

平成 22 年度マリンワーカー事業
(オニヒトデ駆除手法調査事業)
実施報告書

平成 23 年 3 月

財団法人 黒潮生物研究財団

目 次

1. 背景と目的	1
2. 試験に使用した薬品	2
3. 試験に使用した器具	6
4. 試験結果	7
(1) 野外実験① 有効な薬剤の検索	
(2) 野外実験② 有効な薬剤の検索・増粘剤添加の効果確認	
(3) 水槽実験② アンモニウム塩・有機酸の増粘効果確認	
(4) 水槽実験① 最適酢酸濃度の検討	
(5) 野外実験③ 酢酸濃度、増粘剤添加の効果確認	
(6) 野外実験④ 酢酸濃度、注射量の検討	
(7) 試験駆除 実際に海域で酢酸と連続注射器を用いた駆除を試験的に実施	
5. 効果的な駆除方法について	14
6. 酢酸を注射されたオニヒトデについて	15
7. 調査写真集	16

資料編

1. 背景と目的

近年、足摺宇和海国立公園をはじめ沖縄諸島、奄美諸島、九州西岸、紀伊半島南岸など我が国の広範囲な海域において、サンゴ類を食するオニヒトデの大量発生が確認され、サンゴ群集に多大な被害を及ぼしている。そのため、サンゴ群集保全を目的とした駆除活動が各地の地方自治体や地元住民、ボランティア等により実施されている。

オニヒトデの駆除は従来、手カギや魚バサミ、火バサミなどを用いて 1 匹ずつ捕獲し、カゴや網袋、土嚢袋などに獲りためて船上にとりあげ、陸揚げしてトラックなどにより処分場に運んで焼却または埋設によって処理されるのが一般的である。

しかしオニヒトデの表面に密生している棘には強い毒が含まれているため、捕獲・陸揚げによる方法では、オニヒトデを網袋などに入れる際、オニヒトデを入れた網袋などを引いて海中を移動する際、オニヒトデを入れた網袋などを船上に取り上げる際などに、駆除作業に従事するダイバーがオニヒトデの毒棘に刺される事故が後を絶たない。また、海上での輸送時や港湾においてトラックなどに積み替える際に作業員が刺される事故も少なからずあり、中には病院で治療を受けなければならない重症例もでている。

さらに、オニヒトデは水分含量が高いため、一度に大量のオニヒトデを焼却することが困難な上、臭気を嫌って埋設処分場が多量のオニヒトデの受入を拒む例があり、処分に高額な費用がかかること、高知県や鹿児島県においてはオニヒトデの駆除を行うにあたり漁業調整規則における特別採捕の許可が必要であるなど、駆除を行う上でさまざまな問題点が指摘されている。

これらの問題点の多くを解決する手段として、薬剤注射によるオニヒトデ駆除法があり、既に国内外においてさまざまな薬品を用いた手法が試されている（Great Barrier Reef Marine Park Authority 1995, 特開 2007-161691 など）。有識者からは、注射による駆除は薬品の安全性や注射に用いる器具の価格や利便性が高ければ高い効果が得られる可能性があるとは指摘されているが、これまでのところ決め手となる手法は確立できていない。

そこで、薬物注射を用いた安全・安価で十分なオニヒトデ駆除効果を上げられる手法の確立を目指すと共に、国立公園の海中景観の保全に資することを目的として本調査が実施された。

2. 試験に使用した薬品

既存の資料により公開されている、オニヒトデに薬剤を注射することによる駆除で使用する薬品は、以下の通りである。

- ・ 硫酸水素ナトリウム NaHSO_4

Great Barrier Reef Marine Park Authority 1995 によれば、硫酸水素ナトリウム 140g/1 リットル海水溶液を使用し、オニヒトデ成体 1 個体当たり 25cc 注射する（資料参照 p.資 6）。

- ・ アンモニウム塩（高分子化合物による増粘）

特許公開番号2007-161691（P2007-161691A）によれば、塩化アンモニウム、硫酸アンモニウム、硝酸アンモニウム、炭酸アンモニウム、ギ酸アンモニウム、酢酸アンモニウムなどのアンモニウム塩（安全性の高い食品添加物で、分解性も良好な塩化アンモニウム、硫酸アンモニウム、炭酸アンモニウムが望ましい）の、1%以上（10～60%を推奨）の水溶液を使用し、30%アンモニウム塩で10ml以上（実験では40ml）注入する。増粘する場合はキサンタンガム（プルラン、グアーガム、ゼラチン、ペクチンでもよい）を0.1～20%で用いる（資料参照 p.資7-8）。

- ・ 現在は使用されていない薬品として、アンモニア、硫酸銅、ホルマリンが過去に試用されたことがある。

本試験では、駆除に使用することによって海域生態系に与える影響をできるだけ小さくするため、また、駆除作業員が誤用しても健康を害することがないように、主として天然に存在し、オニヒトデの駆除に使用される程度の量が海中に放流されることによる影響が小さいと考えられるか、あるいは生分解性が高く、海中に放流されても短期間のうちに分解されると考えられる薬剤で、食品添加物として認められる程度に経口毒性の低い薬剤を用いることを基本とした。以下に本試験で用いた薬剤の選定理由等についてまとめる。

まず既存の文献資料等に公開されている薬剤として、硫酸水素ナトリウム、塩化アンモニウム、硫酸アンモニウムを試験に供した。

硫酸水素ナトリウムの水溶液は強酸性を示し、これをオニヒトデの体内に注射したことにより酸による化学熱傷、アシドーシス、神経攪乱などが生じて細胞が壊死するのではないかと考えられたため、生分解性に優れた有機酸等による試験を行うこととし、ギ酸、酢酸、乳酸、クエン酸を試験に供した。自然界に普通に存在する酸として他にリン酸を、また、逆に強いアルカリ成分として水酸化ナトリウムと珪酸ナトリウム(水ガラス)を試験に供した。

高濃度の塩類を注射することによって体内のイオンバランスを急激に変化させ、あるいは体液の浸透圧を部分的に変化させることにより神経攪乱や調節機能不全が生じることを期待して塩化カリウム、塩化カルシウム、硫酸マグネシウム、炭酸水素ナトリウムなどの塩類を試験に供した。

その他、環境毒性の低い殺虫成分として利用されているホウ酸、天然由来の害虫忌避剤として利用されているハッカ油、天然由来の除虫剤として利用されている木酢、一般家庭

用漂白剤、殺菌剤として手軽に利用されている次亜塩素酸ナトリウム溶液(ハイター)を試験に供した。

過去に試用された薬剤のアンモニア、硫酸銅、ホルマリンはいずれも環境に対する影響が大きいため、本試験では使用しなかった。

本試験で用いた薬剤と、その薬剤に期待された効果、その薬剤の経口投与による毒性を表1にまとめて示す。経口毒性において、LD50 とは、試験に供された動物における 50%致死量、LDLo とは、試験に供された動物における最小致死量である。一般に LD50 の値から判定される毒性の目安は、

LD50 値	毒性の目安
1 mg/kg 以下	極めて毒性が強い
1～50 mg/kg	毒性が強く 厳重な注意が必要
50～500 mg/kg	毒性的には中程度だが注意が必要
500～5000 mg/kg	毒性は弱い
5000～15000 mg/kg	毒性は極めて弱い
15000 mg/kg 以上	ほとんど無害
30 mg/kg 以下	「毒物」の基準値
30～300 mg/kg	「劇物」の基準値

となっており、今回試験に供した薬剤の内、水酸化ナトリウムが「毒物および劇物取締法」に基づく劇物に指定されている他は、毒性に関して特に注意を要する薬剤は使用していない。

なお、ハッカ油、木酢、ハイターについては複数の成分を含有する製品であり、揮発性の成分を含むため、製品の個体や製造されてからの経過時間により成分にばらつきがある。そのため毒性等の数値情報を検討することができなかった。

表 1. 本試験で使用した薬剤の一覧

	試薬名	化学式	期待された効果	備考	経口毒性
1	ギ酸	CH_2O_2	一価の脂肪族カルボン酸の中では最も強い酸であることに加えて腐食性。細胞の壊死を期待	脂溶性大 腐食性	ラット LD50 1085mg/kg マウス LD50 700mg/kg
2	酢酸	$\text{C}_2\text{H}_4\text{O}_2$	水・油に対して浸透性が良く、細胞の壊死を期待	脂溶性大 食品添加物	ラット LD50 3310mg/kg
3	乳酸	$\text{C}_3\text{H}_6\text{O}_3$	乳酸の蓄積によるアシドーシスの促進	食品添加物	ラット LD50 3730mg/kg マウス LD50 4875mg/kg
4	クエン酸	$\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_7$	体内におけるクエン酸回路への阻害(ホスホフルクトキナーゼ活性をフィードバック阻害)	食品添加物	ラット LD50 3000mg/kg マウス LD50 5040mg/kg
5	リン酸	H_3PO_4	強酸性による細胞の壊死	腐食性 脂溶性大	ラット LD50 1530mg/kg
6	硫酸水素ナトリウム	NaHSO_4	強酸性による細胞の壊死	腐食性	ラット LD50 2490mg/kg
7	水酸化ナトリウム	NaOH	強アルカリ性による細胞の壊死	劇物	ウサギ LD50 325mg/kg
8	ケイ酸ナトリウム (水ガラス)	$\text{Na}_2\text{O} \cdot n\text{SiO}_2$	粘性があり溶液はアルカリ性を示す 代謝不良を期待		ラット LD50 >2000mg/kg
9	ホウ酸	H_3BO_3	殺菌性・殺虫性を期待		ラット LD50 3241mg/kg マウス LD50 3450mg/kg
10	塩化カリウム	KCl	体内イオンバランスの急激な変化を利用した浸透圧不全の促進		ラット LD50 2600mg/kg マウス LD50 1500mg/kg
11	塩化カルシウム	CaCl_2	体内イオンバランスの急激な変化を利用した浸透圧不全の促進	融雪剤(約 73%含有)	ラット LD50 1000mg/kg
12	硫酸マグネシウム	MgSO_4	体内イオンバランスの急激な変化を利用した浸透圧不全の促進		マウス LDLo 5000mg/kg
13	炭酸水素ナトリウム (重曹)	NaHSO_4	体内イオンバランスの急激な変化を利用した浸透圧不全の促進	食品添加物	ラット LD50 4220mg/kg マウス LD50 3360mg/kg
14	塩化アンモニウム	NH_4Cl	アンモニウムイオンによる毒性を期待		ラット LD50 1650mg/kg
15	硫酸アンモニウム	$(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$	アンモニウムイオンによる毒性を期待		ラット LD50 3900 mg/kg

	試薬名	化学式	期待された効果	備考	経口毒性
16	ハッカ油		虫除け・殺菌効果を期待		
17	木酢		酢酸を含有する 細胞の壊死を期待		
18	ハイター (次亜塩素酸ナトリウム)	NaOCl 等	強い酸化力と殺菌力に期待	腐食性 食品添加物	

3. 試験に使用した器具

既存の資料において、オニヒトデに薬剤を注射するにあたって効果的であるとされている器具は、以下の通りである。

- ・Great Barrier Reef Marine Park Authority 1995 には、オーストラリアでは DuPont 社の Veldspar Spot Gun に 50cm 以上の長さの注射針と 5 リットルの plastic bladder をセットして使うことが推奨されている（資料参照 p.資 6）。

- ・特許公開番号 2007-161691（P2007-161691A）によれば、増粘したアンモニウム塩水溶液をコーキングガンの容器に充填して、オニヒトデの上部肛門から、あるいは 3～4 ヶ所から注入する方法が効果的であると記されている（資料参照 p.資 8）。

これらの情報に基づき DuPont 社の Veldspar Spot Gun という製品を探したがそのような製品は見つからず、類似の製品に関する十分な情報も得られなかった。ただしこの製品は、いわゆる動物用連続注射器であることがわかったため、類似の製品を探索したところ、日本製、外国製を問わず数社の製品が見つかった。

ところが多くの製品は海中での使用や酸やアルカリなど腐食性の薬品を使用することを想定していないため、ステンレス等の金属を多用した製品であった。その中で、ニュージーランドの Simcro 社製のバリアブルシリンジ STV という製品は、ほとんどの部品がプラスチック製で、シリンジ部分がねじ込み式で簡単に着脱でき、様々な容量のシリンジに交換可能、価格が 1 台 3000 円程度と安価であるなどの特徴があり、本調査ではこの製品（5ml シリンジを装着：型番 ST5V）を主に使用した（資料参照 p.資 9-14）。本製品の日本代理店はフロンティア インターナショナル株式会社（<http://www.frontier-intl.co.jp/>）である。バリアブルシリンジに装着できる注射針は一般的な動物用注射器に使用するもので、長さは 20cm 程度のもので様々な長さの製品がある（p.16 写真 1）。

なお、増粘した薬剤を注射する場合には、増粘剤の濃度にもよるが薬液の粘度が高いため連続注射器を使用することができない。そのためこのような場合にはコーキングガンを用いて注射をおこなうこととした（p.16 写真 2）。コーキングガンは市販の安価なもので充分だが、これらの製品は海水中で使用されることを想定していないため多くは鉄製で、使用后淡水でよく洗浄・乾燥して機械油を塗布しておかないとすぐに錆びて使用できなくなる。コーキングガンの容器には通常プラスチック製の円錐形の蓋が付いており、これをカットして薬剤を注入することになるが、この方法では岩のすきまに入り込んだオニヒトデに注射することは容易でない。そのため金属製の注射針を使用した、粘性の高い薬剤を注射するためには大口径の針が必要であり、市販品は存在しないため注文して製作した。

4. 試験結果

薬剤の注射による効果的なオニヒトデ駆除手法を確立する目的で、以下に示す実験を行った。なお、野外実験①と②については本業務請負前に黒潮生物研究所および岡山理科大学の共同研究として実施していた実験であるが、本業務はこれを引き継ぐ形で実施されたため、ここで実験結果を引用しておく。

●業務外

- ・野外実験① 2009年11月18日～24日 有効な薬剤の検索
- ・野外実験② 2010年5月22日～27日 有効な薬剤の検索・増粘剤添加の効果確認

●本業務

- ・水槽実験① 2010年9月18日～23日 最適酢酸濃度の検討
- ・野外実験③ 2010年10月8日～13日 酢酸濃度、増粘剤添加の効果確認
- ・水槽実験② 2010年10月8日～13日 アンモニウム塩・有機酸の増粘効果確認
- ・試験駆除① 2010年12月14日 実際に海域で酢酸と連続注射器を用いた駆除を試験的に実施
- ・野外実験④ 2011年2月26日～3月3日 酢酸濃度、注入量の検討

(1) 野外実験① 有効な薬剤の検索 (p.16 写真4-5)

実験実施日時：2009年11月18日～24日

実験実施場所：大月町西泊港内

実験法：船上のバットの上で非増粘薬剤はバリアブルシリンジを用いて、増粘薬剤はコーキングガン、コーキング容器、専用針を用いて注射し、海面に浮かした蓋付きの籠の中に収容した。

実験に使用したオニヒトデ個体数：各実験区5個体

実験期間：5～6日間

実験結果：

薬剤の種類および濃度		注入量	供試個体数	生残数	斃死数	斃死率	観察期間	備考
1	塩化カリウム 30% (淡水希釈)	9ml	5	3	2	40	6days	2009/11/18 開始
2	塩化カルシウム 30% (淡水希釈)	9ml	5	1	4	80		
3	硫酸マグネシウム 20% (淡水希釈)	9ml	5	5	0	0		
4	酢酸 50% (海水希釈)	9ml	5	2	3	60		
5	乳酸 50% (海水希釈)	9ml	5	5	0	0		
6	木酢 50% (海水希釈)	9ml	5	5	0	0		
7	リン酸 50% (海水希釈)	12ml	5	2	3	60		

8	リン酸 10% (海水希釈)	6ml	5	5	0	0		
9	水酸化ナトリウム 10% (淡水希釈)	15ml	5	2	3	60	5days	2009/11/19 開始
10	クエン酸 30% (淡水希釈)	15ml	5	5	0	0		
11	ハッカ油 50% (海水希釈)	15ml	5	5	0	0		
12	乳酸 50% (海水希釈)	15ml	5	1	4	80		
13	ホウ酸 10% (淡水希釈)	15ml	5	4	1	20		
14	重曹 10% (淡水希釈)	15ml	5	5	0	0		
15	ハイター50% (海水希釈)	15ml	5	1	4	80		
16	硫酸水素ナトリウム 14% (海水希釈)	6ml	4	2	2	50		

塩化カルシウム 30%9ml、酢酸 50%9ml、リン酸 50%12ml、水酸化ナトリウム 10%15ml、乳酸 50%15ml、ハイター50%15ml が高い効果を上げた。

(2) 野外実験② 有効な薬剤の検索・増粘剤添加の効果確認

実験実施日時：2010 年 5 月 22 日～27 日

実験実施場所：大月町西泊港内

実験法：船上のバットの上で非増粘薬剤はバリアブルシリンジを用いて、増粘薬剤はコーキングガン、コーキング容器、専用針を用いて注射し、海面に浮かした蓋付きの籠の中に収容した。

実験に使用したオニヒトデ個体数：各実験区 5 個体

実験期間：4～5 日間

実験結果：

	薬剤の種類および濃度	注入量	供試個体数	生残数	斃死数	斃死率	観察期間	備考
1	海水	10ml	5	4	1	20	5days	大雨により 塩分濃度 低下の影響 あり
2	硫酸水素ナトリウム 14% (海水希釈)	10ml	5	2	3	60		
3	ケイ酸ナトリウム 50% (海水希釈)	10ml	5	3	2	40		
4	酢酸 25%	10ml	5	1	4	80		
5	酢酸 50%	10ml	5	3	2	40		
6	塩化カルシウム 30% (淡水希釈)	10ml	5	4	1	20		
7	酢酸 50%+増粘剤(5%)	10ml	5	1	4	80		
8	酢酸 25%+増粘剤(5%)	10ml	5	1	4	80		
9	乳酸 25%+増粘剤(5%)	10ml	5	1	4	80		
10	ケイ酸ナトリウム 90% (大型個体)	10ml	5	1	4	80	4days	

11	酢酸 25%+増粘剤 (5%) (大型個体)	10ml	5	0	5	100		
----	---------------------------	------	---	---	---	-----	--	--

硫酸水素ナトリウム 14%10ml、酢酸 25%10ml、ケイ酸ナトリウム 90%10ml が高い効果を上げた。また、酢酸および乳酸について、増粘することで効果が高まる可能性が示唆された。

(3) 水槽実験② アンモニウム塩・有機酸の増粘効果確認

実験実施日時：2010 年 10 月 8 日～13 日

実験実施場所：黒潮生物研究所 実験水槽内

実験法：バットの上で非増粘薬剤はバリアブルシリンジを用い、増粘された薬剤はコーキングガン、コーキング容器、専用針を用いて注射し、水槽内に収容して経過を観察した。

実験に使用したオニヒトデ個体数：各実験区 5 個体

実験期間：5 日間

実験結果：

薬剤の種類および濃度		注入量	供試個体数	生残数	斃死数	斃死率
1	硫酸水素ナトリウム 14%	10ml	5	4	1	20
2	塩化アンモニウム 30%	10ml	5	4	1	20
3	硫酸アンモニウム 30%	10ml	5	5	0	0
4	乳酸 7.5%+増粘剤 3.5%	10ml	5	2	3	60
5	ギ酸 7.5%+増粘剤 3.5%	10ml	5	0	5	100
6	酢酸 7.5%+増粘剤 3.5%	10ml	5	1	4	80

増粘した有機酸は低濃度でも高い効果を上げたが、アンモニウム塩は十分な効果が得られなかった。

ここまでの実験により、効果があると考えられた薬剤は、

- ・硫酸水素ナトリウム 14%
- ・塩化カルシウム 30%
- ・ギ酸 7.5% (増粘)
- ・酢酸 7.5% (増粘)、25%・50%
- ・乳酸 7.5% (増粘)、25% (増粘)、50%、
- ・リン酸 50%
- ・水酸化ナトリウム 10%
- ・ケイ酸ナトリウム 90%

- ・ハイター50%

であった。

これらの薬剤の内、酢酸と乳酸はラットまたはマウスの LD50 が 3000mg/kg 以上と毒性が低く、安全性が高い。酢酸は食品添加物用として 90%または 99%(氷酢酸)の液体 20kg が ¥15,000～¥20,000 程度で容易に入手でき、乳酸も食品添加物用として 50%の液体 20kg が ¥20,000～¥25,000 程度で容易に入手できる。

実験による薬剤の効果、安全性、価格等から総合的に判断して、オニヒトデの駆除に用いる薬剤は酢酸を用いるのが最適と判断し、駆除に用いる濃度および注射量を決定するためにさらに実験を行った。

(4) 水槽実験① 最適酢酸濃度の検討 (p.17 写真 6 - 9)

実験実施日時：2010 年 9 月 18 日～23 日

実験実施場所：黒潮生物研究所 実験水槽内

実験法：水槽内でバリアブルシリンジを用いて薬液を注射し、経過を観察した

実験に使用したオニヒトデ個体数：各実験区 2～6 個体

実験期間：5 日間

実験結果：

薬剤の種類および濃度		注入量	供試個体数	生残数	斃死数	斃死率
1	海水 (Control)	10ml	2	2	0	0
2	5%酢酸	10ml	6	2	4	67
3	10%酢酸	10ml	6	1	5	83
4	15%酢酸	10ml	6	0	6	100
5	20%酢酸	10ml	6	1	5	83
6	25%酢酸	10ml	6	0	6	100
7	30%酢酸	10ml	6	0	6	100

酢酸は全て海水で希釈し、注射量は 1 個体当たり 10ml に統一した。10%以上の濃度ではほぼ全数が斃死した。なお、20%酢酸における生残個体はまったく何の損傷もなかったため、注射のし忘れであると考えられる。また、狭い (55×55×55cm) 水槽に 6 個体のオニヒトデを収容して実験を行ったところ、酢酸を注射されたオニヒトデから多量の粘液が分泌されるのが観察された。

(5) 野外実験③ 酢酸濃度、増粘剤添加の効果確認 (p.18 写真 1 1 - 1 5)

実験実施日時：2010 年 10 月 8 日～13 日

実験実施場所：大月町西泊 黒潮生物研究所前海域

実験法：海底に金属製のケージを設置し、付近に係留した船の舷側に設置したカゴの中で、

非増粘薬剤はバリアブルシリンジを用い、増粘された薬剤はコーキングガン、コーキング容器、専用針を用いて注射し、ケージ内に収容して経過を観察した。

実験に使用したオニヒトデ個体数：各実験区 40 個体（コントロール 10 個体）

実験期間：5 日間

実験結果：

薬剤の種類および濃度		注入量	供試個体数	生残数	斃死数	斃死率
1	硫酸水素ナトリウム14%	10ml	40	34	6	15
2	酢酸 15%	10ml	40	24	16	40
3	酢酸 7.5%+増粘剤 3.5%	10ml	40	23	17	42.5
4	酢酸 7.5%	10ml	40	36	4	10
5	海水	10ml	10	10	0	0

他の実験に比べて斃死率が著しく低い。実験当日波浪の影響があったため、船上の不安定な状態で注射を行ったため、確実に薬剤が注入されなかった可能性がある。

（6）野外実験④ 酢酸濃度、注射量の検討（p.19 写真 16-21）

実験実施日時：2011 年 2 月 26 日～3 月 3 日

実験実施場所：大月町西泊 黒潮生物研究所前海域

実験法：海底に金属製のケージを設置し、バリアブルシリンジを用いてケージ内に収容されたオニヒトデに薬剤を注射して経過を観察した。

実験に使用したオニヒトデ個体数：各実験区 20 個体

実験期間：5 日間

実験結果：

酢酸濃度および注入量		供試 個体数	生残数 (生残したヒトデのサイズ)	斃死数	斃死率
1	濃度 18%・注入量 20ml ^{※1}	20	0	20	100
2	濃度 18%・注入量 10ml ^{※2}	20	1 (30-40cm)	19	95
3	濃度 9%・注入量 20ml ^{※1}	20	1 (30-40cm)	19	95
4	濃度 9%・注入量 10ml ^{※2}	20	5 (20-30cm:2、30-40cm:3)	15	75

※1：5ml×4 回注入 ※2：2.5ml×4 回注入

酢酸は高濃度になると 15～16℃で氷結するため、食品添加物としては 99%のものを氷酢

酸、90%以下のものを酢酸と称して流通している。冬季に氷結すると作業性が悪くなるため、オニヒトデの駆除には90%の酢酸を使うことが予想され、これを5倍または10倍に希釈して使用すると考えて、今回の実験濃度は18%および9%とした。実験の結果は、いずれの濃度、注入量においても水槽実験①とほぼ同様の高い斃死率が示された。

以上の実験結果から、実際に海中でオニヒトデの駆除を行う際には、濃度15%以上の酢酸を、10ml以上オニヒトデの体内に注入することとし、オニヒトデが大型の場合には注入量を多くすることにより、ほぼ100%の個体が斃死するものと考えられる。

(7) 試験駆除 実際に海域で酢酸と連続注射器を用いた駆除を試験的に実施

(p.20-21 写真2 2 - 2 9)

実施日時：2010年12月14日

実施場所：土佐清水市竜串地先 日ノ浦周辺

対象：みんなの海を育てる会メンバー（土佐清水市竜串）5名

うち2名は薬剤注射による駆除の経験あり

試験実施状況：

- ・作業時間はタンク1本（1潜水）あたり50分間
- ・作業回数：2回
 - ・1本目はオニヒトデの低密度分布域（泳ぎ回って探索・注射）
 - ・2本目はオニヒトデ高密度分布（ほとんど移動せずに駆除）
- ・酢酸注入に使用した器具とオニヒトデへの注入方法

動物用連続注射器を用いて20%酢酸をオニヒトデ1個体当たり20ml（1回5ml×4回）海中で注入した。器具は家畜の予防接種等に使用する畜産用の連続注射器（SIMCRO社製バリアブルシリンジST5V）とステンレス製の注射針（ソコレックスSH用ニードルLL）を使用し、薬液容器として500mlのポリエチレン製洗浄ビンを使用し、観賞魚飼育の際のエアレーションに使うシリコンホースで連続注射器と連結した。トリガーとなっているハンドル部分を握ると、1回5ml以下で任意に設定できる分量の薬液がチューブを介して連結された薬液タンクから供給され、注入される仕組みとなっており、水中での使用が可能である。使用したニードルは長さ20cmのものと10cmのものを使い比べてもらった。

オニヒトデへの注入は、体の中心部に当たる体盤の部分に1回5mlの薬液を4ヶ所注入してもらった。

試験結果：

作業終了後に簡単なアンケートを行った結果、作業に参加したダイバー全員が、従来の取り上げ方式の駆除と比べて、薬剤注射による駆除の方が作業の負担が少ないと答えていた。その理由としては、「オニヒトデを入れた重い袋を持って泳がなくてもいい」「陸上での作業が少ない」「駆除用具のメンテナンス作業がない」などであった。また、作業の安全

性についても全員が薬剤注射駆除の方が高いと思うと答えた。

駆除の効率に関しては取り上げ方式の駆除より薬剤注射による駆除のほうが効率がよいと答えたのは1名のみで、1名は従来の取り上げ方式による駆除のほうが効率がよいと答え、ほかの3名はどちらともいえないという意見だった。その理由としては「注射になれていなかったのあまり効率が上げられなかった」、「今日はいねりがあったのでオニヒトデに薬液を注入する作業が困難だった」、「確実に注射を打つために岩の隙間からオニヒトデを引っ張り出すのが大変だった」「注射駆除の作業に慣れれば、もっと効率を上げられると思う。トレーニングが必要」などであった。

今回の駆除結果を見ると1本目のオニヒトデが低密度で分布していた範囲では総駆除数が86個体、ダイバー1名あたり駆除数は17個体/50分、2本目のオニヒトデが高密度に見られた範囲では総駆除数は172個体、1名あたり駆除数は34個体/50分となっており、取り上げ方式に比べて1名あたりの駆除数は特に多くも少なくもなかった。

3日後に同メンバーが注射駆除地点の状況を観察したところ、体の一部が生き残ったオニヒトデが多数観察されたという報告を受けている。これは作業当日にややうねりがあり、安定した作業ができなかったことに加え、作業者が器具等の扱いに不慣れで、注射駆除に習熟していなかったことなどが影響しているものと考えられた。

使用した注入器具についての使用感、改善点としては「薬液容器の大きさは適当で携帯性は悪くない」、「薬液容器はもう少し柔らかくつぶれやすい素材のものの方が薬液を最後まで使い切れる」、「注射器の針先はもっと鋭い方がいい」などの意見が得られた。なお、今回は連続注射器に取り付けた注射針は、20cmの長さのものと10cmの長さのものを両方試してもらったが、全員が短い方の注射針の方が使いやすいと答えた。

5. 効果的な駆除方法について

薬物注射を用いた安全・安価で十分なオニヒトデ駆除効果を上げられる手法の確立を目指して、既存の資料により示唆された駆除に使用できそうな 18 種類の薬剤を用いて試験を行ったところ、薬剤の効果、安全性、価格等から総合的に判断して、オニヒトデの駆除に用いる薬剤は酢酸を用いるのが最適と判断された。

酢酸は食品添加物として広く流通しており、急性毒性は経口毒性で区分 5（毒性は極めて弱い）、経皮毒性で区分 4（毒性は弱い）と弱い、高濃度では皮膚や眼に対する刺激性が強いため、高濃度の原液を希釈するときなどには皮膚や眼に原液が付かないよう注意が必要である。

水生動物に対する毒性については、オオミジンコの 50 %遊泳阻害濃度 EC50 は 47mg/L で区分 3（毒性的には中程度だが注意が必要）であるが、BOD による分解度は 74% で急速分解性があり、オニヒトデの駆除に用いても早期に分解されて残留しないものと考えられる。2010 年 5 月 23 日～28 日に造礁サンゴ（スギノキミドリイシ）、マガキガイ、アオヒトデ、シラヒゲウニ、クマノミなどと共に 25%酢酸 10ml を注射したオニヒトデ 3 個体を 5 日間（腐敗するまで）43×43×40cm の水槽に入れ、他の生物の成育に影響がないことを確認した（p.17 写真 10）。

実際に海中でオニヒトデの駆除を行う際には、濃度 15%以上の酢酸を、10ml 以上オニヒトデの体内に注入することとし、オニヒトデが大型の場合には注入量を多くすることにより、ほぼ 100%の個体が斃死するものと考えられる。薬剤はできるだけオニヒトデの体盤の全域に行き渡るように注入することが望ましく、そのためには 1 回の注入量を少なくして、体盤の各所に複数回注入するのが効果的である。

希酢酸の注射には家畜の予防接種等に使用する畜産用の連続注射器（ニュージーランドの SIMCRO 社製バリアブルシリンジ ST5V）とステンレス製の注射針（ソコレックス SH 用 ニードル）または同等品を使用し、注射針の長さは 10cm 程度のものが使いやすい。

薬液容器は 500ml のポリエチレン製洗浄ビンを使用し、観賞魚飼育の際のエアレーションに使うシリコンホースで連続注射器と連結する。ホースの長さは 50～70cm 程度にし、薬液タンクをダイビング用浮力調節ベストのポケットに入れておくと使いやすい。

計算上は薬液容器 1 本について $500\text{ml} \div 10 \sim 20\text{ml} = 25 \sim 50$ 個体のオニヒトデを駆除することができることになるが、ポリエチレン製洗浄ビンは材質がやや硬いため、実際には 20～30 個体程度しか駆除できない。薬液を吸えなくなった容器はホースをはずし、携行した新しい薬液容器と交換すれば、連続的に駆除を続ける事ができる。なお、薬液容器については、点滴用輸液バッグなどもう少し柔らかい材質のものがあると薬液を最後まで使用することができ、より効率があがると思われ、検討の余地がある。

一日の作業が終わった後は、水道水をためた容器の中でホースをはずした連続注射器を 10～20 回程度作動させて薬液の流路に残った希酢酸を完全に洗い出し、ねじ込み式の透明

なシリンジ部分をはずして内部の水を振り出し、完全に乾燥させてから組み立てて収納する。薬液容器とシリコンホースも、同様に水道水で洗浄、乾燥後収納する。

なお、実験から薬液を増粘すると駆除効果が上がることが示唆されているが、粘性の高い薬液は連続注射器を用いてオニヒトデに注入することができない。本試験で用いたコーキングガンとコーキング容器、大口径の専用針を用いた注入装置は必ずしも使い勝手がよくなく、増粘剤の種類や濃度、増粘された薬液の注入装置などについてさらに検討することによって、より効率のよい駆除が行える可能性がある。

6. 酢酸を注射されたオニヒトデについて

12月に行われた試験駆除の3日後に注射駆除地点の状況を観察したところ、体の一部が生き残ったオニヒトデが多数観察されたという報告がある。水槽またはケージ等を使った野外における実験でも、注射駆除によって体の主要部分は壊死したものの、腕の一部が生き残って活動していることが少なからず見られた。ヒトデは再生力の強い動物であり、ホウキボシの仲間などは自切した1本の腕から個体が再生する能力を持っているが、オニヒトデでは体盤を失って腕だけになったものが1個体に再生することはない。腕には摂餌を行う機能はないので、しばらく動き回っていてもサンゴに被害を与えることはなく、やがて活動を停止して斃死する。

薬液を注射されたオニヒトデが腐敗して体内にガスがたまり、海面に浮上して岸に打ち上がり、砂浜で遊ぶ人間に危害を加える可能性を心配する声があるが、薬液を注射されたオニヒトデは、薬液に触れた部分から壊死して組織がくずれ、内部にガスがたまって浮上した例は見られなかった。また、水温や海況等により必要な時間は様々であるが、死んだオニヒトデは速やかに腐敗し、10日～2週間後には針と骨片だけが残る（p.21 写真30）。オニヒトデの毒は皮膚の中に含まれている水溶性のサポニンであり、組織が腐敗すると毒はなくなる。そのため海底に散乱した針に刺傷の危険はない。

注射による駆除では、薬液を注射されたオニヒトデと未だ注射されていないオニヒトデを見分けることが困難で、同一個体に複数の作業員が注射したり、注射されていると見誤って駆除されないことがあるという指摘がある。薬液を注射されたオニヒトデは管足を収縮するため、容易にサンゴから引きはがすことができる。そこでこれまで捕獲に使用していた魚バサミなどを用いて、薬液を注射したオニヒトデをサンゴから引きはがして海底に落としておけば、重複して注射したり注射されないまま放置されたりする可能性が減少するものと考えられる。

7. 調査写真集



写真1. 連続注射器による薬液注射セット



写真2. コーキングガンとコーキング容器

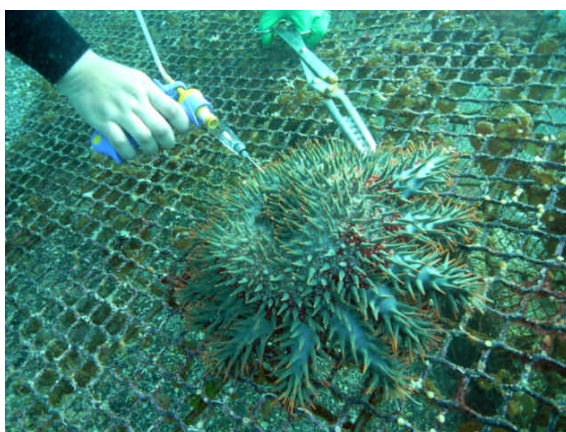


写真3. 連続注射器による薬剤注入の様子



写真4. 野外実験①西泊港のオニヒトデ
生け簀



写真5. 野外実験①薬液の注射



写真 6．水槽実験①濃度を調整した酢酸と
注射器



写真 7．水槽実験①薬剤の注射

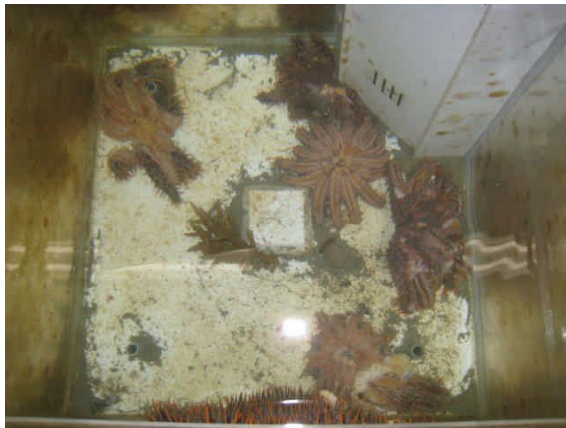


写真 8．水槽実験①
10%酢酸 10ml 注射 24 時間後

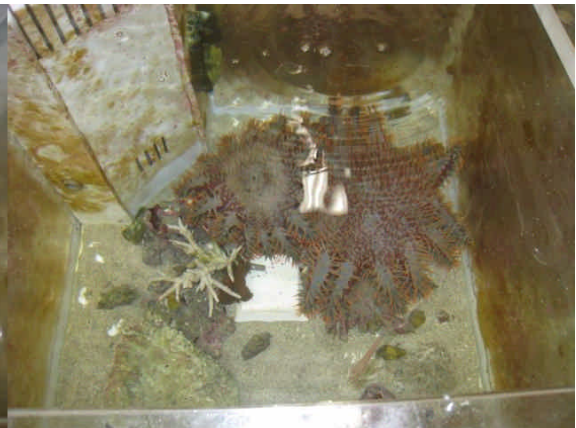


写真 9．水槽実験①
海水注射 control 48 時間後

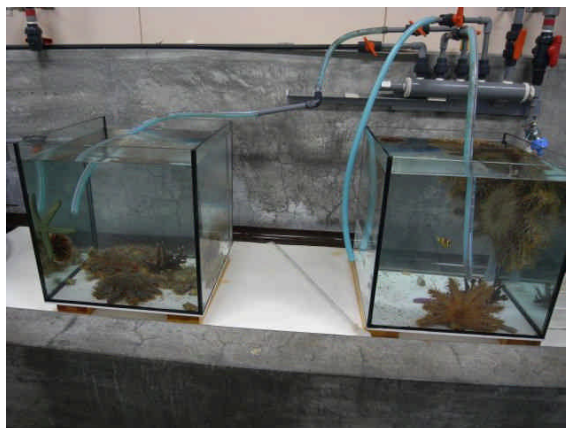


写真 1 0．酢酸を注射したオニヒトデが他の生物に与える影響の調査
左：水槽設置状況 右：実験の経過

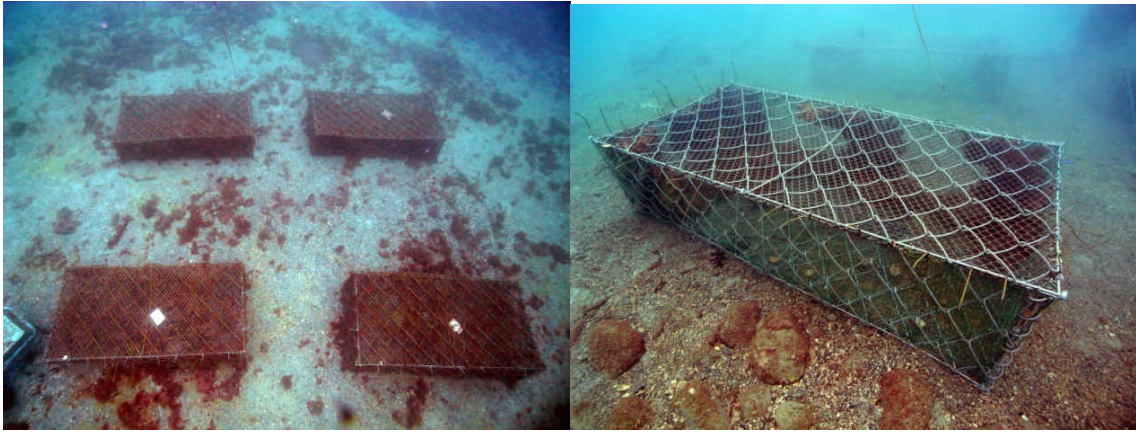


写真 1 1. 野外実験で使用した金属製のケージ 内側に目の細かい網を張ってある



写真 1 2. 屋外実験③注射の状況



写真 1 3. 屋外実験③オニヒトデの状態確認



写真 1 4. 屋外実験③ケージ内部の状況



写真 1 5. 屋外実験③ケージ内部の状況

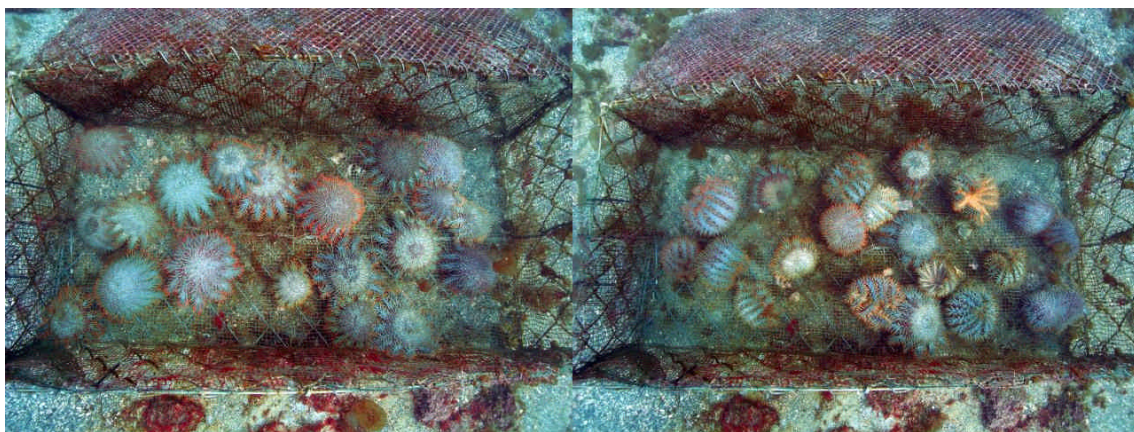


写真 1 6 . 野外実験④酢酸 9% 20ml 注射前 写真 1 7 . 野外実験④酢酸 9% 20ml 注射直後

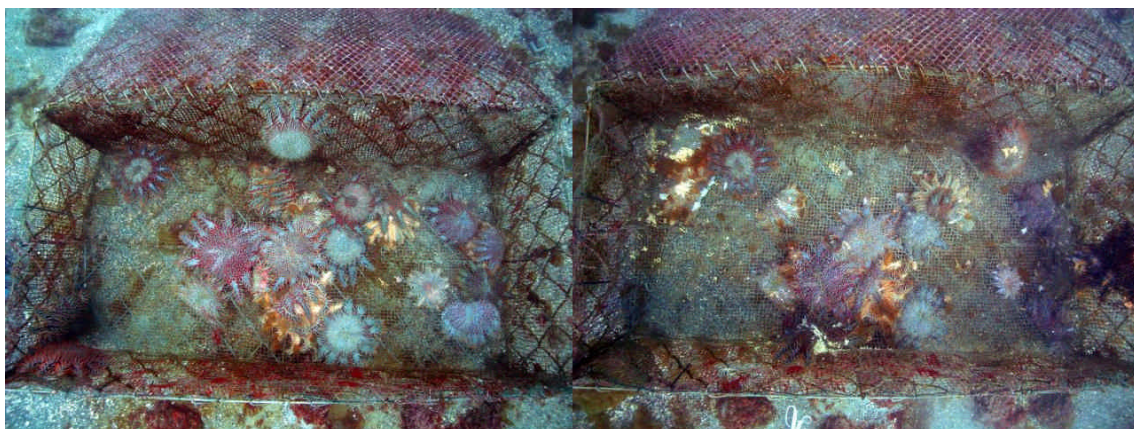


写真 1 8 . 野外実験④24 時間後

写真 1 9 . 野外実験④48 時間後

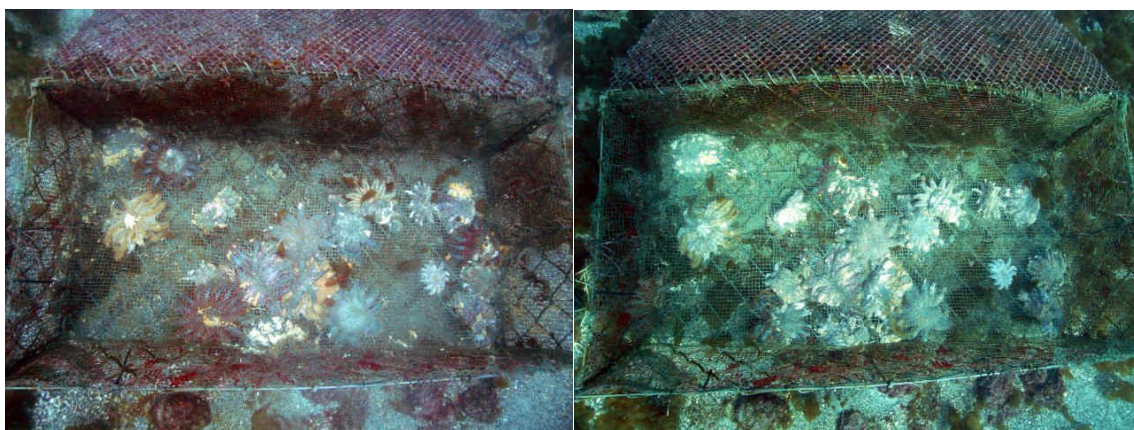


写真 2 0 . 野外実験④72 時間後

写真 2 1 . 野外実験④108 時間後



写真 2 2．試験駆除

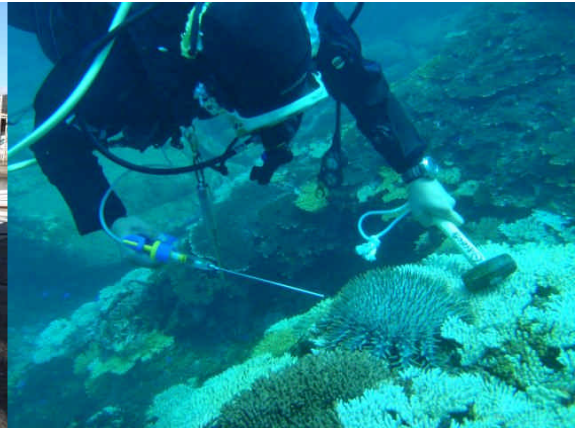


写真 2 3．試験駆除 海中での注射作業

みんなの海を育てる会駆除メンバー



写真 2 4．試験駆除 3 日後 斃死個体



写真 2 5．試験駆除 3 日後 斃死個体



写真 2 6．試験駆除 3 日後 斃死個体

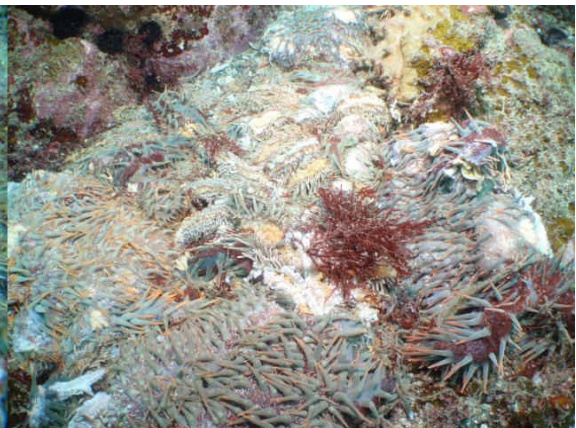


写真 2 7．試験駆除 3 日後 斃死個体

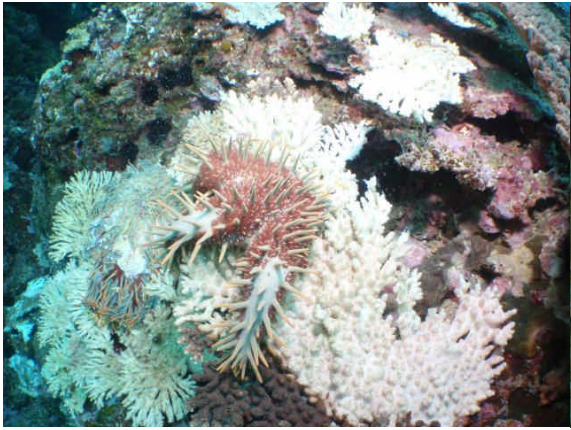


写真 28．試験駆除 3 日後
体の一部が生きている

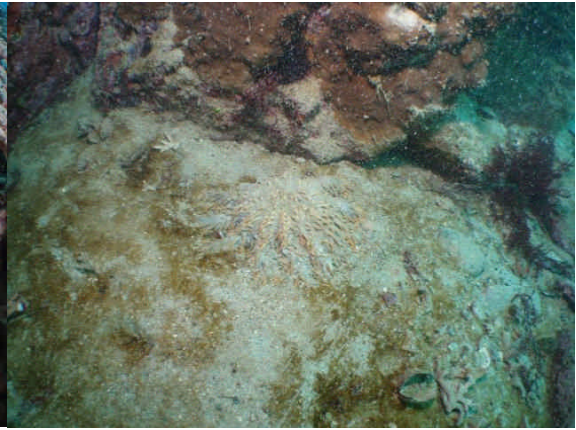


写真 29．試験駆除 3 日後 斃死個体



写真 30．斃死したオニヒトデの針と骨片

資 料 編

Great Barrier Reef Marine Park Authority 1995 Controlling Crown-of Thorns Starfish …	資 1
ヒトデの駆除方法 特開 2007-161691 j-tokkyo ホームページより ……………	資 7
Simcro 社製のバリアブルシリレンジ STV のカタログ ……………	資 9
酢酸を注入したオニヒトデの反応と経時的な変化 ……………	資 15



Controlling Crown-of Thorns Starfish

© Great Barrier Reef Marine Park Authority 1995
Published April 1995
by the Great Barrier Reef Marine Park Authority

Disclaimer

The opinions expressed in this document are not necessarily those of the Great Barrier Reef Marine Park Authority.

The application or use of the information contained herein shall be at the sole risk and responsibility of the user. The Great Barrier Reef Marine Park Authority does not provide any warranty or assurance as to the accuracy or suitability of the whole or any part of the information, for any particular purpose or application. Subject only to any contrary non-excludable statutory obligations neither the Great Barrier Reef Marine Park Authority nor its personnel will be responsible to any party using this information, or any other person claiming through that party, for any consequence of its use or application (whether in whole or part).

National Library of Australia Cataloguing-in-Publication data:

Lassig, Brian.
Controlling crown-of-thorns starfish.

ISBN 0 642 17421 0.

1. Crown-of-thorns starfish - Queensland - Great Barrier Reef.
2. Great Barrier Reef Marine Park (Qld.).
 - I. Great Barrier Reef Marine Park Authority (Australia).
 - II. Title.

593.93

PO Box 1379
Townsville Queensland 4810
Australia

Telephone: (07) 4781 8811
Facsimile: (07) 4772 6093

CONTENTS

- [When are Controls Necessary?](#)
- [Success of Controls](#)
- [The Cost of Controls](#)
- [Labour and Organisation](#)
- [Control Techniques](#)
 - [Injection of Poison](#)
 - [Cutting Up](#)
 - [Removal and Burial Ashore](#)
 - [Underwater Fences](#)
- [Assessing the Situation: Survey Techniques](#)
- [Searching for Starfish](#)
- [Permits](#)
- [Reporting Results](#)
- [First Aid](#)
- [Further Reading](#)
- [Appendix 1](#)
Details of Poison Injection and First Aid

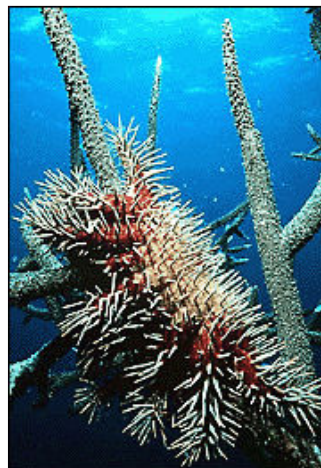
When are Controls Necessary?

The crown-of-thorns starfish (*Acanthaster planci*) is a natural inhabitant of coral reefs throughout the Indo-Pacific Region. 'Normal' (non-outbreaking) densities of starfish range from about 1 per hectare (an area

100 m x 100 m) to 15 per hectare depending on the amount of coral cover (food) available. When in low densities the damage to corals as a result of the starfish's feeding can be sustained with no apparent long-term damage to the reefs. While individual starfish consume between 5 m² and 13 m² of coral a year, they prefer the faster growing *Acropora* coral species. This means that damaged corals are fairly quickly replaced.

According to some theories the feeding starfish may help to maintain high diversity on coral reefs by allowing other species to colonise space created when corals are killed. Because this is a natural process the [Great Barrier Reef Marine Park Authority \(GBRMPA\)](#) does not recommend that starfish be killed when their numbers are low.

When the numbers of *A. plani* exceed the capacity of the reef to cope with feeding by the starfish, the damage can be dramatic and recovery can take a long time. The 'flip' from non-outbreaking to outbreaking populations is usually very obvious, involving perhaps a 10-fold (or more) increase in starfish numbers. In severe outbreaks the starfish will eat most corals, including massive forms such as brain corals which can take decades to centuries to recover because of their slow growth rates.



The causes of outbreaks are still unknown despite considerable research into the problem. Outbreaks almost certainly occur naturally, but they may be made more frequent or more intense by human activities (most likely through effects on water quality and perhaps overfishing of their natural predators).

GBRMPA has a general policy of not interfering with natural processes. The policy regarding crown-of-thorns starfish is that, unless it can be proven that outbreaks are caused or exacerbated by human activity, controls should be limited to small-scale tactical measures in areas important to tourism or science. A permit is needed to conduct crown-of-thorns starfish controls on the Great Barrier Reef.

Success of Controls

Despite numerous attempts throughout the Pacific Region, no large-scale control programs (involving more than 20,000 *A. plani*) have successfully protected corals or eradicated the starfish. The main reasons why large scale control programs failed included the high cost; long delays in getting the programs underway; inefficiency of currently available control methods which involve treatment of individual starfish; movement of starfish into cleared areas; and early termination of programs.

To give control programs the best chance of success the following points need to be considered:

- The program needs to be of a realistic scale - about 2 to 4 hectares is the maximum reef area that can be protected using the available manual control techniques (the size of the area that could be protected will depend on the resources available);
- Adequate funding and resources must be allocated for the task;
- The program needs to be initiated as soon as possible after an outbreak has been detected;
- Areas should be surveyed before controls are started to gauge the extent of the problem and the likelihood of other starfish moving into cleared areas (GBRMPA can provide advice on survey techniques and we may also be able to organise for surveys in your area);
- Surveys should be conducted regularly to monitor the success of the program;
- Cleared areas must be visited regularly (initially every 4-5 days) to 'mop up' starfish that were missed and immigrants to the area; and
- There must be a commitment to continue the program until starfish densities are reduced to below the area's capacity to cope with the numbers present.

The Cost of Controls

Costs of control programs vary enormously, depending on the situation (area to be protected; distance from provincial centres; land- or shore-based; vessel availability and requirements; number of divers involved; labour costs; depth, number and dispersion of the starfish etc.).

On the Great Barrier Reef costs of controls ranged from about A\$0.5 to A\$40 per starfish. A survey of the area to estimate the number of starfish and to assess their extent of aggregation and location will help to establish the likely cost of the program.

Control programs are rarely once-off operations. Because starfish will move into cleared areas and new individuals will settle on the reef over time the effort must be sustained, in some cases for several years. Preservation of a limited area (2-4 hectares) of reef on the Great Barrier Reef might cost between A\$20,000 to A\$200,000 over 3 years.

Labour and Organisation

Three categories of personnel have been used to conduct control programs: bounty collectors (where people are paid an amount for each starfish collected), volunteers and paid staff. Generally the bounty system has been the most efficient method for large outbreaks but it has not worked well for smaller outbreaks. It has been most successful when the area is accessible by road (or transportation is provided) and the starfish are close to shore in shallow water where they can be collected by wading or snorkelling. Bounty collectors are usually not thorough and they concentrate on large aggregations which provide the quickest return. When starfish numbers are lower or the starfish are dispersed, collection becomes an uneconomical proposition for the collectors even though there may be enough starfish to continue to damage the reef.



Volunteers have been successfully used in a number of situations but they tend not to be particularly efficient or thorough. Inexperienced divers typically don't have the necessary discipline and long-term commitment and their 'kill rates' are usually much lower than professional divers. Trained Armed Services personnel have been involved in control programs on the Great Barrier Reef to overcome these problems. Although volunteers may be less costly than paid staff in the short term, they still require substantial support and, because they are less efficient, there is a greater risk of the program failing.

For local controls, paid divers are likely to be the most efficient and effective option. The biggest problem is recruiting a sufficiently large team quickly to eliminate the starfish before they cause significant damage. Someone must take responsibility for organising and supervising controls. This may be the operator, a dive master, boat skipper or a contracted diver. In all cases it is extremely important to maintain continuity of the supervision (and keep accurate records) to avoid duplication of effort or missing large numbers of starfish.

A variety of techniques have been used to kill crown-of-thorns starfish. All involve treatment of individual starfish. Injection with poison is the most cost-effective.

Control Techniques

Injection of Poison

This is the most efficient technique, taking just a few seconds to inject each starfish. Rates of treatment of up to 120 starfish per diver hour have been recorded during trial control operations.

Until recently, the recommended poison was copper sulphate (CuSO_4), also called 'blue stone'. It was recommended because it was effective, inexpensive, widely available and safe when handled correctly.

Other poisons that have been used include formalin; concentrated aqua ammonia solution and hydrochloric acid. These aren't as effective as copper sulphate, they tend to damage the injection guns and they are usually more hazardous to use (particularly in a rocking boat). Getting the dose right was critical - using less or more than the recommended doses resulted in fewer starfish dying from the treatment.

The main concern over using copper sulphate was the potential for heavy metal pollution in areas where control operations were conducted. Even relatively small doses of heavy metals can affect the health of reef animals and plants and with sufficient exposure result in death.

Trials of alternative poisons by GBRMPA staff resulted in the identification of a commonly available swimming pool chemical 'Dry Acid' (sodium bisulphate) as the poison of choice for killing crown-of-thorns starfish. It is widely available, inexpensive (about \$4 per kilogram), considered to be safe to handle (when manufacturer's instructions are followed) and, most importantly, it eventually breaks down in seawater to completely benign components (it won't harm anything).

Details of the technique for injecting sodium bisulphate are described in appendix 1.

Cutting Up

Cutting starfish into a number of pieces was one of the first methods tried, however its use was stopped because of concerns that the pieces would regenerate creating an even bigger problem. Some starfish (like the blue starfish *Linckia*) do regenerate entire bodies from substantial pieces but the survival of *A. planci* after having been cut into separate quarters in the field appears to be very low. Tests of the effectiveness of this method were conducted by GBRMPA staff. When starfish were cut into quarters or their central disk was removed, most of the pieces were still alive after 2 weeks. We don't know if these remains would have regenerated but it seems unlikely.

The biggest problem with this method is that the starfish have to be extracted from the coral to be treated. This will usually damage the corals as the starfish can be entwined securely around branching forms. The risk of a diver being spiked is quite high (see section on First Aid). Because poisons are not involved the method has the advantage of being environmentally 'friendly' (as long as coral is not damaged in extracting the starfish) and special equipment is not needed.

Trials conducted by GBRMPA showed that this method is 10 times slower than injecting poison and the diver doing the cutting up was spiked 3 times during the treatment of 20 starfish.

Removal and Burial Ashore

Strong sharpened sticks, barbeque tongs or a hooked steel rod are best for pulling starfish out from under corals. The collected starfish can then be taken to a strategically placed floating or sunken bin for transfer to a small boat. Long-handled barbeque tongs are best for carrying starfish (above- and under-water). Because of the multiple handling of each starfish removed, manual removal is highly inefficient and there is a high risk of serious spiking of the divers and people involved in the transfers in and out of the boat.

Underwater Fences

The need to continually remove starfish that move into cleared areas of reef adds significantly to the cost of control programs. Research conducted for GBRMPA found that the most effective barrier to crown-of-thorns starfish was a fence made of rigid steel wire mesh (12.5 mm square), 1 metre in height and having a horizontal 60 cm overhang at the top. Materials for this fencing cost about A\$10 per metre.

Fences have not been tested on a large scale but they could provide an answer to the problem of adult starfish moving into cleared areas. However, there are a number of problems with the fencing approach:

- They cannot stop immigration of the starfish's larvae or small juveniles;
- The cost is high, especially when maintenance is taken into account;
- They are difficult to construct in rugged areas as the bottom of the fences must be in close contact with the substrate;
- They are prone to damage in heavy seas and cyclones; and
- They are ugly.

Assessing the Situation: Survey Techniques

It is important that the area in which there is a problem, and the surrounding reef, are surveyed regularly during an outbreak to determine the scale of the problem and the success of control action. Manta towing is the quickest way of seeing a large section of reef. A snorkel diver holds onto the grips of a manta board which is towed 5-10 m behind an outboard powered dinghy (rubber dinghies are best) at a speed of about 1-2 knots. Because of rapid ascents when manta towing, never use SCUBA. The diver can steer and dive by turning the manta board to carefully scan the bottom to note the number of crown-of-thorns starfish and the amount of white recently dead coral. The dinghy operator should stop after 2 minutes of towing (a distance of about 150-200 m) and record the path on an aerial photograph of the reef (laminated in plastic to make it waterproof). The diver should record (or tell the dinghy operator who then records) the number of starfish seen, and the amount of dead coral. Because of the speed of the diver's movement and the tendency of starfish to hide, probably less than 5% of the adult starfish in an area will be seen using this technique. Juvenile starfish (smaller than 15 cm diameter) are very rarely seen.



The manta tow technique works reasonably well for continuous areas of reef but not for patch reefs or bommie fields in back reef areas or where the water visibility is less than 10 m. Where the reef is very patchy, short (20 minute) spot SCUBA dives are best. The number of starfish and an estimate of the amount of recently dead coral should be recorded during or immediately following the dive.

A combination of manta towing and spot dives will probably give the best description of the situation. Manta towing can be used to locate the aggregations of starfish and spot dives can be used to get a good estimate of the number of starfish at those sites.

Searching for Starfish

If the control program is to be successful, nearly all of the crown-of-thorns starfish have to be removed from affected areas. Divers searching for starfish must swim very close to the bottom, paying special attention to crevices, cracks and overhangs where the starfish may be hiding. While doing this it is very easy to get

disoriented and lose track of where you've been unless the area is quite small. Systematic searches will add considerably to the effectiveness of the program. Searches should be repeated to minimise the number of starfish missed.

Having a large-scale map or aerial photograph will help in recording the areas checked for starfish. These can be obtained from the Australian Surveying and Land Information Group (AUSLIG) (Freecall telephone number 008 800 173) or from GBRMPA. Where the affected area is mainly patch reefs several divers should work around the sides of the patches at different depths. One diver could search say 0-3 m, another diver 3-6 m and so on to cover the full height of the reef. Obvious white feeding scars indicate that a starfish is close by and can be used to locate hidden starfish.

Where the reef patches are large or where the reef is continuous it is best to lay down weighted ropes so that defined areas between the lines can be searched systematically. The ropes should be about 2.5 m apart and marked with a buoy for easy location. Although this preparation involves extra time and effort it will help to ensure that few starfish are missed and the program is successful.

Permits

A permit from GBRMPA and the Queensland Department of Environment and Heritage is needed to conduct crown-of-thorns starfish control programs on the Great Barrier Reef. Permit application forms can be obtained from either of these organisations. Applications should state that the activity is not for commercial purposes (or else it will attract a processing fee) and it should be lodged several weeks prior to when the activity will be undertaken.

Reporting Results

Permit holders are required to keep a log of the numbers and sizes of starfish killed or collected. The following additional information may help in developing more effective and efficient local control techniques:

- Starfish numbers in the area before and after the program;
- Methods used for surveys and killing or removing starfish;
- The size and depth of the area affected;
- Diver hours spent injecting; and
- Costs etc.

First Aid

The spines of the crown-of-thorns starfish are very sharp, about 5 cm in length and prone to breaking off in wounds. The covering of the spines produces a venom which is deposited in the tissues on penetration. Skin penetration by the spines is painful and can lead to secondary infection and continued swelling. The pain is usually immediate, very severe and it may persist for a few hours. Vomiting may commence about one hour after the injury and recur every few hours for the next few days. Localised allergic reactions may also occur in susceptible individuals. Repeated spikings (even if months or years apart) may result in progressively more severe reactions.

Details of first aid are described in appendix 1.

Further Reading

Birkeland, C. and Lucas, J.S. (1990) *Acanthaster planci*: major management problem of coral reefs. CRC Press, Boca Raton, USA. 257 pages.

Engelhardt, U. and Lassig, B. (1992) Crown-of-Thorns Starfish Research Update 1991/92. Great Barrier Reef Marine Park Authority, Townsville, Australia. 19 pages.

English, S., Wilkinson, C. and Baker, V. (1994) Survey manual for tropical marine resources. ASEAN - Australian Marine Science Project: Living Coastal Resources. Australian Institute of Marine Science, Townsville, Australia. 368 pages.

Moran, P.J. (1986) The *Acanthaster* phenomenon. Oceanogr. Mar. Biol. Ann. Rev. 24: 379-480.

Zann, L.P. and Eager, E. (1987) The crown-of-thorns starfish. Aust. Sci. Mag 3: 14-55.

Appendix 1

First Aid

First aid treatment is the same as that given for all venomous fish stings:

1. Remove any very loose spines. Spines that are embedded should be left until medical help is available. Avoid excessive tugging at spines as the tips may break off and be difficult to locate.
2. Place the injured part into hot, but not boiling water. The temperature of the water should be tested by someone other than the patient before use.
3. Apply local anaesthetic around the wound to provide pain relief.
4. Clean the wound, washing out with sterile hot saline solution.
5. Dress and loosely bandage the wound.
6. Arrange bed rest and antibiotic treatment as appropriate.
7. Supervise any further pain relief.

Note: Do not apply an arterial tourniquet, nor a pressure or immobilisation bandage.

Although there is no physiological explanation, a widespread traditional remedy for spinings is to hold the starfish's lower surface (with the suction feet) against the wound. This allegedly relieves pain and disability.

Poison Injection

Sodium bisulphate, or 'dry acid', is the best choice. Add about 1/3 cup (140 grams) of the chemical to each litre of seawater. One litre of the solution is enough to kill about 40 adults starfish. Because the solution is colourless and difficult to see underwater, add a food colouring as well.

The mixture can be injected using a standard agricultural injection gun. In Australia, the DuPont Veldspar Spot Gun fitted with a longer 50 cm needle and 5-litre plastic bladder is recommended. To inject the starfish, set the dose meter on the gun to 2 ml. Push the needle under the skin of the central disk of the starfish and pull the trigger. Inject the starfish three times this way.

[Contacts](#) | [Calendar](#) | [Search](#) | [Sitemap](#) | [Disclaimer](#)

For enquiries please contact info@crcreef.com

トップ :: A 生活必需品 :: A01 農業;林業;畜産;狩猟;捕獲;漁業

鳥害対策専門 低コストで抜群の効果。鳥害対策専門のリューエイ産業 chogai.com	【発明の名称】	ヒトデの駆除方法
	【発明者】	【氏名】奥菌 一彦
	【課題】 本発明により、オニヒトデに刺される可能性が少なく、簡単にオニヒトデを駆除することができる方法を提供すること。 【解決手段】 海中のヒトデにアンモニウム塩を注入する方法により、安全かつ簡単にヒトデを駆除することができる。	



Ads by Google

【特許請求の範囲】

【請求項1】

海中のヒトデに、アンモニウム塩を注入する方法によりヒトデを駆除する方法。

【請求項2】

アンモニウム塩が、塩化アンモニウム、硫酸アンモニウム、硝酸アンモニウム、炭酸アンモニウム、ギ酸アンモニウム、酢酸アンモニウムの中の1種以上であることを特徴とする請求項1記載のヒトデの駆除方法。

【請求項3】

高分子化合物を含有することを特徴とする請求項1・2記載のヒトデの駆除方法。

【請求項4】

高分子化合物が、キサンタンガム・プルラン・グアーガム・ゼラチン・ペクチン等の天然高分子であることを特徴とする請求項1～3記載のヒトデ駆除方法。

【発明の詳細な説明】【技術分野】

【0001】

本発明は、海水中にてヒトデを駆除する方法に関する。

【背景技術】

【0002】

ヒトデ類は、海底に生息し二枚貝を主食とし、蛤・アサリ等の増殖を阻害している。ヒトデの食害により、国内におけるアサリの収穫量が年々減少してきているし、ホタテ・アワビ等の養殖を行っている採苗器にヒトデが混入し食害にあったという報告も多数報告されている。

最近では、温暖化による海水温の上昇等種々の要因により、ヒトデの繁殖がさらに加速され、海中のヒトデの量が増加し、ヒトデ食害による貝類の被害が激増している。

【0003】

例えば、建網漁により漁を行っている、200mの建網に魚は数匹しかかからないが、ヒトデは200～300個かかってくる。ヒトデは網に絡まっているため、次の漁をするために、大量のヒトデを網から取り外さなければならない。

しかし、ヒトデは表面に固い棘を持っているため、無理にヒトデを取り外そうとすると網を破ってしまう。建網漁では、網破れとヒトデの除去作業の手間が大きな問題となっている。

【0004】

そこで、簡単に漁網からヒトデを駆除し取り外すことのできる駆除剤もしくは駆除方法の開発が切望されていた。

【0005】

本発明者は、建網漁において、大量にかかるヒトデの駆除剤の開発を検討した結果、船上にてアンモニウム塩を溶解してヒトデを浸漬処理もしくは散布、又は粉末状のものをヒトデの表面に塗布することにより駆除できることを見出した(特許文献1)。網に絡まったヒトデを駆除し除去する目的で、ヒトデ駆除剤を溶解した溶液に浸漬すると、ヒトデは浸漬後すぐに死滅し腕がバラバラになり網から自然とはずれてしまうのである。

【0006】

しかし、最も大きな被害をもたらすヒトデは、沖縄におけるサンゴ礁を食い荒らすオニヒトデのような毒を持ったヒトデ類である。サンゴ礁を食い荒らされることにより、海藻や魚が存在しない状態になり、魚礁がなくなり、環境破壊にもつながっている。サンゴ礁には多くの生物が高い密度で生息し、代謝や石灰化などを通して、様々な物質を循環させている。その中でも炭素と栄養塩の循環は特に重要であり、生態系の維持に深く関わってきた可能性がある。サンゴ礁を守るために、オニヒトデの駆除は不可欠な問題である。

【0007】

現状では、オニヒトデを除去するために、ダイバーが潜ってオニヒトデを槍で突き刺し海上まで持っていく作業を何度も繰り返さなければならない。そのため、駆除する度にオニヒトデに刺される人が現れ、オニヒトデの毒によるアナフラキシーショックで病院に入院する事故が発生している。この方法では、減圧症の疑いのあるダイバーも発生し、ダイバーの健康状態にも大きなダメージを与えている。

又、オニヒトデを槍で突き刺した後に、水中から陸上まで上げて、陸上にてオニヒトデの駆除を行わざるを得ないため大変な作業となっている。又、ヒトデの廃棄処分にも多大な費用がかかっている。

ダイバーに安全で、簡単に駆除できる方法の開発が切望されているのである。

【特許文献1】特開2002-363015号公報

【発明の開示】

【発明が解決しようとする課題】

【0008】

本発明の目的は、オニヒトデを海中で駆除する方法を提供することである。

【課題を解決するための手段】

【0009】

本発明者は、上記の課題を達成するために鋭意検討した結果、アンモニウム塩を容器に充填し、海中のヒトデに注入する方法によりヒトデを駆除できることを見出した。

【0010】

すなわち、本発明は次の通りである。

(1) 海中のヒトデに、アンモニウム塩を注入する方法によりヒトデを駆除する方法。

Ads by Google

有害鳥獣防止柵

イノシシ猿から農作物を守ります さるコンは被害を受けません
www.eco-block.jp/index...

鳩ジェル販売のアーバンズ

簡単塗布の忌避剤ハートジェル ハト対策用器具の通信販売
takeurbans.co.jp/

「高純度化学薬品」なら

豊かな社会の実現に貢献する 富山薬品工業株式会社
www.tomypure.co.jp

食品充填

食品充填の自動化で工数削減
www.iai-netstore.com/

IPC分類

A 生活必需品

B 処理操作 運輸

C 化学 冶金

D 繊維 紙

E 固定構造物

F 機械工学 照明 加熱 武器 爆破

G 物理学

H 電気

(2)アンモニウム塩が、塩化アンモニウム、硫酸アンモニウム、硝酸アンモニウム、炭酸アンモニウム、ギ酸アンモニウム、酢酸アンモニウムの中の1種以上であることを特徴とする(2)記載のヒトデの駆除方法。
 (3)高分子化合物を含有することを特徴とする(1)・(2)記載のヒトデの駆除方法。
 (4)高分子化合物が、キサンタンガム・ブルラン・グアーガム・ゼラチン・ペクチン等の天然高分子であることを特徴とする(1)～(3)記載のヒトデ駆除方法。

【発明の効果】

【0011】

本発明者は、アンモニウム塩を溶解した液に、ヒトデを浸漬することにより、網にかかったヒトデを簡単に駆除できることを見出した。この方法は、陸上又は船上で駆除する方法であったため、海中に生息するヒトデ(特にオニヒトデ)を海中で駆除する方法には適さなかった。

海中で簡単に駆除する方法について検討した結果、アンモニウム塩を溶解した液を海中にてヒトデに注入することにより、ヒトデを駆除できることを見出した。

注入できる突起物を持った容器に、アンモニウム塩を充填し、ダイバーが潜ってサンゴ礁を食い荒らすオニヒトデに突き刺し注入することにより、簡単に効率よく駆除することができるのである。

【発明を実施するための最良の形態】

【0012】

本発明は、海中にてヒトデを駆除する方法に関する。

本発明は、塩化アンモニウム等のアンモニウム塩を溶解し、注入する突起物を備えた容器に充填し、ダイバーが海中に潜り、サンゴ礁を食い荒らすヒトデに注入し駆除する方法である。

【0013】

注入するための容器は、ヒトデに突き刺すことができ、中のアンモニウム塩溶液を注入できる容器になってあればよい。例えば、注射器やコーキングガンのような形態でも良い。

【0014】

使用するアンモニウム塩としては、塩化アンモニウム、硫酸アンモニウム、硝酸アンモニウム、炭酸アンモニウム、ギ酸アンモニウム、酢酸アンモニウムの中の1種以上が使用される。環境に対する安全性を考慮すると、使用基準がなく無制限に使用できる安全性の高い食品添加物でもあり、分解性も良好な、塩化アンモニウム・硫酸アンモニウム・炭酸アンモニウムの使用が好ましい。

【0015】

アンモニウム塩の濃度としては、1%以上の濃度の液を調整して使用する。好ましくは、10～60%の濃度で使用する。

【0016】

粘性をもたせるために、高分子化合物を溶解して使用することもできる。粘性を持った製品とすることは、海中における容器から流出を防ぐことができ、かつ、ヒトデに注入した後ヒトデの内部に留まりやすくすることができ、経済的にも効果的にも優れているからである。

【0017】

使用する高分子化合物は全て使用することができるが、キサンタンガム・ブルラン・グアーガム・ゼラチン・ペクチンといった天然高分子の使用が好ましい。中でも、長期保存しても粘性が低下しないキサンタンガムが最も好ましいと言える。

【0018】

薬剤中の高分子化合物の濃度は、0.1～20%が好ましい。0.1%未満の濃度では粘性が小さすぎるし、20%を超えると粘度が高すぎて注入作業が困難となるからである。

【0019】

オニヒトデは、大きいもので60cm位のものが存在する。30cm位程の大きさのヒトデの場合で、30%のアンモニウム塩を注入すると、10ml以上注入することにより死亡させることができる。注入する方法としては、上部肛門から注入する方法が効果的である。また、3～4カ所に注入する方法も効果的である。

【実施例】

【0020】

(試験1)

表1の組成の薬剤を調整し、コーキングガンの容器に充填し、ヒトデ駆除用の注入容器を製造した。海中に潜り、大きさ約30cmのオニヒトデに、薬剤を40ml注入し死亡の有無を確認した。

結果を表2に示す。

【0021】

【表1】

【0022】

【表2】

【産業上の利用可能性】

【0023】

本発明により、安全かつ効果的にオニヒトデを駆除することができる。

【出願人】

【識別番号】000208787

【氏名又は名称】第一製網株式会社

【出願日】

平成17年12月17日(2005. 12. 17)

【代理人】

【公開番号】

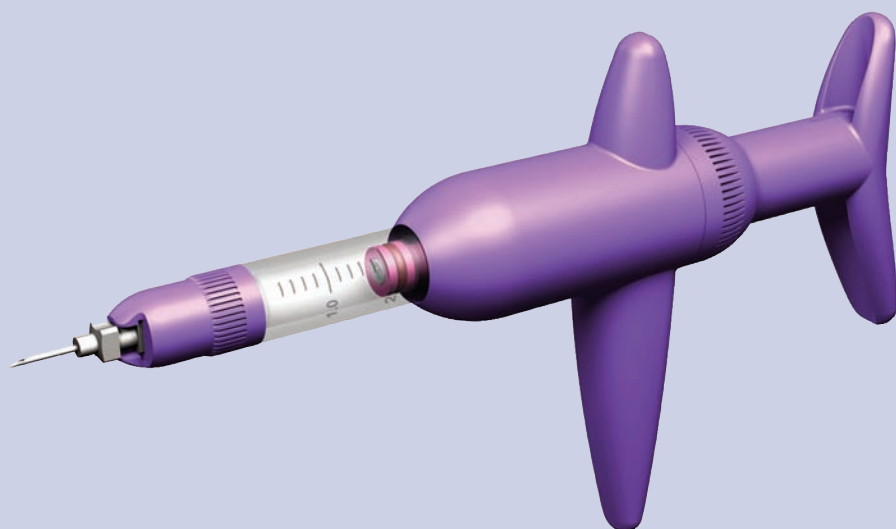
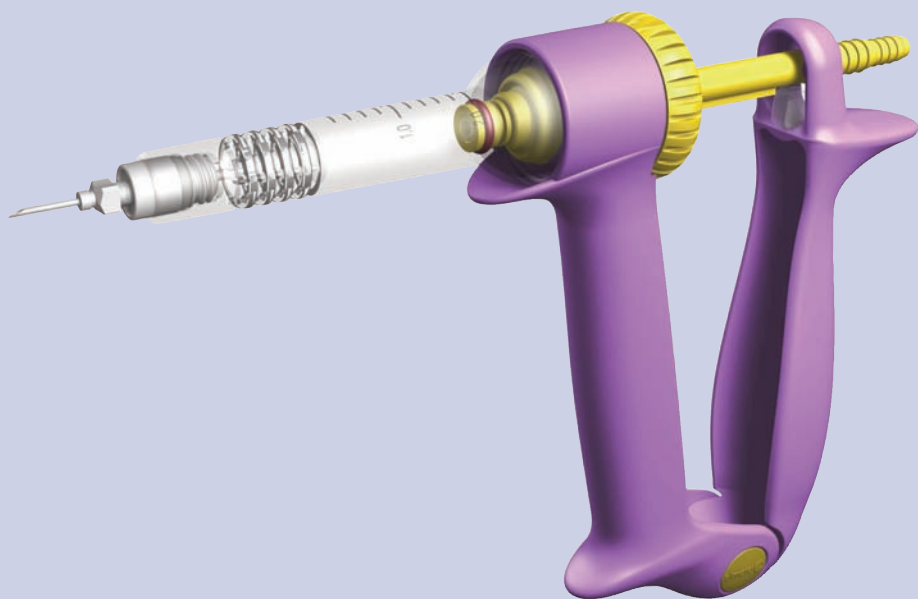
特開2007-161691(P2007-161691A)

【公開日】

平成19年6月28日(2007. 6. 28)

【出願番号】

特願2005-364155(P2005-364155)

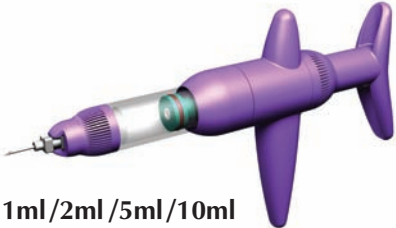
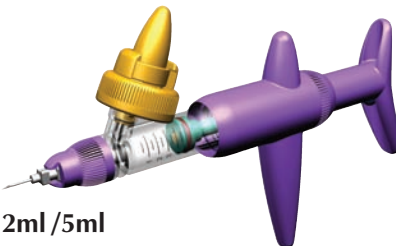
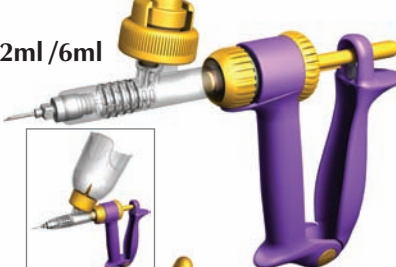
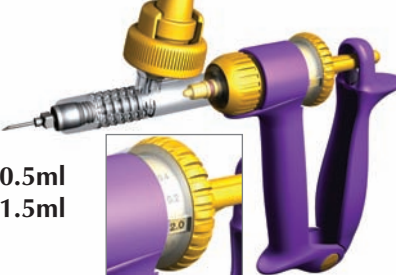


simcro
*Syringes,
Applicators
and
Accessories*

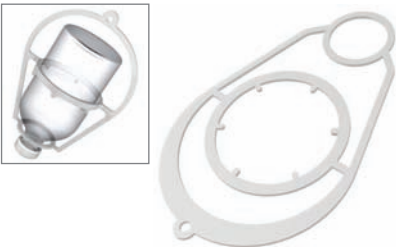
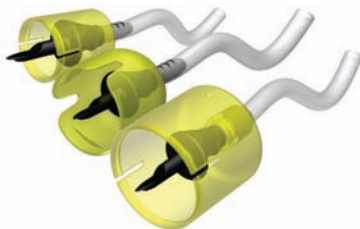
Animal Health
Delivery Systems

Y•TEX[®]

Simcro Syringes STF/STV

	DESCRIPTION	MAX. DOSES	CODE
 1ml/2ml/5ml/10ml	Simcro <i>STF</i> Syringe - Extremely accurate repeating dose - variable dose adjustment. - Durable construction, materials inert to virtually all actives and carriers. - Award winning design.	1ml	ST1
		2ml	ST2
		5ml	ST5
		10ml	ST10
 2ml/5ml	Simcro <i>STF</i> Syringe Bottle Mount - Extremely accurate repeating dose - variable dose adjustment. - Durable, robust construction and materials. - Suitable for 20 - 250ml glass bottles and plastic bottles.	2ml	ST2B
		5ml	ST5B
 2ml/5ml/10ml 12ml/15ml	Simcro <i>STV</i> Syringe - Robust metal luer tip - no needle nut. Facilitates quick needle changes and eliminates breakages. - Extremely accurate repeating dose. 12ml Draxxin syringe dose selected by cattle weight. - High flow valve system which facilitates fast filling, especially on viscous products, is a standard feature on the 5ml, 10ml, 12ml and 15ml.	2ml	ST2V
		5ml	ST5V
		10ml	ST10V
		12ml Draxxin	ST12V DX
		12ml Hi Viscosity	ST12V HV
		15ml	ST15V
 2ml/6ml	Simcro <i>STV</i> Syringe Bottle Mount - Extremely accurate repeating dose - simple dose adjustment. - Durable, robust construction and materials. - Suitable for 20 - 250ml glass bottles and plastic bottles. - Available with bottle protecting shroud (SH).	2ml	ST2V B
		2ml both collars	ST2V B BC
		2ml shroud	ST2V B SH
		6ml	ST6V B
		6ml both collars	ST6V B BC
		6ml shroud	ST6V B SH
 0.5ml 1.5ml	Simcro <i>STV</i> Syringe Selectable Dose Bottle Mount - Selectable dose - simple-to-adjust-settings. - Suitable for 20 - 250ml glass bottles and plastic bottles if purchased with both bottle collars (BC). - Available in: 0.5ml, 5 stop, 0.1ml increments 1.5ml, 11 stop, 0.1ml increments	0.5ml	ST0.5V B
		0.5ml both collars	ST0.5V B BC
		0.5ml shroud	ST0.5V B SH
		1.5ml	ST1.5V B
		1.5ml both collars	ST1.5V B BC
		1.5ml shroud	ST1.5V B SH
	Simcro <i>STF</i> Syringe & <i>STV</i> Replacement Barrels - Easy to replace. - Clear dose adjustments marked. - Replacement barrels are available for all types and sizes of syringes.	1ml STF	ST1CYL
		2ml STF	ST2CYL
		5ml STF	ST5CYL
		10ml STF	ST10CYL
		2ml STV	ST2VMCYL
		5ml STV	ST5VMCYL
		10ml STV	ST10VMCYL
		2ml BM	ST2BCYL
		5ml STF BM	ST5BCYL
		2ml STV BM	ST2VBCYL
		0.5ml STV BM	ST0.5SVBCYL
		1.5ml STV BM	ST1.5SVBCYL

Simcro Syringe Accessories

	DESCRIPTION	SIZE	CODE
	Simcro Bottle Cradles • To hold glass bottles or plastic containers securely around operator's neck or on livestock chute. • Complete with neck tie. • Leaves a hand free for easier operation. • Available in a range of sizes to fit 100ml, 250ml, and 500ml containers.	100ml	NZBC100
		250ml	NZBC250
		500ml	NZBC500
 20mm/27mm/33mm	Simcro Vented Draw-off • To empty glass or plastic bottles where a vacuum restriction is likely to occur. • To fit bottles from 20ml to 500ml. 33mm comes with standard delivery tube. 20mm=20-100 ml bottles 27mm=250-500 ml US bottles 33mm=250-500 ml European bottles	20mm	D-O-S
		27mm	D-O-S
		33mm	D-O-XL
 60mm/100mm	Upright Draw-off Spike • Adapts to 100ml, 250ml & 500ml bottles. • Allows the bottle to remain upright in work tray or pocket. • Has built-in air inlet.		EA102
 60mm/100mm	Simcro Syringe Drench Nozzle • Manufactured in nickle-plated brass tube with plastic nut. • For use with STF or special STV drench syringes. 60mm for goat and sheep. 100mm for horses.	60mm (3 inches)	ST10NOZ S
		100mm (4 inches)	ST10NOZ



Simcro Flexi-Shot

- Enables user to inject livestock more remotely and enhances user safety as stock is kept at a distance.
- Can be used with most syringes.
- For intramuscular injection - especially swine.

CODE ST FLEXISHOT



Simcro Handi-Ject

- Allows for better control and visibility while injecting.
- Allows subcutaneous and intramuscular injection.
- Can be used with most syringes.
- Enables user to inject stock more remotely avoiding potential injury.

CODE ST HANDIJECT

Simcro Horse Drenchers



10ml

Simcro *STV* Horse Drencher

- Specialized equine drencher.
- 100mm drench nozzle.
- Durable plated brass construction.
- Can be fitted with different size bottles/containers.

MAX. DOSE	CODE
10ml	ST10V D



10ml

Simcro *STF* Horse Drencher

- Specialized equine drencher.
- 100mm drench nozzle.
- Durable plated brass construction.
- Available with 125ml bottles.

MAX. DOSE	CODE
10ml	ST10 EB

Simcro Applicators Pour-on/Drenchers

	DESCRIPTION	MAX. DOSES	CODE	
 15ml/30ml	<i>Simcro Applicator Pour-on Gun</i> • Extremely reliable and durable. • A highly respected and sought-after applicator. • Suitable for sheep and goats. • Available with 6.4mm and 9.5mm hose barb.	15ml	ST15 P	
		30ml	ST30 P	
 60ml	<i>Simcro Applicator Pour-on Gun</i> • New rose tip nozzle reduces wastage and post delivery spurt by 90%. • Large inlet Hi Flow system allows fast barrel refilling. • Handles viscous materials in cold conditions. • Available with a 9.5mm hose barb.	60ml	ST60 P	
 15ml/30ml	<i>Simcro Applicator Drencher Gun</i> • Accurate and reliable delivery system. • Strong durable construction. • Both nozzles are manufactured in durable plated brass (100mm-sheep, 150mm-cattle). • Available with 6.4mm and 9.5mm hose barb. • The 15ml Simcro Drencher is an industry leader.	NOZZLE		
		15ml	100mm	ST15 DS
		15ml	150mm	ST15 D
		30ml	100mm	ST30 DS
		30ml	150mm	ST30 D

Simcro Applicator Accessories

 100mm	Simcro Pour-on Nozzle - Fits 15ml and 30ml units. - Single stream applicator.	CODE	ST25NOZ P
		CODE	ST25NOZ F
 150mm	Simcro Fan Spray Pour-on Nozzle - Fits 15ml and 30ml units. - Spreads out pour-on over animal's back. - Durable plated brass construction.	CODE	ST25NOZ F
		CODE	ST25NOZ C
 100mm	Simcro Calf/Sheep Drench Nozzle - Fits 15ml and 30ml units. - Use for calf, sheep and goats. - Durable plated brass construction. 100ml length.	CODE	ST25NOZ S
		CODE	ST25NOZ C
 150mm	Simcro Cattle Drench Nozzle - Fits 15ml and 30ml units. - Use for cattle, 150mm length. - Durable plated brass construction.	CODE	ST25NOZ C
		CODE	ST25NOZ C

Simcro Backpacks

	DESCRIPTION	SIZE	CODE
 1L/2.5L/5L* *L=Liter (3.8 liters = 1 Gallon)	- Free standing for safe, easy filling and display purposes. 2.5L & 5L backpacks provide a unique cavity for spigot cap and strap. - Packs allow for overfilling to cater for promotions where additional product is supplied. - Comes complete with straps, transit cap and spigot cap for inverted use on back or chute.	1 Liter	STBP10
		2.5 Liter	STBP25
		5 Liter	STBP50

Simcro Backpack Accessories



DESCRIPTION

Simcro Upright Draw-off

- Suitable for any anthelmintic, pour-on or spray product.
- Customized to fit any cap or container.
- Vented to allow easy evacuation of the product from backpack, to avoid collapsing of backpack and also to avoid vacuum build-up which makes application inaccurate, slow and difficult.

SPIGOT SIZE	BACKPACK SIZE	CODE
6.4mm	2.5 Liter	BP CAP U 25
6.4mm	5.0 liter	BP CAP U 50
	GALLON CONTAINER	
6.4mm	Up to 1 gallon	NZ CAP GAL



Simcro 38mm Inverted Spigot Caps

- Designed for use with inverted backpacks to allow liquid to be drawn from the bottom of the container.
- Available in two stage (6.4 - 9.5mm) to fit onto tubing.
- Vented to allow easy evacuation of the product from backpack, to avoid collapsing of backpack and also to avoid vacuum build-up which makes application inaccurate, slow and difficult.

SPIGOTS CODE

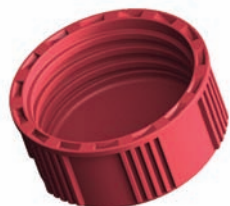
6.4 mm/9.5mm	BPCAP STEP
9.5mm	BPCAP WIDE



Simcro Backpack Straps

- To be threaded on backpack, enabling unit to be worn on user's back.
- Also can be used to hang near the chute head for holding a container (1L, 2.5L, 5L).
- Strong and durable. Webbed tape 2500mm long x 25mm wide incorporating a plastic buckle.

CODE BPSTRAP



Simcro 38mm Cap Transit

- To be used with Simcro Backpacks.

SIZE CODE

38mm	BPCAP TRAN
------	------------



Simcro Tube Adaptor

- To fit onto tubing to allow the connection between various internal diameters of tube.
- Available in size: 4.6mm - 6.4mm

SIZE CODE

4.6mm - 6.4mm	ST JOIN 1
---------------	-----------

Simcro Combinations

STF								
STV								
Accessories Key: 1. Small draw-off fits 50 & 100ml bottles (inverted) 2. Large draw-off fits 250 & 500ml bottles (inverted) 3. Extra Large draw-off fits 250 & 500ml European bottles 4. Spike draw-off for use with all sized Upright bottles								
STF	1ml	ST1	ST1S	ST1L	ST1SL		ST1U	
	2ml	ST2	ST2 S	ST2 L	ST2 SL	ST2 XL	ST2 U	ST2 B
	5ml	ST5	ST5 S	ST5 L	ST5 SL	ST5 XL	ST5 U	ST5 B
	10ml	ST10	ST10 S	ST10 L	ST10 SL	ST10 XL	ST10 U	
STV	0.5ml							ST0.5SV B
	1.5ml							ST1.5SV B
	2ml	ST2V	ST2V S	ST2V L	ST2V SL	ST2V XL	ST2V U	ST2V B
	5ml	ST5V	ST5V S	ST5V L	ST5V SL	ST5V XL	ST5V U	
	6ml							ST6V B
	10ml	ST10V	ST10V S	ST10V L	ST10V SL	ST10V XL	ST10V U	
	12ml				ST12SV HV SL			
	15ml	ST15V	ST15V S	ST15V L	ST15V SL	ST15SV XL	ST15V U	

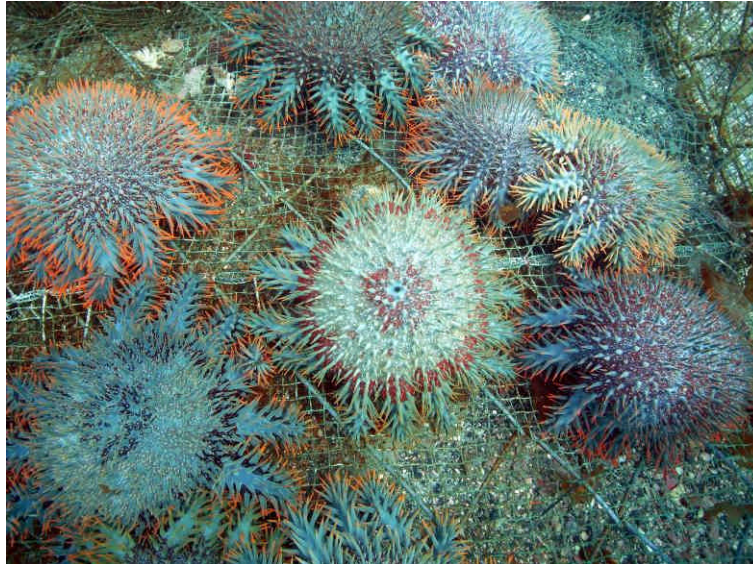
Manufactured by:
 Simcro Tech Limited
 6-8 Latham Court, Box 5152,
 Hamilton, New Zealand
 Phone: +64 7 846 7723 Fax: +64 7 846 7738
 Web: www.simcro.com
 E-Mail: info@simcro.com

Y•TEX®
CORPORATION
 - 資 14 -

Distributed by:
 Y-TEX Corporation
 1825 Big Horn Avenue,
 Cody, WY 82414
 Phone: 888-600-YTEX
 Web: www.ytex.com
 E-Mail: ytexinfo@ytex.com

資料 酢酸を注入したオニヒトデの反応と経時的な変化

①酢酸注入前



酢酸を注入する前のオニヒトデは、運動性が高く、動きが活発で管足を使ってケージの壁面に張り付いているものが多い。また、腹側を上にしてひっくり返すとすぐに管足と腕を動かし、起き上がる行動をとる。体全体が大きく膨らんでおり、張りがある。

②酢酸注入直後（約0時間後）



9%酢酸 20ml 注入直後のオニヒトデは腕を腹側に曲げ体を丸めてひっくり返ったままの状態となり、活発な移動や起き上がり行動を示さなくなる（左）。特徴的な体勢をとる酢酸注入直後のオニヒトデ（右）。

③酢酸注入 1 日後（約 24 時間後）



酢酸注入 1 日後（約 24 時間後）では外見上の変化は少ないが、いずれの個体も運動性が低く、ケージの底面で動かない状態となっている。また、腕や管足の動きが弱く、起き上がり行動も見られない。

④酢酸注入 2 日後（約 48 時間後）



酢酸注入 2 日後（約 48 時間後）では 24 時間後と比べてさらに運動性が低下しており、腕の曲げ伸ばしや管足の活発な動きが認められる個体は少ない。体全体の膨らみが乏しくなり、棘も倒れた状態となっているものが多い。また、盤背側の体表が破れて幽門盲嚢（消化系の内臓）や生殖巣の一部が露出している個体も見られるようになる。これらの個体では口からは胃が体外に脱出しており刺激しても戻らない。しかし、腕の先端部の管足がわずかに動く個体も多く、完全に斃死したと判断される個体は少ない。

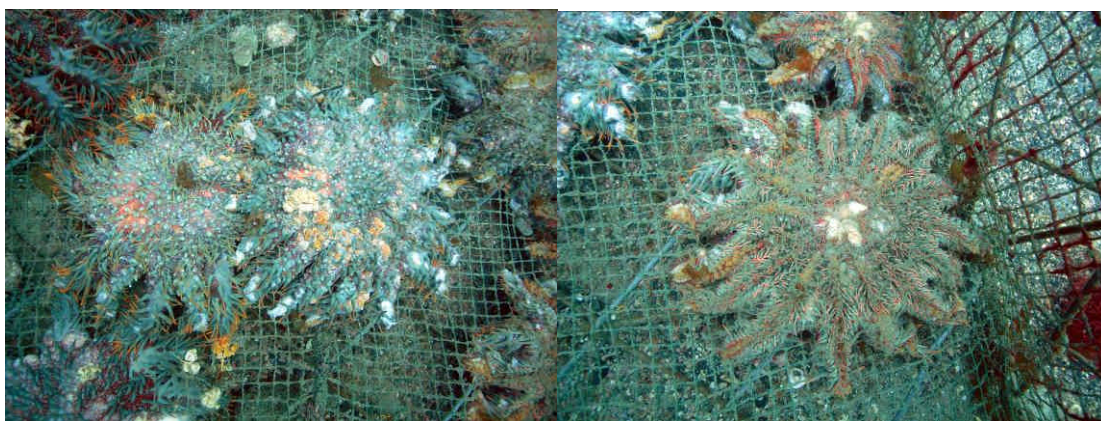


盤の背側に著しい損傷が見られる個体（左）と部分的に活動性を保っている個体（右）

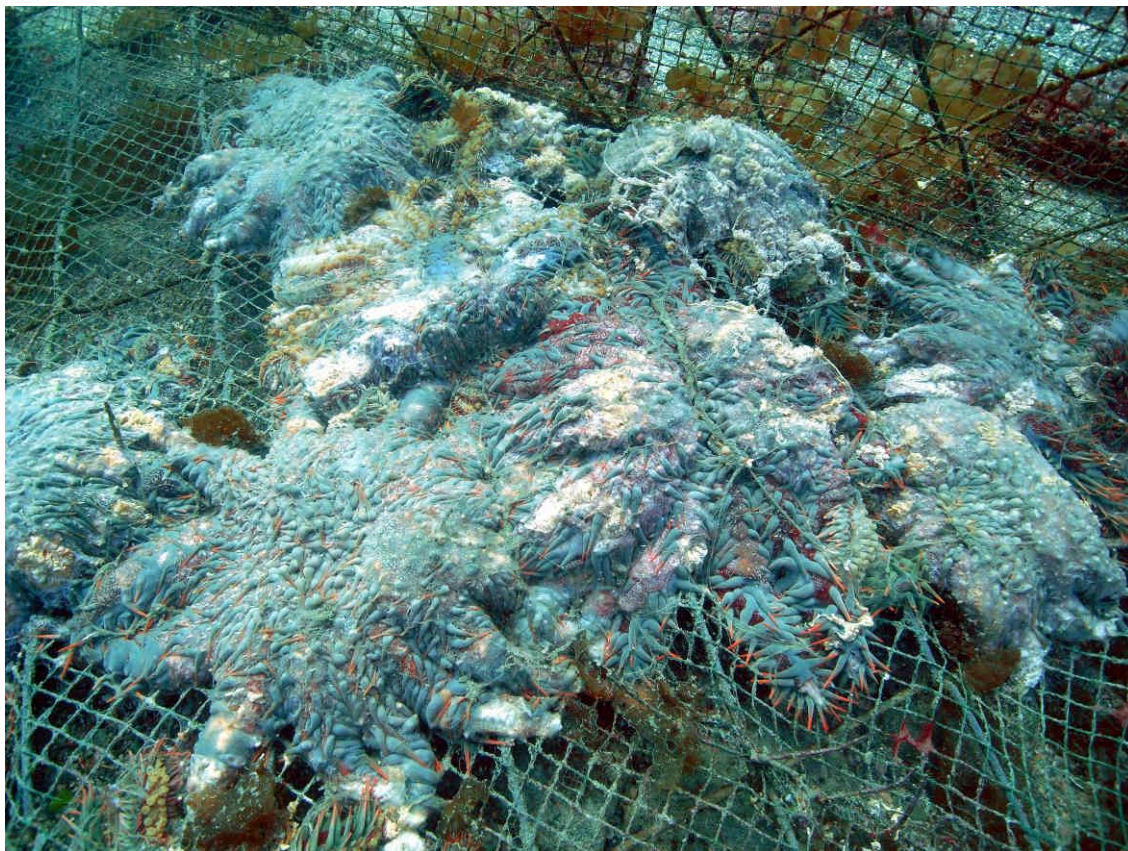
⑤酢酸注入 3 日後（約 72 時間後）



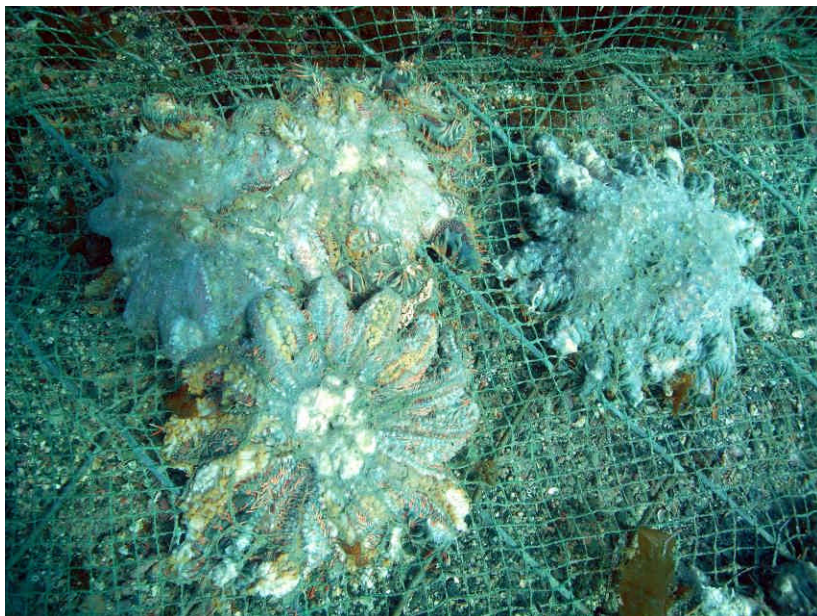
酢酸注入 3 日後（約 72 時間後）になるとほとんどの個体で部分的な腕の動きも全く見られなくなり、部分的な管足の動きも確認されなくなる。また、体組織の損傷や変質が進み、すでに全体死あるいは回復不能と判断される状態になっている個体がほとんどを占めるようになる。



⑥酢酸注入 5 日後（約 120 時間後）



酢酸注入 5 日後（約 120 時間後）では、ほとんどの個体が完全に斃死しており、いかなる活動も確認できなくなる。体は原形をとどめているが、体組織の変質が全体的に進行し、体の表面は膜のようなもので覆われており、明らかに腐敗が進んでいる。



腐敗の進んだオニヒトデ。表面は膜のようなもので覆われ白っぽく見える。