

ผลของความเข้มแสงและความเค็มต่อการฟอกขาวและการฟื้นตัวของ  
ปะการังเขากวาง *Acropora millepora* (Ehrenberg, 1834)

นางสาวศุภกาญจน์ จันทร์แดง



บทคัดย่อและแฟ้มข้อมูลฉบับเต็มของวิทยานิพนธ์ตั้งแต่ปีการศึกษา 2554 ที่ให้บริการในคลังปัญญาจุฬาฯ (CUIR)  
เป็นแฟ้มข้อมูลของนิสิตเจ้าของวิทยานิพนธ์ ที่ส่งผ่านทางบัณฑิตวิทยาลัย

The abstract and full text of theses from the academic year 2011 in Chulalongkorn University Intellectual Repository (CUIR)  
are the thesis authors' files submitted through the University Graduate School.

วิทยานิพนธ์นี้เป็นส่วนหนึ่งของการศึกษาตามหลักสูตรปริญญาวิทยาศาสตรมหาบัณฑิต  
สาขาวิชาวิทยาศาสตร์ทางทะเล ภาควิชาวิทยาศาสตร์ทางทะเล  
คณะวิทยาศาสตร์ จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย  
ปีการศึกษา 2557  
ลิขสิทธิ์ของจุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย

EFFECTS OF LIGHT INTENSITY AND SALINITY ON BLEACHING AND  
RECOVERY OF STAGHORN CORAL *Acropora millepora* (Ehrenberg, 1834)

Miss Suppakarn Jandang



A Thesis Submitted in Partial Fulfillment of the Requirements  
for the Degree of Master of Science Program in Marine Science

Department of Marine Science

Faculty of Science

Chulalongkorn University

Academic Year 2014

Copyright of Chulalongkorn University

หัวข้อวิทยานิพนธ์	ผลของความเข้มแสงและความเค็มต่อการฟอกขาวและการฟื้นตัวของปะการังเขากวาง <i>Acropora millepora</i> (Ehrenberg, 1834)
โดย	นางสาวศุภกาญจน์ จันทร์แดง
สาขาวิชา	วิทยาศาสตร์ทางทะเล
อาจารย์ที่ปรึกษาวิทยานิพนธ์หลัก	รองศาสตราจารย์ ดร. วรณพ วิทยาญจน์
อาจารย์ที่ปรึกษาวิทยานิพนธ์ร่วม	ผู้ช่วยศาสตราจารย์ ดร. ศานิต ปิยพัฒน์นกร

---

คณะวิทยาศาสตร์ จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย อนุมัติให้หัวข้อวิทยานิพนธ์ฉบับนี้เป็นส่วนหนึ่งของการศึกษาตามหลักสูตรปริญญาโทบัณฑิต

.....คณบดีคณะวิทยาศาสตร์  
(ศาสตราจารย์ ดร. สุพจน์ ทารหนองบัว)

คณะกรรมการสอบวิทยานิพนธ์

.....ประธานกรรมการ  
(รองศาสตราจารย์ ดร. เจริญ นิตธรรมยง)

.....อาจารย์ที่ปรึกษาวิทยานิพนธ์หลัก  
(รองศาสตราจารย์ ดร. วรณพ วิทยาญจน์)

.....อาจารย์ที่ปรึกษาวิทยานิพนธ์ร่วม  
(ผู้ช่วยศาสตราจารย์ ดร. ศานิต ปิยพัฒน์นกร)

.....กรรมการ  
(รองศาสตราจารย์ ดร. สุขนา ขวณิชย์)

.....กรรมการภายนอกมหาวิทยาลัย  
(คุณ นิพนธ์ พงศ์สุวรรณ)

ศุภกาญจน์ จันทร์แดง : ผลของความเข้มแสงและความเค็มต่อการฟอกขาวและการฟื้นตัวของปะการังเขากวาง *Acropora millepora* (Ehrenberg, 1834) (EFFECTS OF LIGHT INTENSITY AND SALINITY ON BLEACHING AND RECOVERY OF STAGHORN CORAL *Acropora millepora* (Ehrenberg, 1834)) อ.ที่ปริกษาวิทยานิพนธ์หลัก: รศ. ดร. วรณพ วิทยาญจน์, อ.ที่ปริกษาวิทยานิพนธ์ร่วม: ผศ. ดร. ศานิต ปิยพัฒนกร, 57 หน้า.

ปรากฏการณ์ปะการังฟอกขาวเกิดขึ้นจากปัจจัยของสภาวะแวดล้อมที่เปลี่ยนแปลงไป เช่น อุณหภูมิ ความเข้มแสง หรือ ความเค็ม จึงได้ทำการศึกษาผลของความเข้มแสงและความเค็มที่เปลี่ยนแปลงทั้งแบบเฉียบพลันและแบบเรื้อรังต่อปะการังเขากวาง *Acropora millepora* พบว่า ผลของความเข้มแสงทำให้ปะการังเกิดการฟอกขาวอย่างสมบูรณ์ โดยระดับความเข้มสีปะการังค่อยๆ ลดลง กระทั่งมองเห็นตัวโพลิปเป็นสีขาว ซึ่งความเข้มแสงที่ 30000 ลักซ์ (ความเข้มแสงสูงสุด) ทำให้ปะการังเกิดการฟอกขาวเร็วที่สุด โดยใช้เวลา 8 วัน เช่นเดียวกับ ผลของความเค็มสูงสุดที่ 40 พีเอสยู ปะการังมีการเปลี่ยนแปลงระดับความเข้มสีเร็วที่สุด โดยใช้เวลา 2 วัน อย่างไรก็ตามในการทดลองผลของความเค็ม พบปะการังมีการเปลี่ยนแปลงระดับสีเฉลี่ยลดลงถึงระดับที่ 3 หลังจากนั้นปะการังแสดงการหลุดลอกของเนื้อเยื่อ เมื่อเปรียบเทียบผลการเปลี่ยนแปลงแบบเรื้อรัง พบว่าปะการังสามารถทนทานต่อการเปลี่ยนแปลงต่อปัจจัยดังกล่าวได้มากกว่าการเปลี่ยนแปลงแบบเฉียบพลัน สำหรับปะการังที่ฟอกขาวสามารถฟื้นตัวได้ 100 เปอร์เซ็นต์ ในการทดลองผลของความเข้มแสง ซึ่งแตกต่างจากผลการทดลองความเค็มที่มีอัตราการฟื้นตัวต่ำกว่า ณ ระดับความเข้มสีเดียวกัน และจากการศึกษาสายพันธุ์ของสาหร่ายซูแซนเทลลีไม่พบการเปลี่ยนแปลงภายหลังจากที่ปะการังฟื้นตัวจากการฟอกขาว

ภาควิชา วิทยาศาสตร์ทางทะเล

สาขาวิชา วิทยาศาสตร์ทางทะเล

ปีการศึกษา 2557

ลายมือชื่อนิสิต .....

ลายมือชื่อ อ.ที่ปริกษาหลัก .....

ลายมือชื่อ อ.ที่ปริกษาร่วม .....

# # 5472120223 : MAJOR MARINE SCIENCE

KEYWORDS: CORAL BLEACHING / STAGHORN CORAL / LIGHT INTENSITY / SALINITY / CORAL RECOVERY / ZOOXANTHELLAE CLADE

SUPPAKARN JANDANG: EFFECTS OF LIGHT INTENSITY AND SALINITY ON BLEACHING AND RECOVERY OF STAGHORN CORAL *Acropora millepora* (Ehrenberg, 1834). ADVISOR: ASSOC. PROF. DR. VORANOP VIYAKARN, CO-ADVISOR: ASST. PROF. DR. SANIT PIYAPATTANAKORN, 57 pp.

Mass bleaching of corals frequently occurred in Thailand. Environmental stresses, such as temperature, solar radiation, and salinity are important factors contributing to the bleaching of corals. In this study, both acute and chronic tests were conducted to determine whether light intensity and salinity triggered bleaching of a coral *Acropora millepora*. The results of the acute light intensity experiment revealed that color of *A. millepora* reduced significantly within 8 days under 30,000 lux of light intensity compared to other light intensity levels. Similar to light intensity experiment, *A. millepora* colonies turned into pale colors, and were bleached in 2 days under the salinity of 40 psu condition. In addition, the corals showed signs of tissue slough-off after colors were pale and reduced to the level 3. The results from the chronic tests showed that under light and salinity conditions, corals tended to have more tolerance than that of in the acute experiments. At the end of the experiments, all experimented corals were brought to the normal condition for a recovery. The results showed that bleached corals under the light experiment were able to recover 100% while experimented corals under the salinity experiment were not able to recover or had lower recovery rates. Moreover, from the molecular genetics analysis, zooxanthellae found in all experimented corals both before and after the experiment trials were clade C1. Therefore, zooxanthellae clad may not play an important role on susceptibility of the corals to the bleaching in this study.

Department: Marine Science

Student's Signature .....

Field of Study: Marine Science

Advisor's Signature .....

Academic Year: 2014

Co-Advisor's Signature .....

## กิตติกรรมประกาศ

ขอกราบขอบพระคุณ รองศาสตราจารย์ ดร. วรณพ วิทยกาญจน์ อาจารย์ที่ปรึกษา วิทยานิพนธ์ ผู้ช่วยศาสตราจารย์ ดร. ศานิต ปิยพัฒน์นกร อาจารย์ที่ปรึกษาวิทยานิพนธ์ร่วม รองศาสตราจารย์ ดร. สุชนา ชวนิชย์ ที่คอยให้ความช่วยเหลือและให้คำปรึกษาที่เป็นประโยชน์ในการทำวิทยานิพนธ์ รองศาสตราจารย์ ดร. ไทยถาวร เลิศวิทยาประสิทธิ์ และและ รองศาสตราจารย์ ดร. เจริญ นิตธรรมยง ประธานคณะกรรมการสอบวิทยานิพนธ์ คุณนิพนธ์ พงศ์สุวรรณ กรรมการสอบวิทยานิพนธ์ อาจารย์ภาควิชาวิทยาศาสตร์ทางทะเลทุกท่าน ในการให้คำปรึกษา คำแนะนำ และการแก้ไขปัญหาต่างๆ ที่เกิดขึ้นในขณะที่ทำวิทยานิพนธ์ รวมถึงการตรวจแก้รูปเล่ม ทำให้การทำวิทยานิพนธ์ครั้งนี้สำเร็จไปได้ด้วยดีขอขอบคุณโครงการอนุรักษ์พันธุ์พืชอันเนื่องมาจากพระราชดำริ สมเด็จพระเทพรัตนราชสุดาฯ สยามบรมราชกุมารี (อพ.สธ.) และหน่วยสงเคราะห์พิเศษทางเรือ กองเรือยุทธการ กองทัพเรือ ในการสนับสนุนและอำนวยความสะดวกในการใช้สถานที่ ตลอดจนการดูแลความปลอดภัยขณะดำเนินการวิจัย ขอขอบคุณเจ้าหน้าที่โครงการ อพ.สธ. และเจ้าหน้าที่กองทัพเรือทุกท่าน ที่ช่วยให้การดำเนินในภาคสนามสำเร็จลุล่วงไปได้ด้วยดี

ขอขอบคุณ คุณปฐมพร เกื้อนัย คุณเสร์ ทรงพลอย คุณทิพวิมล รัตนะวงวาล คุณวิภาดา ลลิตภัทรกิต คุณนิติ วงศ์เทพวานิชย์ คุณนเรนฤทธิ์ ชื่นพิภก คุณณัฐธิดา จันทศิริ คุณอิสรา ศรีสุข คุณจันทร์จิรา คำดีเงิน และสมาชิกในกลุ่มวิจัยปะการังทุกคน ที่คอยช่วยเหลือและให้กำลังใจเสมอมา

วิทยานิพนธ์เล่มนี้ได้รับเงินทุนสนับสนุนจาก “ทุน 90 ปี จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย” กองทุนรัชดาภิเษกสมโภช จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย เพื่อนำมาใช้เป็นค่าใช้จ่ายในระหว่างการทำวิทยานิพนธ์

สุดท้ายนี้ขอกราบขอบพระคุณมารดา บิดา และญาติพี่น้องทุกคน ที่คอยอบรมสั่งสอน และเป็นแรงผลักดันสำคัญทำให้งานทุกอย่างสำเร็จเป็นไปตามเป้าหมายที่วางไว้

## สารบัญ

	หน้า
บทคัดย่อภาษาไทย.....	ง
บทคัดย่อภาษาอังกฤษ.....	จ
กิตติกรรมประกาศ.....	ฉ
สารบัญ.....	ช
บทที่ 1 บทนำ.....	13
1.1 ความเป็นมาและความสำคัญของปัญหา .....	13
1.2 วัตถุประสงค์.....	14
บทที่ 2 การสำรวจเอกสาร .....	15
2.1 งานวิจัยที่เกี่ยวข้อง .....	15
2.1.1 ลักษณะชีววิทยาของปะการังเขากวาง <i>Acropora millepora</i> .....	15
2.1.2 ปรากฏการณ์ปะการังฟอกขาวและปัจจัยที่ส่งผลต่อการฟอกขาว .....	16
2.1.3 ความสามารถในการฟื้นตัวภายหลังปรากฏการณ์ปะการังฟอกขาว .....	19
2.1.4 บทบาทและความสำคัญของสาหร่ายซูแซนเทลลี.....	21
2.2 ขอบเขตการวิจัย.....	21
บทที่ 3 วิธีดำเนินการวิจัย .....	23
3.1 ปะการังและพื้นที่เก็บตัวอย่าง.....	23
3.2 การศึกษาการฟอกขาวและการฟื้นตัวของปะการัง.....	24
3.2.1 การประเมินอัตราการฟอกขาวของปะการัง.....	24
3.2.2 การประเมินความหนาแน่นของสาหร่ายซูแซนเทลลี.....	25
3.2.3 การศึกษาผลของความเข้มแสงที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง .....	25
3.2.3.1 ผลของความเข้มแสงแบบเฉียบพลันที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง .....	25
3.2.3.2 ผลของความเข้มแสงแบบเรื้อรังที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง .....	26

3.2.4 การศึกษาผลของความเค็มที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง .....	26
3.2.4.1 ผลของความเค็มแบบเฉียบพลันที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง .....	26
3.2.4.2 ผลของความเค็มแบบเรื้อรังที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง .....	26
3.2.5 การศึกษาการฟื้นตัวของปะการังภายหลังการฟอกขาว.....	27
3.2.6 การเก็บข้อมูลและการวิเคราะห์ผลการศึกษาการฟอกขาวและการฟื้นตัวของ ปะการัง.....	28
3.3 การศึกษาสายพันธุ์สาหร่ายซูแซนเทลลี.....	29
3.3.1 การเก็บตัวอย่างเพื่อการวิเคราะห์.....	29
3.3.2 การสกัดสารพันธุกรรม (DNA extraction) .....	29
3.3.3 การเพิ่มปริมาณสารพันธุกรรมด้วยปฏิกิริยาลูกโซ่ (Polymerase Chain Reaction).....	29
3.3.4 การตรวจวิเคราะห์ลำดับสารพันธุกรรม .....	30
บทที่ 4 ผลการศึกษา.....	31
4.1 ความหนาแน่นของเซลล์สาหร่ายซูแซนเทลลีในการฟอกขาวของปะการังแต่ละระดับความ เข้มสี.....	31
4.2 ผลของความเข้มแสงที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง .....	32
4.2.1 ผลของการเปลี่ยนแปลงความเข้มแสงแบบเฉียบพลันที่มีต่อการฟอกขาวของ ปะการัง.....	32
4.2.2 ผลของการเปลี่ยนแปลงความเข้มแสงแบบเรื้อรังต่อการฟอกขาวของปะการัง.....	33
4.3 ผลของการเปลี่ยนแปลงความเค็มต่อการฟอกขาวของปะการังเขากวาง <i>Acropora</i> <i>millepora</i> .....	34
4.3.1 ผลของการเปลี่ยนแปลงความเค็มแบบเฉียบพลันที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง .....	34
4.3.2 ผลของการเปลี่ยนแปลงความเค็มแบบเรื้อรังที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง.....	36
4.4 การฟื้นตัวของปะการังภายหลังการฟอกขาว.....	37



4.4.1 การฟื้นตัวของปะการังภายหลังการฟอกขาวจากการเปลี่ยนแปลงความเข้มแสงแบบเฉียบพลัน .....	37
4.4.2 การฟื้นตัวของปะการังภายหลังการฟอกขาวจากการเปลี่ยนแปลงความเข้มแสงแบบเรื้อรัง.....	38
4.4.3 การฟื้นตัวของปะการังภายหลังการฟอกขาวจากการเปลี่ยนแปลงความเค็มแบบเฉียบพลัน .....	39
4.4.4 การฟื้นตัวของปะการังภายหลังการฟอกขาวจากการเปลี่ยนแปลงความเค็มแบบเรื้อรัง.....	40
4.5 ผลการวิเคราะห์สายพันธุ์ของสาหร่ายซูแซนเทลลีก่อนการฟอกขาวและภายหลังการฟื้นตัวจากการฟอกขาว .....	41
บทที่ 5 วิจัยรณผลการศึษา .....	42
5.1 ความหนาแน่นของเซลล์สาหร่ายซูแซนเทลลีในการฟอกขาวของปะการังแต่ละระดับความเข้มสี.....	42
5.2 ผลของความเข้มแสงต่อการฟอกขาวของปะการังเขากวาง .....	43
5.3 ผลของความเค็มต่อการฟอกขาวของปะการังเขากวาง.....	44
5.4 การฟื้นตัวของปะการังภายหลังการฟอกขาว.....	45
5.5 การวิเคราะห์สายพันธุ์ของสาหร่ายซูแซนเทลลีในก่อนการฟอกขาวและภายหลังการฟื้นตัวจากการฟอกขาวของปะการัง.....	46
รายการอ้างอิง .....	48
ประวัติผู้เขียนวิทยานิพนธ์ .....	57

## สารบัญตาราง

หน้า

ตารางที่ 4.1 ลักษณะความแตกต่างของรูปแบบสารพันธุกรรมที่ตรวจพบ โดยโปรแกรม MEGA 6.0 .....	41
-------------------------------------------------------------------------------------------	----



## สารบัญรูป

หน้า

รูปที่ 2.1 เซลล์สาหร่ายซูแซนเทลลีในปะการัง A) ลักษณะที่ปกติ และ B) ลักษณะที่ผิดปกติเมื่อปะการังฟอกขาว (โดยตัวอักษร h แสดงลักษณะถุงสีขาวยที่เกิดขึ้นภายในเซลล์ เมื่อเซลล์ได้รับผลกระทบจากกระบวนการออสโมซิส ทำให้ถุงดังกล่าวมีจำนวนเพิ่มขึ้น).....	17
รูปที่ 2.2 ความสามารถในการทนทานต่อการเปลี่ยนแปลงสภาพแวดล้อมของปะการัง .....	18
รูปที่ 2.3 การตอบสนองและการฟื้นตัวของปะการังเมื่อถูกรบกวนด้วยปัจจัยสภาพแวดล้อม .....	20
รูปที่ 3.1 ปะการังเขากวาง <i>Acropora millepora</i> (Ehrenberg, 1834) .....	23
รูปที่ 3.2 จุดเก็บตัวอย่างปะการัง บริเวณแนวกันคลื่นเกาะเตาหม้อ อำเภอสัตหีบ จังหวัดชลบุรี ...	24
รูปที่ 3.3 ระดับสีทั้ง 6 ที่ใช้ในการประเมินระดับการฟอกขาวของปะการังเขากวาง <i>Acropora millepora</i> .....	24
รูปที่ 3.4 ลักษณะชุดการทดลองปัจจัยความเข้มแสงและความเค็มต่อการฟอกขาวของปะการัง ....	27
รูปที่ 3.5 การศึกษาการฟื้นตัวตามธรรมชาติของปะการังที่ถูกเหนี่ยวนำให้เกิดการฟอกขาว .....	28
รูปที่ 4.1 ความหนาแน่นโดยเฉลี่ย (+ S.E.) ของสาหร่ายซูแซนเทลลีในปะการัง <i>Acropora millepora</i> ที่ถูกเหนี่ยวนำให้เกิดการฟอกขาว จำแนกตามระดับการฟอกขาวโดยความเข้มของสี...	31
รูปที่ 4.2 ผลของการเปลี่ยนแปลงความเข้มแสงแบบเฉียบพลันที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง <i>Acropora millepora</i> .....	32
รูปที่ 4.3 ผลของการเปลี่ยนแปลงความเข้มแสงแบบเรื้อรังที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง <i>Acropora millepora</i> .....	33
รูปที่ 4.4 ลักษณะการหลุดลอกเป็นบางส่วนของเนื้อเยื่อปะการังเขากวาง <i>Acropora millepora</i> .....	34
รูปที่ 4.5 ผลของการเปลี่ยนแปลงความเค็มแบบเฉียบพลันที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง <i>Acropora millepora</i> .....	35

รูปที่ 4.6 ผลของการเปลี่ยนแปลงความเค็มแบบเรื้อรังที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง <i>Acropora millepora</i> .....	36
รูปที่ 4.7 อัตราการฟื้นตัวโดยเฉลี่ยของปะการัง <i>Acropora millepora</i> ภายหลังจากการฟอกขาว จากการเปลี่ยนแปลงระดับความเข้มแสงแบบเฉียบพลัน .....	37
รูปที่ 4.8 อัตราการฟื้นตัวโดยเฉลี่ยของปะการัง <i>Acropora millepora</i> ภายหลังจากการฟอกขาว จากการเปลี่ยนแปลงระดับความเข้มแสงแบบเรื้อรัง .....	38
รูปที่ 4.9 อัตราการฟื้นตัวโดยเฉลี่ยของปะการัง <i>Acropora millepora</i> ภายหลังจากการฟอกขาว จากการเปลี่ยนแปลงระดับความเค็มแบบเฉียบพลัน .....	39
รูปที่ 4.10 อัตราการฟื้นตัวโดยเฉลี่ยของปะการัง <i>Acropora millepora</i> ภายหลังจากการฟอกขาว จากการเปลี่ยนแปลงระดับความเค็มแบบเรื้อรัง .....	40



## บทที่ 1

### บทนำ

#### 1.1 ความเป็นมาและความสำคัญของปัญหา

ระบบนิเวศแนวปะการัง เป็นระบบนิเวศที่มีความสำคัญต่อมนุษย์และสิ่งมีชีวิตจำนวนมาก เนื่องจากโครงสร้างที่มีความสลับซับซ้อน ทำให้สิ่งมีชีวิตหลากหลายชนิดทั้งพืชและสัตว์เข้ามาอยู่อาศัยและใช้ประโยชน์ นอกจากนี้แนวปะการังมีความสำคัญในเชิงระบบนิเวศแล้ว ยังมีความสำคัญในเชิงเศรษฐกิจด้วย นั่นคือ แนวปะการังเป็นแหล่งผลิตทรัพยากรการประมง หรือแหล่งท่องเที่ยว ที่สามารถสร้างรายได้มหาศาลให้กับประเทศ อย่างไรก็ตาม ในช่วงสองทศวรรษที่ผ่านมา การเกิดปรากฏการณ์ปะการังฟอกขาว (coral bleaching) ในแนวปะการังหลายแห่งทั้งในและต่างประเทศ ส่งผลให้แนวปะการังหลายแห่งทั่วโลกได้รับผลเชิงลบในด้านความเสียหายหรือการเสื่อมโทรมอย่างต่อเนื่อง ปรากฏการณ์ดังกล่าวมีสาเหตุหลักมาจากการเปลี่ยนแปลงสภาพภูมิอากาศโลก (climate change) ทำให้ปัจจัยทางกายภาพหลายประการ เช่น อุณหภูมิ ความเค็ม ความเข้มแสง เกิดการเปลี่ยนแปลงตามมา การเปลี่ยนแปลงดังกล่าวส่งผลต่อปะการังโดยตรง เนื่องจากปะการังเป็นสิ่งมีชีวิตที่ยึดติดอยู่กับที่ จึงไม่สามารถอพยพไปยังสถานที่อื่นที่ดีกว่าได้เมื่อสภาพแวดล้อมเกิดการเปลี่ยนแปลง

พลังงานที่ใช้ในการดำรงชีวิตของปะการังกว่า 95 เปอร์เซ็นต์ มาจากการสังเคราะห์ด้วยแสงของสาหร่ายซูแซนเทลลี (zooxanthellae) ซึ่งเป็นสาหร่ายสีน้ำตาลเซลล์เดียว สกุล *Symbiodinium* ที่อาศัยอยู่ในเนื้อเยื่อปะการัง การดำรงชีวิตของสาหร่ายซูแซนเทลลีสามารถแบ่งออกเป็น 2 ลักษณะด้วยกัน คือ การดำรงชีวิตอย่างอิสระในมวลน้ำ (free living: gymnodinoid form) และการดำรงชีวิตโดยอาศัยการอยู่ร่วมกับสิ่งมีชีวิตชนิดอื่น (coccolid form) ทั้งนี้ การอยู่ร่วมกับสิ่งมีชีวิตชนิดอื่นอาจมีลักษณะการพึ่งพาอาศัยซึ่งกันและกัน (mutualism) หรือ เป็นการอยู่ร่วมแบบปรสิต (parasitism) ซึ่งขึ้นอยู่กับสุขภาพของเจ้าบ้าน (host) ที่สาหร่ายดังกล่าวเข้ามาร่วมอาศัย และรวมถึงสายพันธุ์ของสาหร่ายซูแซนเทลลีด้วยเช่นกัน จากการศึกษาลักษณะทางพันธุกรรมของสาหร่ายซูแซนเทลลีพบว่า สามารถแบ่งได้เป็น 9 สายพันธุ์หลัก (clade) ได้แก่ สายพันธุ์ A, B, C, D, E, F, G, H และ I นอกจากนี้ ยังพบสายพันธุ์ย่อยอีกจำนวนมาก

เมื่อปะการังเกิดความเครียดจากสภาวะแวดล้อมที่เปลี่ยนแปลง ส่งผลให้สาหร่ายซูแซนเทลลี เคลื่อนตัวออกจากเนื้อเยื่อปะการัง จากเดิมที่สีสันของปะการังซึ่งมองเห็นได้มาจากรงควัตถุ (pigment) ของสาหร่ายดังกล่าว ดังนั้น เมื่อปะการังเกิดการสูญเสียสาหร่ายซูแซนเทลลี ปะการังจึงเกิดการฟอกขาวและอาจตายในที่สุดเมื่อเวลาผ่านไป ปัจจุบันพบแนวปะการังหลายแห่งมีการฟื้นตัวตามธรรมชาติจากการฟอกขาวเมื่อสภาพแวดล้อมกลับคืนสู่สภาวะปกติ โดยที่การฟื้นตัวตามธรรมชาตินั้นขึ้นอยู่กับสาเหตุของการฟอกขาว รวมถึงระดับความรุนแรง ตลอดจนความแตกต่างของสายพันธุ์ของสาหร่ายซูแซนเทลลีที่ร่วมอาศัยด้วยเช่นกัน การนำเทคโนโลยีทางชีวโมเลกุล (molecular biology) มาใช้ในการตรวจวิเคราะห์สาหร่ายซูแซนเทลลีในภาวะที่เกิดการเปลี่ยนแปลง ปัจจัยแวดล้อม สามารถนำมาซึ่งความเข้าใจในกลไกการปรับตัวของปะการังเมื่อสภาพแวดล้อมเกิดการเปลี่ยนแปลงได้ และเนื่องด้วยประเทศไทยยังไม่มีรายงานผลการศึกษาดังกล่าวถึงผลกระทบของปัจจัยดังกล่าวรวมถึงการศึกษาสายพันธุ์ของสาหร่ายซูแซนเทลลีมาก่อน ทำให้การศึกษาดังกล่าวสามารถนำมาใช้เป็นข้อมูลพื้นฐานในการจัดการแนวปะการังเพื่อลดผลที่อาจเกิดขึ้นจากการฟอกขาวของปะการัง โดยการศึกษาครั้งนี้ ใช้ปะการัง *Acropora millepora* ที่พบกระจายอยู่ทั่วไปในพื้นที่หมู่เกาะแสมสาร จังหวัดชลบุรี เป็นกรณีศึกษา

## 1.2 วัตถุประสงค์

1.2.1 ศึกษาเปรียบเทียบผลของความเข้มแสงและความเค็มต่อการฟอกขาวของปะการังเขากวาง *Acropora millepora* และความสามารถในการฟื้นตัวของปะการังภายหลังการฟอกขาว

1.2.2 ศึกษาเปรียบเทียบสายพันธุ์ของสาหร่ายซูแซนเทลลีที่ร่วมอาศัยภายในเนื้อเยื่อปะการังเขากวาง *Acropora millepora* ในช่วงก่อนและหลังการฟอกขาวของปะการัง

## บทที่ 2

### การสำรวจเอกสาร

#### 2.1 งานวิจัยที่เกี่ยวข้อง

##### 2.1.1 ลักษณะชีววิทยาของปะการังเขากวาง *Acropora millepora*

ปะการังเขากวาง *Acropora millepora* เป็นสัตว์ทะเลไม่มีกระดูกสันหลัง จัดอยู่ในไฟลัมไนดาเรีย (Cnidaria) ชั้นแอนโทซัว (Anthozoa) ลำดับสเคลอแรคติเนีย (Scleractinia) วงศ์อะโครพอริตี (Acroporidae) (Ehrenberg, 1834) เป็นปะการังที่พบได้ทั่วไปบริเวณมหาสมุทรอินเดียและน่านน้ำในบริเวณอินโดแปซิฟิก โดยกระจายตัวอยู่บริเวณแนวปะการังใกล้ชายฝั่ง (Hatta, 1999) ซึ่งมีความสัมพันธ์กับปริมาณแสงที่ปะการังชนิดนี้ต้องการเพื่อการเจริญเติบโต กล่าวคือสามารถพบกระจายตัวในเขตน้ำตื้นใกล้ชายฝั่งมากกว่าบริเวณเขตน้ำลึก (Mundy and Babcock, 1998) ลักษณะของโคโลนีที่พบทั่วไปเป็นแบบกิ่งก้าน (branching coral) โดยแต่ละกิ่งมีขนาดใกล้เคียงกัน มีสีสนหลากหลายขึ้นอยู่กับบริเวณถิ่นอาศัย ส่วนใหญ่มีสีเขียว ส้ม หรือ ชมพู (Veron, 2000) ตัวปะการังหรือโพลีปสามารถขยายการเติบโตในแนวตั้ง และมีขนาดของโพลีปโดยเฉลี่ย 1-2 มิลลิเมตร (Anthony, 1999; Hall, 1997)

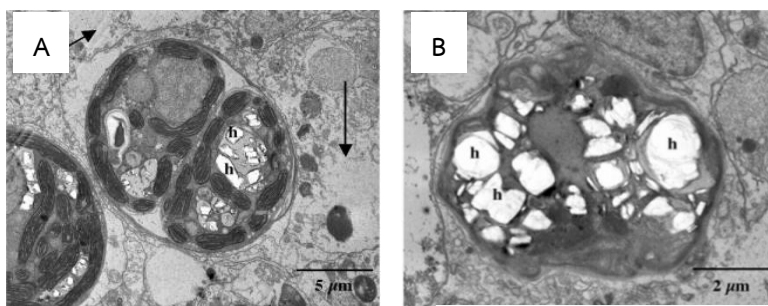
ปะการัง *Acropora millepora* สามารถสืบพันธุ์ได้ทั้งแบบอาศัยเพศ (sexual reproduction) และ ไม่อาศัยเพศ (asexual reproduction) โดยการสืบพันธุ์แบบอาศัยเพศเกิดขึ้นเมื่อปะการังเข้าสู่ช่วงเจริญพันธุ์ที่อายุประมาณ 3 ปี (Okubo et al., 2009) การปล่อยเซลล์สืบพันธุ์โดยทั่วไปพบในช่วงฤดูร้อน โดยเฉพาะเมื่อใกล้ถึงคืนที่ดวงจันทร์เต็มดวง ปะการัง *Acropora millepora* มีการปล่อยเซลล์สืบพันธุ์โดยเฉลี่ยประมาณ 3 คืนต่อปี ซึ่งปริมาณการปล่อยเซลล์สืบพันธุ์ขึ้นอยู่กับจำนวนโคโลนีของปะการังที่อาศัยบริเวณพื้นที่โดยรอบ (Hatta, 1999)

การพัฒนาและการเติบโตของปะการังหลังจากปล่อยเซลล์สืบพันธุ์จนถึงระยะตัวเต็มวัยสามารถแบ่งได้เป็น 3 ระยะ ได้แก่ 1) ระยะการปฏิสนธิ 2) ระยะการพัฒนาของตัวอ่อนจนถึงระยะว่ายน้ำ และ 3) ระยะการลงเกาะและการเปลี่ยนแปลงรูปร่าง ทั้งนี้ การเจริญเติบโตและอัตราการรอดของปะการังขึ้นอยู่กับปัจจัยทางกายภาพและชีวภาพ เช่น คลื่น ลม กระแสน้ำ ความเค็ม ผู้ล่า อาหาร เป็นต้น (Gilmour, 1999) อนึ่ง แนวปะการังทั่วโลกในปัจจุบันตกอยู่ในสถานะเสื่อมโทรมลง เนื่องมาจากปัจจัยแวดล้อมที่เปลี่ยนแปลง ส่งผลให้ปะการังเขากวาง *Acropora millepora* เป็นปะการังหนึ่งในหลายชนิดที่ถูกจัดอยู่ในรายชื่อปะการังที่เสี่ยงต่อการสูญพันธุ์ของ IUCN

## 2.1.2 ปรากรูการณ์ปะการังฟอกขาวและปัจจัยที่ส่งผลต่อการฟอกขาว

ปรากรูการณ์ปะการังฟอกขาว (coral bleaching) เกิดจากการสูญเสียสาหร่ายซูแซนเทลลี (zooxanthellae) สกุล *Symbiodinium* ซึ่งเป็นสาหร่ายเซลล์เดียวที่รวมอาศัยอยู่ในเนื้อเยื่อของปะการัง ทำให้การเติบโตของปะการังลดลงและพบอัตราการตายเพิ่มสูงขึ้น (Douglas, 2003) การสูญเสียสาหร่ายดังกล่าว ทำให้ปริมาณรงควัตถุในปะการังลดลง และสามารถปรากฏให้เห็นอย่างชัดเจนถึงความจางของสีดังกล่าว กรณีของปะการังเมื่อเกิดการฟอกขาว จะปรากฏโครงสร้างหินปูนและเนื้อเยื่อใสให้เห็นอย่างชัดเจน (Fitt et al., 2000) เมื่อทำการศึกษาลักษณะโครงสร้างเซลล์ของสาหร่ายซูแซนเทลลีขณะที่ปะการังเกิดการฟอกขาว พบว่า เซลล์ของสาหร่ายซูแซนเทลลีมีลักษณะผิดปกติเมื่อเปรียบเทียบกับสาหร่ายที่ได้มาจากปะการังที่มีสุขภาพปกติ (รูปที่ 2.1) (Ladrière et al., 2013) ทั้งนี้ การเกิดปรากรูการณ์ปะการังฟอกขาวครั้งแรกในปี 2523 ส่งผลให้สภาพแนวปะการังทั่วโลกได้รับผลโดยตรง โครงสร้างประชาคมของสิ่งมีชีวิตในแนวปะการังเกิดการเปลี่ยนแปลง และสุดท้าย ความหลากหลายทางชีวภาพของสิ่งมีชีวิตในทะเลได้รับผลเชิงลบในที่สุด (Baker and Romanski, 2007)





ที่มา: Ladrière et al. (2013)

**รูปที่ 2.1** เซลล์สาหร่ายซูแซนเทลลีในปะการัง A) ลักษณะที่ปกติ และ B) ลักษณะที่ผิดปกติเมื่อปะการังฟอกขาว (โดยตัวอักษร h แสดงลักษณะถุงสีขาวที่เกิดขึ้นภายในเซลล์ เมื่อเซลล์ได้รับผลกระทบจากระบวนการออสโมซิส ทำให้ถุงดังกล่าวมีจำนวนเพิ่มขึ้น)

การฟอกขาวของปะการังมีสาเหตุมาจากหลายปัจจัย ทั้งปัจจัยทางชีวเคมี ปัจจัยทางชีวภาพ หรือปัจจัยทางกายภาพ (Hoegh-guldberg, 1999) เช่น การที่ระดับอุณหภูมิหรือความเข้มแสงที่สูงขึ้น (Brown, 1997) ทำให้เกิดการสูญเสียสาหร่ายซูแซนเทลลีของปะการัง และเพิ่มโอกาสให้ปะการังตายมากขึ้น อันเป็นผลมาจากประสิทธิภาพในการนำคาร์บอนมาใช้เพื่อการเติบโตของปะการังลดลง ทั้งนี้ปรากฏการณ์ปะการังฟอกขาวสามารถเกิดขึ้นได้ทั้งในภาวะที่อุณหภูมิของน้ำทะเลสูงขึ้นหรือแม้กระทั่งลดลง อย่างไรก็ตาม ความทนทานของปะการังต่อการเปลี่ยนแปลงลักษณะทางสัณฐานภายในเซลล์ยังขึ้นอยู่กับระดับความเค็มเช่นกัน (Coles and Jokiel, 1978)

#### จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย

เมื่อพิจารณาความสามารถในการทนทานต่อการเปลี่ยนแปลงสภาพแวดล้อมของปะการังพบว่า ปะการังแต่ละชนิดมีความทนทานต่อการเปลี่ยนแปลงสภาพแวดล้อมที่แตกต่างกัน โดยกลุ่มปะการังที่มีลักษณะเป็นกิ่งก้าน เช่น Pocilloporid และ Acroporid เป็นกลุ่มปะการังที่พบการฟอกขาวเร็วกว่าปะการังกลุ่มอื่นในพื้นที่เดียวกัน (รูปที่ 2.2) (McClanahan et al., 2004) เช่นเดียวกับปะการังบางชนิดที่มีอัตราการเติบโตและสามารถสร้างเซลล์สืบพันธุ์ได้เร็วกว่าปะการังชนิดอื่น ปะการังกลุ่มนี้มีความไวต่อการเปลี่ยนแปลงของสภาวะแวดล้อมที่สูง จึงแสดงอาการผิดปกติของโคโลนี หรือพบการตายทั้งโคโลนีเมื่อตกอยู่ภายใต้สภาวะดังกล่าว อันเป็นผลมาจากความสามารถในการปรับตัวต่อสภาวะแวดล้อมที่เปลี่ยนแปลงค่อนข้างต่ำ (Baird and Marshall, 2002)

	รูปแบบของปะการัง	วงศ์ปะการัง	ปะการัง
ระดับความทนทาน	ต่ำ	กิ่งขนาดเล็ก	<i>Seriatopora</i> <i>Stylophora</i> <i>Pocillopora</i>
		กิ่งก้าน, เคลือบ, แผ่น	<i>Acroporidae</i>  <i>Acropora</i> <i>Montipora</i>
ปานกลาง	ก้อน, สมอ	Faviidae	<i>Favia</i> <i>Favites</i> <i>Leptoria</i>
	ก้อน	Poritidae	<i>Porites</i> <i>Goniopora</i>
สูง	อื่นๆ	อื่นๆ	<i>Turbinaria</i> <i>Cyphastrea</i>

ที่มา: ดัดแปลงจาก McClanahan et al. (2004)

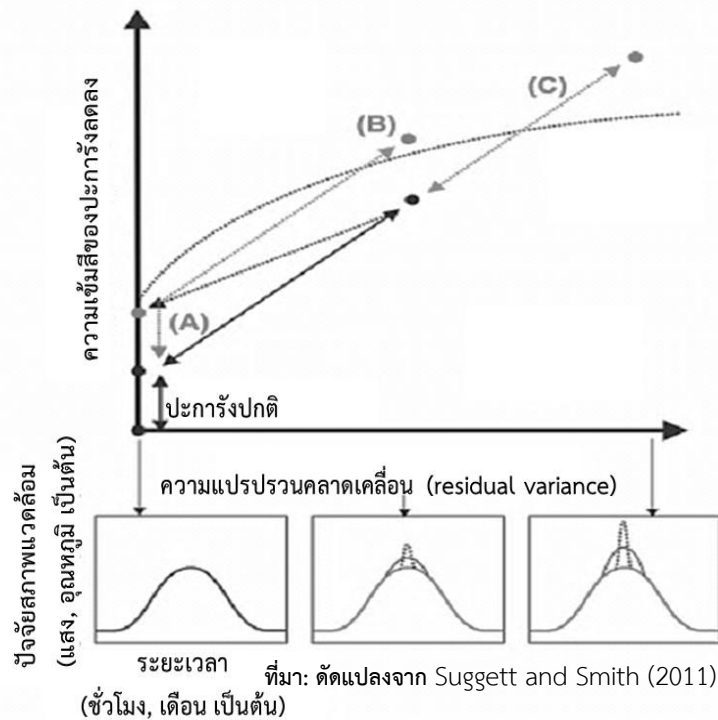
## รูปที่ 2.2 ความสามารถในการทนทานต่อการเปลี่ยนแปลงสภาพแวดล้อมของปะการัง

โดยปกติปะการังเป็นสิ่งมีชีวิตที่พยายามรักษาสมดุลออสโมซิสภายในร่างกายไม่ให้เปลี่ยนแปลงไปตามสภาพแวดล้อม (osmoregulator) จึงมีความทนทานต่อการเปลี่ยนแปลงของความเค็มในช่วงแคบ (stenohaline) (Seveso et al., 2013) เมื่อความเค็มเปลี่ยนแปลงโดยเพิ่มขึ้นถึง 42 พีเอสยู หรือลดลงถึง 10 พีเอสยู พบปะการังมีอัตราการสังเคราะห์ด้วยแสงและอัตราการหายใจที่ลดลงเมื่อเปรียบเทียบกับปะการังที่ระดับความเค็มปกติ เนื่องมาจากปริมาณคลอโรฟิลล์ต่อเซลล์สาหร่ายซูแซนเทลลีมีค่าลดลง สอดคล้องกับอัตราการสังเคราะห์ด้วยแสงที่ลดลง (Muthiga and Szmant, 1987) กรณีที่ปะการังได้รับความเครียดจากสภาวะที่ปราศจากแสง พบว่า ความหนาแน่นของเซลล์สาหร่ายซูแซนเทลลีเพิ่มขึ้น เมื่อเปรียบเทียบกับปัจจัยของอุณหภูมิในช่วงเวลาเดียวกัน (Visram and Douglas, 2007) ทั้งนี้ เมื่อสิ่งแวดล้อมเกิดการเปลี่ยนแปลงอย่างรุนแรง เช่น การเพิ่มขึ้นของความเข้มแสงหรืออุณหภูมิ ส่งผลต่อกระบวนการสังเคราะห์ด้วยแสงของสาหร่ายซูแซนเทลลีที่ผลิตออกซิเจนในปริมาณมากขึ้น ทำให้เซลล์ของสาหร่ายซูแซนเทลลีและปะการังเกิดความเสียหายได้ (Lesser, 2006) อย่างไรก็ตาม เมื่อปะการังได้รับแสงที่มากเกินไปจะทำให้เกิดกระบวนการยับยั้งการสังเคราะห์ด้วยแสง (photoinhibition) ปะการังจึงเกิดความเครียดที่เรียกว่า oxidative stress (Baird et al., 2009)

ทั้งนี้ เมื่อปะการังที่เกิดการฟอกขาวจะสรรสร้างกลยุทธ์ในการปรับตัวเพื่อความอยู่รอดที่แตกต่างกัน เช่น ปะการังบางชนิดมีการปรับเปลี่ยนสายพันธุ์ของสาหร่ายซูแซนเทลลีในแต่ละช่วงอายุ โดยพบว่าปะการังที่อยู่ในช่วงระยะวัยรุ่นมีสาหร่ายซูแซนเทลลีสายพันธุ์ที่มีความทนทานสูงกว่าปะการังที่โตเต็มวัย (Abrego et al., 2008) หรือพบว่าปะการังที่ฟอกขาวมีพฤติกรรมการจับกินอาหารด้วยตนเองมากกว่าปะการังปกติ อันเป็นผลมาจากพลังงานที่ได้รับจากการสังเคราะห์ด้วยแสงของสาหร่ายซูแซนเทลลีไม่เพียงพอ เพราะความหนาแน่นของเซลล์สาหร่ายซูแซนเทลลีในเนื้อเยื่อปะการังลดลง (Baird et al., 2009) เป็นต้น

### 2.1.3 ความสามารถในการฟื้นตัวภายหลังปรากฏการณ์ปะการังฟอกขาว

หลังจากปรากฏการณ์ปะการังฟอกขาวครั้งใหญ่ในปี 2523 ได้มีการจัดทำรายงานการติดตามและประเมินแนวปะการังทั่วโลก 240 แห่ง ใน 98 ประเทศ พบแนวปะการังที่ได้รับความเสียหายจากการฟอกขาวกว่า 40 เปอร์เซ็นต์ อยู่ในสถานะที่สามารถฟื้นตัวได้ (Wilkinson, 2004) ความสามารถในการฟื้นตัวของปะการังขึ้นอยู่กับปัจจัยหลายประการ เช่น ชนิดของปะการัง ลักษณะทางภูมิศาสตร์ รูปแบบการสืบพันธุ์ หรือ ความแตกต่างของสายพันธุ์สาหร่ายซูแซนเทลลี เป็นต้น อย่างไรก็ตาม โอกาสในการฟื้นตัวของปะการังขึ้นอยู่กับปัจจัยที่ทำให้ปะการังเกิดการฟอกขาว รวมถึงระยะเวลาที่ปะการังตกอยู่ในสถานะเครียดจากการฟอกขาวดังกล่าว (Suggett and Smith, 2011) (รูปที่ 2.3) กลุ่มปะการังที่สามารถฟื้นตัวได้เร็ว ได้แก่ กลุ่มปะการัง Acroporid, Pocilloporid และ Faviid เนื่องจากมีอัตราการครอบครองพื้นที่ที่สูงและมีการเติบโตอย่างรวดเร็ว (Rogers et al., 2008) อย่างไรก็ตาม การฟื้นตัวของปะการังภายหลังการฟอกขาวมีรูปแบบไม่แน่นอน มีความแตกต่างในแต่ละพื้นที่ โดยสัดส่วนการครอบครองพื้นที่ที่สูญเสีย รวมถึงความสามารถในการปรับตัวของปะการังที่เหลือในพื้นที่ ส่งผลต่อความสามารถในการฟื้นตัวของปะการังในบริเวณนั้นเช่นกัน (Baker et al., 2008)



**รูปที่ 2.3** การตอบสนองและการฟื้นตัวของปะการังเมื่อถูกรบกวนด้วยปัจจัยสภาพแวดล้อม  
 A) ระยะที่ปะการังสามารถฟื้นตัวได้; B) ระยะที่ปะการังแสดงการฟอกขาวจากความเครียดที่สะสมเนื่องจากจากการเปลี่ยนแปลงสภาพแวดล้อมที่น้อยจนถึงระดับที่ปะการังไม่สามารถปรับตัวได้ ทั้งนี้ขึ้นอยู่กับความทนทานของปะการังแต่ละชนิด และ C) ระยะที่ปะการังไม่สามารถฟื้นตัวได้เนื่องจากการเปลี่ยนแปลงสภาพแวดล้อมที่รุนแรง

จากการติดตามการฟื้นตัวของปะการังภายหลังปรากฏการณ์ปะการังฟอกขาว พบว่าปะการังสามารถฟื้นตัวได้ทั้งโคโลนี หรืออาจฟื้นตัวได้เฉพาะบางส่วนของโคโลนี ซึ่งขึ้นอยู่กับสาเหตุของการฟอกขาว ระดับความรุนแรง รวมถึง ความแตกต่างของสายพันธุ์ของสาหร่ายซูแซนเทลลีที่ร่วมอาศัย (Arthur et al., 2006; Baker, 2003) ทั้งนี้ สายพันธุ์ของสาหร่ายซูแซนเทลลีในเนื้อเยื่อปะการังที่พบภายหลังจากการฟื้นตัวจากการฟอกขาว สามารถแบ่งออกได้ 2 ลักษณะ คือ ปะการังที่ไม่มีการเปลี่ยนแปลงสายพันธุ์ของสาหร่ายซูแซนเทลลี และ ปะการังที่มีการเปลี่ยนแปลงสายพันธุ์ของสาหร่ายซูแซนเทลลี โดยปะการังที่มีสาหร่ายซูแซนเทลลีร่วมอาศัยเพียงสายพันธุ์เดียวภายในโคโลนี จะไม่พบการเปลี่ยนแปลงสายพันธุ์ของสาหร่ายดังกล่าวเมื่อฟื้นตัวจากการฟอกขาว ขณะที่ปะการังที่

มีสาหร่ายซูแซนเทลลีหลายสายพันธุ์ร่วมอาศัย สามารถพบการเปลี่ยนแปลงประชากรของสายพันธุ์สาหร่ายเหล่านี้ภายในเนื้อเยื่อได้ (Goulet, 2006)

#### 2.1.4 บทบาทและความสำคัญของสาหร่ายซูแซนเทลลี

การได้มาซึ่งพลังงานที่ใช้ในการดำรงชีวิตของปะการังกว่า 95 เปอร์เซ็นต์ มาจากการสังเคราะห์ด้วยแสงของสาหร่ายซูแซนเทลลี (Muscatine, 1990) สาหร่ายซูแซนเทลลีเป็นสาหร่ายเซลล์เดียวที่อาศัยร่วมอยู่ภายในเนื้อเยื่อของปะการังและสัตว์ทะเลไม่มีกระดูกสันหลังอื่นหลายชนิดในลักษณะพึ่งพาอาศัยซึ่งกันและกัน เช่น กลุ่มไนดาเรีย หอย โพรติสท์ เป็นต้น (Muscatine and Porter, 1977) จากการใช้เทคนิคทางชีวโมเลกุลทำให้สามารถแบ่งกลุ่มสาหร่ายชนิดนี้ได้ 9 สายพันธุ์หลัก (clade) รวมถึงสายพันธุ์ย่อยอีกหลายกลุ่ม (Baker, 2003; Fabricius et al., 2004; LaJeunesse, 2001; Pochon et al., 2004) ความแตกต่างในแต่ละสายพันธุ์ของสาหร่ายซูแซนเทลลีเป็นตัวกำหนดความสามารถในการตอบสนองต่อสภาวะความเครียดของปะการังที่แตกต่างกัน (Stat et al., 2006) จากการศึกษาสาหร่ายซูแซนเทลลีที่ร่วมอาศัยในปะการังที่นำมาจากประเทศอินโดนีเซีย พบสาหร่ายซูแซนเทลลีสายพันธุ์ C ในปะการังแบบกิ่งก้าน ขณะที่พบสายพันธุ์ D ในปะการังแบบก้อน ทั้งนี้ ปะการังแบบก้อนมีความทนทานต่อสภาวะที่มีการเปลี่ยนแปลงได้ดีกว่าปะการังแบบกิ่งก้าน (Hennige et al., 2009) นอกจากนี้ ยังพบสาหร่ายซูแซนเทลลีสายพันธุ์ D มีความสัมพันธ์กับปะการังซึ่งอาศัยในบริเวณที่ปะการังมีโอกาสได้รับความเครียดสูงจากปัจจัยต่างๆ ที่มีการเปลี่ยนแปลง เช่น พบในเขตน้ำตื้น หรือ บริเวณริมขอบแนวปะการังน้ำลึก เป็นต้น (Chen et al., 2005) อีกประการหนึ่ง การที่สาหร่ายซูแซนเทลลีแต่ละสายพันธุ์มีความทนทานต่อสภาวะแวดล้อมที่ต่างกันตามสภาพพื้นที่ของถิ่นอาศัย เช่น เมื่อนำปะการังในที่ลึกกว่ามาย้ายปลูกในเขตน้ำตื้นที่ได้รับอิทธิพลของแสงมากกว่าพื้นที่ลึก ปะการังดังกล่าวมีอัตราการฟอกขาวที่สูงกว่าปะการังอื่นที่อาศัยในพื้นที่นั้น เช่นเดียวกับ กรณีย้ายปะการังในเขตน้ำตื้นไปยังพื้นที่ที่ลึกกว่า พบว่า ปะการังดังกล่าวมีอัตราการฟอกขาวที่ต่ำกว่าเช่นกัน (Baker, 2001)

## 2.2 ขอบเขตการวิจัย

ทำการศึกษาผลกระทบของการเปลี่ยนแปลงความเข้มแสงและความเค็มทั้งแบบเฉียบพลัน (acute test) และแบบเรื้อรัง (chronic test) ต่อการฟอกขาวของปะการังเขากวาง *Acropora millepora* ระยะหลังการลงเกาะบนพื้นผิว พร้อมทั้งเปรียบเทียบความแตกต่างระหว่างสายพันธุ์ของสาหร่ายซูแซนเทลลีในช่วงก่อนการฟอกขาวและภายหลังการฟื้นตัวจากการฟอกขาว โดยนำตัวอย่าง

ปะการังตามธรรมชาติจากแนวปะการังบริเวณเขื่อนกันคลื่น เกาะเตาหม้อ อำเภอสัตหีบ จังหวัดชลบุรี มาทำการศึกษาในห้องปฏิบัติการ ณ พิพิธภัณฑ์ธรรมชาติวิทยาเกาะและทะเลไทย อำเภอสัตหีบ จังหวัดชลบุรี ทั้งนี้ การศึกษาการฟื้นตัวของปะการังภายหลังการฟอกขาวใช้แนวปะการังธรรมชาติ บริเวณหาดเทียน เกาะแสมสาร อำเภอสัตหีบ จังหวัดชลบุรี เป็นสถานที่พักฟื้น



## บทที่ 3

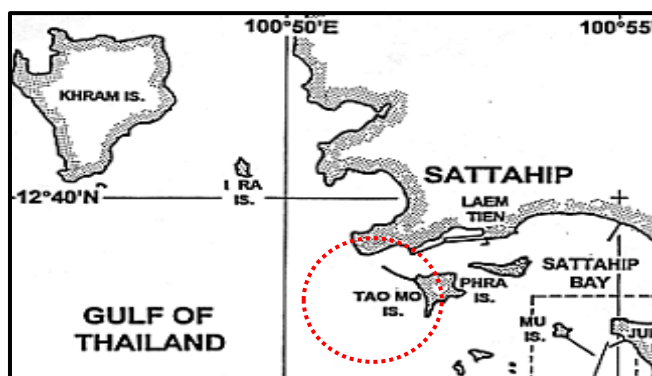
### วิธีดำเนินการวิจัย

#### 3.1 ปะการังและพื้นที่เก็บตัวอย่าง

ทำการเก็บตัวอย่างปะการังเขากวาง *Acropora millepora* (Ehrenberg, 1834) (รูปที่ 3.1) โดยใช้ค้อนและสิ่วสกัดกิ่งของปะการังดังกล่าวขนาดความยาวประมาณ 4–5 เซนติเมตร จากโคลนที่มีขนาดเส้นผ่าศูนย์กลางไม่ต่ำกว่า 15 เซนติเมตร ในแนวปะการังเกาะเตาหม้อ อำเภอสัตหีบ จังหวัดชลบุรี (รูปที่ 3.2) จากนั้น จึงนำชิ้นส่วนดังกล่าวมาตัดแบ่งให้ได้ขนาดใกล้เคียงกัน แล้วนำไปยึดติดกับวัสดุที่ใช้เป็นฐานก่อนนำไปปรับสภาพ (acclimation) ในตู้กระจกทดลองขนาดกว้าง x ยาว x สูง ที่ 30 x 30 x 45 เซนติเมตร ในสภาวะปกติที่ให้อากาศและน้ำไหลเวียนตลอดเวลา ทั้งนี้ ระยะเวลาที่ใช้ในการปรับสภาพเป็นเวลา 2 เดือน หรือพบว่าชิ้นส่วนของปะการังสามารถสร้างหินปูนเคลือบวัสดุที่ใช้เป็นฐานได้ จากนั้นจึงนำไปใช้ในการศึกษาผลของความเข้มแสงและความเค็มต่อการฟอกขาว ณ ห้องปฏิบัติการ พิพิธภัณฑธรรมชาติวิทยาเกาะและทะเลไทย อำเภอสัตหีบ จังหวัดชลบุรี ขณะที่ การศึกษาการฟื้นตัวของปะการังภายหลังการฟอกขาว ใช้แนวปะการังธรรมชาติบริเวณหาดเทียน เกาะแสมสาร อำเภอสัตหีบ จังหวัดชลบุรี เป็นพื้นที่ดำเนินการ



รูปที่ 3.1 ปะการังเขากวาง *Acropora millepora* (Ehrenberg, 1834)



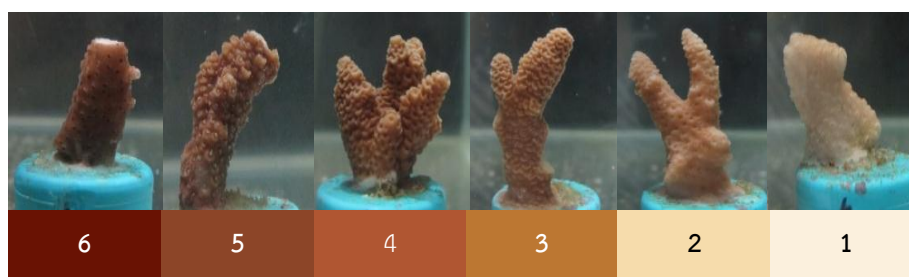
ที่มา: (<http://sattahip-benz.blogspot.com>, 2010)

รูปที่ 3.2 จุดเก็บตัวอย่างปะการัง บริเวณแนวกันคลื่นเกาะเตาหม้อ อำเภอสัตหีบ จังหวัดชลบุรี

## 3.2 การศึกษาการฟอกขาวและการฟื้นตัวของปะการัง

### 3.2.1 การประเมินอัตราการฟอกขาวของปะการัง

ทำการประเมินอัตราการฟอกขาวของปะการัง *Acropora millepora* โดยกำหนดระดับการฟอกขาวของปะการังออกเป็น 6 ระดับ (รูปที่ 3.3) ซึ่งดัดแปลงมาจากแผ่นเทียบสีการฟอกขาวของปะการังจาก Seibeck (2006) ทั้งนี้ กำหนดให้ระดับที่ 6 ซึ่งเป็นสีน้ำตาลเข้ม เป็นตัวแทนของปะการังในสภาวะปกติที่มีสุขภาพดี (ใช้ปะการังเริ่มต้นการทดลองเป็นระดับสีที่ 6 ในทุกชุดการทดลอง) และระดับความเข้มของสีจะลดลงถึงระดับที่ 1 ซึ่งเป็นสีของปะการังที่มีอัตราการฟอกขาวสูงสุด



รูปที่ 3.3 ระดับสีทั้ง 6 ที่ใช้ในการประเมินระดับการฟอกขาวของปะการังเขากวาง *Acropora millepora*



### 3.2.2 การประเมินความหนาแน่นของสาหร่ายซูแซนเทลลี

เป็นการประเมินความหนาแน่นของสาหร่ายซูแซนเทลลีในแต่ละระดับการฟอกขาวของปะการัง โดยนำชิ้นส่วนปะการังที่ต้องการประเมิน ขนาดกว้าง x ยาว ที่ 1 x 1 เซนติเมตร ฉีดเนื้อเยื่อปะการัง ออกด้วยกระบอกฉีดน้ำแรงดันสูงเพื่อให้สาหร่ายซูแซนเทลลีหลุดออกจากเนื้อเยื่อดังกล่าว ทำ 3 ซ้ำ ต่อตัวอย่าง ทั้งนี้ สุ่มนับจำนวนสาหร่ายซูแซนเทลลีด้วยสไลด์นับเซลล์เม็ดเลือด haemocytometer แล้วจึงนำค่าที่ได้มาคำนวณกลับตามสมการข้างล่างนี้ เพื่อหาค่าเฉลี่ยความหนาแน่นของสาหร่าย ซูแซนเทลลีในแต่ละระดับการฟอกขาวต่อไป โดยใช้ one-way ANOVA และ Turkey ในการ วิเคราะห์ความแตกต่างทางสถิติของปะการังแต่ละระดับความเข้มสี

$$\text{ความหนาแน่นของเซลล์สาหร่ายซูแซนเทลลี} = \frac{\text{ค่าเฉลี่ยของเซลล์ที่นับได้} \times \text{ค่าการเจือจาง}}{(\text{จำนวนเซลล์/มิลลิลิตร}) \quad 0.0001 \text{ มิลลิลิตร}}$$

โดยที่ 0.0001 คือปริมาตรน้ำบนแผ่นสไลด์ ซึ่งมาจากการคำนวณโดยใช้ค่า กว้าง x ยาว x ลึก ของ แผ่นสไลด์นับเซลล์เม็ดเลือด

### 3.2.3 การศึกษาผลของความเข้มแสงที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง

ทำการเตรียมชุดกำเนิดแสงจากหลอดไฟประเภทเมทัลฮาไลด์ขนาด 400 วัตต์ พร้อมทั้งทำ การปรับและวัดความเข้มแสงโดยเฉลี่ยด้วยเครื่องวัดและบันทึกแสงและอุณหภูมิ (HOBO data logger รุ่น UA-002-64) กำหนดความเข้มแสงที่ระดับ 3,000 ลักซ์ เป็นชุดควบคุมที่มาจากค่าเฉลี่ย ตลอดปีของความเข้มแสงในพื้นที่อ่าวไทยตอนบน โดยควบคุมอุณหภูมิให้คงที่ที่ 28 องศาเซลเซียส ด้วยเครื่องทำความเย็นตลอดระยะเวลาทำการทดลอง ทั้งนี้ แบ่งการทดลองออกเป็น 2 การทดลอง ได้แก่ การเปลี่ยนแปลงแบบเฉียบพลันและแบบเรื้อรัง โดยมีชุดการทดลองดังนี้

#### 3.2.3.1 ผลของความเข้มแสงแบบเฉียบพลันที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง

กำหนดชุดการทดลองตามระดับความเข้มแสงที่แตกต่างกัน 5 ระดับ ได้แก่ 0, 1000, 3000 (ชุดควบคุม), 10000 และ 30000 ลักซ์

### 3.2.3.2 ผลของความเข้มแสงแบบเรื่อรังที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง

กำหนดชุดการทดลองตามการเปลี่ยนแปลงระดับความเข้มแสงที่ลดลงและเพิ่มขึ้นจากระดับความเข้มแสงปกติ (ชุดควบคุม) ที่ 3,000 ลักซ์ โดยมีอัตราการลดลงและเพิ่มขึ้นของความเข้มแสงต่อเนื่อง วันละ 500 ลักซ์ จนถึง 0 ลักซ์ และ 3,000 ลักซ์ จนถึง 30,000 ลักซ์ ตามลำดับ

ทั้งนี้ การทดลองตามหัวข้อที่ 3.2.3.1 และ 3.2.3.2 ทำการทดลองในตู้กระจกขนาดกว้าง  $\times$  ยาว  $\times$  สูง ที่  $30 \times 30 \times 30$  เซนติเมตร (รูปที่ 3.4) โดยใช้ปะการังจำนวน 30 ชิ้นต่อชุดการทดลอง และทำ 3 ซ้ำต่อหน่วยทดลอง

### 3.2.4 การศึกษาผลของความเค็มที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง

กำหนดชุดการทดลองของระดับความเค็มที่ 30 พีเอสยู เป็นชุดควบคุม ซึ่งเป็นระดับความเค็มของน้ำทะเลโดยเฉลี่ยในพื้นที่ศึกษา ทำการเตรียมชุดการทดลองที่ระดับความเค็มลดลงต่ำกว่าชุดควบคุม ด้วยการใช้น้ำจืดที่ผ่านการกรองมาปรับระดับความเค็ม ขณะที่ชุดการทดลองที่เพิ่มระดับความเค็มสูงกว่าชุดควบคุม เป็นการนำน้ำทะเลชุดควบคุมมาผสมกับเกลือสังเคราะห์ในอัตราส่วน 1 ต่อ 3 แล้วจึงปรับระดับความเค็มด้วยน้ำจืดที่ผ่านการกรองเช่นกัน อนึ่ง ทำการเตรียมน้ำทะเลที่ระดับความเค็มต่างๆ ล่วงหน้าเป็นเวลา 1 วัน ก่อนนำไปใช้ในการทดลอง ทั้งนี้ แบ่งการทดลองออกเป็น 2 การทดลอง ได้แก่ การเปลี่ยนแปลงแบบเฉียบพลันและแบบเรื่อรัง โดยมีชุดการทดลองดังนี้

#### 3.2.4.1 ผลของความเค็มแบบเฉียบพลันที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง

กำหนดชุดการทดลองตามระดับความเค็มที่แตกต่างกัน 5 ระดับ ได้แก่ 20, 25, 30 (ชุดควบคุม), 35 และ 40 พีเอสยู

#### 3.2.4.2 ผลของความเค็มแบบเรื่อรังที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง

กำหนดชุดการทดลองตามการเปลี่ยนแปลงระดับความเค็มที่ลดลงและเพิ่มขึ้นจากระดับความเค็มปกติ (ชุดควบคุม) ที่ 30 พีเอสยู โดยมีอัตราการลดลงหรือเพิ่มขึ้นของระดับความเค็มต่อเนื่อง วันละ 1 พีเอสยู เป็นเวลา 2 สัปดาห์

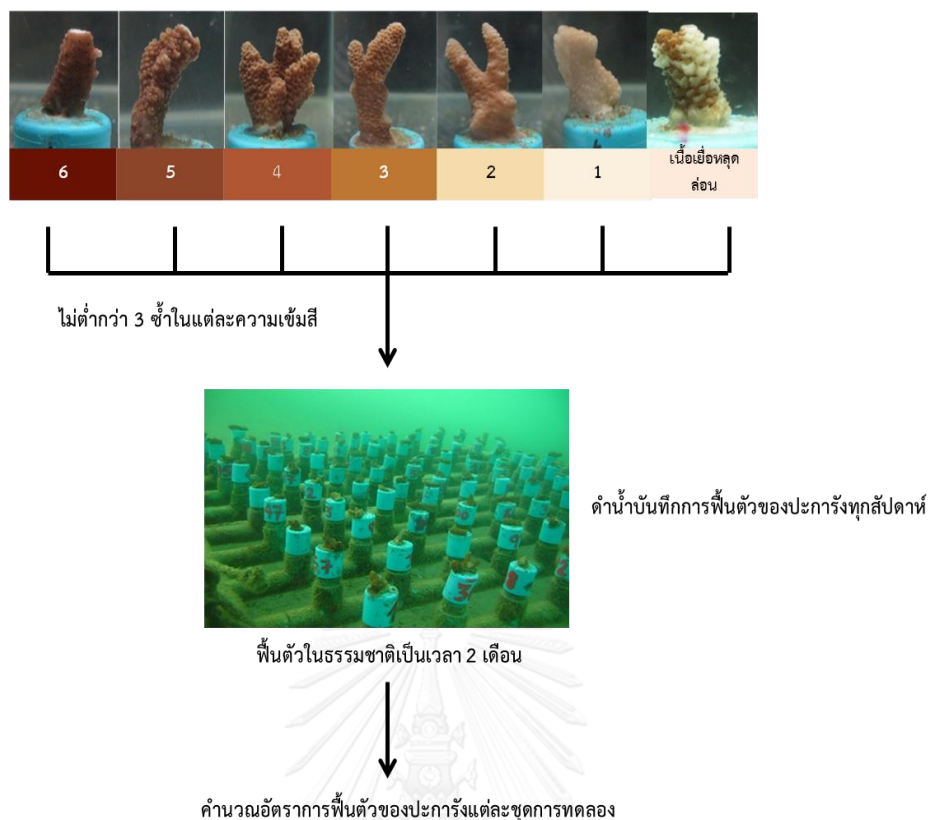
ทั้งนี้ การทดลองตามหัวข้อที่ 3.2.4.1 และ 3.2.4.2 ทำการทดลองในตู้กระจกขนาดกว้าง x ยาว x สูง ที่ 30 x 30 x 30 เซนติเมตร (รูปที่ 3.4) โดยใช้ปะการังจำนวน 30 ชิ้นต่อชุดการทดลอง และทำ 3 ซ้ำต่อหน่วยทดลอง อนึ่ง กำหนดให้ระยะเวลาการให้แสงและไม่ให้แสงสว่างเท่ากับ 12 : 12 ชั่วโมง ต่อวัน ตลอดทำการทดลอง



รูปที่ 3.4 ลักษณะชุดการทดลองปัจจัยความเข้มแสงและความเค็มต่อการฟอกขาวของปะการัง

### 3.2.5 การศึกษาการฟื้นตัวของปะการังภายหลังการฟอกขาว

นำปะการังที่เกิดการฟอกขาวจากการทดลองในหัวข้อ 3.2.3 และ 3.2.4 ไปฟื้นตัวในทะเลธรรมชาติ พร้อมติดตามผลการฟื้นตัวอย่างต่อเนื่องทุกสัปดาห์ เป็นเวลา 2 เดือน โดยการดำน้ำสังเกตการเปลี่ยนแปลงของระดับความเข้มสีของปะการัง (รูปที่ 3.5) บันทึกข้อมูลการฟื้นตัวของปะการังทุกชุดการทดลอง ทั้งนี้ นำข้อมูลจำนวนปะการังที่สามารถฟื้นตัวมาคำนวณอัตราเป็นเปอร์เซ็นต์ และเปรียบเทียบความแตกต่างของความสามารถในการฟื้นตัวของปะการังแต่ละชุดการทดลอง



รูปที่ 3.5 การศึกษาการฟุ้งตัวตามธรรมชาติของปะการังที่ถูกเหนี่ยวนำให้เกิดการฟอกขาว

### 3.2.6 การเก็บข้อมูลและการวิเคราะห์ผลการศึกษาการฟอกขาวและการฟุ้งตัวของปะการัง

ทำการบันทึกภาพปะการังทั้งหมดทุกหน่วยทดลอง ทั้งก่อนและหลังการทดลอง ภายใต้การจัดแสงในการบันทึกภาพที่คงที่ กำหนดจุดบันทึกภาพในตำแหน่งเดิมด้วยกล้องดิจิทัลที่ปรับตั้งค่าด้วยมือ (manual) โดยตั้งค่าในโหมดที่เกี่ยวข้องในระดับเดียวกันก่อนการบันทึกภาพทุกครั้ง สังเกตและบันทึกการเปลี่ยนแปลงของระดับสีและข้อมูลการเปลี่ยนแปลงอื่นที่อาจเกิดขึ้นกับปะการังทุกวัน ขณะทำการทดลอง กรณีที่พบปะการังเกิดการฟอกขาวจากระดับสีที่กำหนด จึงนำปะการังที่ฟอกขาวไปฟุ้งตัวในธรรมชาติทันที ทั้งนี้ตัวแทนปะการังแต่ละระดับสีต้องไม่ต่ำกว่า 3 ชิ้น (ซ้ำ) นำข้อมูลที่ได้มาทำการเปรียบเทียบการฟอกขาวโดยการวิเคราะห์ทางสถิติแบบถดถอยเชิงเส้น (linear regression) เพื่อประเมินแนวโน้มระดับการเปลี่ยนแปลงสีของปะการังในแต่ละชุดการทดลอง

### 3.3 การศึกษาสายพันธุ์สาหร่ายซูแซนเทลลี

ทำการวิเคราะห์สายพันธุ์ของสาหร่ายซูแซนเทลลีจากตัวอย่างปะการังในการศึกษาจากตัวอย่างปะการังในหัวข้อ 3.2 เพื่อประเมินความแตกต่างของสายพันธุ์สาหร่ายดังกล่าวทั้งก่อนการฟอกขาว (ก่อนการทดลอง) และภายหลังการฟื้นตัวจากการฟอกขาว โดยทำการวิเคราะห์ ณ ห้องปฏิบัติการพันธุศาสตร์ ภาควิชาวิทยาศาสตร์ทางทะเล คณะวิทยาศาสตร์ จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย ตามรายละเอียดการดำเนินการดังนี้

#### 3.3.1 การเก็บตัวอย่างเพื่อการวิเคราะห์

เก็บตัวอย่างชิ้นส่วนปะการังขนาดความยาวของกิ่งประมาณ 3–5 เซนติเมตร ทั้งก่อนการฟอกขาวและภายหลังการฟื้นตัวจากการฟอกขาว โดยเก็บรักษาในเอทานอลบริสุทธิ์ (absolute ethanol) ที่อุณหภูมิ - 20 องศาเซลเซียส ก่อนนำไปใช้ในการทดลอง

#### 3.3.2 การสกัดสารพันธุกรรม (DNA extraction)

นำชิ้นส่วนปะการังที่รักษาไว้ในแอลกอฮอล์บริสุทธิ์มาทำการซบแอลกอฮอล์ส่วนเกินออก จากนั้นนำไปบดให้ละเอียดด้วยครกบดยาขนาดเล็ก นำตัวอย่างปะการังที่บดละเอียดแล้วมาสกัดสารพันธุกรรมด้วยชุดสกัดสารพันธุกรรม FAVOGEN (FavorPrep™ Plant Genomic DNA Extraction Kit) ตามขั้นตอนการสกัดสารที่ระบุ

#### 3.3.3 การเพิ่มปริมาณสารพันธุกรรมด้วยปฏิกิริยาลูกโซ่ (Polymerase Chain Reaction)

นำสารพันธุกรรมที่สกัดได้มาทำการเพิ่มปริมาณด้วยไพรเมอร์ SymITSFP (5'-CTCAGCTCTGGACGTTGYGTTGG-3') และ SymITSb (5'-GCGGGTTCACCTGTCTGACT-3') (van Oppen et al., 2001) เริ่มต้นที่ 95 องศาเซลเซียส 5 นาที ตามด้วย 30 รอบ ของ 95 องศาเซลเซียส 30 วินาที 50 องศาเซลเซียส 1 นาที และ 72 องศาเซลเซียส 1 นาที จบด้วย 72 องศาเซลเซียส 10 นาที จากนั้นเมื่อการทำปฏิกิริยาลูกโซ่เสร็จสิ้น จึงนำผลิตภัณฑ์สารพันธุกรรมไปตรวจสอบคุณภาพและปริมาณด้วยวิธีเจลอิเล็กโตรโฟรีซิส

### 3.3.4 การตรวจวิเคราะห์ลำดับสารพันธุกรรม

ทำการส่งผลิตภัณฑ์สารพันธุกรรมที่ผ่านการทำบริสุทธิ์ไปวิเคราะห์ด้วยเครื่อง Applied Biosystems 3730XL sequencer โดยบริษัท MacroGen Inc. เพื่อวิเคราะห์ข้อมูลลำดับสารพันธุกรรม และนำข้อมูลดังกล่าวมาตรวจสอบโดยโปรแกรม BioEdit Version 7.0.5.3 เพื่อเปรียบเทียบความเหมือนของลำดับสารพันธุกรรมในแต่ละตัวอย่าง พร้อมนำข้อมูลลำดับสารพันธุกรรมตรวจสอบกับฐานข้อมูล (GenBank) ด้วยโปรแกรม BLAST (Basic Local Alignment Search Tool) เพื่อยืนยันความเหมือนหรือความแตกต่างของสายพันธุ์สำหรับรายซูแซนเทลลีในปะการัง ก่อนการทดลองและภายหลังการฟื้นตัวจากการฟอกขาว รวมทั้งทำแผนภูมิวิวัฒนาการ (phylogenetic tree) โดยใช้โปรแกรม MEGA 6.0 และ Neighbor joining เพื่อศึกษาความสัมพันธ์ของสายพันธุ์รายซูแซนเทลลีในแต่ละสายพันธุ์

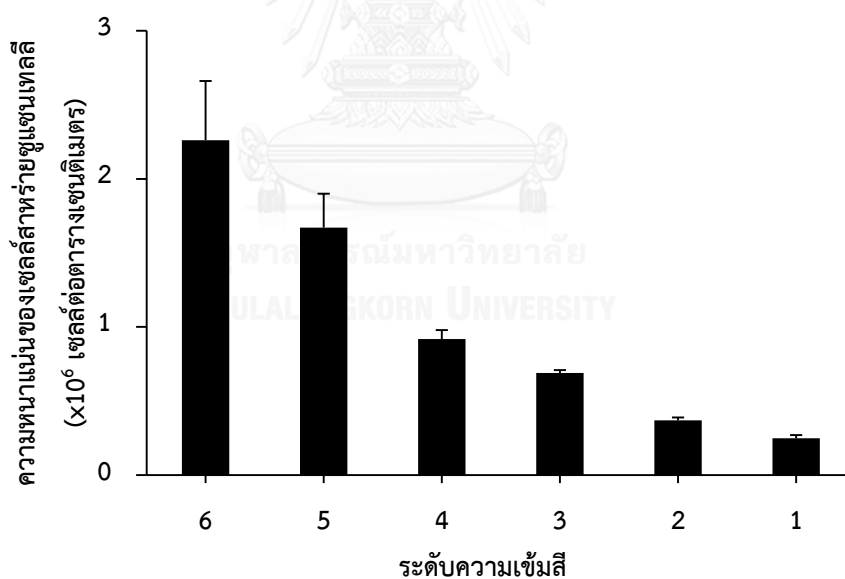


## บทที่ 4

### ผลการศึกษา

#### 4.1 ความหนาแน่นของเซลล์สาหร่ายซูแซนเทลลีในการฟอกขาวของปะการังแต่ละระดับความเข้มสี

ผลการศึกษาความหนาแน่นของสาหร่ายซูแซนเทลลีในปะการัง *Acropora millepora* เมื่อนำไปเหนี่ยวนำให้เกิดการฟอกขาวตามระดับความเข้มของสีที่กำหนด 6 ลำดับ (รูปที่ 3.3) พบว่าความหนาแน่นของเซลล์สาหร่ายซูแซนเทลลีในตัวอย่างปะการังแต่ละระดับสีมีค่าลดลงตามลำดับ (รูปที่ 4.1) จากความหนาแน่นที่  $2.25 \pm 0.41 \times 10^6$  เซลล์ต่อตารางเซนติเมตร ในสภาวะปกติ (ระดับความเข้มสีที่ 6) ลงมาที่  $0.24 \pm 0.02 \times 10^6$  เซลล์ต่อตารางเซนติเมตร ในสภาวะการฟอกขาวระดับความเข้มสีที่ 1 ซึ่งทุกความหนาแน่นมีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญ ( $p < 0.05$ ) (รูปที่ 4.1)

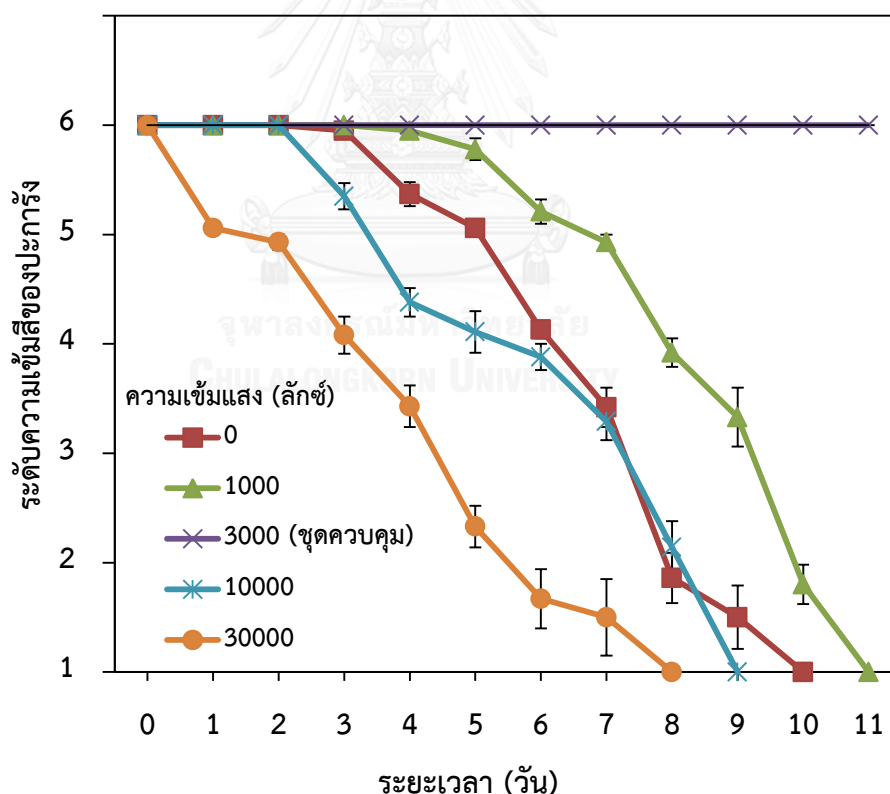


รูปที่ 4.1 ความหนาแน่นโดยเฉลี่ย ( $\pm$  S.E.) ของสาหร่ายซูแซนเทลลีในปะการัง *Acropora millepora* ที่ถูกเหนี่ยวนำให้เกิดการฟอกขาว จำแนกตามระดับการฟอกขาวโดยความเข้มของสี

## 4.2 ผลของความเข้มแสงที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง

### 4.2.1 ผลของการเปลี่ยนแปลงความเข้มแสงแบบเฉียบพลันที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง

ผลของความเข้มแสงแบบเฉียบพลันที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง *Acropora millepora* แสดงในรูปที่ 4.2 การเปลี่ยนแปลงความเข้มแสงแบบเฉียบพลันเมื่อเริ่มต้นการทดลองส่งผลต่อการฟอกขาวของปะการังที่แตกต่างกัน โดยพบการเปลี่ยนแปลงของระดับความเข้มสีมีค่าลดลงตามระยะเวลาที่แตกต่างกันในแต่ละชุดการทดลอง ซึ่งระยะเวลาที่ใช้ในการลดลงของระดับความเข้มสีที่สั้นที่สุดคือ ชุดการทดลองที่มีความเข้มแสงสูงสุด (30,000 ลักซ์) จากนั้น ระยะเวลาดังกล่าวเพิ่มขึ้นเมื่อมีระดับความเข้มแสงที่ลดลง อย่างไรก็ตามชุดการทดลองดังกล่าวมีการฟอกขาวทั้งหมดภายใน 8 – 11 วัน ยกเว้นชุดควบคุมที่มีความเข้มแสง 3,000 ลักซ์ ซึ่งไม่พบการเปลี่ยนแปลงใดๆ ของการฟอกขาวตามระดับความเข้มสีต่างๆ ตลอดการทดลอง (รูปที่ 4.2)

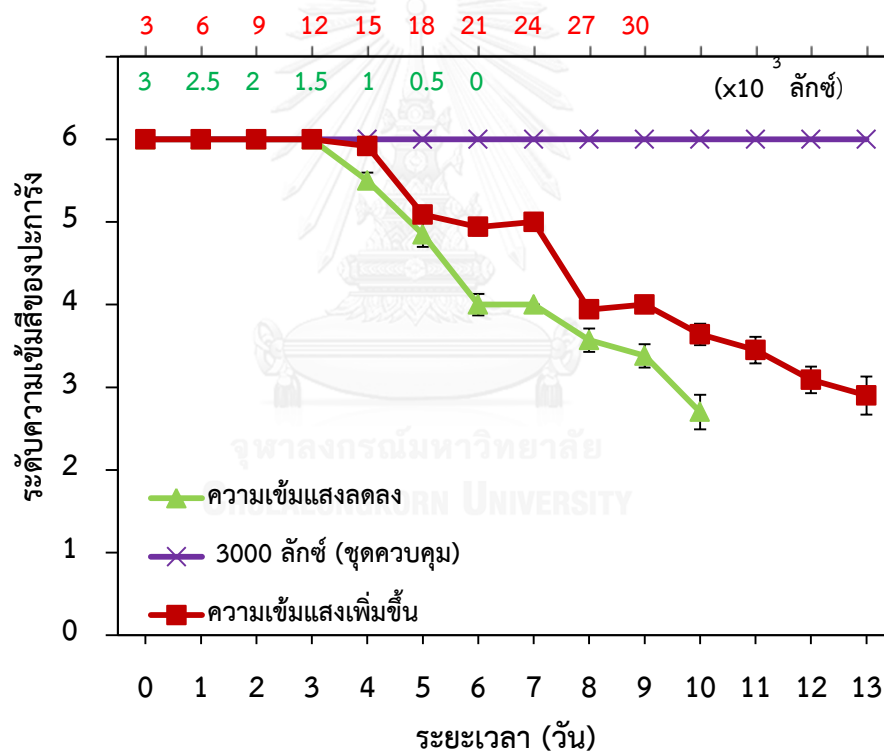


รูปที่ 4.2 ผลของการเปลี่ยนแปลงความเข้มแสงแบบเฉียบพลันที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง *Acropora millepora*



#### 4.2.2 ผลของการเปลี่ยนแปลงความเข้มแสงแบบเรื้อรังต่อการฟอกขาวของปะการัง

ผลของความเข้มแสงแบบเรื้อรังที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง *Acropora millepora* แสดงในรูปที่ 4.3 จากการลดและเพิ่มระดับความเข้มแสงตามที่กำหนดต่อวันจนถึงสิ้นสุดการทดลองที่ความเข้มแสงต่ำสุด (0 ลักซ์) ในวันที่ 6 และความเข้มแสงสูงสุด (30,000 ลักซ์) ในวันที่ 9 ของการทดลอง พบว่า การฟอกขาวของปะการังทั้งในกรณีลดและเพิ่มความเข้มแสงอยู่ที่ระดับความเข้มสีที่ 4 จึงเพิ่มระยะเวลาการทดลองที่ระดับความเข้มแสงต่ำสุดและสูงสุดออกไปอีก 4 วัน พบว่า ระดับความเข้มสีโดยเฉลี่ยสุดท้ายมีค่า  $2.7 \pm 0.21$  และ  $2.9 \pm 0.22$  ในชุดการทดลองที่ลดและเพิ่มความเข้มแสงตามลำดับ อนึ่ง ชุดการทดลองที่ความเข้มแสง 3,000 ลักซ์ (ชุดควบคุม) ไม่พบการเปลี่ยนแปลงใดๆ ของการฟอกขาวตามระดับความเข้มสีต่างๆ ตลอดการทดลอง (รูปที่ 4.3)

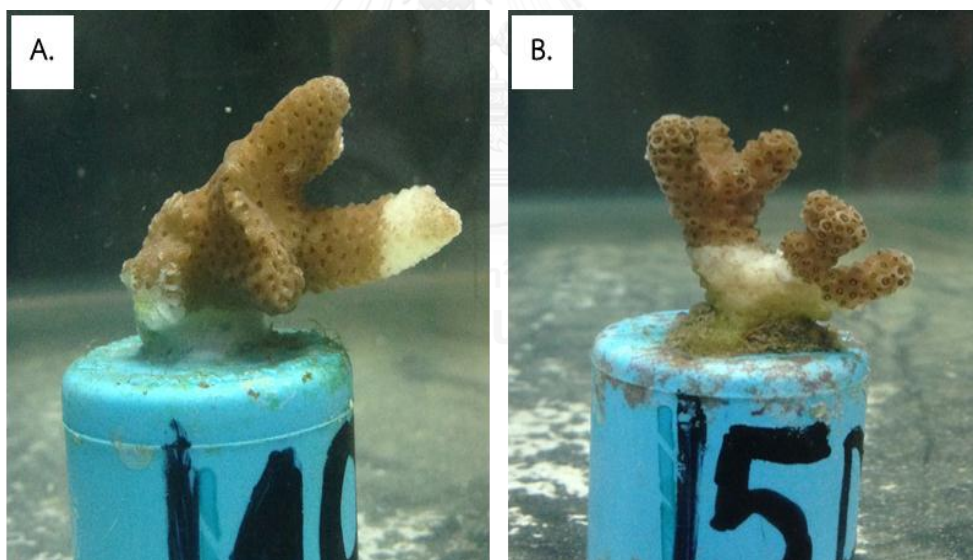


รูปที่ 4.3 ผลของการเปลี่ยนแปลงความเข้มแสงแบบเรื้อรังที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง *Acropora millepora*

### 4.3 ผลของการเปลี่ยนแปลงความเค็มต่อการฟอกขาวของปะการังเขากวาง *Acropora millepora*

#### 4.3.1 ผลของการเปลี่ยนแปลงความเค็มแบบเฉียบพลันที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง

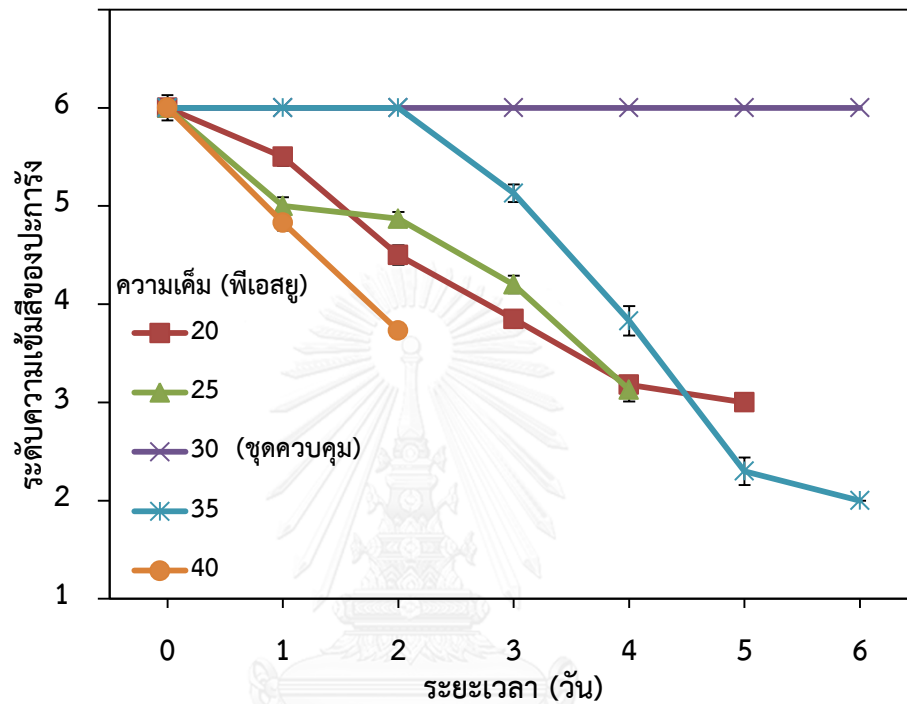
ผลของความเค็มแบบเฉียบพลันที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง *Acropora millepora* ส่งผลให้ปะการังแสดงลักษณะการหลุดลอก เมื่อความเข้มข้นของปะการังลดลงต่ำกว่าระดับที่ 3 ซึ่งแสดงในรูปที่ 4.4 การเปลี่ยนแปลงความเค็มแบบเฉียบพลันเมื่อเริ่มต้นการทดลองส่งผลต่อการฟอกขาวของปะการังตั้งแต่วันที่ 1 ของการทดลอง ยกเว้นชุดควบคุม (ความเค็ม 30 พีเอสยู) และ ชุดการทดลองที่ความเค็ม 35 พีเอสยู ทั้งนี้ ปะการังในชุดการทดลองที่ระดับความเค็มสูงสุด (40 พีเอสยู) แสดงลักษณะการหลุดลอกของเนื้อเยื่อในวันที่ 2 ของการทดลอง เมื่อความเข้มข้นโดยเฉลี่ยลดลงจากระดับ 6 เป็น  $3.73 \pm 0.08$  ปะการังในชุดการทดลองที่ระดับความเค็ม 20 และ 25 แสดงการหลุดลอกของเนื้อเยื่อใกล้เคียงกันในระดับที่ 3 ในวันที่ 4-5 ของการทดลอง



รูปที่ 4.4 ลักษณะการหลุดลอกเป็นบางส่วนของเนื้อเยื่อปะการังเขากวาง *Acropora millepora*

A) ลักษณะการหลุดลอกที่เริ่มจากบริเวณปลายกิ่งปะการัง และ B) ลักษณะการหลุดลอกที่เริ่มจากบริเวณฐานของปะการัง

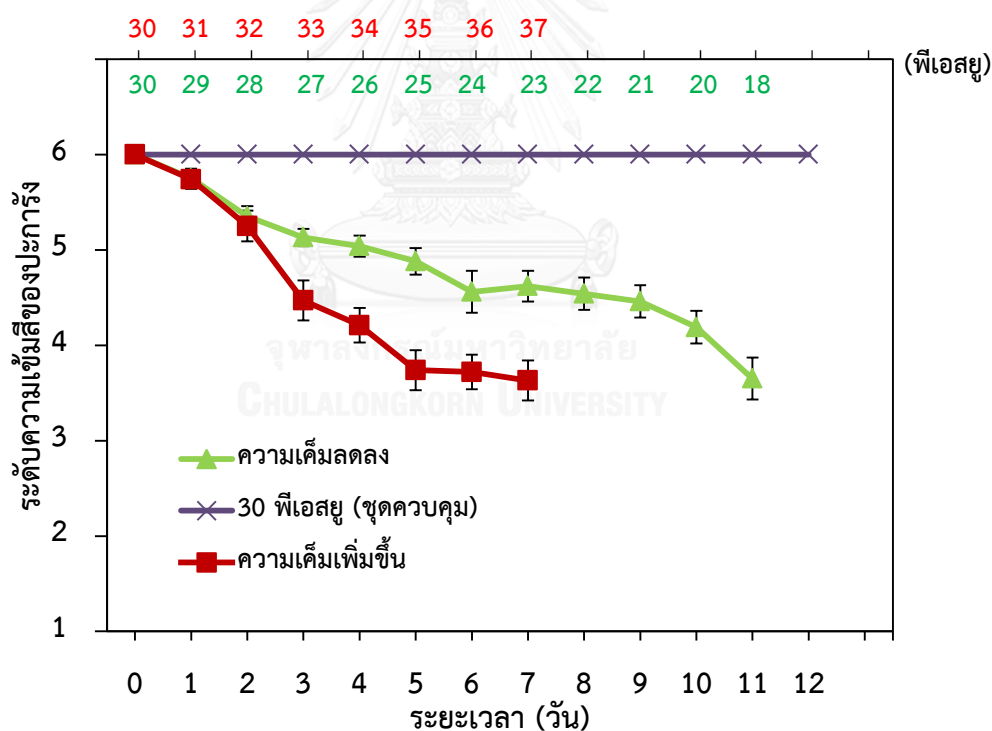
ขณะที่ปะการังในชุดการทดลองที่ระดับความเค็ม 35 พีเอสยู สามารถทนต่อการเปลี่ยนแปลงระดับสีได้นานกว่าชุดการทดลองอื่น โดยพบการลดของระดับความเข้มสีถึงระดับที่ 2 โดยไม่แสดงการหลุดล่อนใดๆ ของเนื้อเยื่อ อย่างไรก็ตาม ไม่พบการเปลี่ยนใดๆ ของการฟอกขาวตามระดับความเข้มสีต่างๆ ในชุดการทดลองที่ระดับความเค็ม 30 พีเอสยู (ชุดควบคุม) ตลอดการทดลอง (รูปที่ 4.5)



รูปที่ 4.5 ผลของการเปลี่ยนแปลงความเค็มแบบเฉียบพลันที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง *Acropora millepora*

#### 4.3.2 ผลของการเปลี่ยนแปลงความเค็มแบบเรื้อรังที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง

ผลของความเค็มแบบเรื้อรังที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง *Acropora millepora* แสดงในรูปที่ 4.6 ปะการังในชุดการทดลองที่เพิ่มระดับความเค็มส่งผลต่อการฟอกขาวในระยะเวลาที่สั้นกว่าชุดการทดลองที่ลดระดับความเค็ม โดยปะการังในชุดการทดลองที่ลดระดับความเค็มแสดงการฟอกขาวถึงระดับความเข้มสีที่ 4 ในวันที่ 11 ของการทดลองเมื่อระดับความเค็มลดลงถึง 18 พีเอสยู ขณะที่ปะการังในชุดการทดลองที่เพิ่มระดับความเค็มแสดงการฟอกขาวในระดับความเข้มสีที่ 4 ตั้งแต่ วันที่ 7 ของการทดลองเมื่อระดับความเค็มสูงถึง 37 พีเอสยู จากนั้น เมื่อปรับค่าความเค็มลดลงและเพิ่มขึ้น 1 พีเอสยู ในวันรุ่งขึ้น (วันที่ 12 และ 8 ของชุดการทดลองที่ลดและเพิ่มระดับความเค็มตามลำดับ) พบเนื้อเยื่อปะการังมีการหลุดลอกเกิดขึ้นเช่นเดียวกับในการทดลองการเปลี่ยนแปลงระดับความเค็มแบบเฉียบพลันเช่นกัน ทั้งนี้ ไม่พบการเปลี่ยนใดๆ ของการฟอกขาวตามระดับความเข้มสีต่างๆ ในชุดการทดลองที่ระดับความเค็ม 30 พีเอสยู (ชุดควบคุม) ตลอดการทดลอง (รูปที่ 4.6)

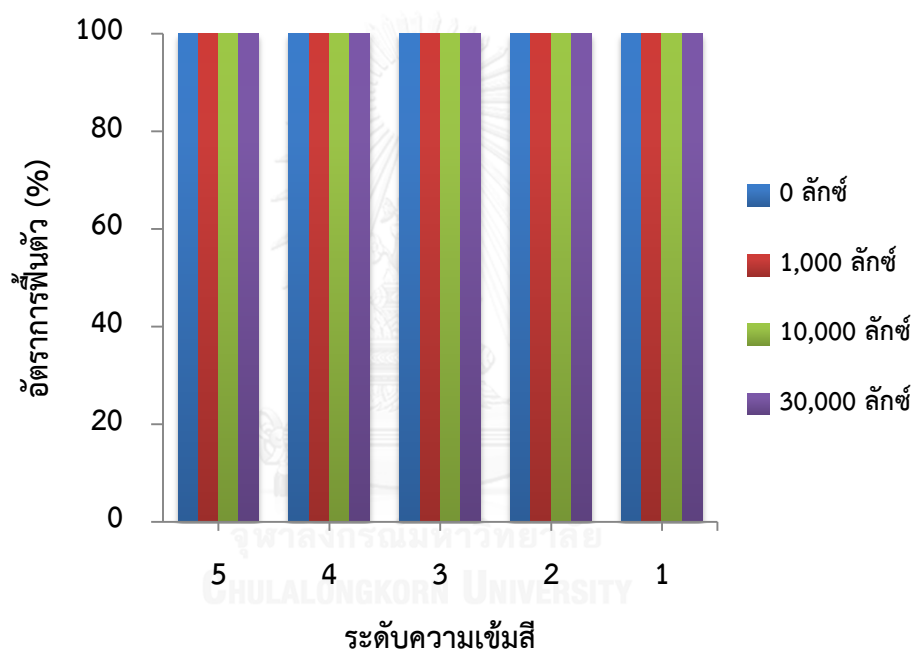


รูปที่ 4.6 ผลของการเปลี่ยนแปลงความเค็มแบบเรื้อรังที่มีต่อการฟอกขาวของปะการัง *Acropora millepora*

#### 4.4 การฟื้นตัวของปะการังภายหลังการฟอกขาว

##### 4.4.1 การฟื้นตัวของปะการังภายหลังการฟอกขาวจากการเปลี่ยนแปลงความเข้มแสงแบบเฉียบพลัน

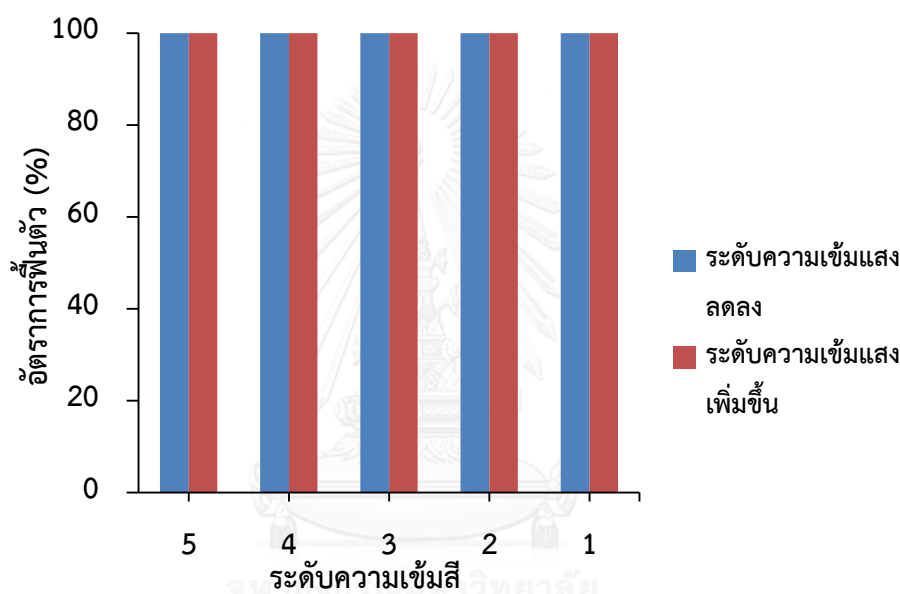
ผลการฟื้นตัวของปะการัง *Acropora millepora* ภายหลังการฟอกขาวจากการเปลี่ยนแปลงความเข้มแสงแบบเฉียบพลัน แสดงในรูปที่ 4.7 พบว่า ปะการังที่มีการฟอกขาวทุกระดับในแต่ละชุดการทดลอง สามารถฟื้นตัวกลับคืนสู่สภาพปกติได้ทั้งหมด หลังจากนำปะการังที่ฟอกขาวในระดับความเข้มสีต่างๆ มาฟื้นตัวในทะเลตามธรรมชาติเป็นเวลาสองเดือน (รูปที่ 4.7) ทั้งนี้ ไม่ได้ทำการทดลองในชุดควบคุมที่ระดับความเข้มแสง 3,000 ลักซ์ เนื่องจากไม่ปรากฏการฟอกขาวใดๆ



รูปที่ 4.7 อัตราการฟื้นตัวโดยเฉลี่ยของปะการัง *Acropora millepora* ภายหลังการฟอกขาวจากการเปลี่ยนแปลงระดับความเข้มแสงแบบเฉียบพลัน

#### 4.4.2 การฟื้นตัวของปะการังภายหลังการฟอกขาวจากการเปลี่ยนแปลงความเข้มแสงแบบเรื้อรัง

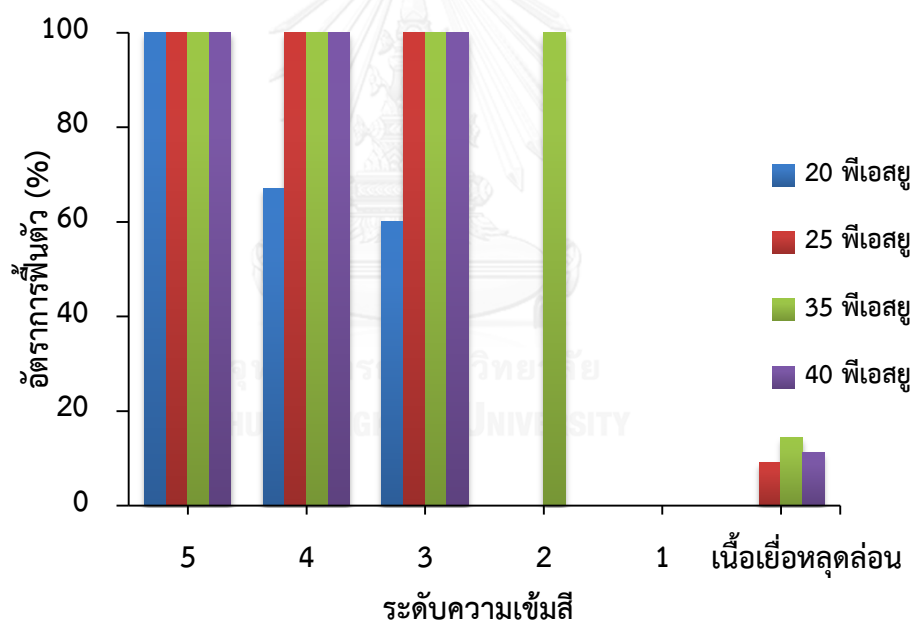
ผลการฟื้นตัวของปะการัง *Acropora millepora* ภายหลังการฟอกขาวจากการเปลี่ยนแปลงความเข้มแสงแบบเรื้อรัง แสดงในรูปที่ 4.8 พบว่า ปะการังที่มีการฟอกขาวทุกระดับในแต่ละชุดการทดลอง สามารถฟื้นตัวกลับคืนสู่สภาพปกติได้ทั้งหมด หลังจากนำปะการังที่ฟอกขาวในระดับความเข้มสีต่างๆ มาฟื้นตัวในทะเลตามธรรมชาติเป็นเวลาสองเดือน (รูปที่ 4.8) ทั้งนี้ ไม่ได้ทำการทดลองในชุดควบคุมที่ระดับความเข้มแสง 3,000 ลักซ์ เนื่องจากไม่ปรากฏการฟอกขาวใดๆ



รูปที่ 4.8 อัตราการฟื้นตัวโดยเฉลี่ยของปะการัง *Acropora millepora* ภายหลังการฟอกขาวจากการเปลี่ยนแปลงระดับความเข้มแสงแบบเรื้อรัง

#### 4.4.3 การฟื้นตัวของปะการังภายหลังการฟอกขาวจากการเปลี่ยนแปลงความเค็มแบบเฉียบพลัน

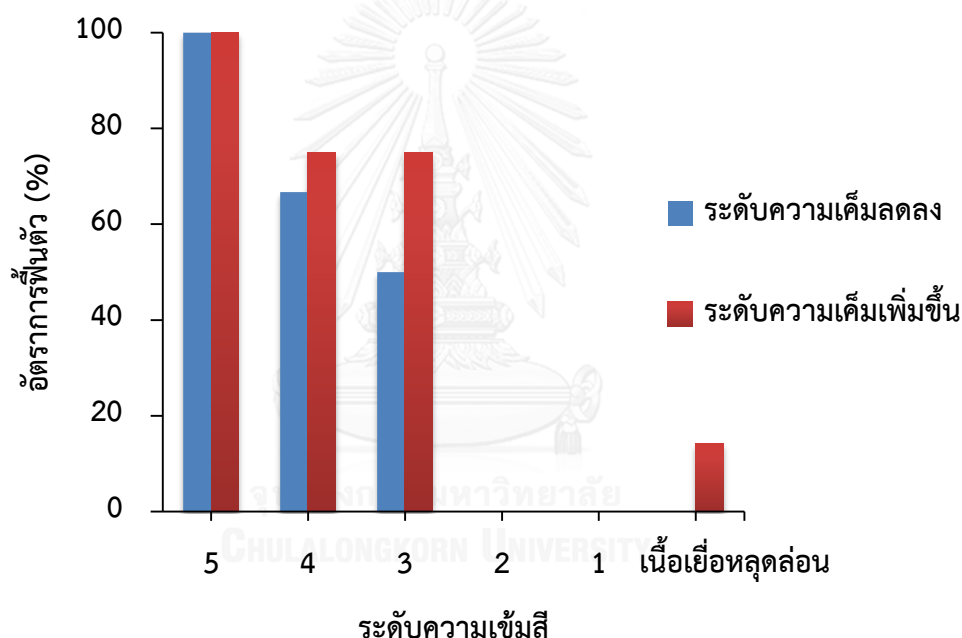
ผลการฟื้นตัวของปะการัง *Acropora millepora* ภายหลังการฟอกขาวจากการเปลี่ยนแปลงความเค็มแบบเฉียบพลัน แสดงในรูปที่ 4.9 พบว่า ปะการังทั้งหมดที่เกิดการฟอกขาวในชุดการทดลองที่ระดับความเค็ม 25, 35 และ 40 พีเอสยู นั้น สามารถฟื้นตัวกลับคืนสู่ภาวะปกติได้ทั้งหมด ขณะที่ปะการังที่เกิดการฟอกขาวจากชุดการทดลองที่ระดับความเค็ม 20 พีเอสยูนั้น อัตราการฟื้นตัวลดลงเมื่อระดับการฟอกขาวเพิ่มสูงขึ้น (รูปที่ 4.9) และเมื่อเนื้อเยื่อปะการังในทุกชุดการทดลองเกิดการหลุดล่อน ยังคงสามารถพบการฟื้นตัวของชุดการทดลองที่ระดับความเค็ม 25, 35 และ 40 พีเอสยู (9.1, 14.3 และ 11.1 เปอร์เซ็นต์ ตามลำดับ) ขณะที่ไม่พบการฟื้นตัวใดๆ ในชุดการทดลองที่ระดับความเค็ม 20 พีเอสยู อนึ่ง ไม่ได้ทำการทดลองในชุดควบคุมที่ระดับความเค็ม 30 พีเอสยู เนื่องจากไม่ปรากฏการฟอกขาวใดๆ



รูปที่ 4.9 อัตราการฟื้นตัวโดยเฉลี่ยของปะการัง *Acropora millepora* ภายหลังการฟอกขาวจากการเปลี่ยนแปลงระดับความเค็มแบบเฉียบพลัน

#### 4.4.4 การฟื้นตัวของปะการังภายหลังการฟอกขาวจากการเปลี่ยนแปลงความเค็มแบบเรื้อรัง

ผลการฟื้นตัวของปะการัง *Acropora millepora* ภายหลังการฟอกขาวจากการเปลี่ยนแปลงความเค็มแบบเรื้อรัง แสดงในรูปที่ 4.10 พบว่า ปะการังแต่ละระดับเกิดการฟอกขาวในชุดการทดลองที่ลดหรือเพิ่มความเค็มที่ละน้อยมีแนวโน้มการฟื้นตัวไปในทิศทางเดียวกัน นั่นคือ เมื่อปะการังมีความเข้มสีลดลงจากสีปกติไป 1 ระดับ ปะการังสามารถฟื้นตัวได้ 100% จากนั้น อัตราการฟื้นตัวลดลงเมื่อระดับการฟอกขาวเพิ่มสูงขึ้น และเมื่อการฟอกขาวเพิ่มขึ้นถึงระดับความเข้มสีที่ต่ำกว่าระดับ 3 ไม่พบการฟื้นตัวใดๆ ของปะการังเหล่านั้น ทั้งนี้ ปะการังที่มีการหลุดลอกของเนื้อเยื่อเมื่อนำไปฟื้นตัวตามธรรมชาติแล้ว ปะการังในชุดการทดลองที่เพิ่มระดับความเค็มเท่านั้นที่บางส่วนสามารถฟื้นตัวกลับสู่สภาวะปรกติ



รูปที่ 4.10 อัตราการฟื้นตัวโดยเฉลี่ยของปะการัง *Acropora millepora* ภายหลังการฟอกขาวจากการเปลี่ยนแปลงระดับความเค็มแบบเรื้อรัง





## บทที่ 5

### วิจารณ์ผลการศึกษา

#### 5.1 ความหนาแน่นของเซลล์สาหร่ายซูแซนเทลลีในการฟอกขาวของปะการังแต่ละระดับความเข้มสี

ความหนาแน่นของเซลล์สาหร่ายซูแซนเทลลีในปะการังเขากวาง *Acropora millepora* ในธรรมชาติบริเวณเกาะเตาหม้อ อ่าวสัตหีบ จังหวัดชลบุรี มีค่าโดยเฉลี่ย  $2.25 \times 10^6$  เซลล์ต่อตารางเซนติเมตร ซึ่งต่ำกว่าความหนาแน่นที่เกาะ Palm Island Group ประเทศออสเตรเลีย ที่มีค่าโดยเฉลี่ย  $3 \times 10^6$  เซลล์ต่อตารางเซนติเมตร (Pillay et al., 2005) ขณะที่บริเวณเกาะ Heron และเกาะ Keppel ซึ่งอยู่ในเขต Great Barrier Reef มีความหนาแน่นโดยเฉลี่ย  $1.43 \times 10^6$  และ  $1.8 \times 10^6$  เซลล์ต่อตารางเซนติเมตร (Bellantuono et al., 2012; Berkelmans and van Oppen, 2006) ความหนาแน่นของเซลล์สาหร่ายซูแซนเทลลีในเนื้อเยื่อของปะการังขึ้นอยู่กับบริเวณที่ปะการังมีการแพร่กระจาย โดยเป็นการตอบสนองต่อภาวะความเครียดจากปัจจัยแวดล้อมที่เปลี่ยนไป (Stimson, 1997) รวมถึง มีความแปรผันไปตามเวลา เช่น ความหนาแน่นเพิ่มขึ้นในช่วงเวลาที่อุณหภูมิและแสงลดลง (Pillay et al., 2005) เป็นต้น

สำหรับความสัมพันธ์ระหว่างระดับความลึกและความหนาแน่นของสาหร่ายซูแซนเทลลีในปะการัง *Acropora hemprichii* ซึ่งเป็นปะการังชนิดหนึ่งในกลุ่มปะการังเขากวาง พบว่า บริเวณที่ลึก 10 เมตร มีความหนาแน่นของสาหร่ายซูแซนเทลลีสูงสุดเฉลี่ย  $1.5 \times 10^6$  เซลล์ต่อตารางเซนติเมตร เมื่อเทียบกับที่ความลึก 20 และ 25 เมตร ที่มีความหนาแน่นเฉลี่ย 0.88 และ  $0.76 \times 10^6$  เซลล์ต่อตารางเซนติเมตร ซึ่งอาจเป็นเหตุผลในการปรับตัวของปะการัง เนื่องจากบริเวณที่ลึกมีปริมาณแสงไม่มากนัก ทำให้การได้รับแสงเพื่อมาสร้างพลังงานน้อยลงไป ปะการังจึงพยายามลดความหนาแน่นของสาหร่ายซูแซนเทลลีภายในเซลล์เพื่อให้การทำงานต่างๆ ภายในเซลล์เกิดความสมดุล (Al-Hammady, 2013) อย่างไรก็ตามปะการัง *Stylophora pistillata* บริเวณความลึก 35 เมตร ความหนาแน่นของสาหร่ายซูแซนเทลลีมีแนวโน้มลดลง แต่ปริมาณคลอโรฟิลล์ที่สาหร่ายซูแซนเทลลีผลิต มีความเข้มข้นมากกว่าปะการังที่อาศัยอยู่บริเวณที่ลึก 3 เมตร (McCloskey and Muscatine, 1984)

ดังนั้น เมื่อสภาพแวดล้อมเปลี่ยนแปลงและเกิดปรากฏการณ์ปะการังฟอกขาว ทำให้ความหนาแน่นของสาหร่ายซูแซนเทลลีที่อาศัยในเนื้อเยื่อปะการังลดลง (Fitt and Warner, 1995)

กรณีความสัมพันธ์ระหว่างระดับความเข้มสีของปะการังและความหนาแน่นของสาหร่ายซูแซนเทลลีก็ระดับความเข้มสีของปะการัง ซึ่งในการศึกษาครั้งนี้พบว่า ความหนาแน่นของสาหร่ายดังกล่าวค่อยๆ ลดลงตามระดับความเข้มสีของปะการังที่ซีดลง เมื่อสิ้นสุดการทดลองพบว่าความหนาแน่นของสาหร่ายซูแซนเทลลีลดลงจากความหนาแน่นเริ่มต้นถึง 90 เปอร์เซ็นต์ โดยใช้เวลาทั้งสิ้น 8 วัน ซึ่งใกล้เคียงกับผลการศึกษาในปะการังเขากวางชนิดเดียวกัน ที่พบความหนาแน่นของสาหร่ายซูแซนเทลลีลดลงจากปะการังในชุดควบคุมถึง 80 เปอร์เซ็นต์ เมื่อปะการังเกิดการฟอกขาวจากอุณหภูมิที่เปลี่ยนแปลงไป (Bellantuono et al., 2012)

## 5.2 ผลของความเข้มแสงต่อการฟอกขาวของปะการังเขากวาง

การศึกษานี้พบว่า การเกิดการฟอกขาวของปะการังพบได้ทั้งในสภาวะที่ความเข้มแสงสูง (30,000 ลักซ์) และที่ไม่มีแสง (0 ลักซ์) โดยชุดการทดลองที่ความเข้มแสงสูงนั้น ปะการังแสดงการฟอกขาวรวดเร็วกว่าชุดการทดลองที่มีความเข้มแสงต่ำ สอดคล้องกับการศึกษาในปะการัง *Stylophora pistillata* และ *Platygyra ryukyuensis* ซึ่งพบกระบวนการยับยั้งการสังเคราะห์ด้วยแสง (photoinhibition) ในปะการังทั้งสองที่ระดับความเข้มแสงประมาณ 30,000 และ 60,000 ลักซ์ตามลำดับ ที่สามารถเห็นระดับความเข้มสีของปะการังลดลง (Bhagooli and Hidaka, 2004) ทั้งนี้การฟอกขาวของปะการังที่เป็นผลมาจากปัจจัยความเข้มแสงมีความรุนแรงต่ำกว่าเมื่อเปรียบเทียบกับ การเพิ่มขึ้นของอุณหภูมิ ซึ่งจากการทดลองครั้งนี้ ปะการังสามารถคงระดับความเข้มสีได้ถึงระดับหนึ่งก่อนเกิดการเปลี่ยนแปลง ซึ่งอาจเป็นผลมาจากการควบคุมอุณหภูมิให้อยู่ในระดับปกติ (คงที่) ตลอดเวลาขณะทำการทดลอง ทำให้การเปลี่ยนแปลงต่างๆ ของปะการังเกิดขึ้นช้ากว่า ผลกระทบจากปัจจัยความเข้มแสงในแต่ละพื้นที่ส่งผลให้ปะการังเกิดการฟอกขาวแตกต่างกัน เช่น กรณีปะการังบริเวณแนวปะการังที่ Florida keys ประเทศสหรัฐอเมริกา ซึ่งในพื้นที่ดังกล่าวมีปริมาณความเข้มแสงโดยเฉลี่ยในพื้นที่สูง แต่พบการฟอกขาวไม่รุนแรง เนื่องจากบริเวณดังกล่าวมีปริมาณของ CDOM (Colored Dissolve Organic Matter) ที่สามารถดูดซับรังสี UV-B ได้ รังสีดังกล่าวสามารถส่งผลกระทบต่อเอ็นเอของปะการังและดีเอ็นเอของสาหร่ายซูแซนเทลลีให้เกิดความผิดปกติได้หากได้รับรังสีนี้มากเกินไป (Anderson et al., 2001)

เมื่อปะการังอยู่ในตำแหน่งที่ได้รับแสงปริมาณที่ไม่เท่ากัน ลักษณะทางสัณฐานและลักษณะทางกายภาพของสาหร่ายซูแซนเทลลีมีความแตกต่างกัน (Berner et al., 1987) นอกจากนี้ จากผลการทดลองครั้งนี้นอกจากสภาวะที่ความเข้มแสงสูงซึ่งทำให้ปะการังเกิดการฟอกขาวแล้ว สภาวะที่ไม่มีแสงนานเกินไปสามารถทำให้ปะการังฟอกขาวได้เช่นเดียวกัน โดยปะการังแสดงการฟอกขาวอย่างสมบูรณ์ (มองไม่เห็นสีของเนื้อเยื่อ) ในวันที่ 10 ของการทดลอง สอดคล้องกับปะการัง *Stylophora pistillata* ในสภาวะที่ไม่มีแสงที่แสดงผลของความเครียดที่พบปะการังฟอกขาวที่ไม่สามารถตรวจพบปริมาณคลอโรฟิลล์หลงเหลือภายในเนื้อเยื่อหลังจากการทดลองเป็นเวลา 8 วัน (Koren et al., 2008) แตกต่างจากปะการังตามธรรมชาติที่ระดับความลึก 35 เมตร ที่ที่การได้รับแสงอาจมีปริมาณที่ไม่เพียงพอ แต่ปะการังสามารถปรับตัวโดยการผลิตตรงควัตถุเพิ่มขึ้น ปะการังในที่ลึกจึงมีสีที่เข้มกว่าปะการังในเขตน้ำตื้นทั้งที่ความหนาแน่นของสาหร่ายซูแซนเทลลีภายในเนื้อเยื่อต่ำกว่า (McCloskey and Muscatine, 1984) ในขณะที่ปะการังเกิดการฟอกขาว กลไกต่างๆ ภายในเซลล์เกิดการเปลี่ยนแปลง คือ มีการผลิตสารจำพวก Oxidative stress ที่สามารถทำให้เซลล์ของปะการังและสาหร่ายซูแซนเทลลีเกิดความเสียหาย (Downs et al., 2002)

### 5.3 ผลของความเค็มต่อการฟอกขาวของปะการังเขากวาง

ลักษณะการฟอกขาวของปะการังในการทดลองผลของความเค็มมีความแตกต่างจากผลของความเข้มแสง ซึ่งปะการังที่ฟอกขาวด้วยปัจจัยความเข้มแสงแสดงลักษณะของระดับความเข้มสีค่อยๆ ลดลงเมื่อเวลาผ่านไป ในขณะที่ผลของความเค็มแสดงการหลุดลอกของเนื้อเยื่อเมื่อความเข้มสีลดลงถึงระดับ 3-4 ทั้งในระดับความเค็มสูงสุดที่ 40 พีเอสยู และความเค็มต่ำสุด 20 พีเอสยู สอดคล้องกับปะการัง *Stylophora pistillata* ที่พบว่าความเค็มที่เปลี่ยนแปลงส่งผลให้ความหนาแน่นของสาหร่ายซูแซนเทลลีลดลง ปรากฏให้เห็นเป็นสีที่ซีดลง และเกิดการหลุดลอกของเนื้อเยื่อในระดับความเค็มที่เปลี่ยนจากภาวะปกติอย่างรุนแรง (Hoegh-guldberg, 1999) นอกจากนี้ สารเคมีจำพวกไซยาไนด์ ก็จัดเป็นอีกสาเหตุหนึ่งที่ทำให้เกิดการหลุดลอกของเนื้อเยื่อปะการังได้เช่นกัน (Jones and Hoegh-Guldberg, 1999)

การศึกษาครั้งนี้ ชุดการทดลองที่ระดับความเค็ม 20 พีเอสยู มีการเปลี่ยนแปลงระดับความเข้มสีที่ลดลงช้ากว่าชุดการทดลองที่ 40 พีเอสยู อาจเนื่องมาจากการที่แนวปะการังอยู่บริเวณใกล้ฝั่งซึ่งเป็นบริเวณที่ต้องเผชิญกับการเปลี่ยนแปลงความเค็มอยู่บ่อยครั้ง กรณีที่การเปลี่ยนแปลงความเค็มลดลงจากปริมาณน้ำจืดชายฝั่ง (Coles and Jokiel, 1978) โดยการเปลี่ยนแปลงความเค็มเพิ่มขึ้นถึง 40 พีเอสยู ยังไม่เคยปรากฏในบริเวณอ่าวไทยตอนบน ทำให้ปะการังในชุดการทดลองที่ 40 พีเอสยู

ไม่สามารถปรับตัวได้ในสภาวะดังกล่าว จึงแสดงการเปลี่ยนแปลงลักษณะทางกายภาพและทางสัณฐานเร็วกว่าชุดการทดลองอื่นๆ อย่างไรก็ตามหลังการทดลองพบเนื้อเยื่อปะการังเกิดความผิดปกติเช่นเดียวกับการศึกษาในปะการัง *Stylophora pistillata* ที่ลดระดับความเค็มจากความเค็มปกติที่ 39 พีเอสยู ถึง 20 พีเอสยู โดยพบเนื้อเยื่อปะการังเกิดความเสียหายมากขึ้นเมื่อระดับความเค็มที่ลดลง ซึ่งพบเซลล์เนื้อเยื่อของปะการังเกิดการบวมจากความผิดปกติของกระบวนการออสโมซิส (Downs et al., 2009) ทั้งนี้ การศึกษาทางมินชัญวิทยาพบลักษณะโพลีของปะการังมีการยืดยาวเพิ่มขึ้นเมื่อความเค็มมีการเปลี่ยนแปลง และพบเนื้อเยื่อบวม โพลีปีมีสีจาง และมีการสร้างสารเรืองแสงสีชมพูที่ความเค็ม 20 พีเอสยู (Kerswell and Jones, 2003)

#### 5.4 การฟื้นตัวของปะการังภายหลังการฟอกขาว

จากผลการศึกษาพบว่าปะการังในชุดการทดลองความเข้มแสงมีอัตราการฟื้นตัวทั้งหมดในทุกระดับการฟอกขาว ขณะที่ปะการังในชุดการทดลองความเค็มมีโอกาสในการฟื้นตัวต่ำกว่า อย่างไรก็ตามได้กล่าวไปข้างต้นว่า การฟอกขาวที่เกิดขึ้นในชุดการทดลองความเข้มแสง เป็นลักษณะความผิดปกติในขั้นตอนการสังเคราะห์แสงที่เกิดขึ้นภายในเซลล์ของสาหร่ายซูแซนเทลลี (Smith and Hughes, 1999) ไม่ได้ส่งผลต่อการเปลี่ยนแปลงของเซลล์ปะการังแต่อย่างใด ซึ่งตรงกันข้ามกับปะการังที่ฟอกขาวจากปัจจัยความเค็มที่นอกจากความหนาแน่นของเซลล์สาหร่ายซูแซนเทลลีลดลงแล้ว เซลล์ของปะการังยังเกิดความเสียหายด้วย กลไกการฟื้นตัวของปะการังในธรรมชาติ ขึ้นอยู่กับปริมาณเนื้อเยื่อที่คงเหลือหลังจากเกิดความเสียหายจากปัจจัยต่างๆ อัตราการครอบครองพื้นที่ของตัวอ่อนปะการังและความชุกชุมของสิ่งมีชีวิตอื่นในการแข่งขันแย่งชิงพื้นที่การลงเกาะ หรือเจริญเติบโตปกคลุมปะการัง (Diaz-Pulido et al., 2009) ความสามารถการฟื้นตัวของปะการังในแต่ละพื้นที่ มีความแตกต่างกัน ขึ้นอยู่กับความรุนแรงของการฟอกขาว เปอร์เซ็นต์การสูญเสียพื้นที่ครอบคลุม เป็นต้น (Baker et al., 2008) การปรับตัวทางกายภาพของปะการัง โดยการมีรูปแบบการสืบพันธุ์ที่หลากหลาย ทำให้ปะการังที่สามารถทนทานต่อสภาวะแวดล้อมต่างๆ เพิ่มโอกาสให้ตัวอ่อนเจริญเติบโตครอบคลุมพื้นที่ได้กว้างขึ้น (Chen et al., 2003) จากการศึกษาครั้งนี้ภายหลังจากการติดตามการฟื้นตัวของปะการังเป็นเวลา 2 เดือน พบว่าระดับความเข้มสีของปะการังหลังการฟื้นตัวต่ำกว่าระดับความเข้มสีของปะการังก่อนการทดลอง ซึ่งสอดคล้องกับผลการติดตามความหนาแน่นของสาหร่ายซูแซนเทลลีและปริมาณคลอโรฟิลล์ในปะการังที่ฟื้นตัวจากการฟอกขาวที่ลดลงเมื่อเทียบกับปะการังปกติที่มีสุขภาพดี (Koren et al., 2008)

## 5.5 การวิเคราะห์สายพันธุ์ของสาหร่ายซูแซนเทลลีในก่อนการฟอกขาวและ ภายหลังการฟื้นตัวจากการฟอกขาวของปะการัง

จากการสุ่มตัวอย่างปะการัง *Acropora millepora* เพื่อวิเคราะห์สายพันธุ์ของสาหร่ายซูแซนเทลลีพบสายพันธุ์ C1 เพียงสายพันธุ์เดียวในช่วงก่อนการฟอกขาว โดยเมื่อปะการังฟื้นตัวจากการฟอกขาวแล้วไม่พบการเปลี่ยนแปลงสายพันธุ์ของสาหร่ายซูแซนเทลลีแต่อย่างใด เช่นเดียวกับที่ตรวจวิเคราะห์สายพันธุ์ของสาหร่ายซูแซนเทลลีโดยใช้เทคนิค ITS2-DGGE ในปะการังเขากวางชนิดเดียวกัน พบซูแซนเทลลีสายพันธุ์ C3 โดยไม่มีการเปลี่ยนแปลงสายพันธุ์ของสาหร่ายซูแซนเทลลี ภายหลังจากการฟื้นตัว (Bellantuono et al., 2012) ปะการังเขากวาง *Acropora millepora* เป็นตัวแทนของปะการังแข็งที่พบกระจายอยู่ทั่วไปบริเวณอินโดแปซิฟิกที่มีสาหร่ายซูแซนเทลลีสายพันธุ์ C ที่ซึ่งพบอัตราการฟอกขาวและการตายสูง (Berkelmans and van Oppen, 2006) ส่วนใหญ่ในปะการังหนึ่งชนิดจะมีสาหร่ายซูแซนเทลลีเพียงสายพันธุ์เดียวร่วมอาศัย (Diekmann et al., 2002) โดยปะการังที่มีสาหร่ายซูแซนเทลลีร่วมอาศัยเพียงสายพันธุ์เดียวภายในโคโลนีเมื่อฟื้นตัวจากการฟอกขาวแล้ว จะไม่พบการเปลี่ยนแปลงสายพันธุ์ของสาหร่ายดังกล่าว ซึ่งต่างจากปะการังที่มีสาหร่ายซูแซนเทลลีหลายสายพันธุ์สามารถพบการเปลี่ยนแปลงประชากรของสายพันธุ์สาหร่ายเหล่านี้ภายในเนื้อเยื่อได้ (Goulet, 2006) ในกรณีที่ปะการังไม่มีการเปลี่ยนแปลงสายพันธุ์ของสาหร่ายซูแซนเทลลี ภายหลังจากการฟอกขาว อาจเกิดขึ้นจากการเพิ่มปริมาณด้วยการแบ่งเซลล์จากสาหร่ายซูแซนเทลลีที่มีอยู่เดิมในปะการังนั้น (Kinzie and Chee, 1979) ปะการังมีโอกาสมากในการเปลี่ยนแปลงสาหร่ายซูแซนเทลลีเมื่อเกิดการฟอกขาว ขึ้นอยู่กับลักษณะการเข้าไปอยู่ในตัวเจ้าบ้าน รูปแบบการสืบพันธุ์ของสาหร่าย การแข่งขันกับสายพันธุ์อื่นๆ ที่มีอยู่เดิมในปะการัง (Buddemeier and Fautin, 1993) และความหลากหลายของสายพันธุ์ที่มีอยู่ในบริเวณนั้นด้วย (Oliver, 1985) ในธรรมชาติสามารถพบปะการังบางชนิดที่มีสาหร่ายซูแซนเทลลีมากกว่าหนึ่งสายพันธุ์ร่วมอาศัยภายในเนื้อเยื่อ (Rowan, 1998; van Oppen et al., 2005) แต่อย่างไรก็ตาม จากการศึกษาเป็นไปได้อีกว่า ในบางครั้งที่ตรวจพบปะการังมีสาหร่ายซูแซนเทลลีร่วมอาศัยเพียงสายพันธุ์เดียวนั้น อาจมีสาเหตุจากสาหร่ายซูแซนเทลลีอีกสายพันธุ์มีปริมาณน้อยเกินไป ซึ่งไม่อาจตรวจวัดได้ (Baker and Romanski, 2007) ปะการังที่พบความหลากหลายของสาหร่ายซูแซนเทลลีภายในโคโลนี เช่น ปะการัง *Montastrea* sp. (Toller et al., 2001) ปะการังที่มีสาหร่ายซูแซนเทลลีสายพันธุ์ D ร่วมอาศัยอยู่เป็นปะการังที่มีทนทานต่อการเปลี่ยนแปลงสภาพแวดล้อมสูง (Chen et al., 2003) พบปะการังที่มีสาหร่ายซูแซนเทลลีสายพันธุ์ D ในบริเวณเขตน้ำตื้นและบริเวณน้ำลึกที่ ซึ่งทั้งสองแหล่งเป็นบริเวณที่ทำให้ปะการังเกิดความเครียดจากสภาวะแสงที่ไม่เหมาะสม (Brown, 1997)

จากการศึกษาที่ผ่านมาแสดงให้เห็นว่าการอาศัยอยู่ร่วมกันระหว่างสาหร่ายซูแซนเทลลีและปะการังไม่ได้เป็นลักษณะแบบสืม แต่เกิดจากความจำเพาะเจาะจงทางชีวนิเวศในบริเวณนั้น ซึ่งอาจมีความสัมพันธ์กับปริมาณแสงบริเวณที่ปะการังแพร่กระจายอยู่ (Rowan, 1998) การอยู่ร่วมกันแบบจำเพาะเจาะจง อาจทำให้ปะการังหรือสาหร่ายซูแซนเทลลีไม่มีการปรับตัว เป็นเหตุให้เกิดการฟอกขาวและการตายในกลุ่มปะการังเขากวางมากกว่าปะการังกลุ่มอื่นๆ เมื่อสภาวะแวดล้อมเกิดการเปลี่ยนแปลง (Salvat, 1991) ในขณะที่ปะการังบางชนิดมีกลไกในการปรับเปลี่ยนสายพันธุ์ของสาหร่ายซูแซนเทลลีเพื่อที่จะสามารถอยู่รอดและเจริญเติบโตต่อไปได้ เมื่อสภาวะแวดล้อมเกิดการเปลี่ยนแปลง (Abrego et al., 2008) แต่อย่างไรก็ตามควรมีการศึกษาในเชิงลึกต่อไป



### รายการอ้างอิง

- Abrego, D., K. E. Ulstrup, B. L. Willis, M. J. H. van Oppen. 2008. Species-specific interactions between algal endosymbionts and coral hosts define their bleaching response to heat and light stress. *Proceeding of the Royal Society: Biological Science* 275: 2273-2282.
- Al-Hammady, M. A. M. 2013. The effect of zooxanthellae availability on the rates of skeletal growth in the Red Sea coral *Acropora hemprichii*. *The Egyptian Journal of Aquatic Research* 39: 177-183.
- Anderson, S., R. Zepp, J. Machula, D. Santavy, L. Hansen, E. Mueller. 2001. Indicators of UV exposure in corals and their relevance to global climate change and coral bleaching. *Human and Ecological Risk Assessment* 7: 1271-1282.
- Anthony, K. 1999. Coral suspension feeding on fine particulate matter. *Experimental Marine Biology and Ecology* 232: 85-106.
- Arthur, R., T. J. Done, H. Marsh, V. Harriott. 2006. Local processes strongly influence post-bleaching benthic recovery in the Lakshadweep Islands. *Coral Reefs* 25: 427-440.
- Baird, A. H., R. Bhagooli, P. J. Ralph, S. Takahashi. 2009. Coral bleaching: the role of the host. *Trends in Ecology & Evolution* 24: 16-20.
- Baird, A. H., P. A. Marshall. 2002. Mortality, growth and reproduction in scleractinian corals following bleaching on the Great Barrier Reef. *Marine Ecology Progress Series* 237: 133-141.
- Baker, A. C. 2001. Ecosystems: Reef corals bleach to survive change. *Nature* 411: 765-766.
- Baker, A. C. 2003. Flexibility and specificity in coral-algal symbiosis: diversity, ecology and biogeography of symbiodinium. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics* 34: 661-689.



- Baker, A. C., P. W. Glynn, B. Riegl. 2008. Climate change and coral reef bleaching: An ecological assessment of long-term impacts, recovery trends and future outlook. *Estuarine, Coastal and Shelf Science* 80: 435-471.
- Baker, A. C., A. M. Romanski. 2007. Multiple symbiotic partnerships are common in scleractinian corals, but not in octocorals: Comment on Goulet (2006). *Marine Ecology Progress Series* 335: 237-242.
- Bellantuono, A. J., O. Hoegh-Guldberg, M. Rodriguez-Lanetty. 2012. Resistance to thermal stress in corals without changes in symbiont composition. *Proceeding of the Royal Society: Biological Science* 279: 1100-1107.
- Berkelmans, R., M. J. van Oppen. 2006. The role of zooxanthellae in the thermal tolerance of corals: a 'nugget of hope' for coral reefs in an era of climate change. *Proceeding of the Royal Society: Biological Science* 273: 2305-2312.
- Berner, T., Y. Achituv, Z. Dubinsky, Y. Benayahu. 1987. Pattern of distribution and adaptation to different irradiance levels of zooxanthellae in the soft coral *Litophyton arboreum* (Octocorallia, Alcyonacea). *Symbiosis* 3: 23-40.
- Bhagooli, R., M. Hidaka. 2004. Photoinhibition, bleaching susceptibility and mortality in two scleractinian corals, *Platygyra ryukyuensis* and *Stylophora pistillata*, in response to thermal and light stresses. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology* 137: 547-555.
- Brown, B. E. 1997. Coral bleaching: cause and sequences. *Coral Reefs* 16: 129-138.
- Buddemeier, R. W., D. G. Fautin. 1993. Coral Bleaching as an Adaptive Mechanism. *Bioscience* 43: 320-326.
- Chen, C. A., K. K. Lam, Y. Nakano, W. S. Tsai. 2003. A stable association of the stress-tolerant zooxanthellae, symbiodinium clade D, with the low-temperature-tolerant coral, *Oulastrea crispata* (Scleractinia: Faviidae) in subtropical non-reefal coral communities. *Zoological Studies* 42: 540-550.

- Chen, C. A., A. T. Wang, L. S. Fang, Y. W. Yang. 2005. Fluctuating algal symbiont communities in *Acropora palifera* (Scleractinia : Acroporidae) from Taiwan. *Marine Ecology Progress Series* 295: 113-121.
- Coles, S. L., P. L. Jokiel. 1978. Synergistic effects of temperature, salinity and light on the hermatypic coral *Montipora verrucosa*. *Marine Biology* 43: 187-195.
- Diaz-Pulido, G., L. J. McCook, S. Dove, R. Berkelmans, G. Roff, D. I. Kline, S. Weeks, R. D. Evans, D. H. Williamson, O. Hoegh-Guldberg. 2009. Doom and boom on a resilient reef: climate change, algal overgrowth and coral recovery. *PLoS One* 4: 1-9.
- Diekmann, O. E., E. P. M. Bak, L. Tonk, W. T. Stam, J. L. Olsen. 2002. No habitat correlation of zooxanthellae in the coral genus *Madracis* on a Curaçao reef. *Marine Ecology Progress Series* 227: 221-232.
- Douglas, A. E. 2003. Coral bleaching—how and why? *Marine Pollution Bulletin* 46: 385-392.
- Downs, C. A., J. E. Fauth, J. C. Halas, P. Dustan, J. Bemiss, C. M. Woodley. 2002. Oxidative Stress And Seasonal Coral Bleaching. *Free Radical Biology & Medicine* 33: 533-543.
- Downs, C. A., E. Kramarsky-Winter, C. M. Woodley, A. Downs, G. Winters, Y. Loya, G. K. Ostrander. 2009. Cellular pathology and histopathology of hypo-salinity exposure on the coral *Stylophora pistillata*. *Sci Total Environ* 407: 4838-4851.
- Fabricius, K. E., J. C. Mieog, P. L. Colin, D. Idip, M. J. van Oppen. 2004. Identity and diversity of coral endosymbionts (zooxanthellae) from three Palauan reefs with contrasting bleaching, temperature and shading histories. *Mol Ecol* 13: 2445-2458.
- Fitt, W. K., F. K. McFarland, M. E. Warner, G. C. Chilcoat. 2000. Seasonal patterns of tissue biomass and densities of symbiotic dinoflagellates in reef corals and

relation to coral bleaching. *American Society of Limnology and Oceanography* 45: 677-685.

Fitt, W. K., M. E. Warner. 1995. Bleaching Patterns of Four Species Caribbean Reef Corals *Biological Bulletin* 189: 298-307.

Gilmour, J. 1999. Experiment investigation into the effects of suspended sediment on fertilization, larval survival, and settlement in a scleractinian coral. *Marine Biology* 135: 451-462.

Goulet, T. L. 2006. Most corals may not change their symbionts. *Marine Ecology Progress Series* 321: 1-7.

Hall, V. R. 1997. Interspecific differences in the regeneration of artificial injuries on scleractinian corals. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 212: 9-23.

Hatta, M. 1999. Reproductive and genetic evidence for a reticulate evolutionary history of mass spawning corals. *Molecular Biology and Evolution* 16: 1607-1613.

Hennige, S. J., D. J. Suggett, M. E. Warner, K. E. McDougall, D. J. Smith. 2009. Photobiology of Symbiodinium revisited: bio-physical and bio-optical signatures. *Coral Reefs* 28: 179-195.

Hoegh-guldberg, O. 1999. Climate change, coral bleaching and the future of the world's coral reefs. *Marine and Freshwater Research* 50: 839-866.

<http://sattahip-benz.blogspot.com>. (2010) Sattahip/U Tapoa.

Jones, R. J., O. Hoegh-Guldberg. 1999. Effects of cyanide on coral photosynthesis: implications for identifying the cause of coral bleaching and for assessing the environmental effects of cyanide fishing. *Marine Ecology Progress Series* 177: 83-91.

- Kinzie, R. A., G. S. Chee. 1979. The Effect of Different Zooxanthellae on the Growth of Experimentally Reinfected Hosts. *Biological Bulletin* 156: 315-327.
- Koren, S., Z. Dubinsky, O. Chomsky, . 2008. Induced bleaching of *Stylophora pistillata* by darkness stress and its subsequent recovery Proceedings of the 11 International Coral Reef Symposium, Ft. Lauderdale, Florida, 7-11 July 2008 Session number 5.
- Ladrière, O., L. Penin, E. Van Lierde, J. Vidal-Dupiol, M. Kayal, S. Roberty, M. Poulicek, M. Adjeroud. 2013. Natural spatial variability of algal endosymbiont density in the coral *Acropora globiceps*: a small-scale approach along environmental gradients around Moorea (French Polynesia). *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom* 94: 65-74.
- LaJeunesse, T. C. 2001. Investigation the biodiversity, ecology, and phylogeny of endosymbiotic dinoflagellates in the genus *Symbiodinium* using the ITS region: in search of a "species" level marker. *Journal of Phycology* 37: 866-880.
- Lesser, M. P. 2006. Benthic–pelagic coupling on coral reefs: Feeding and growth of Caribbean sponges. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 328: 277-288.
- McClanahan, T. R., A. H. Baird, P. A. Marshall, M. A. Toscano. 2004. Comparing bleaching and mortality responses of hard corals between southern Kenya and the Great Barrier Reef, Australia. *Marine Pollution Bulletin* 48: 327-335.
- McCloskey, L. R., L. Muscatine. 1984. Production and respiration in the Red Sea coral *Stylophora pistillata* as a function of depth. *The Royal Society* 222: 215-230.
- Mundy, C. N., R. C. Babcock. 1998. Role of light intensity and spectral quality in coral settlement: Implications for depth-dependent settlement. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 223: 235-255.

- Muscatine, L. 1990. The role of symbiotic algae in carbon and energy flux in reef corals. In Coral reefs Dubinsky Z Ecosystems of the World. 25: 75-87.
- Muscatine, L., J. W. Porter. 1977. Reef corals: mutualistic symbioses adapted to nutrient-poor environments. *Bioscience* 27: 454-460.
- Muthiga, N. A., A. M. Szmant. 1987. The effect of salinity stress on the rates of aerobic respiration and photosynthesis in the hermatypic coral *Siderastrea siderra*. *Biological Bulletin* 173: 539-551.
- Okubo, N., H. Taniguchi, M. Omori. 2009. Sexual reproduction in transplanted coral fragment of *Acropora nasuta*. *Zoological Studies* 48: 442-447.
- Oliver, J. 1985. Recurrent seasonal bleaching and mortality of corals on the Great Barrier Reef. *Proceedings of The Fifth International Coral Reef Congress. Tahiti, French Polynesia* 4: 201-206.
- Pillay, R. M., B. Willis, H. Terashima. 2005. Trends in the density of zooxanthellae in *Acropora millepora* (Ehrenberg, 1834) at the Palm island group, Great Barrier Reef, Australia. *Symbiosis* 38: 209-226.
- Pochon, X., T. C. LaJeunesse, J. Pawlowski. 2004. Biogeographic partitioning and host specialization among foraminiferan dinoflagellate symbionts (Symbiodinium; Dinophyta). *Marine Biology* 146: 17-27.
- Rogers, C. S., J. Miller, E. Muller, P. Edmunds, R. S. Nemeth, J. P. Beets, A. M. Friedlander, T. B. Smith, R. Boulon, C. F. G. Jeffrey, C. Menza, C. Caldow, N. Idrisi, B. Kojis, M. E. Monaco, A. Spitzack, E. H. Gladfelter, J. C. Ogden, Z. Hillis-Starr, I. Lundgren, W. B. Schill, I. B. Kuffner, L. L. Richardson, B. E. Devine, J. D. Voss 2008 *Ecology of Coral Reefs in the US Virgin Islands*, Vol. 1: Springer Netherlands.
- Rowan, R. 1998. Review-Diversity and ecology of zooxanthellae on coral reefs. *Journal of Phycology* 34: 407-417.

- Salvat, B. 1991. Bleaching and mortality of scleractinian corals, event and causes, Society Islands, 1991. Paper presented at the annual meeting of the International Society for Reef Studies 314: 105-111.
- Seveso, D., S. Montano, G. Strano, I. Orlandi, P. Galli, M. Vai. 2013. Exploring the effect of salinity changes on the levels of Hsp60 in the tropical coral *Seriatopora caliendrum*. *Marine Environment Research* 90: 96-103.
- Smith, L., T. Hughes. 1999. An experimental assessment of survival, re-attachment and fecundity of coral fragment. *Experimental Marine Biology and Ecology* 214: 19-34.
- Stat, M., D. Carter, O. Hoeghuldberg. 2006. The evolutionary history of Symbiodinium and scleractinian hosts—Symbiosis, diversity, and the effect of climate change. *Perspectives in Plant Ecology, Evolution and Systematics* 8: 23-43.
- Stimson, J. 1997. The annual cycle of density of zooxanthellae in the tissue of field and laboratory-held *Pocillopora damicornis* (Linneus). *Experimental Marine Biology and Ecology* 214: 35-48.
- Suggett, D. J., D. J. Smith. 2011. Interpreting the sign of coral bleaching as friend vs. foe. *Global Change Biology* 17: 45-55.
- Toller, W. W., R. Rowan, N. Knowlton. 2001. Repopulation of zooxanthellae in the Caribbean corals *Montastraea annularis* and *M. faveolata* following experimental and disease-associated bleaching. *Biological Bulletin* 201: 360-373.
- van Oppen, M. J. H., A. J. Mahiny, T. J. Done. 2005. Geographic distribution of zooxanthella types in three coral species on the Great Barrier Reef sampled after the 2002 bleaching event. *Coral Reefs* 24: 482-487.
- Veron, J. E. N. 2000. *Corals of the world*. Australian Institute of Marine Science, Townsville, Australia 1-3: 1410 pp.

Visram, S., A. E. Douglas. 2007. Resilience and acclimation to bleaching stressors in the scleractinian coral *Porites cylindrica*. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 349: 35-44.

Wilkinson, C. R. 2004 *Status of Coral Reefs of the World*, Vol. 1, Australian Institute of Marine Science.





ภาคผนวก

จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย  
CHULALONGKORN UNIVERSITY



## ประวัติผู้เขียนวิทยานิพนธ์

นางสาวศุภกาญจน์ จันทร์แดง เกิดวันที่ 26 พฤษภาคม พ.ศ. 2532 ที่จังหวัด นครศรีธรรมราช สำเร็จการศึกษาวิทยาศาสตรบัณฑิต สาขาเทคโนโลยีชีวภาพทางน้ำ คณะ วิทยาศาสตร์และเทคโนโลยีอุตสาหกรรม มหาวิทยาลัยสงขลานครินทร์ ปีการศึกษา 2554 และ เข้าศึกษาต่อในหลักสูตรวิทยาศาสตรมหาบัณฑิต ภาควิชาวิทยาศาสตร์ทางทะเล คณะ วิทยาศาสตร์ จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย ปีการศึกษา 2555 ระหว่างการศึกษาได้รับทุน 90 ปี จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย ปี 2556

การศึกษาค้นคว้าครั้งนี้ได้ทำการเผยแพร่ผลงานทางวิชาการโดยการตีพิมพ์บทความ รวมถึงการ นำเสนอทางวาจาและโปสเตอร์ในการประชุมวิชาการ ดังรายละเอียดต่อไปนี้

### บทความทางวิชาการ

ศุภกาญจน์ จันทร์แดง, สุชนา ชวนิชย์ และ วรณพ วียกาญจน์. ผลของความเข้มแสง และความเค็มต่อการฟอกขาวและการฟื้นตัวของปะการัง *Acropora millepora* (Ehrenberg, 1834) การประชุมมหาดใหญ่วิชาการระดับชาติ ครั้งที่ 6, 26 มิถุนายน 2558,: มหาวิทยาลัย มหาดใหญ่ อำเภอหาดใหญ่ จังหวัดสงขลา.

Viyakarn, V., W. Lalitpattarakit, N. Chinfak, S. Jandang, P. Kuanui, S. Khokiattiwong, S. Chavanich. 2015. Effect of lower pH on settlement and development of coral, *Pocillopora damicornis* (Linnaeus, 1758) *Ocean Science Journal*. (accept)

### การนำเสนอผลงานทางวิชาการ

Jandang, S., Chavanich, S., and Viyakarn, V. 2013. Effect of Light and Salinity on the Bleaching of a Staghorn Coral, *Acropora millepora*. The 8th International Conference on Coelenterate Biology (ICCB), 1-5 December 2013, Eilat, Israel. (Poster Presentation)

Jandang, S., Chavanich, S., Viyakarn, V., Piyapattanakorn, S., and Iguchi, A. 2014. Influence of Salinity and Light on the Bleaching of Staghorn coral, *Acropora millepora*. The 3rd Asia Pacific Coral Reef Symposium (APCRS), 23-27 June 2014, Pintung, Taiwan. (Poster Presentation)