

أصداء تربية

الأحياء المائية

عدد 7 - 2017



ملف هذا العدد

أمراض القواقعيات



Centre Technique de l'Aquaculture

Adresse : 05 Rue du Sahel 1009 Montfleury Tunis Tunisie

Tél. : (+216) 71 49 30 41

Fax : (+216) 71 49 11 08

Mail : boc_cta@topnet.tn

Site web : www.ctaqua.tn

أصداء

تربية الأحياء المائية

العدد 7 / ديسمبر 2017

أعضاء هيئة القراء:

د. فؤاد المستيري

سامي الملي

محمد الحمامي

كمال حاج مبارك

حسين لعور

بلال فطحلي

تنسيق عام:

بلال فطحلي

الفهرس

• الإفتتاحية 2

• أصداء المركز 3

• البحوث والمستجدات

مزايا وصعوبات نشاط تربية الأسماك البحرية..... 7

Prevention et Traitement des Maladies Bactériennes des Poissons d'Elevage Marin..... 9

• ملف العدد

Les Maladies des Mollusques Bivalves..... 1

Centre Technique de l'Aquaculture

NOS MISSIONS

- ENCADRER ET ASSISTER
- FORMER
- TRANSFERER LE SAVOIR
- INNOVER
- AIDER AU DEVELOPPEMENT
- DIFFUSER L'INFORMATION

ETUDES RECH



إفتتاحية

شارك المركز الفني لتربية الأحياء المائية في الدورة التاسعة للجنة الفرعية المختصة بتربية الأحياء المائية التابعة للجنة مصايد الأسماك في منظمة الأغذية والزراعة في روما، إيطاليا خلال الفترة الممتدة من 24 الى 27 أكتوبر 2017.

وقد شددت اللجنة الفرعية على ما تقدمه تربية الأحياء المائية من مساهمة مهمة في ضمان الأمن الغذائي والتغذية إضافة إلى تحقيق مجموعة واسعة من مقاصد وأهداف التنمية المستدامة. كما أكدت على ضرورة أن تواصل المنظمة عملها بشأن اختيار المواقع وتقسيم مناطق تربية الأحياء المائية وإدارة المناطق لتأمين الاستثمارات بالنظر إلى الخسائر العالية الناجمة عن الأمراض ومشاكل الإدارة بالإضافة إلى الحاجة لدعم صغار المنتجين. وشددت اللجنة الفرعية أيضا على أهمية الإرشاد والحوكمة الجيدة والأمن البيولوجي بالنسبة إلى تربية الأحياء المائية المستدامة (مثل الاستراتيجيات الوطنية المتعلقة بصحة الحيوانات المائية، والاستخدام المسؤول للموارد الوراثية المائية، والأمراض المستجدة، والاستخدام الرشيد لمضادات الميكروبات) كما تم التشديد على أهمية العمل مع قطاع المنتجين والنهوض بآليات الشراكة بين القطاعين العام والخاص. وفي هذا الإطار قدمت كلمة أبرزت فيها تناسق هذه المواضيع مع الأهداف الاستراتيجية التي رسمتها الوزارة في هذا القطاع مشيرا إلى أهمية التعاون الثنائي بين تونس والهيئة العامة لمصائد بلدان البحر المتوسط والبحر الأسود. كما أشدت بالتجربة التونسية في مجال الإرشاد في قطاع تربية الأسماك وذلك من خلال إحداث المركز الفني لتربية الأحياء المائية الذي ساهم في إيصال نتائج البحث لأصحاب مشاريع التربية والطرق المستعملة في تأطيرهم وإرشادهم.

ومن ناحية أخرى اقترح عدة أعضاء أن تواصل المنظمة عملها بشأن المكونات البديلة للأعلاف المائية وتنويع الأصناف وإنتاج الأعشاب البحرية وتخطيط تنمية تربية الأحياء المائية. وشددت اللجنة الفرعية على أهمية فراخ الأسماك العالية الجودة وبرامج التحسين الوراثي في مجال تربية الأحياء المائية، وأشارت على وجه الخصوص إلى التربة الانتقائية كوسيلة فعالة لزيادة كفاءة الإنتاج وتحسين صحة الحيوانات المائية. كما شددت اللجنة الفرعية على الدور المتزايد لإصدار الشهادات في الأسواق الوطنية والدولية وأبرزت الحاجة إلى تعزيز قدرات صغار المنتجين من أجل الحصول على الشهادات ومن ثم تحسين وصولهم إلى الأسواق.

د. فؤاد المستيري

المركز الفني لتربية الأحياء المائية

1- أهمّ النتائج المسجّلة

مواصلة تسمين صغار البلطي بسدّ السّماطي من ولاية القيروان وقد تمّ تسجيل معدّل نموّ 50 غ للوحدة .

- مواصلة تحضين يرقّات الكارب بمحطّة بومهل لبلوغ حجم الإصبعيّات إستزراع السّدود بـ 552 ألف يرقة بوري بوراس بالسّدود.

إستزراع 20 وحدة من فحول الصّندر بسدّ بير مشارقة .

إعادة النّظر في تركيز مفرّخ بلح البحر والمّار في منطقة العالية وقد تمّ تقدير كلفة المشروع بأكثر من 1.000 أ.د.

- إعداد كرّاس الشّروط الخاصّ بمنوال التّطبيقات السّليمة في مجال تربية الأسماك البحريّة.

- التّقدم في إرساء نظام إدارة الجودة قصد الحصول على علامة الجودة ISO 900 (2015) بهدف تحسين أدائه وهيكلته الداخليّة والخدمات المسداة.

- إعداد خطّة عمل لتطوير نشاط الأحياء المائيّة وذلك بتشريك كلّ من المهنيّين وهياكل البحث والإدارات المتدخّلة في القطاع. وقد تضمّنت هذه الخطّة الإشكاليّات المطروحة

تتمثّل أهمّ الأنشطة التي قام بها المركز خلال سنة 2017 في:

- إمضاء إحدى عشرة إتفاقيّة مع الشّركات النّاشطة في مجال تربية الأحياء المائيّة بهدف التّأطير والإحاطة وإتفاقيّتين في مجال تربية القمبيري وإتفاقيّة مع شركة خاصّة مختصّة في مجال إنتاج الأعلاف وخمس إتفاقيّات مع المعهد الوطني لعلوم وتكنولوجيا البحار.

- مواصلة المتابعة الصحيّة لأسماك التّربية بالمخابر التابعة لوحدة المنستير.

إنتاج 1,7 طن من القمبيري ذو الأرجل البيضاء بمعدّل نموّ يقدر بـ 16 غ للوحدة.

- متابعة وتأطير شركتي SAT et TUNIPÈCHE في مجال تسمين صغار القمبيري بهدف إنتاج 5 طن.

- إنتاج 20.000 يرقة من البلطي النّيلي من جنس الذّكور.

- مواصلة تسمين صغار البلطي النّيلي بوحدة بشيّمّة.

- بيع 2500 يرقة بلطي نيلي من جنس الذّكور هذا وقد ورد على المركز 3 مراسلات لطلب 100.000 من صغار البلطي.

المائيّة، يوم تحسيس حول إستهلاك الأسماك البحريّة المربّاة لفائدة تلاميذ مدرسة خزندار بالزهراء من ولاية بن عروس وذلك يوم السّبت 20 ماي 2017. وقد شمل برنامج هذا اليوم عرض

في مختلف منظومات تربية الأحياء المائيّة والآليّات والنّدابير المقترحة لتجاوزها.

2- النّدوات

■ يوم تحسيس حول إستهلاك الأسماك البحريّة لفائدة التلاميذ

في إطار تطوير إستهلاك الأسماك البحريّة المربّاة، نظّم المركز الفنّي لتربية الأحياء المائيّة، بالتّعاون مع المجمع المهني المشترك لمنتجات الصّيد البحري والجامعة الوطنيّة لتربية الأحياء



- نتائج المشروع النموذجي لتربية القمبري (المركز الفني لتربية الأحياء المائية)
- Le management des risques en aquaculture (société Morenot)
- المصادقة الصحيّة الحيوانية لمشاريع تربية الأحياء المائية (الإدارة العامة للمصالح البيطرية)
- المراقبة الصحيّة للأمراض الفيروسيّة للقمبري المربي بتونس (المعهد الوطني لعلوم وتكنولوجيا البحار)



- يوم إعلامي حول تأثير التغيرات المناخية على قطاع الصيد البحري وتربية الأحياء المائية بهدف تحسيس المشاركين حول التغيرات المناخية وتأثيراتها خاصة على قطاع الصيد البحري وتربية الأحياء المائية قام المركز الفني بالتعاون مع



- شريط وثائقي حول تربية الأسماك بتونس لمدة 15 دق وتقديم مداخلات حول:
- تربية الأسماك في تونس
- إستهلاك الأسماك البحرية وتقديم القيمة الغذائية لأسماك التربية
- كيفية التعرف على جودة الأسماك
- كما كلل اليوم التحسيسي بمسابقات وتوزيع جوائز وشفع بحصة تذوق للأسماك البحرية.



■ ندوة وطنية حول التجربة التونسية لتربية القمبري

تم بتاريخ 03 نوفمبر 2017 عقد ندوة بعنوان «التجربة التونسية في مجال تربية القمبري» على هامش الصالون الدولي للفلاحة والآلات الفلاحية سياماب 2017. وتعتبر هذه الندوة فرصة لتبادل الآراء والمعلومات والتفكير بصفة مشتركة من أجل الخروج بتوصيات من شأنها المساهمة في النهوض بقطاع تربية الأحياء المائية. وقد تم خلال هذه الندوة إلتقاء مختلف الأطراف المتدخلة في المجال من مؤسسات إدارية وباحثين ومهنيين وذلك بهدف توسيع دائرة النقاش. وقد تم التطرق أثناء هذه الندوة إلى المحاور التالية:

- قطاع تربية الأحياء المائية الواقع والتطلعات (الجامعة الوطنية لتربية الأحياء المائية)
- الفائدة الفنية والإقتصادية من إنتاج وتطبيق أحد السكريات للأحماض الدهنية في تغذية تربية الأحياء المائية (شركة SILO SPA)
- الإستراتيجية الوطنية لتنمية نشاط تربية الأحياء المائية (الإدارة العامة للصيد البحري وتربية الأسماك)

من الباحثين والمهندسين التابعين للمركز والمجمع المهني المشترك لمنتجات الصيد البحري والمعهد الوطني لعلوم وتكنولوجيا البحار والمعهد العالي للصيد البحري وتربية الأحياء المائية والمدرسة الوطنية للطب البيطري بسيدي ثابت والإدارة العامة للصيد البحري وتربية الأسماك ووكالة النهوض بالإستثمار الفلاحي بالإضافة إلى ممثلي بعض الشركات. وقد شارك في هاتين الدورتين 38 مشاركا منهم طلبة ومهنيين ومن أصحاب الشهادت العليا بالإضافة إلى تقنيين وأطباء بياطرة تابعين لوزارة الفلاحة والموارد المائية والصيد البحري.



- أقيمت الدورة الأولى خلال يومي 1 و2 أوت 2017 وتمحورت حول تفريخ الكارب الصيني. وقد شارك في هذه الدورة 17 مشاركا. أما الثانية فقد تم تنظيمها خلال الفترة الممتدة بين 8 و11 أوت 2017 بالوحدة النموذجية لتربية الأحياء المائية بالمنستير وتمحورت حول تربية الأسماك البحرية. وقد تم تخصيص اليومين الأولين للجانب النظري حيث تم تقديم العديد من المداخلات. في حين خصص اليوم الثالث لزيارة شركة تربية الأسماك البحرية روسينا واليوم الرابع لمعاينة الأسماك بمخابر الوحدة.

4-المشاركة في المعارض والتظاهرات

قام المركز بالمشاركة في إجتماع اللجنة الاستشارية العلمية لتربية الأسماك التابعة للهيئة العامة لمصائد البحر الأبيض المتوسط بأنقرة خلال الفترة الممتدة بين 26 و30 مارس 2017 والدورة

منظمة الأغذية والزراعة والمعهد الوطني لعلوم وتكنولوجيا البحار بتنظيم يوم إعلامي بتاريخ 17 نوفمبر 2017 بنزل لوك ليمان بالبحيرة وقد تمحورت المداخلات حول:

- تقديم مشروع «دراسة التأثيرات المناخية على قطاع الصيد البحري وتربية الأحياء المائية
- التغيرات المناخية وعلاقتها بقطاع الصيد البحري وتربية الأحياء المائية
- التغيرات المناخية والصيد البحري: الوضعية الحالية والتحديات المستقبلية في السياق التونسي
- السيناريوهات المناخية
- أهم نتائج البحث العلمي في مجال تأثير التغيرات المناخية والنهج النموذجي (approche de modélisation)



■ ورشة تكوينية حول التصرف وتنمية الاستزراع السمكي المستدام ببلدان المغرب العربي

في إطار الدورة الرابعة للأيام المغاربية للإستزراع السمكي، قام المركز الفني لتربية الأحياء المائية بالتعاون مع منظمة الأغذية والزراعة بتنظيم ورشة تكوينية حول التصرف وتنمية الاستزراع السمكي المستدام ببلدان المغرب العربي خلال المدة الممتدة بين 20 و22 نوفمبر 2017 بنزل رمادة بلاص بالمنستير.

3-الدورات التدريبية

- نظم المركز الفني لتربية الأحياء المائية دورتين تدريبيتين ساهم في تأثيثهما مجموعة

أصداء المركز

التاسعة للجنة الفرعية المعنية بتربية الأحياء المائية التابعة لمنظمة الأغذية والزراعة بروما خلال الفترة الممتدة بين 23 و28 أكتوبر 2017. كما قام المركز بالمشاركة في الصالون الدولي للصيد البحري وتربية الأسماك ببروكسال والصالون الدولي للفلاحة والآلات الفلاحية والصيد البحري خلال الفترة الممتدة بين 31 أكتوبر و05 نوفمبر 2017 بقصر المعارض بالكرم.

5- الدورات التكوينية

بهدف تطوير قدرات ومهارات أعوانه، قام المركز الفني بإجراء دورات تكوينية في مجال الإعلامية وفي مجال التدقيق في نظام الجودة.

6- نشاط مجلس إدارة المركز

أهم المواضيع	التاريخ	الجلسة
<ul style="list-style-type: none"> - تقدّم إنجاز ملاحظات مجلس الإدارة - عرض التقرير السنوي لنشاط المركز لسنة 2016 - تقدّم تنفيذ ميزانية المركز لسنة 2017 وعرض برنامج ميزانية 2018 	مارس 2017	الجلسة الأولى
<ul style="list-style-type: none"> - عرض القوائم المالية لسنة 2017 والموازنة وتقرير مراقب الحسابات - تقدّم النشاط المادي والملي لأنشطة المركز 	جويلية 2017	الجلسة الثانية
<ul style="list-style-type: none"> - مدى تقدّم إنجاز توصيات وملاحظات مراجع الحسابات - مدى تقدم أنشطة المركز وبرنامج عمله - تقدم إنجاز مفرخ القوقعيات - تقدم تركيز نظام الجودة ISO9001 	19 أكتوبر 2017	الجلسة الثالثة

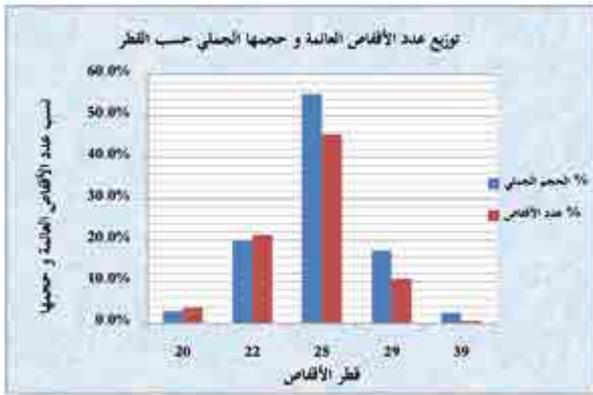
لمياء برهومي
المركز الفني لتربية الأحياء المائية



مزايا وصعوبات نشاط تربية الأسماك البحرية

1- مزايا نشاط تربية الأسماك البحرية:

بلغ عدد أقفاص تربية أسماك الوراثة و القاروص بعرض بحر سواحل البلاد التونسية 760 قفصا خلال سنة 2016. و قد بلغ حجمها الجملي لمياه التربية ما يقارب 3 مليون و 50 ألف م³، خصّصت مزارع التربية المنتجة ثلثي الحجم الجملي من هذه الأقفاص للإنتاج السنوي أي ما يعادل 2 مليون م³. كما تراوحت اقطار الأقفاص المستعملة بين 20 و39 م (انظر الرسم البياني التالي):



تمكنت بعض الشركات من بلوغ أقصى طاقة إنتاجها وحققت نتائج مميزة جداً، وقد تمّ الحصول على معدلات مهمة لمؤشرات التربية حيث بلغ مؤشر التحويل الغذائي في بعض المزارع 1,7 وبلغت نسبة نفوق الأسماك 10% ممّا ساهم في انخفاض كلفة الإنتاج وبالتالي اكتساب القدرة التنافسية اللازمة في السوق الداخلية والخارجية. نجحت بعض المزارع التونسية من تصدير أسماك الوراثة والقاروص لعدّة أسواق خارجية أهمّها السوق الكندية، الأوروبية والخليجية وذلك نتيجة الحصول على جودة عالية للمنتوج، كما تمكنت هذه الشركات من إرساء منظومات علامات الجودة ISO9001 و ISO 22000 وتحصلت بعضها على شهادة في المصادقة الصحية.

بلغ إنتاج تربية الأحياء المائية إلى حدود موفى شهر نوفمبر من سنة 2017 حوالي 15,4 ألف طن مقابل 14,8 ألف طن خلال نفس الفترة من سنة 2016 أي بزيادة تقدر به 4%، كما يمثل هذا الإنتاج حوالي 12.66% من الإنتاج الوطني للصيد البحري وتربية الأسماك. وقد حقّق نشاط تربية الأسماك البحرية تطورا بنسبة 89% خلال العشرية الأخيرة. ويعتبر استعمال تقنية التربية في الأقفاص بعرض البحر أهمّ سبب في هذا التطور الهامّ للنشاط حيث تمّ تركيز 27 مزرعة للتربية تمكنت من إنتاج أسماك القاروص والوراثة خلال الفترة الممتدة من 2007 إلى 2017، بالإضافة إلى الدور المميز الذي اضطلعت به شركات التربية في الأحواض الخراسانية في وقت سابق وقد تمكنت هي الأخرى من تحقيق نجاحات جدّ مميزة باعتبارها أول التجارب في إنتاج أسماك القاروص ولوراثة لكن حاليا لم تعد قادرة على منافسة مزارع التربية في الأقفاص نظرا لارتفاع كلفة الإنتاج. وقد توزعت هذه الشركات كما يمثله الرسم البياني التالي:





2- الصعوبات التي تعترض نشاط تربية الأسماك البحرية:

شهدت أكثر من 50% من شركات التربية خلال سنة 2016 نسب نفوق في أسماك القاروص تجاوزت 20%، كما تمكنت 68% من الشركات تحقيق نسب نفوق في أسماك الوراثة أقل من 20%، وهو ما ساهم في بعض الأحيان في ارتفاع مؤشرات التحويل الغذائي. (انظر الجداول التالية).

توزيع الشركات حسب المؤشرات الفنية لتربية أسماك القاروص				
نسب النفوق (%)	$TM \geq 0$	$25 > TM \geq 20$	$30 > TM \geq 25$	$40 \geq TM \geq 30$
الشركات	40.91%	13.64%	18.18%	27.27%
مؤشر التحويل الغذائي	$FCR > 2$	$2.2 > FCR \geq 2$	$2.6 > FCR \geq 2.2$	$3.5 \geq FCR \geq 2.6$
الشركات	18.18%	22.73%	36.36%	22.73%

توزيع الشركات حسب المؤشرات الفنية لتربية أسماك الوراثة					
نسب النفوق (%)	$TM > 10$	$15 > TM \geq 10$	$20 > TM \geq 15$	$25 > TM \geq 20$	$35 \geq TM \geq 25$
الشركات	4.55%	40.91%	22.73%	9.09%	22.73%
مؤشر التحويل الغذائي	$FCR > 2$	$2.2 > FCR \geq 2$	$2.6 > FCR \geq 2.2$	$3.5 \geq FCR \geq 2.6$	
الشركات	45.45%	27.27%	22.73%	4.55%	

TM : نسب النفوق.

FCR : مؤشر التحويل الغذائي.

كما تكبدت بعض الشركات أضراراً في المعدات و خسائراً في مخزون الأسماك ناجمة عن رداءة الأحوال الجوية خلال الفترة الممتدة من 17 إلى 20 ديسمبر 2016.

كما تقلصت المردودية الربحية لمشاريع التربية الناتجة عن ارتفاع تكلفة الكغ الواحد من الأسماك نظراً لاستيراد المواد الأولية، حيث تم استيراد 88.204 مليون إصبعية من أسماك الوراثة و القاروص و هو ما يمثل 82% من مستحقات شركات التربية، كما تم استيراد 30 ألف طن من الأعلاف وهو ما يمثل 70% من كميات العلف الجملي المستهلك خلال سنة 2016.

صمدي الفربي

المركز العلمي لتربية الأحياء المائية

Le temps d'attente diffère d'un médicament à l'autre et selon la température de l'eau chez les poissons d'élevage. Pour chaque médicament vétérinaire, un temps d'attente est inscrit dans sa monographie exprimé en jours ou en degré jours.

AMM : Autorisation de mise sur le marché. Un médicament vétérinaire qui a une AMM, est un médicament définissant l'espèce animale de destination et les indications thérapeutiques.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. **FAO. 2016.** La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2016. Contribuer à la sécurité alimentaire et à la nutrition de tous. Rome, 224 pages.
2. **Le Breton A.D. 2009.** Vaccines in Mediterranean aquaculture: practice and needs. In: Rogers C. (ed.), Basurco B. (ed.). The use of veterinary drugs and vaccines in Mediterranean aquaculture. Zaragoza : CIHEAM, p.147-154 (Options Méditerranéennes : Série A. Séminaires Méditerranéens; n. 86).
3. **Dhouadi R. et Njah I. 2016.** Approches thérapeutiques en aquaculture : Médicaments vétérinaires en aquaculture (Tunisie). Communication orale, 30 diapositives.

Mehdi Sola

Centre Technique de l'Aquaculture

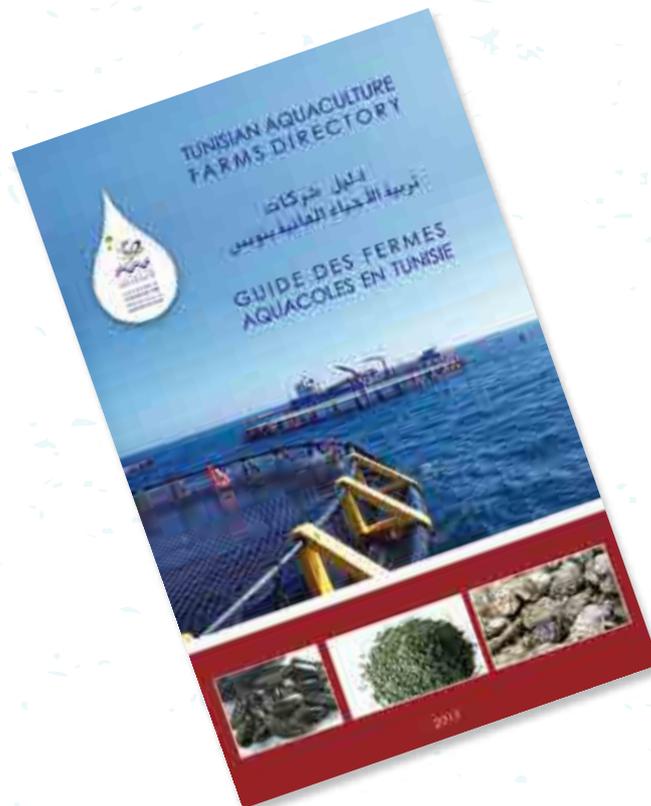




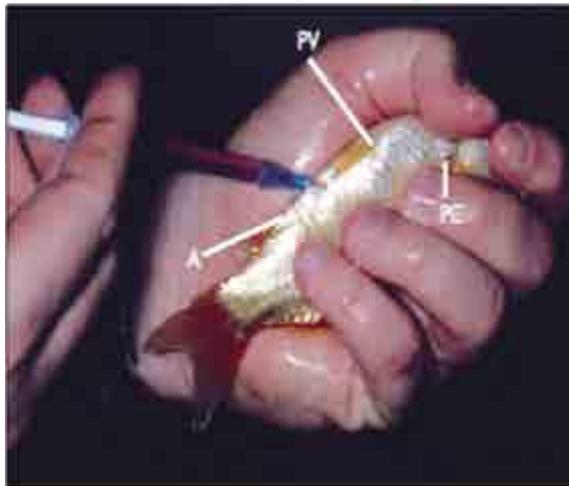
Figure 2 : Administration par voie orale de l'aliment médicamenteux

Tableau II : Antibiothérapie en pisciculture

Antibiotique	Indications	Mode d'administration	Dose (mg/ kg ou mg /l)	Période de traitement	Temps d'attente (dans l'AMM *)
Acide oxolinique	<i>Vibrio anguillarum</i> , <i>Aeromonas salmonicida</i> , <i>Pasteurella piscicida</i>	Bain	25 mg/l	15mn; 2 x /j.3 jours	6 jours
			1 mg/l	24 h	
		Voie orale	30 mg/kg de PC	6 jours	
Fluméquine	<i>A.salmonicida</i> , <i>A.hydrophila</i> , <i>Vibrio.sp</i>	Voie orale	25 mg/kg/j	8 jours	2 jours
			40 mg/kg/j	5 jours	
		Injection IP ou IM	30 mg/kg de PC		
Oxytétracycline	<i>A.hydrophila</i> , <i>Pseudomonas</i> , <i>Flexibacter sp.</i> , <i>Pasteurella</i>	Voie orale	80 mg/kg	10 jours	500d°j
		Injection IP ou IM	25 – 50 mg/kg		
Association sul- famides- trimétho- prime	<i>Vibrio sp.</i> , <i>Edwardsiella tarda</i>	Voie orale	30 – 50 mg/kg	7 – 10 j	500d°j
		Bain	25 mg/l	6 – 12 h	
		Injection IP	50 mg/kg		
Florfenicol	<i>Streptococcus iniae</i> , <i>A.Salmonicida</i>	Voie orale	10 mg/kg de PC	10 jours	500d°j
Amoxicilline	<i>Flexibacter</i> Germes à G+	Voie orale	40 à 80 mg/kg	10 jours	500d°j
		Injection IP	12,5 mg/kg		

(*) **Temps d'attente en jours ou en d° jours** : c'est le temps à respecter entre la dernière administration du médicament à usage vétérinaire et la collecte des denrées alimentaires (abattage, ...). Ce temps précise la durée pendant laquelle les denrées alimentaires issues d'un animal traité ne peuvent être commercialisées en vue de la consommation humaine.

pour chaque individu en mg/kg de poisson. Les traitements par injection sont réservés norma-



lement aux poissons de grande taille et qui ont une valeur élevée comme les géniteurs.



Figure 1 : Traitement par injection (Dhaouadi et Njah, 2016)

1.2. Traitement par baignation

Une solution mère d'antibiotique (pré-dilution) est versée directement dans le bassin d'élevage, l'alimentation en eau est coupée pendant une durée de 20 à 60 minutes tout en prenant de grandes précautions avant et pendant le traitement. Ce dernier consiste à :

- Faire jeûner les poissons pendant 12 heures avant traitement ;
- Traiter les poissons dans les bassins d'origine ;
- Limiter les bruits ;
- Evaluer, le plus précisément possible, le volume d'eau à traiter ;
- Calculer la quantité de produit nécessaire (en mg de principe actif par litre d'eau) ;
- Distribuer la solution-mère à l'entrée du bassin en maintenant la circulation de l'eau, fermer l'arrivée d'eau lorsque le bassin prend une teinte homogène, vider le bassin aux 2/3 et rétablir l'arrivée de l'eau après la durée voulue ;
- Nourrir les poissons trois heures après, si aucun incident ne s'est produit. En cas de comportement anormal pendant le traitement (excitation, ouverture des ouïes...), mettre en vidange rapide et rétablir l'eau.

Les bains d'antibiotiques sont réservés normale-

ment aux poissons de petites tailles et s'administrent dans des bassins qui sont de volumes restreints.

1.3. Aliment médicamenteux

Le principe de l'aliment médicamenteux consiste à servir de l'aliment comme support du médicament et à utiliser de l'huile végétale comme liant pour éviter la dissolution prématurée du médicament dans l'eau avant l'ingestion par le poisson. La biomasse totale des poissons est calculée en connaissant leur nombre et leur poids moyen en grammes. Ce traitement consiste à verser de l'huile (maïs, tournesol ou de poissons marins) pour coller le médicament aux granulés (un litre d'huile pour 50 kg d'aliment) et à laisser tourner le mélangeur jusqu'à ce que les granulés aient pris une couleur brun foncé ; l'aliment est ainsi prêt à l'emploi (figure 2). Le médicament doit, par la suite, être conservé au frigo (gélifier l'huile).

1. Principales molécules utilisées

Sept molécules d'antibiotiques sont utilisées en aquaculture en Tunisie (Tableau II). L'antibiothérapie n'est effectuée qu'après avoir réalisé l'antibiogramme. Ainsi, il faut alterner entre les familles d'antibiotiques pour éviter l'antibiorésistance.

PREVENTION ET TRAITEMENT DES MALADIES BACTERIENNES DES POISSONS D'ELEVAGE MARIN

INTRODUCTION

La production mondiale de l'aquaculture, relative aux animaux aquatiques destinés à l'alimentation, était de l'ordre de 74 millions de tonnes en 2014, soit l'équivalent de 44 % de la production mondiale totale de la pêche et de l'aquaculture. L'aquaculture a fourni davantage de poissons que les pêches de capture pour la première fois en 2014 (FAO, 2016). L'aquaculture poursuit de plus son essor à un rythme plus rapide que celui de tous les autres secteurs. Une telle expansion appelle forcément un développement des problèmes spécifiques de ce type d'élevage (intensif) et notamment l'apparition des maladies (essentiellement bactériennes) responsables de nombreuses pertes.

Les moyens disponibles en pisciculture pour faire face à ces maladies bactériennes sont principalement la quarantaine, la prévention par une bonne régulation de la production, les pratiques de biosécurité, la vaccination et en dernier lieu l'utilisation des antibiotiques. La vaccination et les autres pratiques de prévention sont des moyens à privilégier pour gérer une maladie.

I. PREVENTION DES MALADIES BACTERIENNES DES POISSONS D'ELEVAGE MARIN : LA VACCINATION

1. Mode de vaccination

Avant de vacciner les poissons, il est primordial de les mettre à jeun pendant 24 h et les anesthésier juste avant l'opération. Il existe trois modes de vaccination: la vaccination par immersion (baignade), par voie orale et par injection (Le Breton, 2009). Pour l'injection, la

vaccination est effectuée sur ligne médiane à environ une longueur de pectorale en avant de l'anus (Le Breton, 2009). Le taux de mortalité est très faible et varie de 0 à 0,2 %. La protection dure de 10 à 12 mois.

2. Vaccins disponibles

Il y a deux vaccins disponibles en Tunisie contre la vibriose et la pasteurellose (tableau I). Cependant, il n'existe pas de vaccins contre la fêlixbactériose, la ténacibaculose et la pseudomonose (*P. anguilliseptica*).

Tableau I : Vaccination contre la vibriose / la pasteurellose (Le Breton, 2009)

	Poids	Stress	Efficacité	Durée
Bain	2g – 1	+	60%	6 – 4 mois
Injection IP / IM	g 20 <	+++	100%	an 1

IP : intrapéritonéale / IM : intramusculaire

II. TRAITEMENT DES MALADIES BACTERIENNES DES POISSONS D'ELEVAGE MARIN: L'ANTIBIOTHERAPIE

1. Mode d'administration

Les antibiotiques peuvent être administrés de trois façons, soit par baignade (bain), soit par injection ou par voie orale (aliment médicamenteux).

1.1. Administration par injection

L'administration des antibiotiques par injection peut être effectuée dans la cavité abdominale, le sinus dorsal, ou bien directement dans le muscle (figure 1). Les doses sont ainsi calculées

- 38. Paillard C., Le Roux F. et Borrego J.J. (2004).** Bacterial disease in marine bivalves, a review of recent studies: trends and evolution. *Aquat. Living Resour.*, **17**: 477-498.
- 39. Pichot Y., Comps M., Tigé G., Grizel H. et Rabouin M.A. (1980).** Recherches sur *Bonamia ostreae* gen. n., sp. n., parasite nouveau de l'huître plate *Ostrea edulis* L. *Rev. Trav. Inst. Peche Marit.*, **43** : 131-140.
- 40. Romero A., Costa M.D., Forn-Cuni G., Bal-seiro P., Chamorro R. et Dios S. (2014).** Occurrence, seasonality and infectivity of *Vibrio* strains in natural populations of mussels *Mytilus galloprovincialis*. *Dis. Aquat. Organ.*, **108**: 149-163.
- 41. Ruwandeepika H.A.D., Jayaweera P.S., Bhowmick P.P., Kuranagasari I., Bossier P. et Defroidt T. (2012).** Pathogenesis, virulence factors and virulence regulation of vibrios belonging to the Harveyi clade. *Rev. Aquacult.*, **4**: 59-74.
- 42. Sebai-Elamri D., Elmabrouk M., Benaissa G., Rizgui I. et Melki M. (2014).** Etude et suivi des virus chez les mollusques bivalves en Tunisie. Journée Nationale sur la valorisation des résultats de la Recherche dans le domaine de la Pêche et de l'Aquaculture Sidi Thabet, le 6 juin 2014.
- 43. Sugumar G., Nakai T., Hirata Y., Matsubara D. et Muroga K. (1998).** *Vibrio splendidus* biovar II as the causative agent of bacillary necrosis of Japanese oyster *Crassostrea gigas* larvae. *Dis. Aquat. Organ.*, **33**: 111-118.
- 44. Thompson F.L., Li Y., Gomez-Gil B., Thompson C.C., Hoste B. et Vandemeulebroecke K. (2003).** *Vibrio neptunius* sp. nov., *Vibrio brasiliensis* sp. nov. and *Vibrio xuii* sp. nov., isolated from the marine aquaculture environment (bivalves, fish, rotifers and shrimps). *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.*, **53**: 245-252.
- 45. Travers M.A., Miller K.B., Roque A. et Friedman C.S. (2015).** Bacterial diseases in marine bivalves. *Journal of Invertebrate Pathology*, **131** : 31-11.
- 46. Trinkler N., Guichard N., Labonne M., Plasseraud L., Paillard C. et Marin F. (2011).** Variability of shell repair in the Manila clam *Ruditapes philippinarum* affected by the Brown Ring Disease: a microstructural and biochemical study. *J. Invertebr. Pathol.*, **106**: 407-417.
- 47. Volety A., Perkins F.O., Mann R. et Hershberg, P.R. (2000).** Progression of diseases caused by the oyster parasites, *Perkinsus marinus* and *Haplosporidium nelsoni*, in *Crassostrea virginica* on constructed intertidal reefs. *J. Shellfish Res.*, **19**: 341-347.
- 48. Zhu Z., Xu T., He Z., Wu X., Wu L. et Meng Q. (2012).** Rickettsia-like organism infection associated with mass mortalities of blood clam, *Tegillarca granosa*, in the Yueqing Bay in China. *Acta Oceanol. Sin.*, **31**: 106-115.
- 49. Justine M. (2008).** Caractérisation moléculaire du parasite du genre *Perkinsus* infectant les palourdes en France et étude du polymorphisme génétique en fonction de son origine géographique. Rapport de Stage Mémoire. 30 pages.
<http://archimer.ifremer.fr/doc/00033/14453/>
- 50. Volety A., Perkins F.O., Mann R. et Hershberg, P.R. (2000).** Progression of diseases caused by the oyster parasites, *Perkinsus marinus* and *Haplosporidium nelsoni*, in *Crassostrea virginica* on constructed intertidal reefs. *J. Shellfish Res.*, **19**: 341-347.
- 51. Zhu Z., Xu T., He Z., Wu X., Wu L. et Meng Q. (2012).** Rickettsia-like organism infection associated with mass mortalities of blood clam, *Tegillarca granosa*, in the Yueqing Bay in China. *Acta Oceanol. Sin.*, **31**: 106-115.

19. Comps M. (1970). Observations sur les causes d'une mortalité anormale des huîtres plates dans le bassin de Marennes. *Rev. Trav. Inst. Peches Marit.*, **34** : 317-326.

20. Coustau C. (1991). Analyse génétique et physiologique des interactions hôte-parasite : le système *Proisorhynchus squamatus* - *Mytilus*. Thèse présentée à l'université des sciences et techniques du Languedoc pour obtenir le diplôme de doctorat spécialité : biologie et physiologie des organismes et des populations. Université de Montpellier II. Sciences et techniques du Languedoc. 149 pages.

21. Duault C., Gillet P. et Fleury P.G. (2000). Variations spatio-temporelles de l'infestation des huîtres creuses, *Crassostrea gigas*, par les vers du genre *Polydora* (Annélides Polychètes), dans le cadre du réseau IFREMER/REMORA. *J. Rech. Océanog.* 6 pages.

22. Farley C.A., Banfield W.G., Kasnic G., Foster W.S. (1972). Oyster herpes-type virus. *Science*, **178**: 759-760.

23. Fouche D., Renault T., R.M. Le Deuff et Grizel H. (1997). État des connaissances sur la pathologie chez les mollusques bivalves. R.INT.DEL /97.01/ La Tremblade. 25 pages.

24. Friedman C.S., Beaman B.L., Chun J., Goodfellow M., Gee A. et Hedrick R.P. (1998). *Nocardia crassostreae* sp. nov., the causal agent of nocardiosis in Pacific oysters. *Int. J. Syst. Bacteriol.*, **48** (Pt 1): 237-246.

25. Friedman C.S., Beattie J.H., Elston R.A. et Hedrick R.P. (1991). Investigation of the relationship between the presence of a Gram-positive bacterial infection and summer mortality of the Pacific oyster, *Crassostrea gigas* Thunberg. *Aquaculture*, **94**: 1-15.

26. Gomez-Leon J., Villamil L., Lemos M.L., Novoa B. et Figueras A. (2005). Isolation of *Vibrio alginolyticus* and *Vibrio splendidus* from aquacultured carpet shell clam (*Ruditapes decussatus*) larvae associated with mass mortalities. *Appl. Environ. Microbiol.*, **71**: 98-104.

27. Guo X. et Ford S.E. (2016). Infectious diseases of marine molluscs and host responses as revealed by genomic tools. *Phil. Trans. R. Soc. B*, **371**: 20150206. <http://dx.doi.org/10.1098/rstb.2015.0206>

28. Hill K.M., Carnegie R.B., Aloui-Bejaoui N., Gharsalli R.E., White D.M., Stokes N.A. et Burrenson E.M. (2010). Observation of a *Bonamia* sp. infecting the oyster *Ostrea stentina* in Tunisia, and a consideration of its phylogenetic affinities. *J. Invertebr. Pathol.*, **103**(3):179-85.

29. Imai T., Numachi K., Oizumi J. et Sato S. (1965). Studies on the mass mortality of the oyster in Matsushima Bay. II. Search for the cause of mass mortality and the possibility to prevent it by transplantation experiment. *Bull. Tohoku Reg. Fish. Res. Lab.*, **25**: 27-38.

30. Kesarcodi-Watson A., Kaspar H., Lategan M.J. et Gibson L. (2009). Two pathogens of Green-shell (TM) mussel larvae, *Perna canaliculus*: *Vibrio splendidus* and *V. coralliilyticus*/ *neptunius*-like isolate. *J. Fish Dis.*, **32**: 499-507.

31. Lacoste A., Jalabert F., Malham S., Cueff A., Gelebart F. et Cordevant C. (2001). A *Vibrio splendidus* strain is associated with summer mortality of juvenile oysters *Crassostrea gigas* in the Bay of Morlaix (North Brittany, France). *Dis. Aquat. Organ.*, **46**: 139-145.

32. Lago E.P., Nieto T.P. et Seguin R.F. (2009). Fast detection of *Vibrio* species potentially pathogenic for mollusc. *Vet. Microbiol.*, **139**: 339-346.

33. Le Deuff R.M., Renault T., Gerard A. (1996). Effects of temperature on herpes-like virus detection among hatchery-reared larval Pacific oyster *Crassostrea gigas*. *Dis. Aquat. Organ.*, **24**: 149-157.

34. Nicolas J., Corre S., Gauthier G., Robert R. et Ansquer D. (1996). Bacterial problems associated with scallop *Pecten maximus* larval culture. *Dis. Aquat. Organ.*, **27**: 67-76.

35. OIE (2017). Code sanitaire pour les animaux aquatiques.
<http://www.oie.int/fr/normes-internationales/code-aquatique/acces-en-ligne/>

36. Özer A. et Güneydag S. (2014). First report of some parasites from Mediterranean mussel, *Mytilus galloprovincialis*, Lamarck, 1819, collected from the Black Sea coast at Sinop. *Turk. J. Zool.*, **38**: 486-490.

37. Paillard C. et Maes P. (1990). Etiologie de la maladie de l'anneau brun chez *Tapes philippinarum*: pathogénicité d'un *Vibrio* sp. *C.R. l'Acad. Sci. - Ser. III - Sci. Vie*, **310** : 15-20.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. **Abollo E., Ramilo A., Casas M.S., Comesaña P., Cao A., Carballal M.J. et Villalba A. (2008).** First detection of the protozoan parasite *Bonamia exitiosa* (Haplosporidia) infecting flat oyster *Ostrea edulis* grown in European waters. *Aquaculture*, 274: 201-207.
2. **Alderman D.J. (1979).** Epizootiology of *Marteilia refringens* in Europe. *Mar. Fish. Rev.*, 41: 67-69.
3. **Anderson I.G. (1990).** Diseases in Australian invertebrate aquaculture. In: Proceedings, Fifth International Colloquium on Invertebrate Pathology and Microbial Control, Society for Invertebrate Pathology, 20-24 August 1990. Adelaide, Australia, p. 38-48.
4. **Arzul I. et Carnegie R.B. (2015).** New perspective on the haplosporidian parasites of molluscs. *J. Invertebr. Pathol.*, 131: 32-42.
5. **Barnaud M. (2001).** Etude de la dynamique du parasite *Marteilia refringens* chez son hôte *Ostrea edulis*. Thèse de Doctorat en Médecine Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes. 93 pages.
6. **Ben Saleh C. (2005).** Etude parasitaire et lésionnelle chez la palourde (*Tapes decussatus*) dans le lac de Bizerte. Thèse de Doctorat en Médecine Vétérinaire. ENMV Sidi Thabet. 58 pages.
7. **Berthe F., Le Roux F., Adlard R. et Figueras A. (2004).** Marteiliosis in Molluscs: a review. *Aquat. Living Resour.*, 17: 433-448.
8. **Boettcher K.J., Barber B.J. et Singer J.T. (1999).** Use of antibacterial agents to elucidate the etiology of juvenile oyster disease (JOD) in *Crassostrea virginica* and numerical dominance of an alpha-proteobacterium in JOD-affected animals. *Appl. Environ. Microbiol.*, 65: 2534-2539.
9. **Boettcher K.J., Barber B.J., Singer J.T. (2000).** Additional evidence that juvenile oyster disease is caused by a member of the Roseobacter group and colonization of nonaffected animals by *Stappia stellulata* -like strains. *Applied and Environmental Microbiology*, 66: 3924-3930.
10. **Bower S.M. (2010).** Précis des maladies infectieuses et des parasites des mollusques et des crustacés exploités commercialement : *Mytilicola*, maladie de vers rouges des palourdes et des coques.
<http://www.dfo-mpo.gc.ca>
11. **Bower S.M., Goh B., Meyer G.R., Carnegie R.B. et Gee A. (2005).** Epizootiology and detection of nocardiosis in oysters. In: Walker, P. et al. (Eds.), Diseases in Asian Aquaculture V. Asian Fisheries Society, Fish Health Section, Manila, pp. 249-262.
12. **Burreson E.M. (2000).** Disease diagnosis by P.C.R.: Foolproof or foolhardy? *J. Shellfish Res.*, 19(1): 642.
13. **Campbell, S.A. (1970).** The occurrence and effects of *Mytilicola intestinalis* in *Mytilus edulis*. *Marine Biol.*, 5: 89-95.
14. **Canestri T.G., Baccarani E.M., Gialmetto S., Giuffrida A. et Paesanti F. (1998).** Prevalence of *Mytilicola intestinalis* (Copepoda: Mytilicolidae). and *Urastoma cyprinae* (Turbellaria: Hypotrichinidae) in marketable mussels *Mytilus galloprovincialis* in Italy. *Dis. Aquat. Organ.*, 32: 145-149.
15. **Carella F., Carrasco N., Andree K.B., Lacuesta B., Furones D. et De Vico G. (2013).** Nocardiosis in Mediterranean bivalves: first detection of *Nocardia crassostreae* in a new host *Mytilus galloprovincialis* and in *Ostrea edulis* from the Gulf of Naples (Italy). *J. Invertebr. Pathol.*, 114: 324-328.
16. **Carrasco N., Green T. et Itoh N. (2015).** *Marteilia* spp. parasites in bivalves: A revision of recent studies. *J. Invertebr. Pathol.*, 131: 43-57.
17. **Carrasco N., Roozenburg I., Voorbergen-Laarman M., Itoh N. et Engelsma M.Y. (2014).** Development of a real-time PCR for detection of the oyster pathogen *Nocardia crassostreae* based on its homogeneous 16S-23S rRNA intergenic spacer region. *J. Invertebr. Pathol.*, 114: 120-127.
18. **Carrasco N., Villalba A., Andree K.B., Engelsma M.Y., Lacuesta B., Ramilo A., Gairín I., Furones M.D. (2012).** *Bonamia exitiosa* (Haplosporidia) observed infecting the European flat oyster *Ostrea edulis* cultured on the Spanish Mediterranean coast. *J. Invertebr. Pathol.*, 110: 307-313.

aussi chez *Ostrea edulis*, les moules *Mytilus edulis* et *M. galloprovincialis*, les coques et les palourdes. Ce copépode a été introduit du Japon avec du naissain d'huître du Pacifique. Sa distribution s'étend sur la côte ouest de l'Amérique du Nord et sur les côtes françaises (Fouche *et al.*, 1997).

M. intestinalis est l'espèce autochtone en Europe. Elle touche surtout la mytiliculture et s'étendant du Danemark jusqu'au en Italie. Il parasite l'huître plate *O. edulis*, les moules, les coques et les palourdes (Canestri *et al.*, 1998).

Mytilicola se nourrit du bol alimentaire de l'hôte et provoque des occlusions intestinales et hémolympatiques. Le parasite peut altérer la morphologie de l'épithélium digestif et l'indice de consommation de l'animal. Chez les moules, *M. intestinalis* induit un retard de croissance. Les populations infestées d'une manière chronique montrent une prévalence de 100% et une intensité de plus de 30 copépodes par individu (Campbell, 1970).

La détection de ces parasites peut se réaliser par examen visuel à l'état frais et sur des coupes histologiques (figure 7).

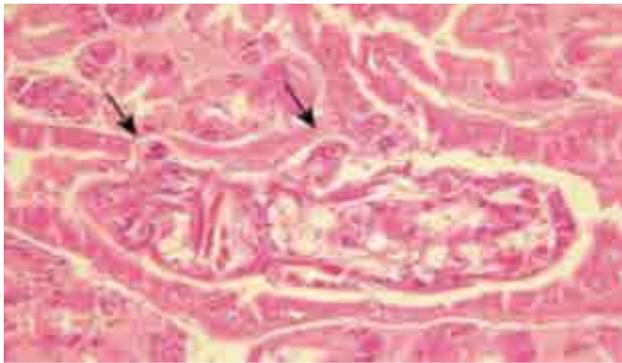


Figure 7 : Coupe histologique de *Mytilicola* dans le tractus digestif d'une palourde (H.E., x 40) (Bower, 2010)

2.2. Trématodes

Les trématodes sont des vers plats, au corps non segmenté. Les bivalves sont souvent les hôtes intermédiaires des trématodes dont les hôtes définitifs sont, soit des oiseaux, soit des poissons. Les stades les plus fréquemment observés chez les mollusques marins sont ceux correspondant aux formes larvaires des parasites c'est-à-dire : les sporocystes, les cercaires et les métacercaires (figure 8). Les trématodes sont très souvent décrits comme étant susceptibles d'entraîner des modifications physiologiques, voir même de fortes mortalités des espèces marines (Coustau, 1991).



Figure 8 : Métacercaires dans le manteau de *Ruditapes decussatus* (H.E., x 40) (Ben Saleh, 2005)

Les techniques qui peuvent être appliquées pour la mise en évidence des trématodes chez les bivalves sont l'histologie et l'examen à l'état frais. L'histologie permet d'observer des coupes de sporocystes, de cercaires et de métacercaires dans les tissus.

L'examen à l'état frais, consiste à réaliser des tranches minces (environ 3mm d'épaisseur) du corps du mollusque, puis de les serrer entre lame et lamelle et enfin de les examiner au microscope photonique (Ben Saleh, 2005).

2.3. Polydora spp.

Les espèces de *Polydora* (*P. ciliata*, *P. hoplura*,...) (figure 9) sont des annélides polychètes souvent évoquées dans les mortalités d'huîtres d'élevage telles que *C. gigas* et *O. edulis*. Ces vers sont également retrouvés chez d'autres espèces de bivalves : moules, coquille Saint-Jacques et ormeaux. Ces parasites pénètrent dans la coquille des mollusques et élaborent un tube à partir des débris d'érosion, formant des cavités qui fragilisent la coquille. Les chambres fragilisent la coquille qui devient plus vulnérable aux prédateurs (oiseaux et crabes) et altèrent le point d'insertion du muscle adducteur (Anderson, 1990 ; Duault *et al.*, 2000).



Figure 9 : *Polydora ciliata* (Özer et Güneydağ, 2014)

Enfin, des mortalités sont déterminées par des facteurs environnementaux (température, pluviométrie, salinité,...). L'eutrophisation est parfois impliquée dans les épisodes de mortalité.

CONCLUSION

Un grand nombre d'agents pathogènes affecte les mollusques bivalves. Le traitement des infections bactériennes et des infestations parasitaires reste difficile. Le milieu étant ouvert, il y a un risque de réinfection après traitement, sans compter les problèmes posés par les résidus. Il est possible d'effectuer de la sélection de population résistante. L'application des mesures sanitaires permet de limiter la propagation des maladies à déclaration obligatoire.

Raouf DHAOUADI¹ et Youssef HAMDOUNI²

¹Ecole Nationale de Médecine Vétérinaire de Sidi Thabet

²Centre Technique de l'Aquaculture

1.2. *Marteilia refringens*

Marteilia refringens est un protozoaire parasite extracellulaire de la glande digestive de l'huître plate *Ostrea edulis*. Les premières observations de ce parasite datent de la fin des années 60. C'est en effet à partir de cette période que ce parasite fut associé aux importantes mortalités touchant les élevages d'huîtres plates situés exclusivement en baies et estuaires (Comps, 1970). Par ailleurs, le parasite a été détecté chez les moules (*Mytilus edulis* et *M. galloprovincialis*), les palourdes (*Ruditapes decussatus* et *R. philippinarum*) et d'autres espèces d'huîtres (*O. chilensis*, *O. puelchana*, *O. angasi* et *O. denselamellosa*) (Berthe et al., 2004 ; Carrasco et al., 2015).

La marteiliose est connue sous le nom de la « Maladie des Abers » ou « maladie de la glande digestive ». Elle est encore présente de façon endémique en Europe (de la Grèce au Pays-Bas) et en Afrique du Nord (Maroc). L'infestation est létale : un taux de mortalité de 50 à 90% est couramment enregistré en été et en automne et il est associé à une sporulation du parasite. La morbidité est également élevée pendant les périodes chaudes de l'année. Les moules sont moins infestées, mais la mortalité peut dépasser les 40% (Carrasco et al., 2015).

Marteilia refringens est principalement observé dans l'épithélium du tractus digestif et des branchies d'*Ostrea edulis* (figure 5). Il provoque une destruction des tissus des diverticules digestifs de l'hôte et interfère avec l'absorption de la nourriture. Les huîtres présentent alors un amaigrissement, une décoloration de la glande digestive et un retard de croissance (Alderman, 1979). La période d'infestation par *M. refringens* est limitée à l'été et l'automne lorsque la température de l'eau est supérieure de 17°C. Cependant, les spores sont présentes toute l'année (Barnaud, 2001).

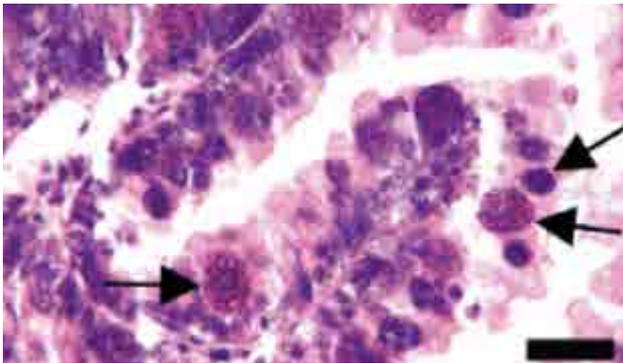


Figure 5 : Spores de *Marteilia refringens* dans l'épithélium des tubules digestifs de *Mytilus galloprovincialis* (Echelle : 50 µm) (Carrasco et al., 2015)

Le parasite est diagnostiqué en routine dans la glande digestive en histologie ou par un examen cytologique (empreinte de glande digestive). Pour ce faire, des outils de détection ont été développés en immunohistochimie, ainsi que des sondes nucléiques (Carrasco et al., 2015).

1.3. *Perkinsus*

Le genre *Perkinsus* regroupe des parasites protozoaires affectant les mollusques marins. Une attention particulière est accordée à deux espèces, *Perkinsus marinus* et *Perkinsus olseni*, en raison de leur impact sur l'aquaculture. Ces deux agents patho-

gènes sont ainsi listés par l'OIE et sont à déclaration obligatoire. Néanmoins, d'autres espèces de *Perkinsus* ont été décrites dans les eaux tropicales à subtropicales, notamment *Perkinsus atlanticus* chez *Ruditapes decussatus* en Méditerranée (Justine, 2008). *Perkinsus* est un parasite extracellulaire au cycle complexe dont le stade infestant est une spore biflagellée, qui après pénétration dans les tissus de l'hôte (branchies, manteau et tube digestif) s'enkyste et se développe en trophozoïte. La multiplication du parasite s'accompagne d'une altération des cellules épithéliales et de la membrane basale des différents organes, d'une infiltration hémocytaire et finalement d'une obstruction des sinus et vaisseaux sanguins. Ceci se traduit par la formation des abcès, un amaigrissement et un retard de la croissance. Dans certains cas, la mortalité est de plus de 95% chez les populations de *C. virginica* au cours du deuxième été suivant leur transfert en zone endémique (Barnaud, 2001).

Perkinsus marinus présente une grande stabilité dans le milieu extérieur, en raison de l'épaisseur de sa paroi cellulaire. Sa prolifération est corrélée avec une température de l'eau supérieure à 20°C (Volety et al., 2000). Le diagnostic se fait par des techniques histologiques (figure 6) et moléculaires (PCR) (Burrenson, 2000).

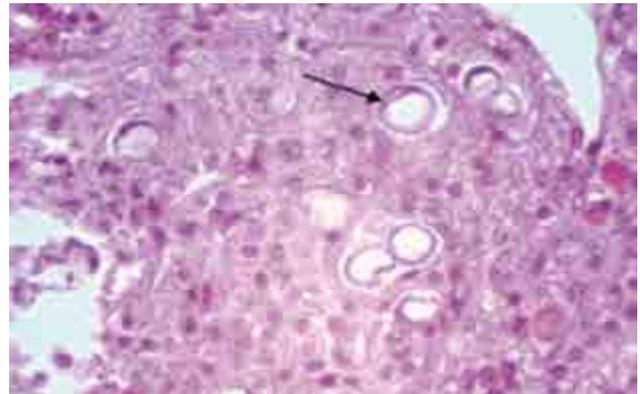


Figure 6 : *Perkinsus* en forme d'anneau de bague dans les branchies de *Ruditapes decussatus* (H.E., x 40) (Ben Saleh, 2005)

En Tunisie, un réseau de surveillance zoonitaire des mollusques bivalves a été mis en place en 2002 dont le but est d'assurer un suivi de la santé des coquillages destinés à la consommation humaine ou au reparcage ; en particulier la recherche des maladies à déclaration obligatoire. Le rythme d'analyse est semestriel. Les travaux menés au sein de ce réseau, ont permis d'identifier des parasites tels que *Perkinsus* sp. chez la palourde *Ruditapes decussatus* (Sebai Elamri et al., 2014).

2. Métazoaires

2.1. *Mytilicola* sp.

Mytilicola intestinalis et *M. orientalis* sont des copépodes cycloïdes parasites ou commensaux du tube digestif de certains bivalves (huîtres, moules, coques et palourdes). Ils sont responsables de la « red worm disease ». *M. orientalis* est le plus préjudiciable pour l'élevage des huîtres (*C. gigas*). Il infeste

est possible sur la gélose cœur-cerveau (*Brain Heart Infusion BHI*). Toutefois, les colonies ne sont observées qu'après 2 à 3 semaines d'incubation (Friedman *et al.*, 1998 ; Carrasco *et al.*, 2014).

3. Maladie des huîtres juvéniles

La maladie des huîtres juvéniles ou Roseovarius oyster disease (ROD) désigne un syndrome de morbidité et de mortalité chez l'huître juvénile survenant chez *Crassostrea virginica* de la côte Atlantique Nord des États-Unis. Boettcher *et coll.* (2000) ont proposé d'associer la maladie des huîtres juvéniles à une nouvelle espèce d' α -protobactérie appelée provisoirement *Roseimarina crassostreae*. La bactérie a ensuite été nommée *Roseovarius crassostreae* et semble faire partie du clade *Roseobacter* de l' α -protobactérie marin.

Les épizooties de la maladie des huîtres juvéniles surviennent en été. Les huîtres touchées présentent un retard de croissance, une fragilité de la coquille et un dépôt de conchyoline sur la surface des valves (figure 3). Les mortalités se déclarent après une à deux semaines de l'apparition des signes cliniques et les pertes peuvent dépasser les 95%, particulièrement chez les individus dont la taille est inférieure à 25 mm (Boettcher *et al.*, 1999).



Figure 3 : Juvéniles de *Crassostrea virginica* présentant les signes de *Roseovarius oyster disease* (Travers *et al.*, 2015)

4. Rickettsia-like

Les rickettsies sont des petits coccobactéries intracellulaires obligatoires à Gram négatif.

La plupart des infections à rickettsie ont été décrites au niveau des cellules épithéliales des diverticules digestifs et des branchies. Ces infections sont généralement faibles et ne sont pas habituellement associées à une maladie. Cependant, elles ont été associées à une importante mortalité chez les mollusques bivalves en élevage (Zhu *et al.*, 2012).

III. INFESTATIONS PARASITAIRES

Les parasites énumérés ci-après ont été inscrits sur la liste de l'Office International des Epizooties (OIE) (OIE, 2017), dans la catégorie des maladies ou des maladies émergentes affectant les mollusques :

Bonamia exitiosa, *Bonamia ostreae*, *Marteilia refringens*, *Perkinsus marinus*, *Perkinsus olseni* et *Xenohaliotis californiensis*.

1. Protozoaires

1.1. Bonamia

La bonamiose est une maladie due à des protozoaires du genre *Bonamia*, avec les deux espèces *Bonamia exitiosa* et *Bonamia ostreae*. Elle est également connue sous les noms de maladie hémocytaire de l'huître et de parasitose hémocytaire (Pichot *et al.*, 1980).

Le parasite agent de la bonamiose est un protiste appartenant à l'ordre des Haplosporidia. Le parasite est le plus souvent observé à l'intérieur des cellules circulantes des huîtres, les hémocytes, mais il peut également être observé en position extracellulaire (figure 4). La taille de la cellule du parasite est comprise entre 2 et 4 μm de diamètre. Une fois phagocyté par les hémocytes, le parasite est entouré d'une membrane endocyttaire formant la vacuole phagocyttaire (Carrasco *et al.*, 2012).

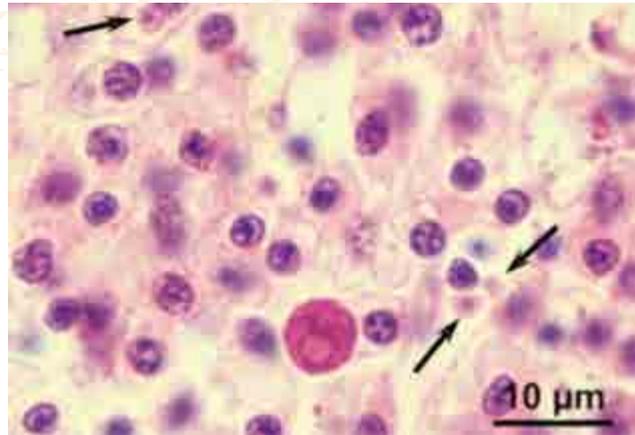


Figure 4 : Coupe histologique des gonades d'*Ostrea edulis* montrant une infiltration hémocytaire et les cellules de *Bonamia exitiosa* (flèches) (Carrasco *et al.*, 2012)

Bonamia exitiosa a été décrit pour la première fois chez *Ostrea chilensis* en Nouvelle-Zélande. Depuis 2003, le parasite a été observé sur les côtes atlantiques et pacifiques des USA, en Australie, en méditerranée, en Europe (Espagne, France, Italie, Portugal, Royaume-Uni) et en Afrique du Nord (Tunisie) (Abollo *et al.*, 2008 ; Hill *et al.*, 2010).

L'huître plate *Ostrea edulis* est considérée comme l'hôte naturel de *Bonamia ostreae*. Ce sont les huîtres âgées de moins d'une année qui sont les plus sensibles à l'infestation. Les macro-invertébrés benthique et le zooplancton semble jouer un rôle dans le cycle de développement de ce protozoaire. Ainsi, l'ophiure fragile *Ophiothrix fragilis* a été identifiée comme un possible vecteur de ce parasite (Arzul *et Carnegie*, 2015).

La détection de *Bonamia* se fait sur des coupes histologiques, par une technique d'immunofluorescence en utilisant des anticorps monoclonaux et des techniques moléculaires (PCR) (Arzul *et Carnegie*, 2015).

V. tapetis est l'agent étiologique de la maladie de l'anneau brun (*Brown Ring Disease* : BRD) chez la palourde japonaise *Venerupis* (= *Ruditapes*) *philippinarum*. La maladie a été rapportée pour la première fois en 1987 en Bretagne, ensuite sur les côtes atlantiques sud de la France (1988-1989) (Paillard et Maes, 1990), en Italie (1990), en Espagne (1993), en Tunisie (2000) et au Norvège (2003) (Paillard *et al.*, 2004). *V. tapetis* peut infecter *R. philippinarum* et *R. decussatus*. Cependant, *R. decussatus* semble plus résistante à la maladie de l'anneau brun (Travers *et coll.*, 2015).

1.2. Pathologie

Outre la mortalité, les infections par les *Vibrio* se manifestent une décoloration des glandes digestives (glandes pâles) liée à la diminution de la prise alimentaire, une désorganisation des fibres musculaires, une infiltration hémocytaire dans les tissus conjonctifs (Gomez-Leon *et al.*, 2007). Chez les larves, les lésions observées sont la nécrose et le détachement du vélum (Gomez-Leon *et al.*, 2005). Dans le cas de la maladie de l'anneau brun, l'agent pathogène (*V. tapetis*) entre dans les sinus extrapalléaux de la palourde (espace situé entre le manteau et la coquille), perturbe la production normale de périostracum et induit une déposition anormale de conchioline sur la face interne de la coquille. Les palourdes infectées présentent de ce fait un dépôt brun sur la face interne des valves, qui a donné son nom à la maladie (Trinkler *et al.*, 2011).

1.3. Diagnostic/Détection

Les *Vibrio* se développent sur la gélose Marine Agar ou Marine Broth à une température de 20 à 22°C en 24 à 48 heures. La gélose *Thiosulfate Citrate Bile Salts Sucrose Agar* (TCBS) est également utilisée dans l'isolement de ces bactéries. Cependant, l'identification nécessite le recours à des marqueurs moléculaires, étant donné la grande diversité génétique au sein de ce groupe. La réaction de polymérisation en chaîne (PCR) en temps réel a été également développée pour identifier différentes espèces du genre *Vibrio* (Lago *et al.*, 2009 ; Travers *et al.*, 2015).

2. *Nocardia crassostreae*

Les bactéries du genre *Nocardia* (Pylum : Actinobacteria, Classe : Actinobacteria) sont des microorganismes ubiquitaires ayant une capacité à coloniser des environnements très variés : sol, lacs, sédiments marins et végétaux.

Nocardia crassostreae a été signalé depuis la fin des années 1940 au Japon et la côte ouest de l'Amérique du Nord, en association avec des mortalités observées chez *C. gigas* dans le milieu naturel (Imai *et al.*, 1965). Cette bactérie est également pathogène pour l'huître plate *Ostrea edulis* et la moule *Mytilus galloprovincialis*. L'infection et la mortalité surviennent surtout pendant les périodes chaudes de l'année (température de l'eau supérieure à 20°C) (Bower *et al.*, 2005).

Sur le plan clinique, l'infection par *N. crassostreae* se manifeste par l'apparition de pustules, de couleur jaune-vert, dont le diamètre peut dépasser un

centimètre et correspondant à des abcès localisés (figure 1). Ces lésions sont observées sur le manteau, les branchies, le cœur et le muscle adducteur (Carella *et al.*, 2013). Elles sont caractéristiques de la nocardiose, mais non pathognomoniques.



Figure 1 : Lésions causées par la bactérie *Nocardia crassostreae* au niveau du manteau de *Crassostrea gigas* (Friedman *et al.*, 1991)

L'examen microscopique révèle des bactéries pléomorphes à Gram positif entourées par une infiltration hémocytaire (figure 2). Les bactéries sont observées dans le tissu conjonctif entourant le tractus gastro-intestinal, les follicules des gonades, le manteau, les branchies, les muscles adducteurs et le cœur (Carella *et coll.*, 2013).

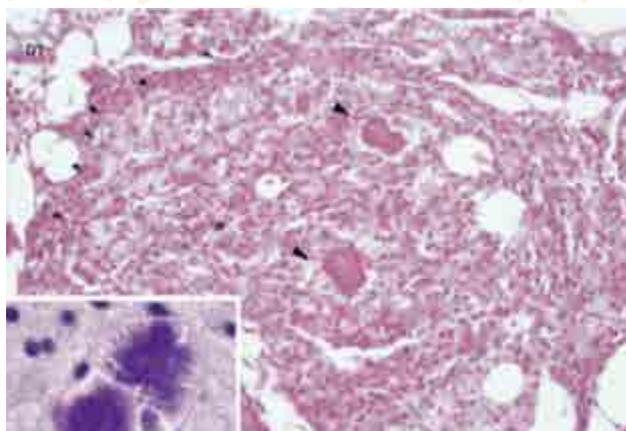


Figure 2 : Lésions histologiques de l'infection par *Nocardia crassostreae* dans le tractus digestif de *Mytilus galloprovincialis* (H.E., x 40) (Carella *et al.*, 2013)
Flèches : Formation de capsules
* : Bactéries à Gram+

Le diagnostic de présomption est établi en observant les lésions macroscopiques. Toutefois, un diagnostic différentiel est à faire avec l'infestation par *Mikrocytos mackini* (agent de la maladie de l'île Denman), protiste parasitant différentes espèces de coquillages (Friedman *et al.*, 1991).

La confirmation passe par l'examen des coupes histologiques des lésions permettant de visualiser des colonies pléomorphes à Gram⁺. Les techniques moléculaires (PCR, qPCR) sont utilisées dans le diagnostic de l'infection *N. crassostreae* et elles sont très sensibles et spécifiques. L'isolement des bactéries

LES MALADIES DES MOLLUSQUES BIVALVES

INTRODUCTION

La production de mollusques bivalves est une activité traditionnelle et très ancienne. Elle est répartie dans plusieurs régions du monde, en particulier dans l'hémisphère nord. En 2011, cette activité, qui concerne la collecte et, de plus en plus, l'élevage, a assuré une production de 12,5 millions de tonnes. Les huîtres, notamment l'huître creuse (*Crassostrea gigas*) les moules (*Mytilus edulis*, *M. galloprovincialis*) et les palourdes (*Mercenaria mercenaria*, *Ruditapes philippinarum* et *R. decussatus*) sont les principales espèces produites et consommées (FAO, 2016).

En Tunisie, la production des mollusques bivalves repose sur l'exploitation du stock naturel, essentiellement la collecte de la palourde *Ruditapes decussatus* (95%) et l'élevage des moules *Mytilus galloprovincialis* et des huîtres *Crassostrea gigas* (5%). Les zones de collecte des palourdes s'étalent sur l'ensemble du littoral tunisien et la grande partie de la production est exportée vers les pays membres de l'Union Européenne, tandis que, l'activité d'élevage est pratiquée principalement dans la lagune de Bizerte. La production nationale a connu des fluctuations d'une année à l'autre. Dans le cas des moules, la production a diminué en passant de 159 tonnes en 2011 à 137 tonnes en 2015. Tandis que, le tonnage des huîtres a augmenté de 6 tonnes en 2011 à 22 tonnes en 2015 (Statistiques DGPA).

Les facteurs incriminés dans les mortalités des bivalves sont nombreux. Les agents infectieux associés dans certains cas à divers facteurs comme la surcharge des parcs d'élevage, des changements hydrologiques brusques ou la présence de polluants chimiques entraînent des mortalités à caractère épidémique. Des virus, des bactéries, des métazoaires et des protozoaires parasites sont associés à des mortalités. L'impact des maladies sur la conchyliculture est important. Ainsi, il s'est avéré nécessaire de mettre en place une réglementation s'appuyant sur la présence ou l'absence d'agents pathogènes.

I. HERPÈSVIRUS

Les herpèsvirus ont été décrit par Farley *et al.* (1972) chez *Crassostrea virginica*. Par la suite, ce même type de virus a été identifié chez des huîtres creuses, *Crassostrea gigas*, dans différents pays, en France, en Nouvelle-Zélande, aux Etats-Unis et au Mexique. Ces virus de type herpèsvirus étaient généralement associés à de forts taux de mortalité chez cette espèce. Le virus infectant les larves d'huîtres a été classé en tant que membre de la famille Herpesviridae, sous le nom d'Ostreid herpèsvirus 1 (OsHV-1). En Tunisie, ce virus a été caractérisé en 2010 et il a été également isolé en 2012 suite à une morta-

lité d'huîtres creuses âgées de 6 mois (Sebai Elamri *et al.*, 2014).

Il a été rapporté que les mortalités (> 80-90%) surviennent au mois de juillet aussi bien chez les huîtres sauvages que chez celles d'élevage. La température de l'eau apparaît ainsi jouer un rôle important dans le développement de la maladie. En effet, des particules virales matures ont été observées chez les larves de *C. gigas* élevées à une température de 25-26°C ; par contre, elles ont été absentes chez celles maintenues à 22-23°C (Le Deuff *et al.*, 1996).

L'OsHV-1 a un large spectre d'hôtes. En plus des espèces déjà citées, le virus a été observé chez plusieurs mollusques bivalves, notamment l'huître plate *Ostrea edulis*, la palourde européenne *R. decussatus*, la palourde japonaise *R. philippinarum* et la moule *Mytilus galloprovincialis* (Guo et Ford, 2016).

I. INFECTIONS BACTERIENNES

1. *Vibrio*

1.1. Principales espèces pathogènes

Les bactéries du genre *Vibrio* sont abondantes dans l'environnement et elles sont le plus souvent opportunistes. Cependant, certaines espèces (*V. splendidus*, *V. harveyi*, *V. aestuarianus* et *V. tapetis*) sont associées à des épisodes de mortalités chez les mollusques bivalves. Par ailleurs, la pathogénicité de *V. crassostreae* a été démontrée chez les huîtres (Travers *et al.*, 2015).

Les bactéries appartenant au clade *Splendidus* ont été isolées suite à des mortalités de différentes espèces de bivalves : l'huître creuse au Japon et en France (Sugumar et coll., 1998 ; (Lacoste *et al.*, 2001) ; l'huître plate (*Ostrea edulis*) en France (Thompson *et al.*, 2003) ; la moule, *Perna canaliculus*, en Nouvelle Zélande (Kesarcodi-Watson *et al.*, 2009) ; la coquille Saint-Jacques, *Pecten maximus*, en France (Nicolas et coll., 1996) et la palourde, *R. decussatus*, en Espagne (Gomez-Leon *et al.*, 2005).

Vibrio aestuarianus a été identifié chez plusieurs espèces de coquillages. Certaines ouches sont particulièrement virulentes chez l'huître creuse. Par contre, la pathogénicité de ce germe est modérée chez la moule *Mytilus edulis* suite à une infection expérimentale (Romero *et al.*, 2014).

Le clade *Harveyi* renferme les espèces suivantes : *V. harveyi*, *V. campbellii*, *V. rotiferianus*, *V. parahae-molyticus*, *V. alginolyticus*, *V. natriegens* et *V. mytili*. D'autres espèces ont été ajoutées à ce clade : *V. azureus*, *V. owensii*, *V. communis* et *V. sagamiensis*. Ces espèces sont impliquées dans des épisodes de mortalité à travers le monde chez les poissons et les mollusques bivalves (Ruwandeeepika *et al.*, 2012).

Événement	Date	Lieu	Site web	
	Advanced Aquaponics Workshop	18 Février 2018	Las Vegas, Nevada U.E.A	https://www.was.org/meetings/pdf/
	19th International Conference on Shellfish Restoration & Shellfish Reef Restoration Network Meeting	19 - 20 Février 2018	Adelaide, SA, Australie	https://www.shellfishrestoration.org.au/news-events/19th-international-conference-on-shellfish-restoration-shellfish-reef-restoration-network-meeting/
	Aquaculture America	19 -22 Février 2018	Las Vegas, Nevada U.E.A	https://www.was.org/meetings/pdf/AA2018RegBro.pdf
	Fish International Fair For Fish And Seafood In Germany	25 – 27 Février 2018	Bremen, Allemagne	http://www.fishinternational.com/en/
	Seafood Expo North America/Seafood Processing North America	11 – 13 Mars 2018	Boston, E.U.A	https://www.seafoodexpo.com/north-america/
	GIA2018 5TH International Symposium On Genomics In Aquaculture	21 – 23 Mars 2018	Albuferia, Portugal	http://www.gia2018.com/
	International Conference on Aquaculture & Marine Biology	4 – 5 Avril 2018	Miami, E.U.A	http://aquaculture.alliedacademies.com/
	Aquaculture Asia	19 – 21 Avril 2018	Kuala Lumpur, Malaisie	http://www.aquafishesexpo.com/AQUACULTURE-SERIES/AQUACULTURE-ASIA
	Asian-Pacific Aquaculture 2018(APA)	23 – 26 Avril 2018	Taipei, Taiwan	https://www.was.org/meetings/pdf/APA2018RegBro.pdf
	Seafood Expo Global	24 - 26 Avril 2018	Bruxelles, Belgique	https://www.seafoodexpo.com/global/
	10th International Abalone Symposium	8 – 12 Mai 2018	Xiamen, Chine	http://www.ias2018.com/en/index.html
	World Conference on Marine Biodiversity (WCMB)	13 – 16 Mai 2018	Montreal, Quebec, Canada	http://wcmb2018.org/
	Tuna Conference	21 -24 Mai 2018	Lake Arrowhead, Californie, U.E.A	https://www.tunaconference.org/
	Aquaculture UK	23 – 24 Mai 2018	Aviemore, Scotland	https://aquacultureuk.com/
	11th Global Summit on Aquaculture & Fisheries	24 – 25 Mai 2018	Osaka, Japan	https://aquaculture.global-summit.com/



Dossier
de ce Numéro

LES MALADIES DES MOLLUSQUES BIVALVES