

# **BOLETIM ENTOMOLÓGICO**

## **Distribuição dos Anofelinos no Estado do Ceará**

**Nº 01**

**01/03/2022**

# APRESENTAÇÃO

A Secretaria Estadual da Saúde do Ceará (Sesa/CE), por meio da Coordenadoria de Vigilância Ambiental e Saúde do Trabalhador e da Trabalhadora (Covat), através da Célula de Vigilância Entomológica e Controle de Vetores (Cevet), por intermédio do Laboratório de Entomologia Dr. Thomaz Corrêa Aragão, vem apresentar o boletim entomológico sobre as espécies de anofelinos e sua distribuição no Estado do Ceará.

## INTRODUÇÃO

Dentre os grupos pertencentes à ordem Diptera, subordem Nematocera, destaca-se a família Culicidae, cujos representantes são conhecidos popularmente como “mosquitos ou pernilongos” e são encontrados em todo globo terrestre.

Têm ciclo holometábolo e passam por quatro estágios de desenvolvimento sequenciais: ovo, larva, pupa e adulto. As fases de ovo, larva e pupa são encontradas nos ambientes aquáticos como criadouros naturais e artificiais permanentes ou temporários com tipos diferentes de volumes e tamanhos. Os adultos, após emergirem, procuram abrigos em vegetações, criadouros de animais e habitações humanas.

Os mosquitos transmissores da malária humana são insetos pertencentes a subfamília Anophelinae onde está inserido o gênero Anopheles, do qual compreende em seis subgêneros: Anopheles Meigen, Cellia Theobald, Kerteszia Theobald, Lophopodomyia Antunes, Nyssorchyncus Blanchard e Stethomyia Theobald.

O conhecimento da biologia dessas espécies vetoras é importante para a compreensão da epidemiologia das parasitoses e viroses transmitidas.

**Governador do Estado do Ceará**  
Camilo Sobreira de Santana

**Vice-governadora**  
Maria Izolda Cella Arruda Coelho

**Secretário da Saúde do Ceará**  
Marcos Antonio Gadelha Maia

**Secretária Executiva de  
Vigilância  
em Saúde e Regulação**  
Ricristhi Gonçalves de Aguiar  
Gomes

**Coordenadora de Vigilância  
Ambiental e Saúde do  
Trabalhador e da Trabalhadora**  
Roberta de Paula Oliveira

**Orientador da Célula de  
Vigilância Entomológica e  
Controle de Vetores**  
Luiz Osvaldo Rodrigues da Silva

**Elaboração:**  
Nayara Camila Amorim Pivisan  
Robson da Costa Cavalcante  
Levi Ximenes Feijão



**CEARÁ**  
GOVERNO DO ESTADO

SECRETARIA DA SAÚDE

## Conceito sobre Malária

A malária é uma doença infecciosa, potencialmente grave, causada por protozoários unicelulares do gênero *Plasmodium* spp, transmitidos aos seus hospedeiros vertebrados através da picada das fêmeas de *Anopheles* spp (Forattini, 2002). Existem cerca de 430 espécies de anofelinos, e 60 são vetores em condições naturais, das quais 30 têm maior importância. No Brasil, são encontradas 52 espécies, incluídas em dois subgêneros: *Nyssorhynchus* e *Kerteszia* (Forattini, 1962).

É endêmica em cerca de 90 países onde residem 2,4 bilhões de pessoas, dos quais quase metade está localizada na África, ao sul do Deserto do Saara, onde 90% das mortes ocorrem em crianças (Garcia, 2010). Nas Américas, aproximadamente 2/3 das infecções por malária, ocorrem na bacia amazônica (Rodrigues, 2006).

Cinco espécies de *Plasmodium* são parasitos do homem: *Plasmodium falciparum* Welch, *Plasmodium vivax* Grassi e Feletti, *Plasmodium malariae* Feletti e Grassi, *Plasmodium ovale* Stephens (Garnham, 1966) e *Plasmodium knowlesi* Sinton e Mulligan (Yakob et al. 2010).

Os parasitos *Plasmodium* spp causadores da malária humana possuem um ciclo heteroxênico necessitando, obrigatoriamente, de um hospedeiro vertebrado, o homem, e um invertebrado, o mosquito *Anopheles* spp. A fase assexuada ocorre nos hospedeiros vertebrados, enquanto a reprodução sexuada ocorre nos hospedeiros invertebrados (Hall et al. 2005; Rocha, 2010).

Em situação de intensa transmissão, os estudos entomológicos proporcionam informações sobre parâmetros do contato homem/vetor, cujo conhecimento é importante no estabelecimento das estratégias de controle, específicas para cada localidade. Considerando-se que a malária é uma doença focal, dados sobre incidência e distribuição das espécies, aspectos ecológicos, sazonalidade, preferências alimentares, conhecimento da atividade hematofágica, estrutura etária, estudos genéticos entre outros, são fundamentais para uma melhor implementação das medidas de controle (Tadei et al. 1993).

## CICLO DA MALÁRIA

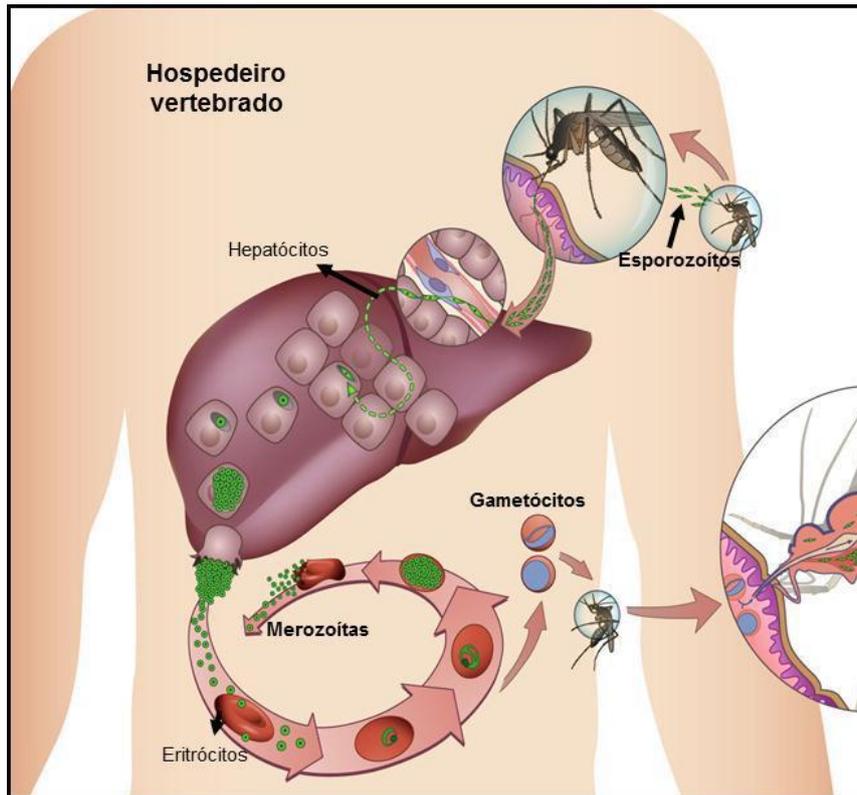


Figura 1. Ciclo assexual do *Plasmodium* no hospedeiro vertebrado. Adaptado de [www.imm.ul.pt](http://www.imm.ul.pt) por Rocha (2010).

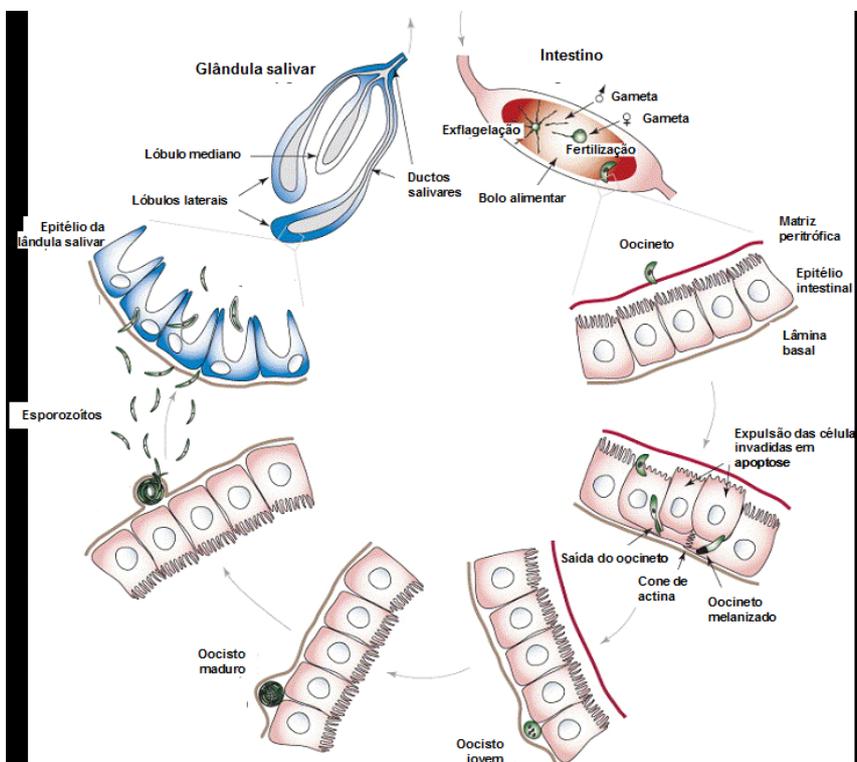


Figura 2. Ciclo sexual do *Plasmodium* no hospedeiro invertebrado. Adaptado de Vlachou *et al.* (2006), por Rocha (2010)

# ATIVIDADES DE VIGILÂNCIA ENTOMOLÓGICA DOS ANOFELINOS

## CONTROLE VETORIAL

### Caracterização entomológica

O monitoramento de parâmetros entomológicos permitirá à equipe de controle gerar informações que complementam os dados epidemiológicos e geográficos na escolha das intervenções e na análise da dinâmica da transmissão e do impacto das medidas. A caracterização entomológica servirá para:

- a. registrar informações entomológicas confiáveis para subsidiar a seleção de ações de controle vetorial em nível local;
- b. levantar informações padronizadas para orientar, no nível central, ajustes nas políticas de manejo de inseticidas e seleção de produtos;
- c. adquirir evidências para orientar mudanças nas estratégias e políticas de controle vetorial (Brasil, 2009).

### Critérios para seleção das localidades para acompanhamento entomológico

Assim como na priorização de localidades para controle vetorial, na prática da entomologia também é recomendável concentrar os recursos disponíveis. É importante realizar observações rigorosas e conclusivas em localidades selecionadas, ao invés de fazer muitas medições desordenadas, incompletas e sem seguimento em localidades com pequena importância epidemiológica. Para isso, é preciso que o município adote uma lógica na seleção das localidades que a cada ano serão objeto de um plano de trabalho para sua caracterização entomológica:

- a. identificar as localidades com importância epidemiológica no município (maior número de casos nos últimos períodos);
- b. estratificar as localidades segundo características ecológicas e sociais. Agrupar as localidades com características semelhantes em estratos. Por exemplo, com relação as características da vegetação, tipo de moradias, vetores primários já conhecidos, distâncias dos rios, tipo de criadouros ou por serem áreas urbanas ou assentamentos, garimpos, comunidades indígenas;
- c. selecionar uma localidade que seja representativa do estrato prioritário, de modo a servir como área de trabalho para a caracterização e avaliação entomológica. A seleção deve sempre considerar as localidades de relevância epidemiológica para o município (que por tanto deve ser objeto de controle vetorial);
- d. após completar um ciclo de observações entomológicas (quatro avaliações durante um ano) sugere-se a seleção de outra localidade representativa de outro estrato ou outra localidade epidemiologicamente importante. Essa rotatividade nas localidades de estudo permitirá, em curto tempo, uma boa amostragem da variabilidade espacial no comportamento e resposta dos vetores de malária (Brasil, 2009).

# ATIVIDADES DE VIGILÂNCIA ENTOMOLÓGICA DOS ANOFELINOS

## CONTROLE VETORIAL

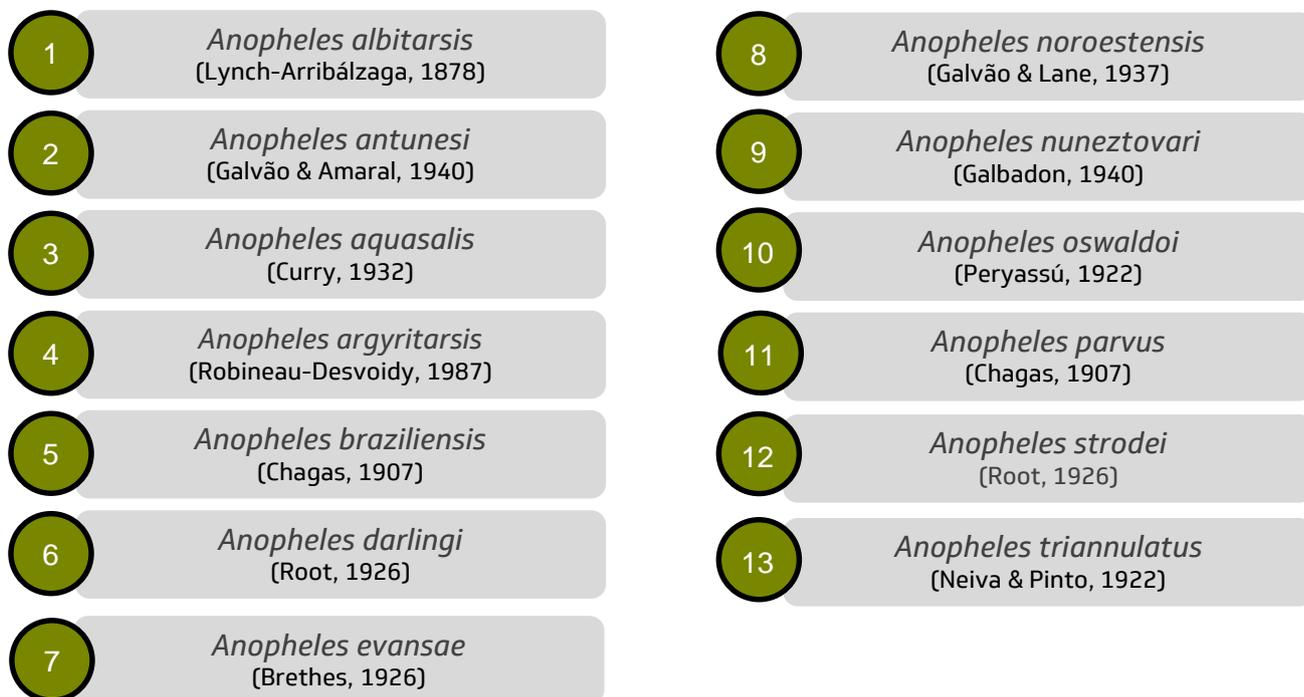
### Procedimentos entomológicos padronizados

A medição dos parâmetros entomológicos deve ser realizada com metodologia que obtenha dados robustos e que permitam analisar as variações nos parâmetros com relação às intervenções e à sazonalidade. A metodologia inclui, então, a realização de quatro observações nos momentos que, por motivos epidemiológicos e operacionais, sejam de maior interesse monitorar. Para que as variações possam ser analisadas e para que seja garantida uma robustez mínima nos dados é preciso que as ações de campo sejam realizadas sempre com a mesma metodologia (Brasil, 2009).

**Em cada uma das quatro avaliações, a equipe realizará a medição dos seguintes parâmetros**

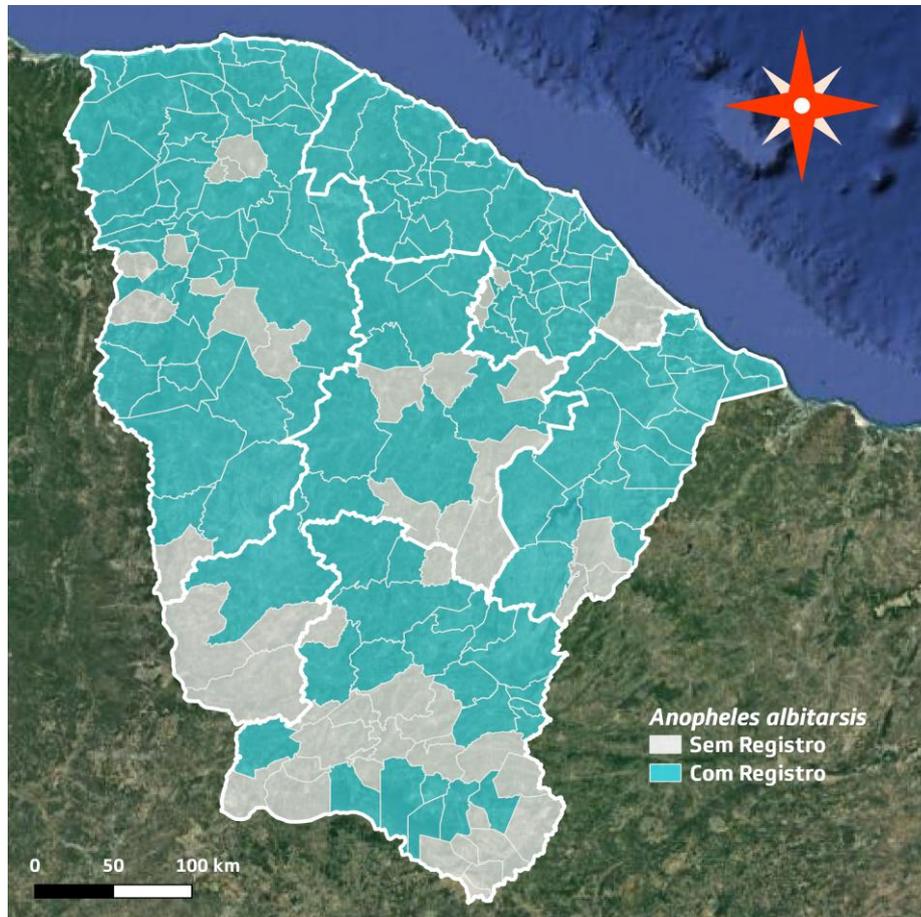
- a. identificação de quais das espécies de mosquitos presentes na área são incriminadas como vetores no país e quais delas são consideradas vetores com importância epidemiológica;
- b. grau de endofilia (comportamento de repousar dentro de casa) e endofagia (comportamento de se alimentar dentro de casa);
- c. horário de pico da atividade de alimentação;
- d. densidade de fêmeas adultas;
- e. paridade: é a porcentagem de fêmeas que já passaram por um ciclo de alimentação e oviposição (colocação de ovos) e têm, portanto, a capacidade de transmitir malária. Sendo assim, é um indicador indireto da capacidade de transmissão de uma população de vetor e do efeito das medidas para reduzir a longevidade do anofelino (borrifação intradomiciliar e mosquiteiros impregnados);
- f. mortalidade dos mosquitos expostos a paredes e mosquiteiros impregnados com o objetivo de monitorar a residualidade dos inseticidas por meio de provas biológicas;
- g. positividade de criadouros e densidade larvária (Brasil, 2009).

Figura 3. Relação das Espécies de Anofelinos com ocorrência no Estado do Ceará, 2020



Fonte: CEVET/COVAT/SEVIR/SESA

Figura 4. Distribuição espacial de *Anopheles albitarsis* no Ceará, 2020

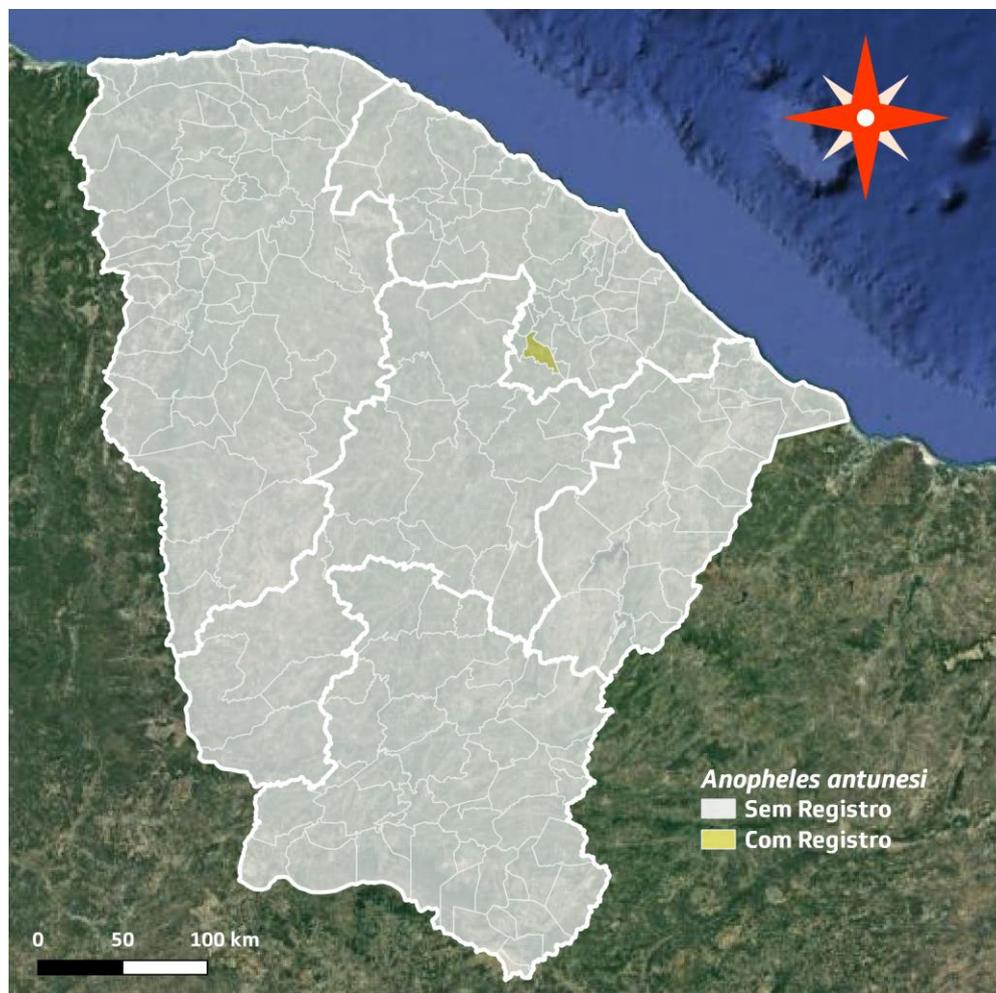


Fonte: CEVET/COVAT/SEVIR/SESA

*Anopheles albitarsis* é um complexo de espécies crípticas de mosquitos, por isso as informações são imprecisas. Fazem parte deste complexo: *An. albitarsis* s.s., *An. oryzalimnetes*, *An. marajoara*, *An. deaneorum*, *An. janconnae*, *An.albitarsis* G e *An. albitarsis* F., sendo que algumas destas já foram encontradas infectadas com *P. falciparum* ou *P. vivax* (Motoki et al. 2009).

O complexo é hospedeiro e transmissor da malária, comum nas áreas de planície e baixada, em toda a região oriental da América do Sul, sendo comum nos planaltos e vai se tornando raro à medida que se avança para terrenos mais montanhosos ou para dentro das florestas. Suas larvas apresentam um caráter generalista com relação ao criadouro, mas são mais abundantes nos campos e pastagens, de preferência em água doce e limpa. O adulto prefere picar animais, como cavalos, a homens e aves, normalmente evitando a moradia humana (Consoli & Lourenço-de-Oliveira, 1994).

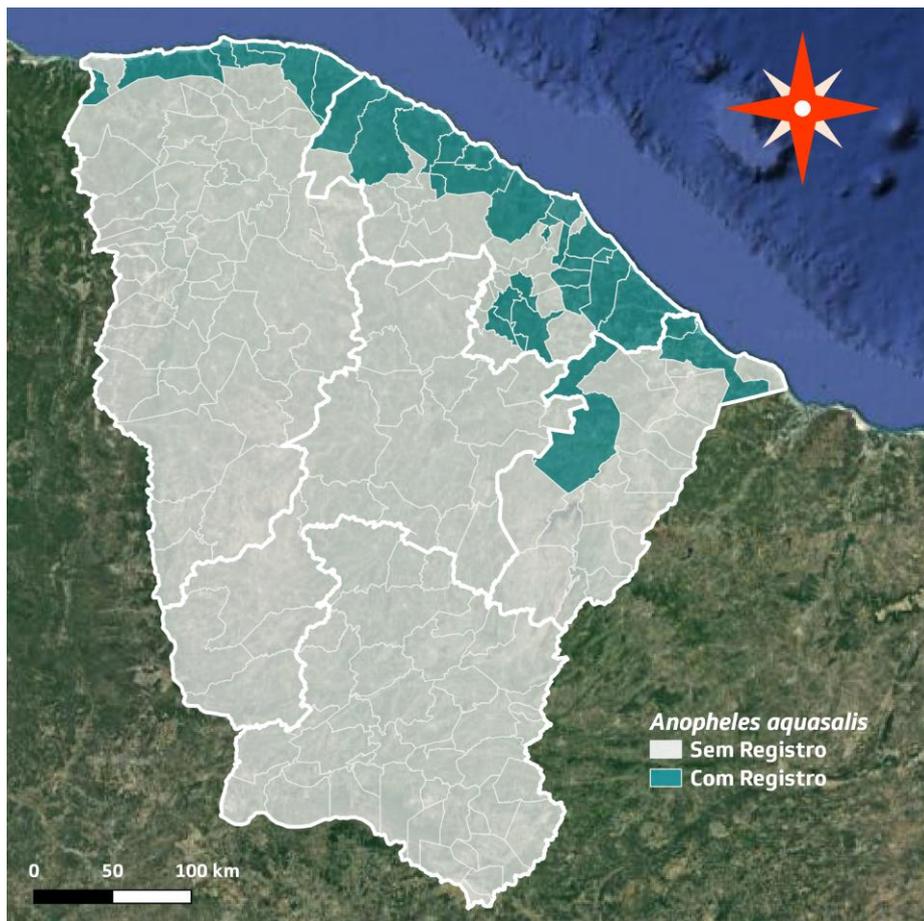
Figura 5. Distribuição espacial de *Anopheles antunesi* no Ceará, 2020



Fonte: CEVET/COVAT/SEVIR/SESA

*Anopheles antunesi* essa espécie juntamente com *An. parvum* pertence ao subgênero *Nyssorhynchus*, Seção *Myzorhynchella*, é um grupo relativamente pouco conhecido, nos poucos registros que foram publicados na literatura, as fases imaturas de desenvolvimento têm sido encontradas em pequenas coleções hídricas, como poças de água de chuva acumuladas em depressões no solo, pequenos charcos, riachos e buracos em rochas (Forattini, 1962).

Figura 6. Distribuição espacial de *Anopheles aquasalis* no Ceará, 2020

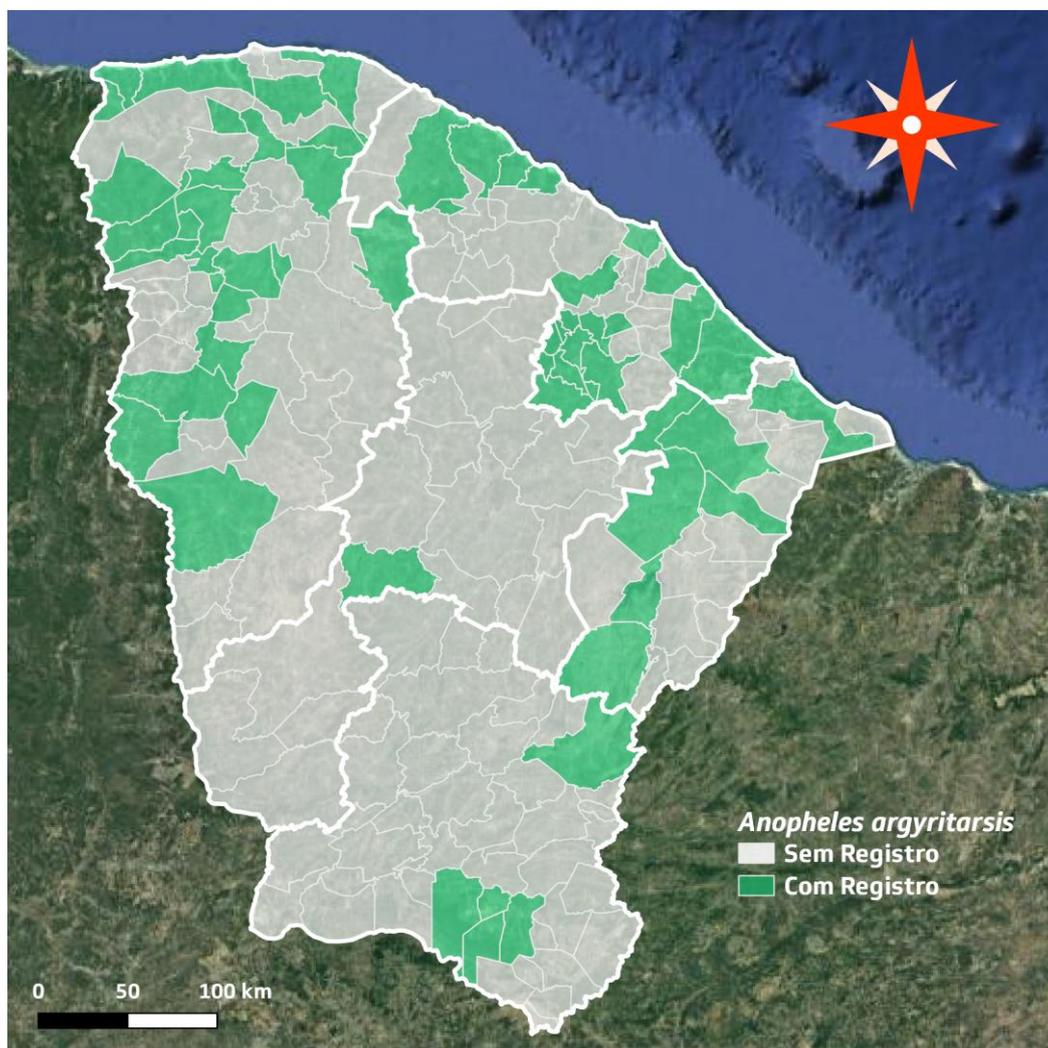


Fonte: CEVET/COVAT/SEVIR/SESA

*Anopheles aquasalis* são comumente encontrados no litoral, devido a sua preferência por águas com alguma salinidade, preferência esta que deu origem a seu nome. É considerado vetor primário da malária nas zonas áridas do Nordeste, em Belém, Amapá e Amazônia, além de ter sido várias vezes detectado com infecção natural nos Estados do Rio de Janeiro e São Paulo (Consoli & Lourenço-de-Oliveira, 1994), bem como foi considerado vetor de malária importada no estado do Espírito Santo (Meneguzzi et al. 2009).

Ocorrendo no litoral Atlântico entre Peruíbe, em São Paulo, até a Costa Rica e no lado Pacífico da Costa Rica até Golfo de Guaiquil, no Equador e nas Antilhas Menores, em Trinidad e Tobago. A sua distribuição é limitada pelo fator salinidade, pois é mais favorável para o desenvolvimento de suas larvas ambientes com teor relativamente elevado de cloreto de sódio, preferindo ambientes de águas paradas e salobras. Tem preferência por picar animais do que o homem, com atividade principalmente no período crepuscular e preferencialmente fora da moradia humana. Se discute a possibilidade seja um complexo de espécies crípticas e é vetor secundário da filariose bancroftiana no Brasil (Consoli & Lourenço-de-Oliveira, 1994).

Figura 7. Distribuição espacial de *Anopheles argyritarsis* no Ceará, 2020

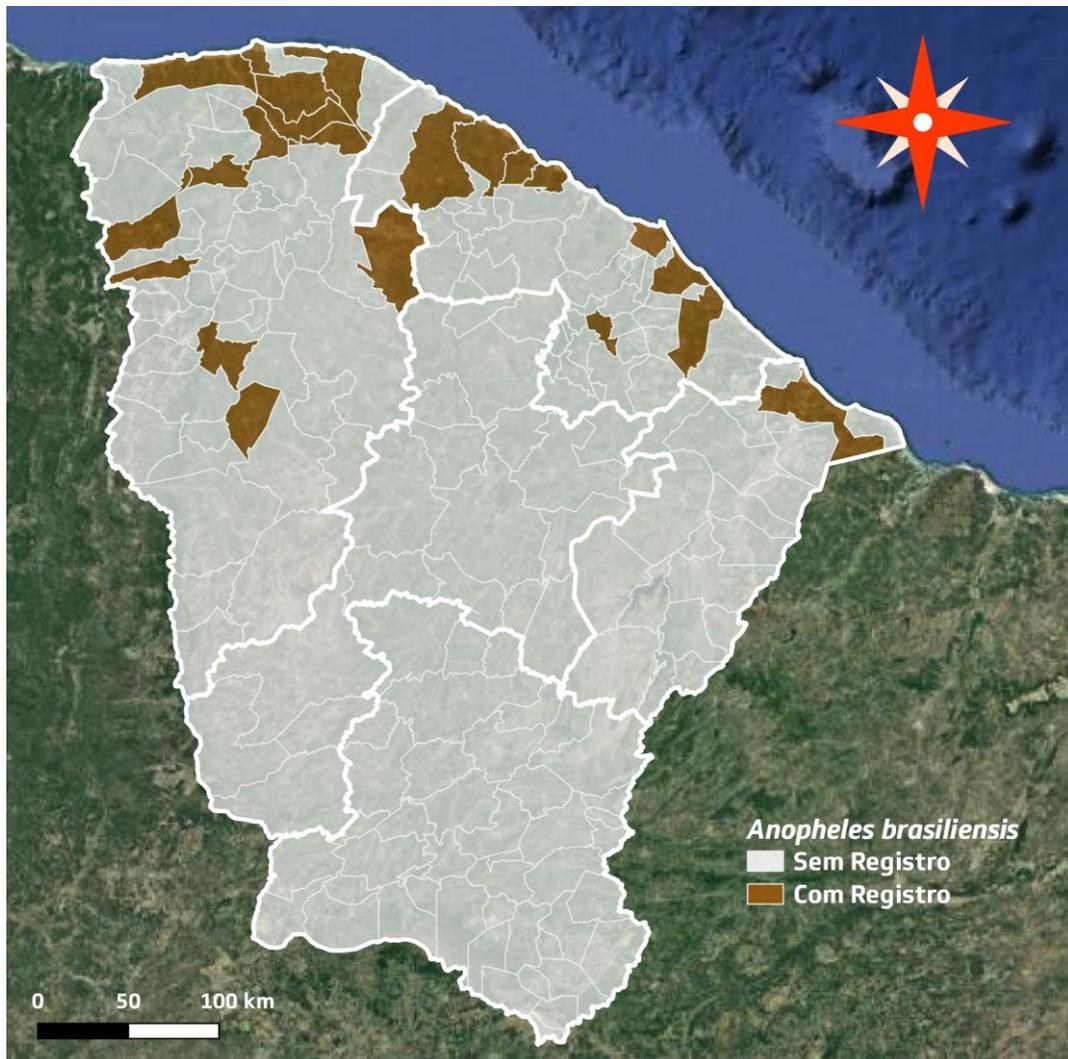


Fonte: CEVET/COVAT/SEVIR/SESA

*Anopheles argyritarsis* é um mosquito cujos locais de criação das formas imaturas são muito variados, dentro da gama de coleções líquidas terrestres, como margens de rios, lagos naturais ou artificiais (Forattini, 2002). Esta espécie tem ampla distribuição, usualmente ocorrendo em pequenas proporções (Rebêlo et al. 1997).

Estudos experimentais realizados em laboratório demonstraram que a espécie apresenta capacidade de transmitir o *P. vivax* (Faran et. al., 1981).

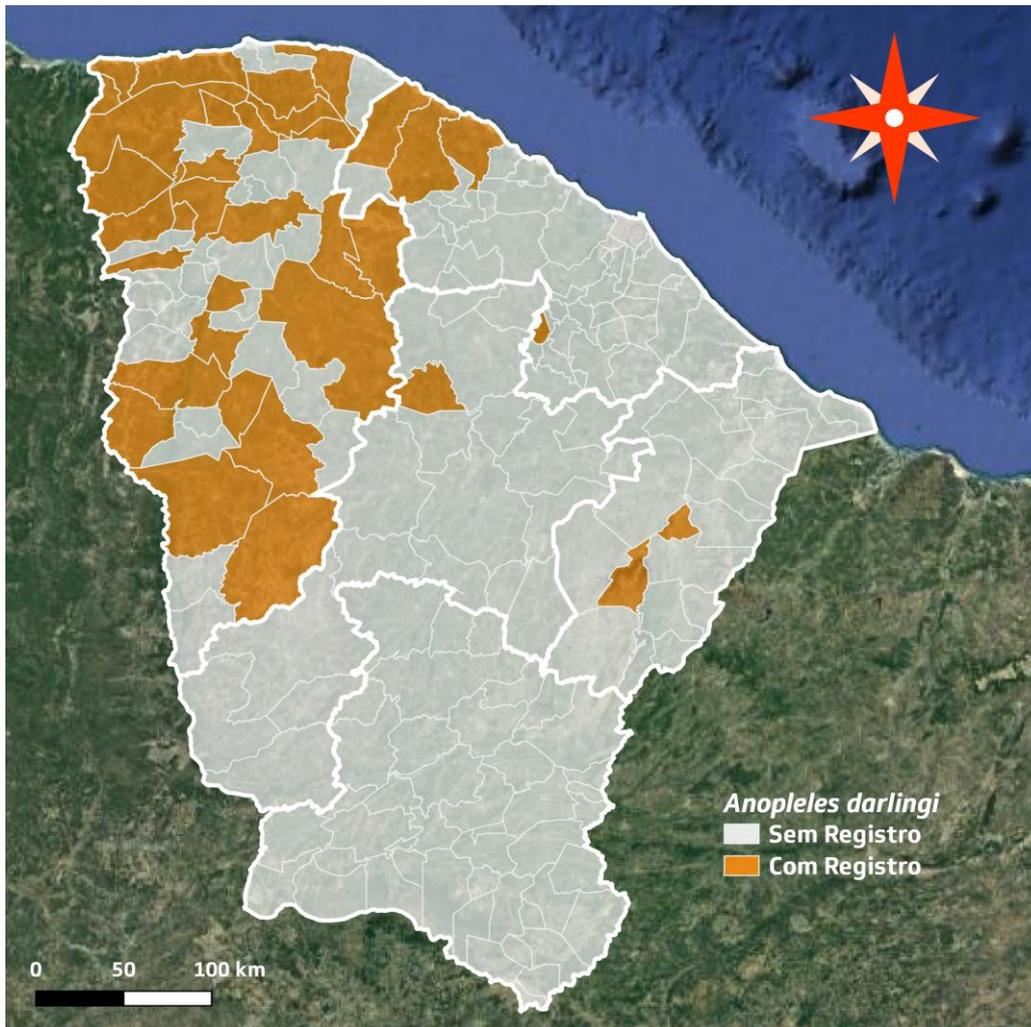
Figura 8. Distribuição espacial de *Anopheles braziliensis* no Ceará, 2020



Fonte: CEVET/COVAT/SEVIR/SESA

*Anopheles braziliensis* está restrito à América do Sul, seu criadouro é composto de água doce e límpida, que seja renovada constantemente, fundo arenoso, vegetação emergente e exposta ao sol. Apresenta muito pouca relação com a malária no Brasil (Consoli & Lourenço-de-Oliveira, 1994).

Figura 9. Distribuição espacial de *Anopheles darlingi* no Ceará, 2020



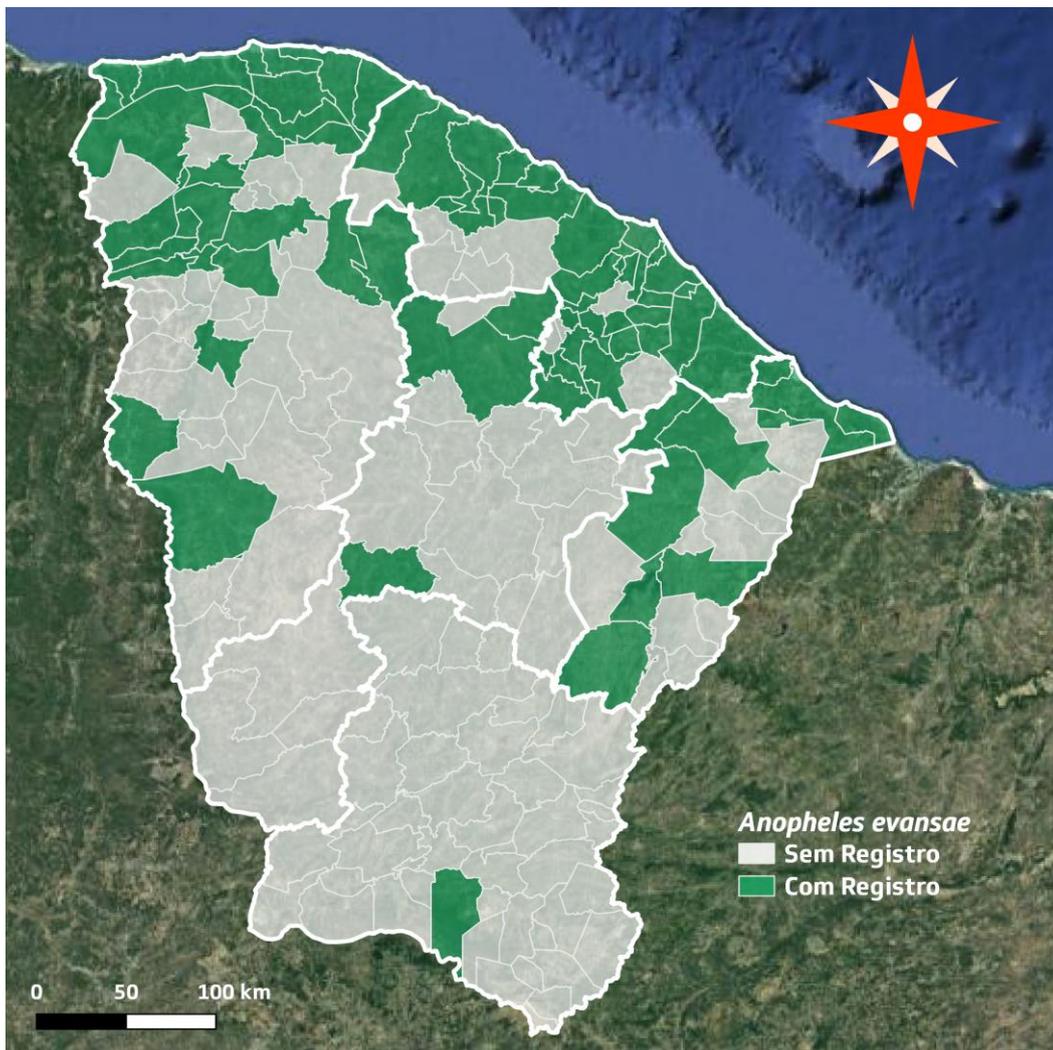
Fonte: CEVET/COVAT/SEVIR/SESA

*Anopheles darlingi* é o principal vetor da malária no Brasil, sendo altamente suscetível a infecções por *Plasmodium* spp, (Rachou, 1958; Deane, 1986) tem alta capacidade de adaptação ao ambiente amazônico, hábito de realizar a endofagia e exofagia, elevada antropofília e se beneficia das alterações que o homem produz no ambiente, como: a substituição da floresta por plantações, habitações precárias, pastagens, garimpos, entre outras atividades (Tadei et al. 1988).

Na Região Amazônica tem sido encontrado naturalmente infectado pelos três plasmódios, *P. vivax*, *P. falciparum* e *P. malariae* (Deane et al. 1948)

É espécie de ampla distribuição geográfica, estende-se o desde o sul do México até a Nicarágua, na América Central; e desde a Colômbia, ao leste da Cordilheira dos Andes, até o norte da Argentina, na América do Sul (Naranjo-Diaz et al. 2013).

Figura 10. Distribuição espacial de *Anopheles evansae* no Ceará, 2020

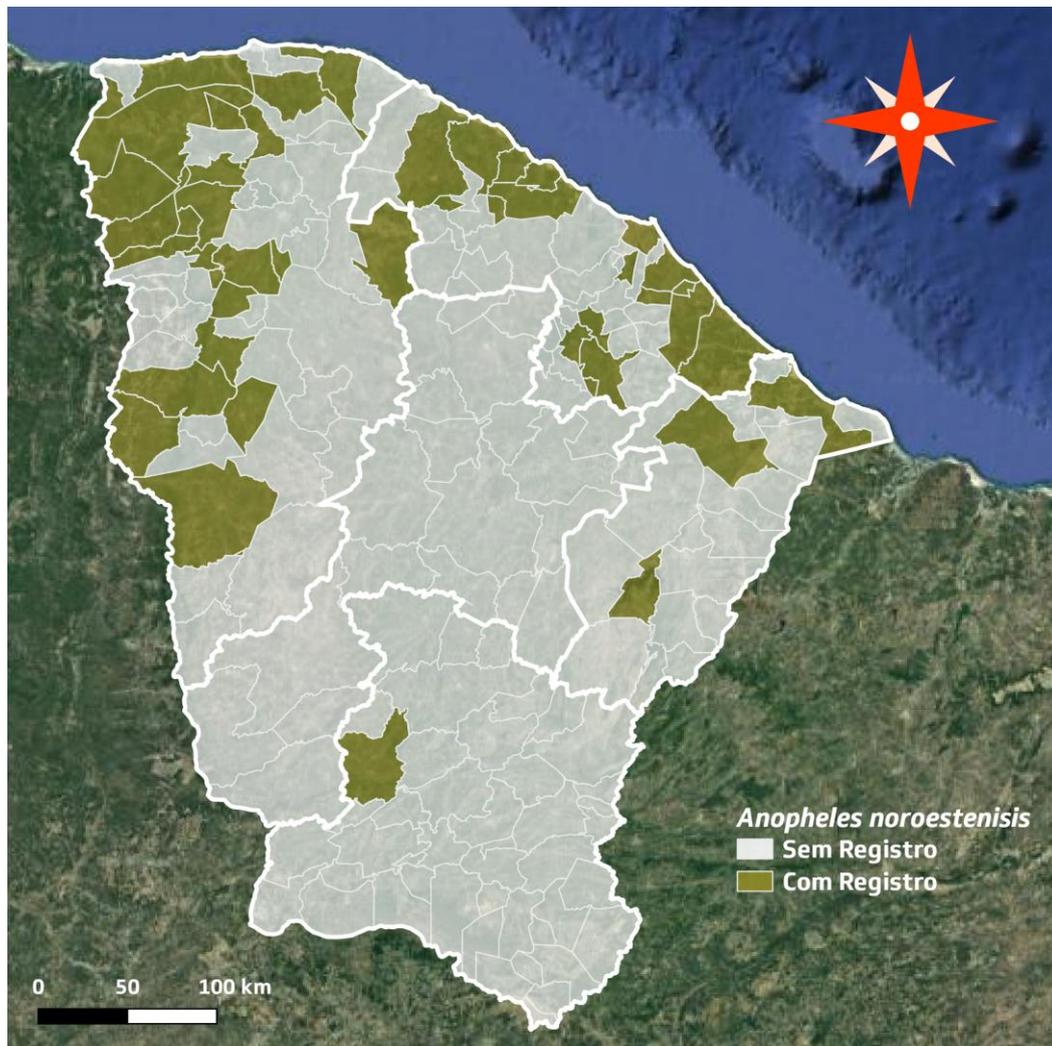


Fonte: CEVET/COVAT/SEVIR/SESA

*Anopheles evansae* raramente encontrado com infecção pelo plasmódio da malária. É uma espécie de ampla distribuição neotropical. Embora tenha hábitos essencialmente silvestres e zoofílicos, preferindo picar animais fora da habitação humana, esse mosquito pode desempenhar papel vetorial secundário, posto que já foram encontrados exemplares desta espécie albergando oocistos (ovos) no estômago (Correa & Ramos, 1942).

Na Amazônia Maranhense, foi a segunda espécie mais abundante, tanto fora como dentro das habitações (Rebêlo et al., 1997). Portanto, naquela região, pode funcionar como vetor secundário da malária humana.

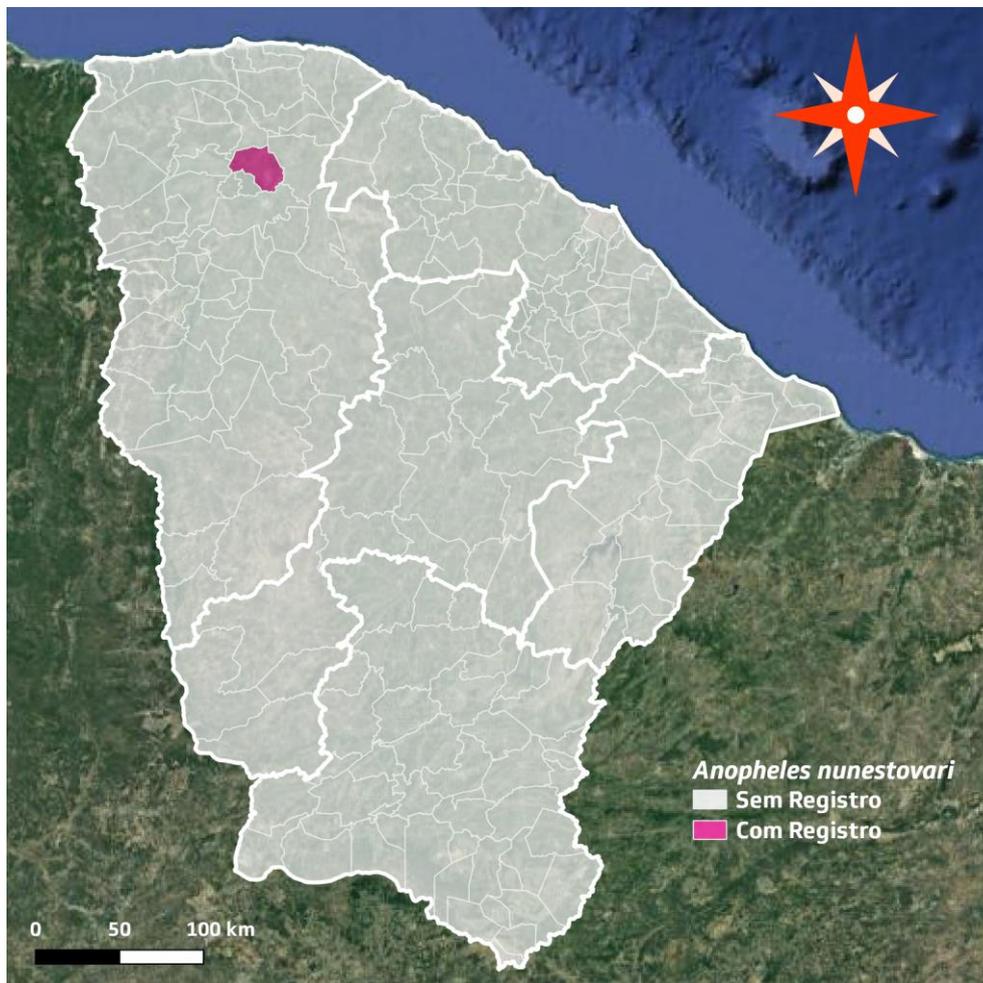
Figura 11. Distribuição espacial de *Anopheles noroestensis* no Ceará, 2020



Fonte: CEVET/COVAT/SEVIR/SESA

*Anopheles noroestensis* não é considerado como importante vector da malária (Faran et al. 1981), no entanto é considerado como vector secundário (Forattini, 1962).

Figura 12. Distribuição espacial de *Anopheles nuneztovari* no Ceará, 2020

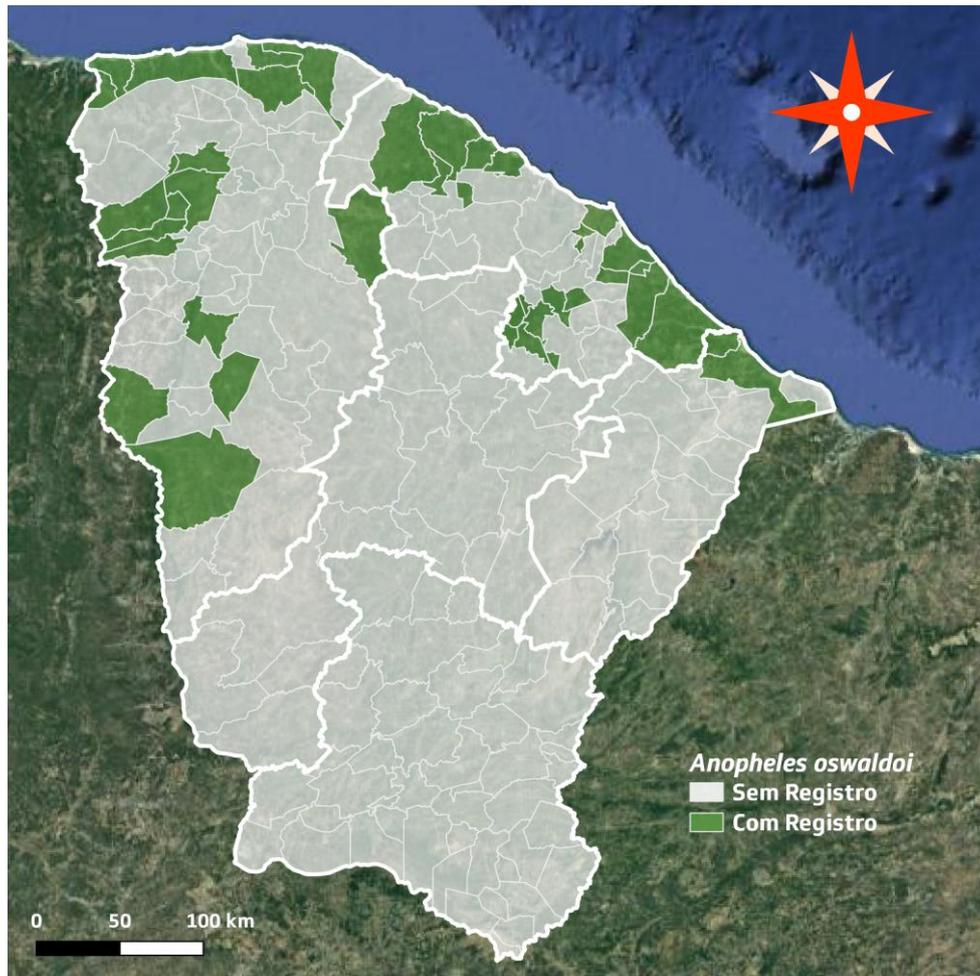


Fonte: CEVET/COVAT/SEVIR/SESA

*Anopheles nuneztovari* tem como ambiente preferencial a floresta amazônica, sendo assim essencialmente da América do Sul (Forattini, 2002).

Seu criadouro é composto de água doce e turvas em pouca ou media quantidade que sejam expostas totalmente ou parcialmente ao sol, como poças que sejam feitas por patas de algum animal ou rodas de carros a pequenos lagos. Acredita-se que exista duas populações alopátricas deste mosquito. É importante transmissor da malária na Venezuela, Colômbia e Peru, mas no Brasil é considerado ainda como vetor secundário (Consoli & Lourenço-de-Oliveira, 1994).

Figura 13. Distribuição espacial de *Anopheles oswaldoi* no Ceará, 2020



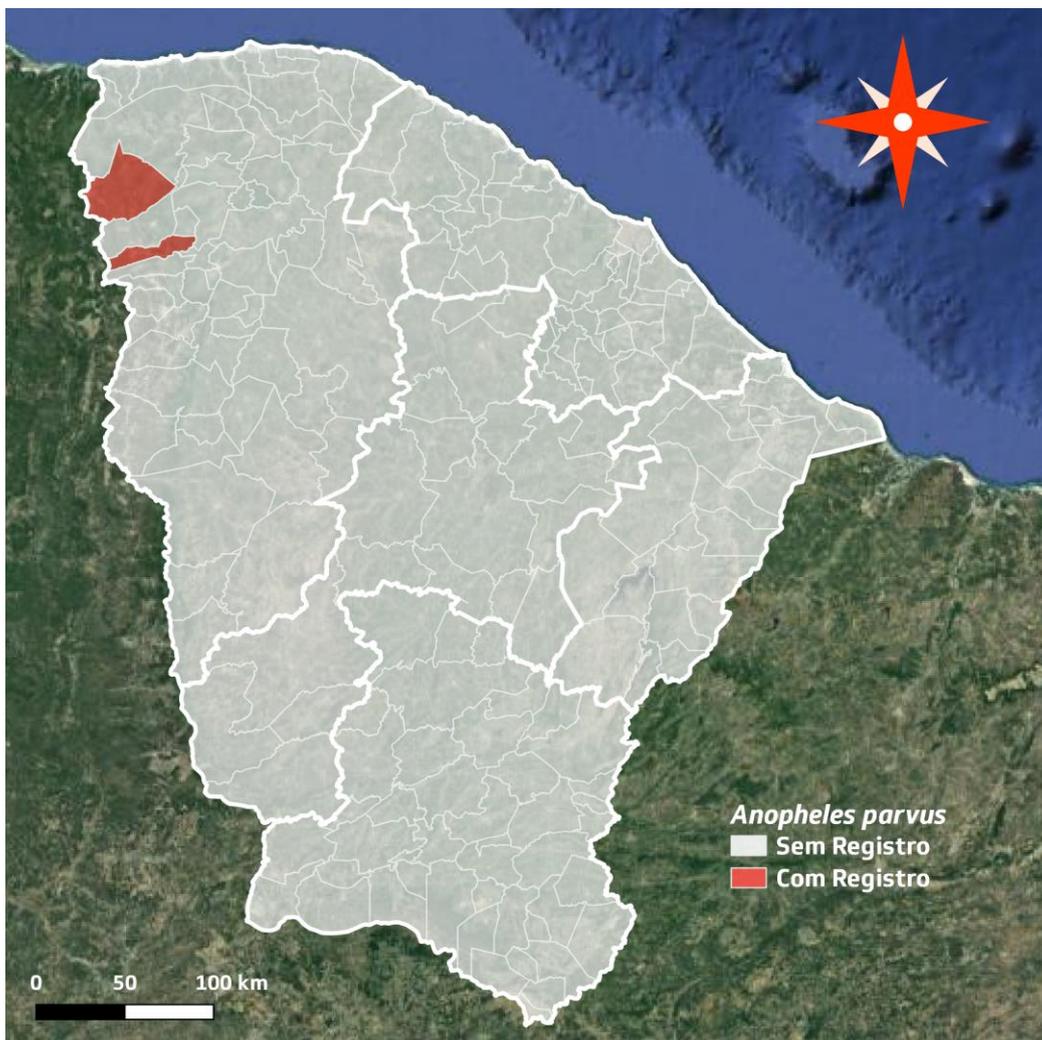
Fonte: CEVET/COVAT/SEVIR/SESA

*Anopheles oswaldoi* é amplamente distribuído nos países da América do Sul a leste dos Andes, com exceção do Chile, desde a Costa Rica ao norte do Uruguai e nordeste da Argentina, já tendo sido encontrado em Trinidad (Consoli & Lourenço-de-Oliveira, 1994).

Este mosquito tem como criadouros preferenciais pequenos corpos de água sombreados, como remansos de córregos, poças e alagados no interior das florestadas, mas suas larvas podem, raramente, ser encontradas em locais ensolarados. Prefere picar animais fora da habitação humana, mas, ocasionalmente em domicílio podendo picar o homem, é muito agressividade, tanto longe quanto perto habitação humana (Deane et. at. 1948).

É encontrado em abundância dentro ou ao redor de florestas, onde ocorre muito chuva, mas em grandes descampados seu encontro vai raro a ausente (Consoli & Lourenço-de-Oliveira, 1994).

Figura 14. Distribuição espacial de *Anopheles parvus* no Ceará, 2020

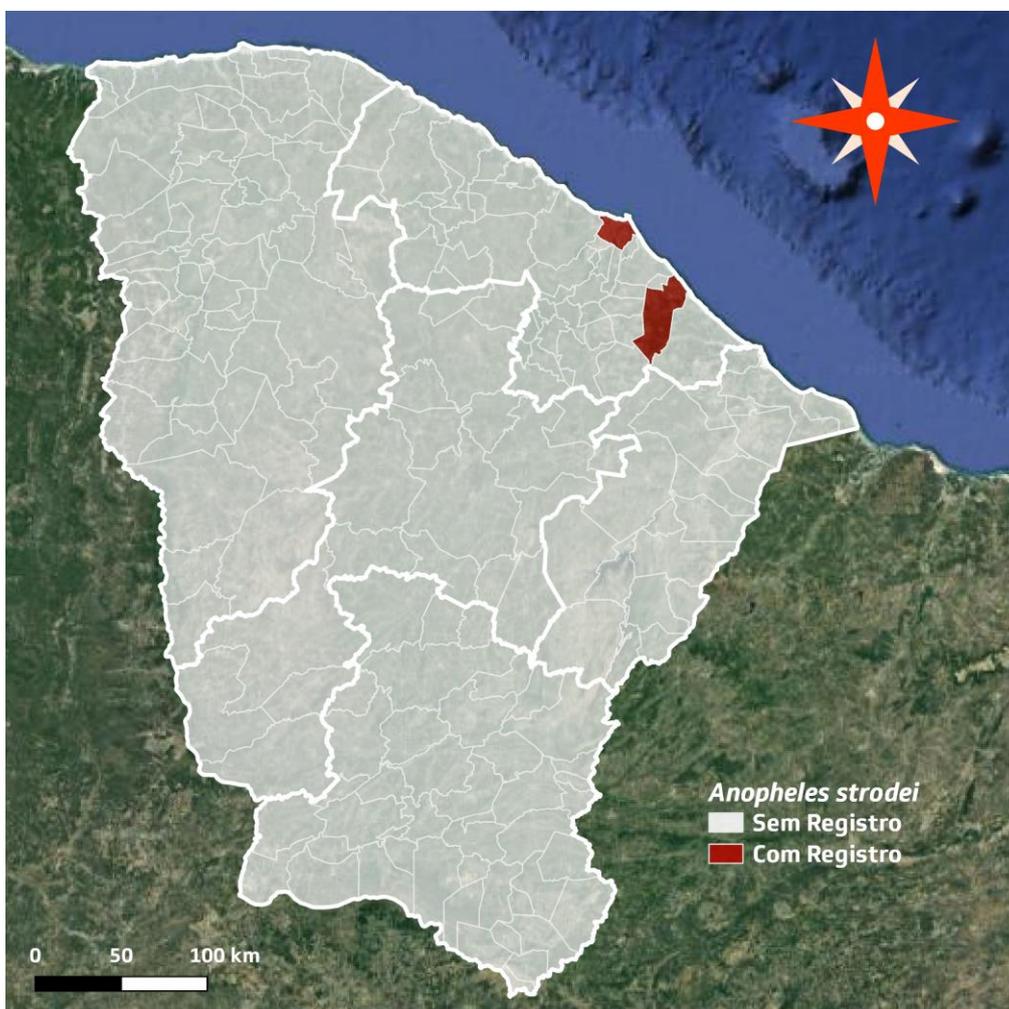


Fonte: CEVET/COVAT/SEVIR/SESA

*Anopheles parvus* essa espécie, juntamente com *Anopheles antunesi*, pertence ao subgênero *Nyssorhynchus*, Seção Myzorhynchella, é um grupo relativamente pouco conhecido. Nos poucos registros que foram publicados na literatura, as fases imaturas de desenvolvimento têm sido encontradas em pequenas coleções hídricas, como poças de água de chuva acumuladas em depressões no solo, pequenos charcos, riachos e buracos em rochas (Forattini, 1962).

São mosquitos zoofílicos, no entanto, espécimes de *An. parvus* foram observadas picando o homem na mata no período vespertino (Antunes & Lane, 1933).

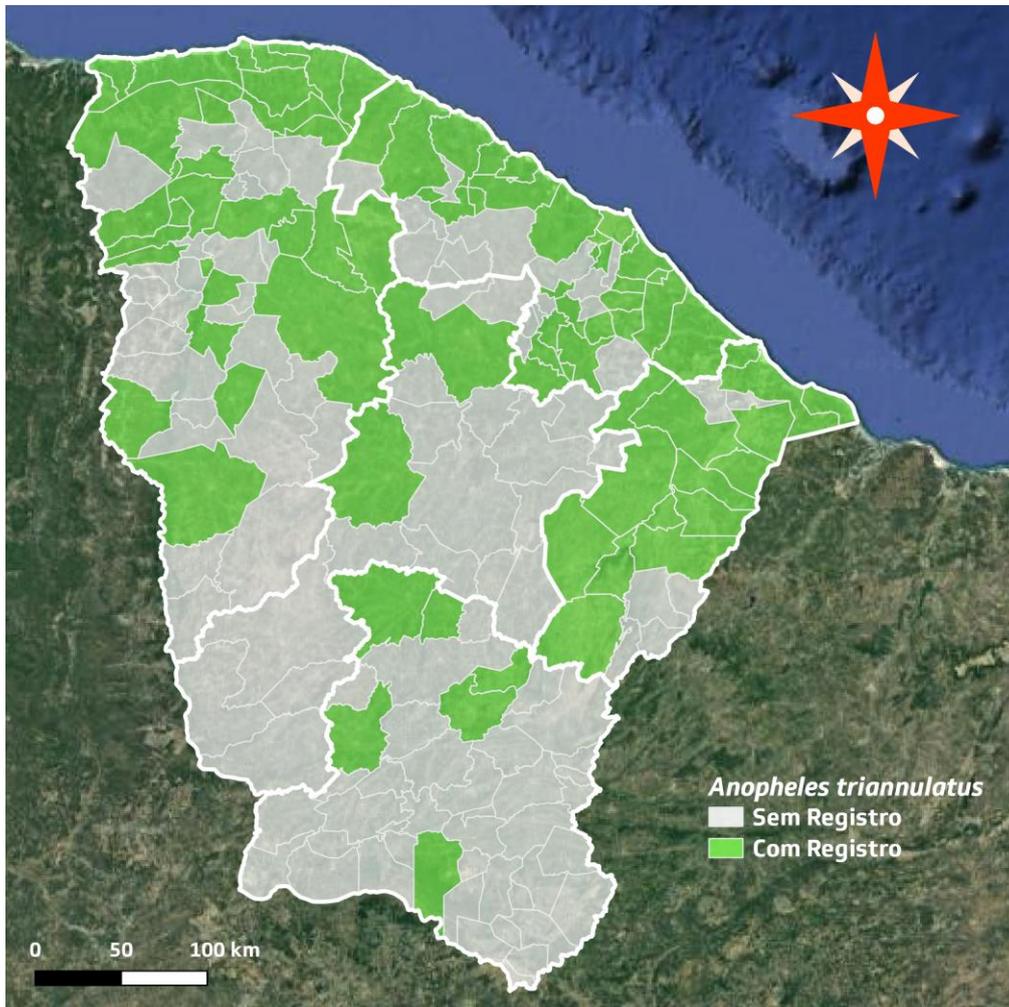
Figura 15. Distribuição espacial de *Anopheles strodei* no Ceará, 2020



Fonte: CEVET/COVAT/SEVIR/SESA

*Anopheles strodei* foi descrita a partir de espécimes coletados no estado de Minas Gerais, Brasil; Província de Tucumán, Argentina; Assunção, Paraguai; e Stilson's Lake do Canal, Panamá. *Anopheles* (*Nyssorhynchus*) *strodei* pertence ao Complexo *strodei* do subgrupo Oswaldoi. O Complexo inclui ainda as espécies *An. rondoni* e *An. benarrochi* (Root, 1926).

Figura 16. Distribuição espacial de *Anopheles triannulatus* no Ceará, 2020



Fonte: CEVET/COVAT/SEVIR/SESA

*Anopheles triannulatus* enquadra-se entre as muitas espécies de anofelinos do Brasil, suspeitas de serem vetoras secundárias da malária. O potencial vetor dessa espécie tem sido relacionado à sua elevada antropofilia e domiciliaridade (Gorham et. al. 1967).

Foi encontrado infectado com esporozoítos na Venezuela e possivelmente seja vetor também da malária de símios no Brasil (Cova-Garcia, 1951)..

Utilizando-se as técnicas de anticorpos monoclonais antiesporozoítos, que são espécie-específicos, *An. triannulatus* foi encontrado infectado por *P. vivax* e listado entre as 15 espécies de anofelinos vetores no Brasil (Deane, 1986).

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ANTUNES, P.C.A.; LANE, J. Nota sobre a distribuição geográfica dos culicídeos (Díptera) de São Paulo (Brasil). Ver Biol Hyg. 1933;4(3):91-97.

Brasil. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Diretoria Técnica de Gestão. Guia para gestão local do controle da malária : módulo 2 : controle vetorial / Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde, Diretoria Técnica de Gestão. – Brasília : Ministério da Saúde, 2009. 59p. – (Série B. Normas e Manuais Técnicos) ISBN 1. Informação e comunicação em saúde. 2. Vigilância epidemiológica. 3. Malária. I. Título. II. Série.

Consoli RAGB, Lourenço-de-Oliveira R. (1994). "[Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil](#)" (PDF) . Editora Fundação Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Brasil.

Correa R., Ramos A.S. "Os anofelinos da região meridional do Estado de São Paulo". *Arquivos Higiene e Saúde Pública* 1942; 7:37-57.

Cova-Garcia, P. 1951. Distribution geografica y dados bionomicos de los anofelinos de Venezuela. Pub. Div. de Malariol., 10:1-352.

Deane, L. M.; Causey, O. R.; Deane, M. P (1948). "[Notas sobre a distribuição e a biologia dos anofelinos das regiões nordestina e amazônica do Brasil.](#)" (PDF) . Memórias do Instituto Evandro Chagas: Parasitologia.

DEANE, L. M. C. O.; DEANE, M. P. Malaria vectors in Brazil. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz, 81:5-14, 1986.

Faran ME, Linthicum KJ. A handbook of the Amazonian species of Anopheles (Nyssorhynchus) (Diptera: Culicidae). Mosquito Systematics 13: 1-81, 1981.

Forattini O.P. Entomologia Médica, volume I. São Paulo: Faculdade de Higiene e Saúde Pública, Departamento de Parasitologia. 1962.

Forattini, O.P. 2002. *Culicidologia médica. Identificação, biologia e epidemiologia*. Universidade de São Paulo. São Paulo. Vol. 2. 860 pp.

Garcia, L.S. 2010. Malaria. *Clinics in Laboratory Medicine*, 30: 93-129.

Garnham, P.C.C. 1966. Malaria parasites and other haemosporidia. University of London. *Blackwell Scientific Publications*, Oxford. 1114 p.

Gorham, J. R.; Stojanovich, C. J.; Scott, H. G. 1967. Clave ilustrada para los mosquitos anofelinos de Sudamerica oriental. U. S. Department of Health, Education & Welfare. Georgia. 64p.

Hall N.; Karras M.; Raine J.D.; Carlton J.M.; Kooij T.W.; Berriman M.; Florens L.; Janssen C.S.; Pain A.; Christophides G.K.; James K.; Rutherford K.; Harris B.; Harris D.; Churcher C.; Quail M.A.; Ormond D.; Doggett J.; Trueman H.E.; Mendoza J.; Bidwell S.L.; Rajandream M.A.; Carucci D.J.; Yates J.R 3rd.; Kafatos F.C.; Janse C.J.; Barrell B.; Turner C.M.; Waters A.P.; Sinden R.E. 2005. A comprehensive survey of the *Plasmodium* life cycle by genomic, transcriptomic, and proteomic analyses. *Science*, 307: 82-6.

Meneguzzi, V.C.; dos Santos, C.B.; Pinto Ide S.; Feitoza L.R.; Feitoza H.N.; Falqueto A. 2009. Use of geoprocessing to define malaria risk areas and evaluation of the vectorial importance of anopheline mosquitoes (Diptera: Culicidae) in Espírito Santo, Brazil. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 104: 570-5.

Motoki M.T.; Wilkerson R.C.; Sallum M.A. 2009. The *Anopheles albitarsis* complex with the recognition of *Anopheles oryzalimnetes* Wilkerson and Motoki, n. sp. and *Anopheles janconnae* Wilkerson and Sallum, n. sp. (Diptera: Culicidae). *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 104: 823-50.

Naranjo-Diaz N, Rosero DA, Rúa-Uribe G, Luckhart S, Correa MM. Abundance, behavior and entomological inoculation rates of anthropophilic anophelines from a primary Colombian malaria endemic area. *Parasites Vectors* 2013, 6: 61.

Rachou RG. Anofelinos do Brasil: comportamento das espécies vetoras de malária. *Rev Bras Malariol Doenças Trop*. 1958 (10):145-81.

Rebêlo J. M. M., Silva A.R., Ferreira L.A., Vieira J.A. "*Anopheles (Culicidae, Anophelinae)* e a malária em Buriticupu-Santa Luzia, Pré-Amazônia Maranhense". *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical* 1997;30:107-11.

Rocha, B.C. 2010. Estudo da capacidade de infecção de *Anopheles aquasalis* com *Plasmodium gallinaceum* como um possível modelo experimental em malária. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, Minas Gerais. 75 pp. (In Portuguese).

Rodrigues, I.B. 2006. Controle da malária: Avaliação da efetividade em laboratório e em campo de formulados de *Bacillus sphaericus* 2362 nos municípios de Manaus, Iranduba e Novo Airão. Tese de Doutorado, Universidade Federal do Amazonas, Manaus, Amazonas. 192 pp (In Portuguese).

Root, FM. Studies on Brazilian mosquitoes. I. The anophelines of the *Nyssorhynchus* group. *Am J Hyg*. 1926; 6:684-717.

TADEI, W; P.; DOS SANTOS, J. M.; COSTA, W. L.; SCARPASSA, V. M. Biology of Amazonian Anopheles. XII. Occurrence of Anopheles species, transmission dynamics and malaria control in the urban area of Ariquemes (Rondonia)] [in Portuguese. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, 30:221-251, 1988.

Tadei, W.P. 1993. Biologia de anofelinos amazônicos. XVIII. Considerações sobre as espécies de *Anopheles* (Culicidae), transmissão e controle da malária na Amazônia. Manaus. *Revista da Universidade do Amazonas*, 2: 1 - 34.

Yakob L.; Bonsall, M.B.; Yan, G. 2010. Modelling knowlesi malaria transmission in humans: vector preference and host competence. *Malaria Journal*, 16: 329.

# ANEXO I: Ficha de encaminhamento de alados



Governo do Estado do Ceará  
Secretaria da Saúde do Estado  
Coordenadoria de Vigilância Ambiental e Saúde do Trabalhador e da Trabalhadora - COVAT  
Célula de Vigilância Entomológica e Controle de Vetores - CEVET



ADULTOS

## FICHA DE CAPTURA DE ANOFELINOS

### Dados Gerais

1 – ATIVIDADE: \_\_\_\_\_

2-UF	3-CRES	4-Cód. do Município	5-Nome do Município		
6-Cód. da Localidade	7-Nome da Localidade			8-Categoria	
9-Rua / Logradouro		10-Quarteirão	11-Casa	12-Data da Captura	13-Sem. n°
14-Ficha n°	15-Coordenadas Geográficas Latitude _____ Longitude _____			16-Altitude	17-Vegetação
18-Temperatura		20-Velocidade do Vento		22-Capturadores	
Chegada <input type="text"/> Saída <input type="text"/> Mínima <input type="text"/> Máxima <input type="text"/>		1-Parado _____ 2-Fraco <input type="text"/> 3-Médio _____ 4-Forte _____ 5-Valor _____		21-Fases da Lua 1-Crescente _____ 2-Cheia <input type="text"/> 3-Nova _____ 4-Minguante _____	
19-Umididade Chegada <input type="text"/> Saída <input type="text"/> Mínima <input type="text"/> Máxima <input type="text"/>				1. _____ 4. _____ 2. _____ 5. _____ 3. _____ 6. _____	

### Borrifação

23-Borrifação Residual	24-Borrifação UBV	25-Inseticida Usado			
1-Sim <input type="text"/> 2-Não <input type="text"/> Data ____/____/____	1-Sim <input type="text"/> 2-Não <input type="text"/> Data ____/____/____	1-Fenitrothior	4-Carbaril	7-Cypermtrina	10-Cyflutrina <input type="text"/>
		2-Malation	5-Deltametrina	8-Alfacypermetrina	11-Outro _____
		3-Temephós	6-Lambdacyalotrina	9-Betacypermetrina	_____

### Captura Intradomiciliar

### Captura Peridomiciliar

### Captura Extradomiciliar

26-Tempo Gasto	27-Tempo Gasto	28-Tempo Gasto			
26.1-Tipo de Isca	26.2-Instrum. de Captura	27.1-Tipo de Isca	27.2-Instrum. de Captura	28.1-Tipo de Isca	28.2-Instrum. de Captura
1-Humana 2-Animal 3-Luminosa 4-Sem Isca	1-CDC 2-Castro 3-Adesiva 4-Outro	1-Humana 2-Animal 3-Luminosa 4-Sem Isca	1-CDC 2-Castro 3-Adesiva 4-Disney 5-Castro+Shannon	1-Humana 2-Animal 3-Luminosa 4-Sem Isca	1-CDC 2-Castro 3-Adesiva 4-Castro+Shannon 5-Castro+Dasmasceno

### Identificação Intradomiciliar

### Identificação Peridomiciliar

### Identificação Extradomiciliar

29-Mosquitos capturados		30-Mosquitos capturados		31-Mosquitos capturados	
Cód. Espécie _____ Quantidade _____					
Cód. Espécie _____ Quantidade _____					
29.1-Dissecação de Estômago		30.1-Dissecação de Estômago		31.1-Dissecação de Estômago	
Cód. Espécie _____ Quantidade _____ Positivos _____					
29.2-Dissecação de Glândulas		30.2-Dissecação de Glândulas		31.2-Dissecação de Glândulas	
Cód. Espécie _____ Quantidade _____ Positivos _____					
29.3-Dissecação de Ovários		30.3-Dissecação de Ovários		31.3-Dissecação de Ovários	
Cód. Espécie _____ Quantidade _____ Positivos _____					
32-Determinado por: _____		33-Data: ____/____/____		34-OBS: _____	

# ANEXO II: Ficha de encaminhamento de formas imaturas



Governo do Estado do Ceará  
Secretaria da Saúde do Estado  
Coordenadoria de Vigilância Ambiental e Saúde do Trabalhador e da Trabalhadora - COVAT  
Célula de Vigilância Entomológica e Controle de Vetores - CEVET



LARVAS

## FICHA DE CAPTURA DE ANOFELINOS

### Dados Gerais

### 1 - ATIVIDADE

2-UF	3-CRES	4-Cód. do Município	5-Nome do Município	
6-Cód. da Localidade	7-Nome da Localidade		8-Categoria	
9-Rua / Logradouro	10-Quarteirão	11-Casa	12-Data da Captura	13-Sem. n°
14-Ficha n°	15-Coordenadas Geográficas Latitude <input type="text"/> Longitude <input type="text"/>		16-Altitude	17-Vegetação

### Pesquisa

18-Horário Inicial ____ : ____ Final ____ : ____	19-Data da última chuva ____/____/____	20-Resumo da Pesquisa Larvária N° Ptos Pesq.      N° Ptos Posit.      Conchas Posit.
---	---	---

### Caracterização das Coleções Hídricas

21-Dist. da área urbana Km.	22-Dist. casa mais próxima m.	23-Largura m.	24-Comprimento m.	25-Área do criadouro m².
--------------------------------	----------------------------------	------------------	----------------------	-----------------------------

26-Sombreamento %	27-Profund. (1m da borda)	28-Classificação <input type="text"/>	1-Lagoa    4-Rio    7-Vala    10-Charco    13-Poço 2-Acude    5-Córrego    8-Pântano    11-Escavação    14-Bromélia 3-Represa    6-Canal    9-Brejo    12-Depressão    15-Outro
-------------------	---------------------------	--	---

29-Natureza da água 1-Límpida 2-Turva 3-Salobra 4-Poluída 5-_____	30-Detritos 1-Raízes/Troncos 2-Folhas 3-Flores 4-Frutos 5-Folhas/Flores/Frutos	31-Vegetação 1-Submersa 2-Emergente 3-Flutuante 4-Nenhuma	32-Correnteza da água 1-Parada 2-Fraca 3-Moderada 4-Forte	33-Tipos de Criadouros 1-Permanente    2-Temporário 1.1-Natural    2.1-Natural 1.2-Artificial    2.2-Artificial
--	---	---	---	--

PONTO	N° de Conchadas		Estádios				
	POSIT	NEGAT	I	II	III	IV	PUPA
1							
2							
3							
4							
5							
6							
7							
8							
9							
10							

PONTO	N° de Conchadas		Estádios				
	POSIT	NEGAT	I	II	III	IV	PUPA
11							
12							
13							
14							
15							
16							
17							
18							
19							
20							

TOTAL DE PONTOS PESQUISADOS E ESTÁGIOS

34-Formas imaturas identificadas por espécie e quantidade

Cód. Espécie _____ Quantidade _____					
Cód. Espécie _____ Quantidade _____					

35-Total de imaturos por estágio

1º ESTÁDIO

2º ESTÁDIO

3º ESTÁDIO

4º ESTÁDIO

5º ESTÁDIO

36-Determinado por:

37-Data: / /

38-OBS:

1-Albitarsis – ALB	2-Antunesi – ANT	3-Anchietai – ANC	4-Argyritarsis – ARG	5-Aquasalis – AQU	6-Bambusicolus – BAM	7-Bellator – BEL	8-Benarrochi – BEM
9-Brasiliensis – BRA	10-Bustamantei – BUS	11-Cruzii – CRU	12-Darlingi – DAR	13-Deaneorum – DEA	14-Duhami – DUH	15-Evansae – EVA	16-Elseni – EIS
17-Evandroi – EVD	18-Fluminensis – FLU	19-Galcoi – GAL	20-Gilesi – GIL	21-Homunculus – HOM	22-Intermedia – INT	23-Ininii – INI	24-Lanei – LAN
25-Laneanus – LNE	26-Lutzi – LUT	27-Matogrossensis – MAT	28-Maculipis – MAC	29-Mediopunctatus – MED	30-Minor – MIN	31-Neivai – NEI	32-Neomaculipalpus – NEO
33-Nimbus – NIM	34-Nigratarsis – NIG	35-Nunestovari – NUM	36-Oswaldoi – OSW	37-Parvus – PAR	38-Pseudotiamaculatus – PSE	39-Peryassui – PER	40-Punctimaculatus – PUN
41-Kompi – KOM	42-Rachoui – RAC	43-Rangeli – RAG	44-Rondoni – RON	45-Strodei – STR	46-Squamifemur – SQF	47-Squamiventris – SQV	48-Shanoni – SHA
49-Tibiamaculatus – TIB	50-Triannulatus – TRI	51-Tomasi – TOM	52-Noroestensis – NOR	53-Outros – OUT	54-Não Identificado – NI		



# CEARÁ

GOVERNO DO ESTADO

SECRETARIA DA SAÚDE