambert de Loche

– **Truffe blanche *Tuber magnatum***

** *Minimum de 10 personnes*

Organisé par WeTruf (société en formation)

en collaboration avec la Fédération Régionale des Trufficulteurs Auvergne-Rhône-Alpes et le Syndicat de la Drôme des Collines



Flora Todesco *Présidente et co-fondatrice de WeTruf*

Spécialisée en biologie analytique et expérimentale, c'est aux côtés de Claude Murat qu'elle a exercé à l'INRA de Nancy sur la thématique de la truffe pendant plusieurs années. Ses projets de recherches ont, entre autres, porté sur la compréhension du cycle de reproduction sexuée de la truffe. Experte en diagnostic moléculaire, elle a notamment participé à plusieurs campagnes d'échantillonnages et à la coordination de projets d'expérimentations, qui lui ont permis d'acquérir une bonne connaissance de la trufficulture. Dynamisme et ambition l'ont ainsi conduite à l'entrepreneuriat et à la création de WeTruf.

Claude Murat *Ingénieur de Recherche INRA Grand-Est et co-fondateur de WeTruf*

A l'INRA de Nancy depuis 2008, il est en charge des recherches et expérimentations sur la truffe et assure le lien entre la recherche fondamentale et la filière trufficole. Après 20 années d'expérience dans le domaine et une production scientifique qui l'a amené à intégrer la liste des chercheurs les plus cités au monde (*Clarivate Analytics*), il est aujourd'hui reconnu comme expert de la truffe, non seulement par ses pairs, mais également par la profession. Originaire de la Drôme des collines, il a notamment décidé de mettre en pratique ses connaissances en établissant sa propre truffière en 2016.

Jean-Sébastien Pousse *Formateur et consultant de WeTruf*

Ingénieur forestier, il a été le technicien en trufficulture de la région Grand-Est et le responsable de la Maison de la Truffe et de la Trufficulture de Boncourt-sur-Meuse pendant plusieurs années. Il est non seulement reconnu par la profession comme expert de la truffe d'automne mais aussi de la truffe noire, qu'il produit dans ses propres truffières dans la Drôme des Collines.

Pierre Tabouret *Technicien CRPF AURA*

Technicien forestier spécialisé dans la truffe, il est depuis plusieurs décennies le technicien en trufficulture de la région Auvergne-Rhône-Alpes. Il a visité de nombreuses truffières de *Tuber magnatum* en Italie et il a eu l'opportunité de visiter plusieurs sites producteurs de *Tuber magnatum* dans le sud-est de la France.

Organisé par WeTruf (société en formation)

en collaboration avec la Fédération Régionale des Trufficulteurs Auvergne-Rhône-Alpes et le Syndicat de la Drôme des Collines

BULLETIN D'INSCRIPTION



NOM : _____
 Prénom : _____
 Date de naissance : _____
 Profession : _____
 Adresse : _____
 N° téléphone : _____
 E-mail : _____

Conformément à la loi du 6 janvier 1978 et au Règlement Général sur la Protection des Données (RGPD), les informations recueillies dans ce formulaire sont enregistrées dans la base de données de WeTruf et ne sont en aucun cas à visée de divulgation.

- La journée de formation **4 thématiques - déjeuner inclus** du 25/10/2019 à Tain L'Hermitage
 - Tarif 1 Non Adhérent :** **250 €** ou **210 €** (si inscription avant le 10/10/2019)
 - Tarif 2* Adhérent Syndicat Trufficulteurs :** **150 €** ou **110 €** (si inscription avant le 10/10/2019)
**Pour les adhérents d'un syndicat de trufficulteurs : joindre un justificatif d'adhésion*
- L'atelier dégustation en option **Vins et truffe blanche** du 25/10/2019 à Tain L'Hermitage
 - Tarif unique : 70 €**

Fait à _____ le _____
 Signature :

Bulletin complété à renvoyer :

- **par mail :** contact@wetruf.com
ou
- **par courrier :** WeTruf / Incubateur Lorrain
2 avenue de la Forêt de Haye
54500 VANDOEUVRE-LES-NANCY

Contact et informations :

contact@wetruf.com
 www.wetruf.com
 +33(0)7 66 60 55 31

accompagné du règlement total par chèque à l'ordre de WeTruf